

ISBN 90-75652-01-1

ACADÉMIE ROYALE DES SCIENCES D'OUTRE-MER

Classe des Sciences naturelles et médicales
Mémoire in-8°, Nouvelle Série, Tome 23, fasc. 2, Bruxelles, 1996

**Les eaux de la plaine de la Rusizi (Burundi):
Les milieux, la flore et la
végétation algales**

par

Balthazar Mpawenayo

Docteur en Sciences

Professeur à l'Université du Burundi



KONINKLIJKE ACADEMIE VOOR OVERZEESE WETENSCHAPPEN

Klasse voor Natuur- en Geneeskundige Wetenschappen
Verhandelingen in-8°, Nieuwe Reeks, Boek 23, afl. 2, Brussel, 1996

ISBN 90-75652-01-1

ACADÉMIE ROYALE DES SCIENCES D'OUTRE-MER

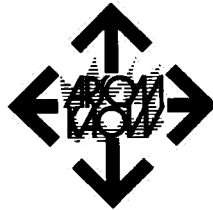
Classe des Sciences naturelles et médicales
Mémoire in-8°, Nouvelle Série, Tome 23, fasc. 2, Bruxelles, 1996

**Les eaux de la plaine de la Rusizi (Burundi):
Les milieux, la flore et la
végétation algales**

par

Balthazar Mpawenayo

Docteur en Sciences
Professeur à l'Université du Burundi



KONINKLIJKE ACADEMIE VOOR OVERZEESE WETENSCHAPPEN

Klasse voor Natuur- en Geneeskundige Wetenschappen
Verhandelingen in-8°, Nieuwe Reeks, Boek 23, afl. 2, Brussel, 1996

Mémoire présenté au concours annuel 1988
et couronné par la Classe des Sciences naturelles et médicales
en sa séance du 28 juin 1988

Rapporteurs: MM. A. LAWALRÉE, F. MALAISSE et P. VAN DER VEKEN

Texte définitif déposé le 5 août 1992

ACADÉMIE ROYALE
DES
SCIENCES D'OUTRE-MER

Rue Defacqz 1 boîte 3
B-1000 Bruxelles (Belgique)
Tél. (02)538.02.11
Fax (02)539.23.53

KONINKLIJKE ACADEMIE
VOOR
OVERZEESE WETENSCHAPPEN

Defacqzstraat 1 bus 3
B-1000 Brussel (België)
Tel. (02)538.02.11
Fax (02)539.23.53

D/1996/0149/1

TABLE DES MATIÈRES

Introduction	5
Première partie: Le cadre géographique	9
1. Situation	9
2. Géologie et pédologie	9
3. Le climat.....	11
4. Hydrographie et description des stations de prélèvement....	15
5. L'homme et son action	21
Deuxième partie:	
Les biotopes aquatiques, flore et végétation algales	23
1. Matériel et méthodes	23
2. Les rivières	25
3. Le lac Tanganyika	45
4. L'étude des relations entre le lac Tanganyika, la Rusizi et les rivières peu minéralisées.....	53
5. Les lacs mineurs, mares, fossés, anciens cours d'eaux et marais	64
Conclusions générales.....	111
Bibliographie.....	113
Annexe: Description des taxons et iconographie.....	127
Planches	173

INTRODUCTION

La flore et la végétation algales du Burundi sont restées ignorées, à l'exception des données d'études sur le lac Tanganyika d'ailleurs non limitées à la partie burundaise (WEST 1907, VAN MEEL 1954, SYMOENS 1956, H. KUFFERATH 1956, HECKY *et al.* 1978, 1981). D'autre part, une étude des algues de la Rusizi, à Bugarama (Rwanda) donnait quelques indications sur la flore algale d'un point d'amont de la principale rivière de la région qui fait l'objet de la présente étude (H. KUFFERATH 1957).

Avec l'arrivée du professeur A. Caljon à l'Université du Burundi, qui correspond à peu près au début de notre étude de la flore algale de la plaine de la Rusizi, les recherches allaient prendre une autre orientation. C'est ainsi que depuis 1979-80, plusieurs récoltes d'algues furent effectuées dans les milieux les plus divers du pays (littoral du lac Tanganyika, marais et rivières de la plaine de la Rusizi, sources thermales, tourbières de Jenda et Gisozi, lacs du Bugesera, etc.), afin de servir de matériel aux travaux de fin d'études des étudiants et à ses publications de 1987 à 1992. C'est dans ce cadre que nous avons également entrepris l'étude des algues de la plaine de la Rusizi. Cette zone fut choisie en raison de la proximité des laboratoires permettant certaines analyses de nos échantillons d'eau le jour de leur prélèvement, de l'intérêt historique de cette partie du Burundi et surtout de la diversité des biotopes aquatiques: eaux courantes et stagnantes, eaux fortement minéralisées et faiblement minéralisées, eaux temporaires et permanentes, etc.

Les conditions physiques et chimiques de la Rusizi étant différentes de celles de ses affluents et de la Mutimbuzi, la comparaison de leur flore algale et de leur végétation nous semblait un sujet intéressant du point de vue de la floristique et de l'écologie des algues. D'autre part, l'étude d'une partie du littoral nord du lac Tanganyika, après celle de ses affluents, devrait nous permettre d'établir certains liens biologiques existant entre ces milieux aquatiques.

Les cours d'eau permanents, alimentés pour la plupart par des sources situées en zones densément peuplées et dépourvues de végétation macrophytique, charrient une eau très colorée qui témoigne de l'action néfaste de l'érosion que l'homme accentue souvent de façon incontrôlée pour satisfaire ses besoins économiques (recherche de l'or dans les rivières Muhira et Kaburantwa, des matériaux de construction dans les rivières

proches de Bujumbura). Cette érosion se fait surtout sentir en période pluvieuse où les affluents de la basse Rusizi débordent et forment des mares temporaires à *Nymphaea*. Des travaux d'approfondissement de leurs lits, et ceux d'asphaltage de la route Bujumbura-Cibitoke ont eu pour effet de dévier certains cours d'eau et de creuser des fossés dont l'étude nous a également semblé intéressante. Les anciens méandres recoupés de la Rusizi, qui ont donné naissance à des étangs, feront également l'objet de cette étude.

Mais la plaine de la Rusizi présente également d'autres sites d'intérêt scientifique: le lac Dogodogo, les marais salés à *Cyperus laevigatus*, les marais à *Phragmites mauritianus* développés dans des conditions écologiques très variées, les mares de la palmeraie de la basse Rusizi dans lesquelles la végétation macrophytique dépend largement de la durée et de l'intensité des précipitations, sans négliger l'influence humaine.

Dans ce travail, les objectifs recherchés sont:

- 1) La description aussi détaillée que possible des milieux aquatiques et semi-aquatiques de la plaine de la Rusizi;
- 2) L'inventaire et la description de la flore algale;
- 3) L'étude de la végétation algale de certains biotopes.

*

* *

Nous remercions le professeur J.-J. Symoens qui dirigea notre doctorat à la Vrije Universiteit Brussel. Le présent mémoire est essentiellement basé sur la thèse qu'il guida et, par ses conseils et ses encouragements, nous aida à mener à bonne fin.

Nous exprimons notre vive gratitude à M. P. Compère (Jardin Botanique National de Belgique) qui nous a initié à la systématique des algues et a mis à notre disposition sa riche documentation bibliographique et iconographique. Sa grande expérience et son infatigable bienveillance nous ont été particulièrement précieux.

Nos remerciements s'adressent également au regretté professeur A. Caljon de l'Université du Burundi. Il fut notre compagnon de terrain, sous la pluie comme sous le grand soleil et avait mis à notre disposition son matériel des rivières et du lac Tanganyika, ainsi que les résultats de ses propres analyses chimiques.

Les analyses physiques et chimiques des eaux ont été également en grande partie faites par MM. Gourdin, Hollebosch et Mme Kibiriti du Laboratoire de Chimie agricole de la direction générale de l'ISABU, et le département des laboratoires du Ministère des travaux publics, de l'énergie et des mines.

Le traitement mathématique de nos données a bénéficié de l'aide de MM. J.-P. Descy (Université de Liège), A. Empain (Jardin botanique national de Belgique) et Ugo Sansen (Vrije Universiteit Brussel). MM. L. Triest et G. Asselman (Vrije Universiteit Brussel) nous ont fréquemment aidé dans la mise au point de notre travail. Que tous en soient cordialement remerciés.

Par son appui financier, l'A.G.C.D. a permis notre séjour en Belgique.

Enfin , que tous ceux qui ont participé de près ou de loin à la réussite de ce travail, trouvent ici l'expression de nos sincères remerciements.



PREMIÈRE PARTIE

LE CADRE GÉOGRAPHIQUE

1. Situation

Située de part et d'autre de la rivière Rusizi, la plaine de la Rusizi occupe le secteur nord du graben du Tanganyika (773 m); à l'est, au nord et à l'ouest, l'isohypse de 1000 m la circonscrit approximativement.

Elle s'étend entre les parallèles 2°42' Sud (Bugarama) et 3°24' Sud (Bujumbura) et entre les latitudes 29° et 29°23' Est. Elle s'étend sur les Républiques du Zaïre à l'ouest, du Rwanda et du Burundi à l'est. La partie burundaise qui fera l'objet de la présente étude est donc limitée au sud par le lac Tanganyika, à l'ouest par la rivière Rusizi, au nord et à l'est par l'axe routier Bujumbura-Cibitoke.

2. Géologie et pédologie

La plaine de la Rusizi a été décrite du point de vue géologique par SALÉE (1925,1927), DELHAYE & SALÉE (1928), ASSELBERGHS (1939); BOUTAKOFF (1933, 1939), CAHEN (1954), SLUYS (1958), SAH (1967) et ILUNGA (1985).

Les sols ont fait l'objet des études de ADRIAENS & WAEGEMANS (1943), LOZET (1949,1950), BURNOTTE (1949), FRIPIAT, GASTUCHE & COUVREUR (1954), GERMAIN, CROEGAERT & SYS (1955), SOTTIAUX (1965), FRANKART & HERBILLON (1971). De ces travaux, il ressort que les sols de la plaine de la Rusizi appartiennent à des types variés, liés à différentes formations géologiques. Ces sols étaient jadis salés suite au retrait progressif du lac Tanganyika vers le sud; la désalinisation de ces sédiments se serait faite par les eaux douces des rivières, notamment les affluents de la Rusizi.

FRANKART & HERBILLON (1971) ont étudié de façon approfondie le problème des sols de la plaine de la Rusizi. Selon eux, le lessivage des sols salins ou à passé salin s'accompagne de l'élimination des sels solubles et des ions monovalents et leur remplacement par des ions bivalents, à condition de disposer de réserves suffisantes. Les sols développés dans les alluvions fluvio-lacustres anciennes, relativement pauvres en sels solubles, ont un complexe absorbant saturé, en proportion quasi-équiva-

lente, par le calcium et le magnésium ($\pm 40\%$), le sodium ne représentant que 10 à 20% de la capacité d'échange cationique. Les sols des alluvions fluviales, soustraits à un engorgement par les eaux sodico-magnésiennes carbonatées de la Rusizi, riches en sels solubles de sodium (carbonates ou sulfates) ont, en ce qui les concerne, un complexe absorbant essentiellement saturé en sodium. Ces auteurs ont également signalé qu'il existait dans les solonchaks et prévertisols de la plaine de la Rusizi, une libération retardée de sodium, liée à la présence d'analcime dans le complexe d'échange.

Le tableau 1 établi d'après FRANKART & HERBILLON (1971), donne un aperçu des sols de la plaine de la Rusizi.

Tableau 1
Formations géologiques et types de sols de la plaine de la Rusizi
(d'après Frankart & Herbillon 1971)

Formations géologiques	Types de sols	Caractéristiques retenues	
1. Formations lacustres anciennes	a. <i>Vertisols</i>	- pH acide en surface, alcalin en profondeur - Conductivité de la pélite saturée: 1000 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ dans les 70 cm supérieurs 4000 à 5000 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ à 100 cm de profondeur - $\text{Na}_2\text{CO}_3 > \text{Na}_2\text{SO}_4$ dans les 75 cm supérieurs; inversion en profondeur.	
	b. <i>Solonats</i>		
	bruns	- Horizon supérieur acide, à dominance de Ca, Horizon C alcalin (pH 8,5 - 9) à dominance de Na_2SO_4 - Conductivité de la pélite saturée: 1000 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ en surface, 2000 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ en profondeur	
	noirs	- pH neutre à alcalin en surface; 9,2 en profondeur - Conductivité de la pélite saturée: 1000 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ en surface, 2500 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ en profondeur - Dominance de Na_2SO_4	
	c. Sols bruns eustrophes		
	d. <i>Kaolinites lessivées</i>	pH 6 - 7	
2. Formations lacustres récentes et actuelles	<i>Sols sablonneux ou graveleux</i>	pH légèrement acide	
3. Formations fluviales			
	a. Alluvions anciennes de la Rusizi		
	b. Alluvions récentes de la Rusizi	a. <i>Solonchaks</i>	- pH neutre en surface, légèrement basique en profondeur - pH 10 ou plus - Conductivité de la pélite saturée: 10 000 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ dans les 100 cm supérieurs 40 000 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ à 200 cm - Dominance de Na_2CO_3 dans les 200 cm supérieurs Dominance de CaSO_4 et MgSO_4 en profondeur
		b. <i>Prévertisols</i>	
	c. <i>Solonets-Solonchaks</i>	- Conductivité de la pélite saturée: $\pm 10\ 000\ \mu\text{S. cm}^{-1}$ - Dominance de Na_2SO_4 sur Na_2CO_3 - pH 10 dans les horizons supérieurs pH 9,2 en profondeur - Conductivité de la pélite saturée 8000 à 3600 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ en surface 1000 $\mu\text{S. cm}^{-1}$ en profondeur - Dominance de Na_2CO_3 en surface et de MgSO_4 en profondeur	
c. Alluvions actuelles de la Rusizi			
d) Alluvions des affluents de la Rusizi			
4. Formations sableuses			
5. Formations de piedmont			
	<i>Xérokaolinites</i>		
	<i>Xéroferralites</i> <i>Xéroferralites</i>		

Sont en italiques, dans le tableau ci-dessus, les sols des biotopes où des milieux aquatiques ont fait l'objet de nos prélevements.

3. Le climat

Le climat de la plaine de la Rusizi a fait l'objet des études de SCAËTTA 1934, VANDENPLAS 1948, BULTOT 1950, 1954a, 1954b, 1956, 1957, 1959, 1971a, 1971b et AREND 1971 (*in* LEWALLE 1972). GERMAIN (1952), LEWALLE (1972) et REEKMANS (1975) ont résumé les données climatologiques dans l'introduction de leur étude botanique de la plaine de la Rusizi.

Nous pensons utile de faire de même, vu que notre étude porte sur des biotopes aquatiques ou semi-aquatiques où les variations des paramètres physiques et chimiques et la flore microphytique et macrophytique dépendent largement de l'intensité et de la durée des précipitations.

LES VENTS

La plaine de la Rusizi subit l'influence des alizés, vents soufflant du S.E. et qui sont déterminants sur les précipitations. À côté de ces alizés, on distingue plusieurs vents locaux: la brise du lac en provenance du sud et se faisant sentir le jour, surtout pendant la saison sèche; la brise de terre soufflant la nuit vers le lac; la brise de montagne descendant des dorsales pendant la nuit, et la brise de vallée soufflant vers la montagne pendant le jour.

LES PRÉCIPITATIONS

En nous basant sur les données météorologiques couvrant la période de notre travail, c'est-à-dire d'avril 1982 à juillet 1983, nous constatons, comme les auteurs antérieurs, que les stations situées au sud de la plaine (aéroport) sont moins arrosées que celles situées au nord (Mparambo). Ces précipitations sont fort irrégulières et de violentes averses orageuses atteignant parfois 90 mm d'eau par jour s'observent dans la plaine.

Si l'on considère comme mois sec le mois dont la cote udométrique est inférieure à 50 mm (GERMAIN 1952, LEWALLE 1972, REEKMANS 1975), les stations de la basse Rusizi (voir aéroport) ont 4 mois de saison sèche, Mparambo n'en présentant que 3.

Le tableau 2 des pluviosités mensuelles à la station de Rukoko, située dans la savane à *Hyphaene benguellensis* var. *ventricosa* (basse Rusizi) montre cependant qu'au sein même de la basse Rusizi existe un microclimat tout à fait particulier.

Outre les différences de précipitations qu'on observe d'un mois à l'autre, on constate qu'à cette station, les précipitations sont très irrégulières et que la saison sèche peut durer de 4 à 10 mois.

Tableau 2
Pluviosités mensuelles à Rukoko entre 1973 et 1980 (en mm)

Mois	1973	1974	1975	1976	1977	1978	1979	1980	Moyenne
J	80,6	85,1	147,9	46,7	119,1	41,9	74,3	87,8	85,4
F	51,5	61,2	81,2	78,7	79,5	36,2	141,6	39,2	71,1
M	27,8	53,7	74,1	36,3	130,8	256,3	106,7	138,1	103,0
A	40,3	132,4	39,7	96,1	198,9	50,3	149,7	85,9	99,2
M	101,8	80,3	14,3	44,9	45,2	40,1	93,8	76,0	62,1
J	19,7	15,3	0	4,8	6,0	0	12,1	8,2	8,3
J	0	18,6	38,5	0	0	0	0	0	7,1
A	0	0	18,5	12,8	21,2	2,0	10,1	4,1	8,6
S	28,7	1,7	32,6	42,5	34,6	16,3	6,2	68,8	28,9
O	48,1	14,7	38,6	35,0	19,4	30,0	29,3	59,0	34,3
N	59,2	106,1	38,9	23,0	58,4	40,6	144,6	115,0	73,2
D	51,5	86,0	94,6	32,3	114,0	46,3	105,4	227,0	94,6
Total	509,2	655,1	618,9	453,1	827,1	560,0	873,8	909,1	675,8

LA TEMPÉRATURE DE L'AIR

Nous possédons les données des températures dans les stations de Bujumbura-aéroport et de Mparambo.

À Mparambo, les températures maximales absolues moyennes sont plus élevées que celles observées à l'aéroport de Bujumbura, proche du lac Tanganyika. Quant aux températures minima moyennes et minima absolues mensuelles, elles sont plus basses à Mparambo et plus élevées à l'aéroport, ce qui fait que l'amplitude moyenne de la variation mensuelle de la température de l'air est plus importante à Mparambo qu'à l'aéroport. Ceci montre bien l'action modératrice du lac sur la température de l'air dans les stations qui lui sont proches.

Les figures 1 et 2 synthétisent les résultats météorologiques commentés ci-dessus. Nous les donnons par décades pour permettre de mieux visualiser l'apparition de périodes sèches et pluvieuses, ainsi que les conditions climatiques de la période d'échantillonnage.

L'INSOLATION

L'ensoleillement annuel moyen de la plaine de la Rusizi est de l'ordre de 55% de l'ensoleillement maximum théorique probable (REEKMANS 1975).

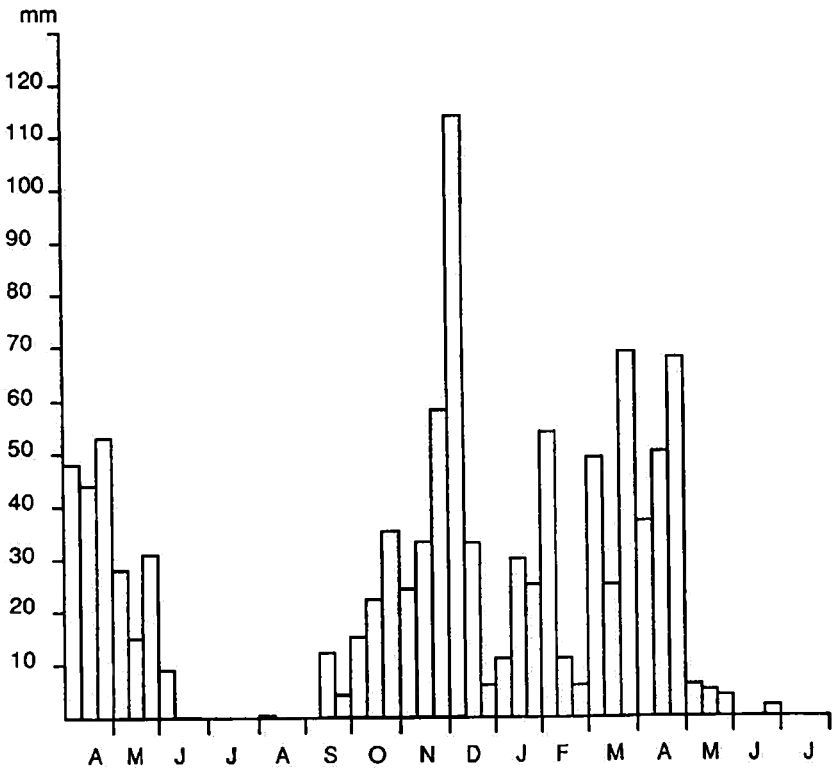
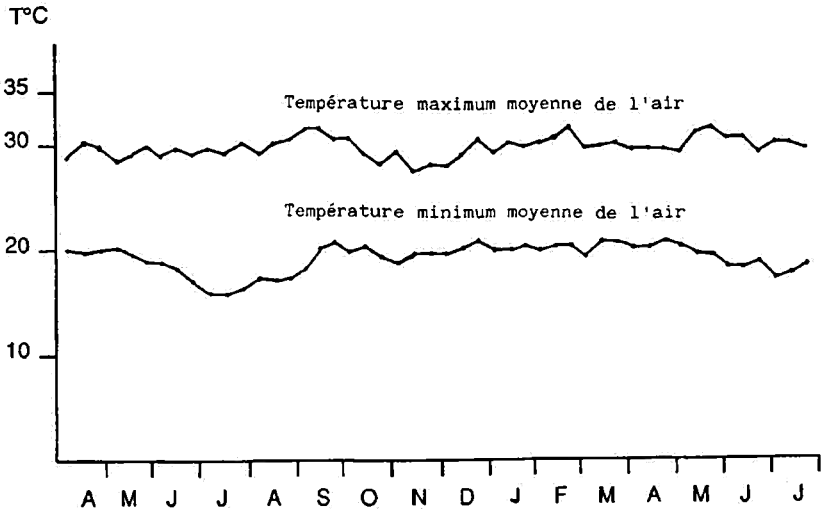


Fig. 1. — Températures et pluviosités observées à l'aéroport de Bujumbura d'avril 1982 à juillet 1983.

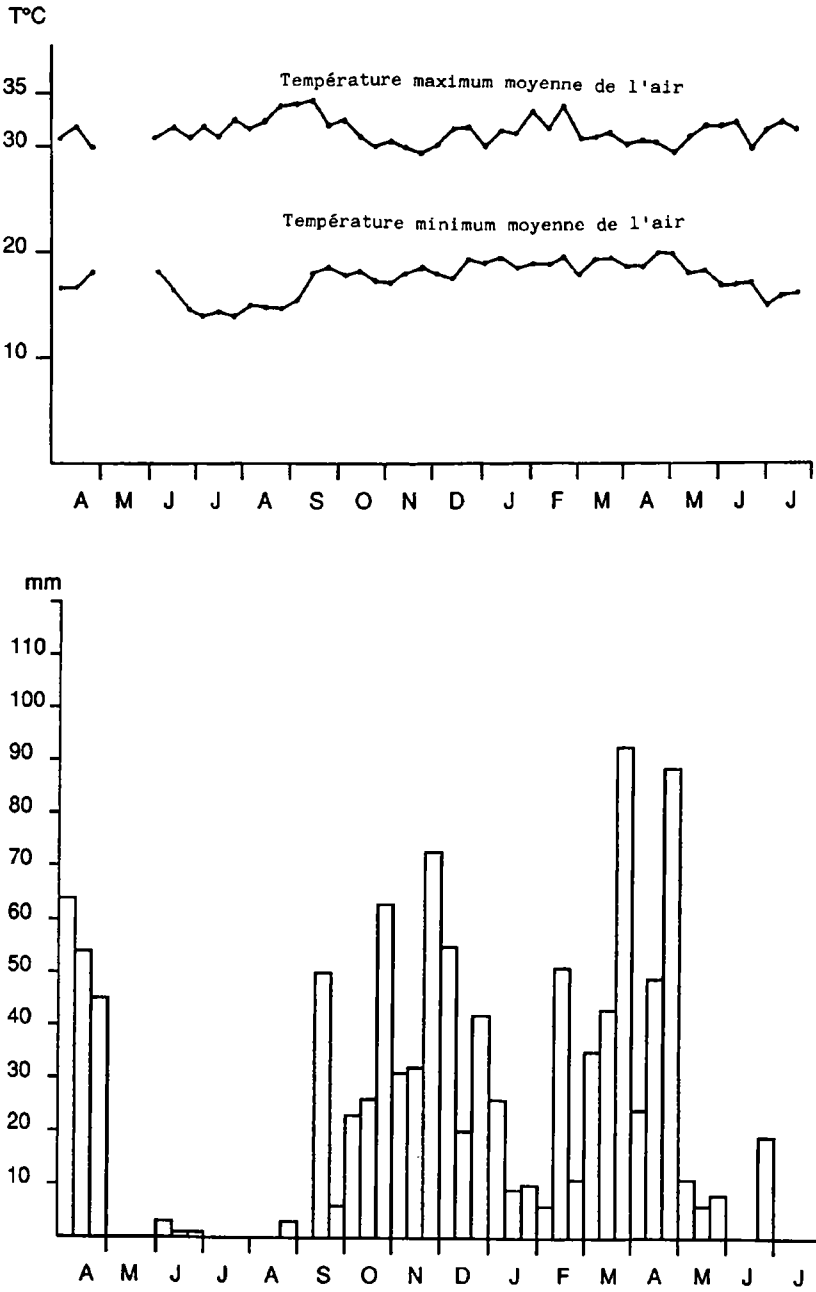


Fig. 2. — Températures et pluviosités observées à l'ISABU de Mparambo d'avril 1982 à juillet 1983.

4. Hydrographie et description des stations de prélèvement

La plaine de la Rusizi est drainée par plusieurs rivières permanentes dont la plus importante est la Rusizi. Celle-ci reçoit l'eau de plusieurs affluents ayant leur source entre 2000 et 3000 m d'altitude du côté zairois et entre 1000 et 2600 m du côté burundais.

Notre étude ne couvre que la partie burundaise de la plaine dont le réseau hydrographique est représenté sur la carte (fig. 3). Outre les affluents de la Rusizi (Rhuwa, Nyakagunda, Nyamagana, Muhira, Kaburantwa, Kagunuzi, Kajeke, Mpanda), il existe des affluents du lac Tanganyika qui drainent eux aussi une partie de la plaine de la Rusizi, à savoir la Mutimbuzi, la Ntahangwa et la Kagera. Ces rivières, à l'exception de la Kajeke, de la Ntahangwa et de la Kagera, feront l'objet de la présente étude.

La Rusizi.— La Rusizi, cours d'eau central et le plus important de la plaine, évacue l'excédent des eaux du lac Kivu (altitude 1463 m) avec un débit moyen annuel de $70 \text{ m}^3 \cdot \text{sec}^{-1}$ à la sortie du Kivu (BULTOT 1965). Elle descend vers la plaine par une vallée profondément encaissée, d'une pente moyenne de 12‰, en formant des gorges entrecoupées de rapides et de zones calmes. Cette partie, nommée haute Rusizi, a un fond formé d'une roche nue qui présente des parties cavernueuses portant des tunnels et des cavités diverses rappelant une origine volcanique récente. Les endroits torrentueux sont dépourvus de tout sédiment, sable ou cailloux, et les zones sableuses sont très rares en amont de l'embouchure de la Ruhwa. Par temps sec, l'eau y est limpide et sa température, toujours constante, est de 23°C. Sa composition chimique est semblable à celle du lac Kivu.

Sur les surfaces lisses non soumises au courant violent de l'eau croissent des algues encroûtantes, formant des tapis denses, en association avec des diatomées et des algues filamenteuses (MARLIER 1954, H. KUFFERATH 1957). Sur les rives, dans les tournants, la rivière laisse des plages beaucoup moins agitées, à fond de sable, et colonisées par de vraies prairies de *Potamogeton*.

Dès la sortie des gorges (altitude 1000 m), la Rusizi coule dans ses alluvions et dans celles du lac Tanganyika et reçoit les eaux des affluents ayant déjà parcouru une certaine distance dans la vallée. Leur eau, souvent plus trouble (Rhuwa), peut être suivie le long de la rive de la Rusizi pendant des centaines de mètres. Finalement, la Rusizi perd elle-même de sa limpidité.

Le fond, au lieu d'être uniquement rocheux, sera progressivement formé de cailloux (à hauteur de la Nyakagunda), de sable mêlé de cailloux, de sable seul et enfin de sable vaseux à l'embouchure (cote 773 m).

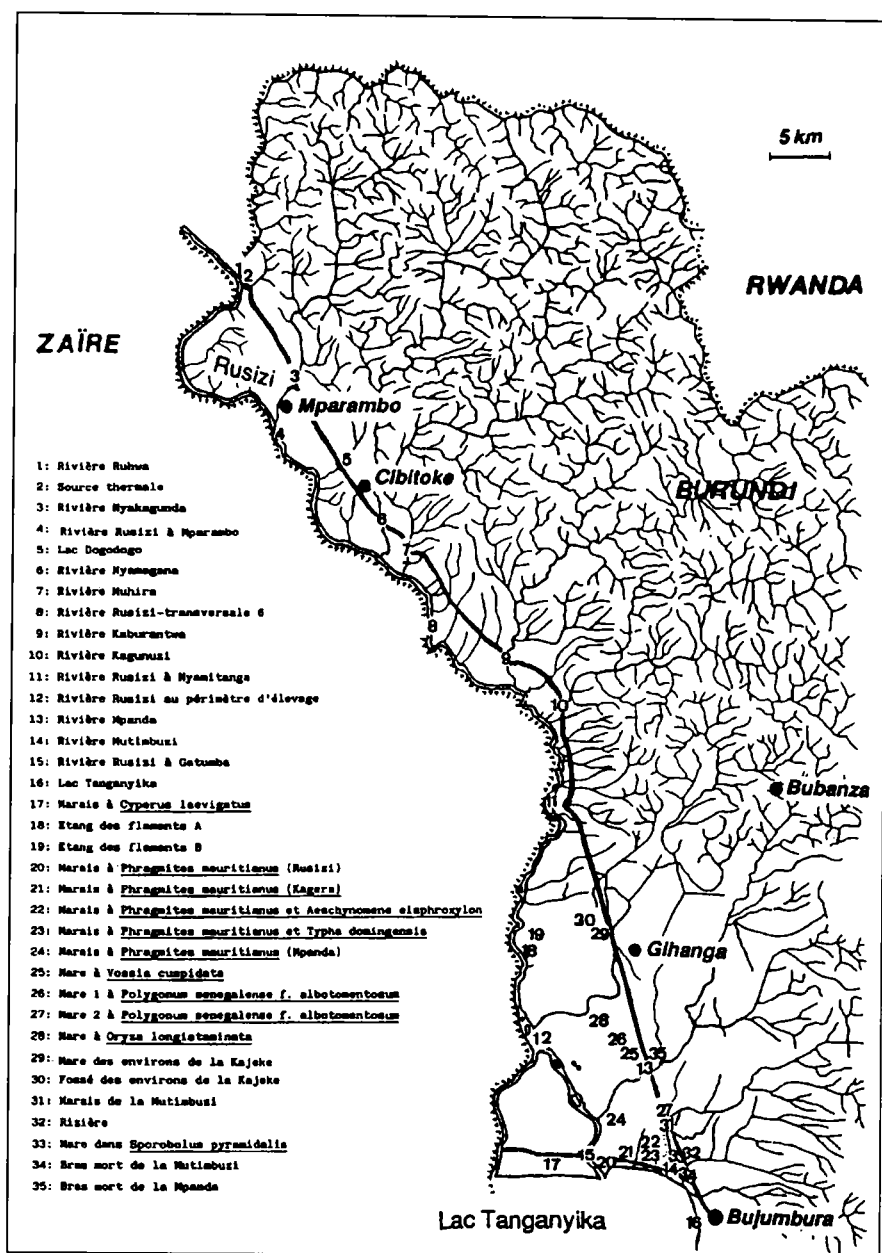


Fig. 3. — Carte de la plaine de la Rusizi montrant les stations de prélèvement.

Dans les parties moyennes et basses de son cours, la Rusizi a maintes fois modifié son tracé (CAPART 1949, 1952, GERMAIN 1952, MARLIER 1954). Elle a dessiné et dessine encore de nombreux méandres qui ne cessent de se modifier pour finalement se recouper, formant ainsi des mares, étangs ou petits lacs permanents ou semi-permanents. Entre ces derniers et le cours actuel de la rivière s'étendent de larges zones marécageuses densément couvertes de *Phragmites mauritianus* et de *Typha domingensis*. À la saison des pluies, ces marais s'imbibent d'eau et les étangs (ou lacs) finissent par communiquer avec la rivière à travers ces vastes rose-lières. C'est également durant son parcours dans la plaine (dès l'altitude 1000 m) que la Rusizi délimite nombre d'îles étendues.

La partie inférieure de son cours est très sinueuse jusqu'à sa division en deux bras. À cet endroit, l'aspect sinueux et marécageux est conservé par la petite Rusizi (actuellement presque à sec), tandis que la grande Rusizi offre de larges méandres, des rives hautes et, de ce fait, des bords relativement secs.

Cette partie de la plaine, allant des gorges à l'embouchure, a une pente moyenne de 1 à 2‰. Le débit moyen de la grande Rusizi, près de l'embouchure, est d'environ 220 m³·sec⁻¹ (CAPART 1949, MARLIER 1954) et la profondeur peut y atteindre 6 m.

La Rusizi a été étudiée à cinq niveaux différents (voir la carte des points de prélèvement, fig. 3):

Les stations 4 et 8 font partie de la moyenne Rusizi.

La station 4 est située au niveau de l'Institut des Sciences agronomiques (ISABU) à Mparambo. Après avoir traversé les plantations de caféiers de cet Institut, on atteint la Rusizi en se frayant un chemin à travers une galerie forestière fort étroite, à sous-bois dense. Le rive burundaise où furent prélevés nos échantillons est sableuse.

La station 8, située aux environs de la rivière Kaburantwa, se trouve dans le prolongement de la transversale 6, après la traversée d'une savane arbustive située le long de la rivière. Les rives, tant du côté burundais que du côté zaïrois, sont formées de sable. Un trafic intense de riverains y a toujours été constaté pendant nos visites mensuelles.

Les stations 11, 12 et 15 sont situées dans la basse Rusizi.

On atteint la station 11 en traversant une steppe arbustive à *Acacia* div. sp. Le ravin passant par Gihungwe aboutit à cette station, plus découverte que les deux précédentes. Un grand troupeau de bovins vient régulièrement s'y abreuver.

En suivant la piste qui va vers le périmètre d'élevage de Rukoko (NW de la rivière Mpanda), à travers la savane à *Hyphaene benguellensis* var.

ventricosa et la steppe à *Commiphora*, on atteint la station 12, juste en-dessous de l'embouchure de la Kajeke. L'endroit est à découvert et dans la zone amont de notre point de prélèvement, de la terre saline ("Igitumba") est régulièrement extraite par les habitants de la plaine qui la vendent ensuite au marché de Bujumbura. Cette terre saline est très recherchée par les éleveurs qui prétendent que grâce à elle, la lactation du bétail est plus abondante et que les animaux augmentent en poids.

La station 15 est située au pont de la grande Rusizi sur la route Bujumbura-Uvira.

La Ruhwa. — La Ruhwa, rivière la plus au nord de la plaine dans la partie burundaise, forme la frontière entre le Rwanda et le Burundi. La plupart de ses affluents ont leur source dans une zone forestière située à 2600 m d'altitude. La Ruhwa se jette dans la Rusizi après avoir parcouru 60 km et reçu l'eau d'une source thermominérale (station 2).

La Nyakagunda. — Elle a un cours compris entre 1000 et 1500 m, son bassin est circonscrit par ceux de la Ruhwa et de la Nyamagana.

La Nyamagana et la Muhira. — La Nyamagana, dont la longueur est de 40 km (bassin de 300 km²) et la Muhira (200 km² de bassin) ont leurs sources dans les flancs de la crête Zaïre-Nil, d'une altitude d'environ 2000 m, et coulent sur des pentes couvertes de forêt.

La Kaburantwa. — Longue de 50 km, elle a des sources proches de celles de la Ruhwa, qui lui apportent de l'eau de la zone de 2000-2500 m. Dans la plaine, son parcours est de plus de 10 km et son eau se trouble fortement dans sa partie inférieure.

La Kagunuzi. — Les sources de la Kagunuzi se trouvent sur le versant occidental de la crête Zaïre-Nil. Longue de 50 km (bassin 440 km²), la Kagunuzi, à fond sablo-vaseux, possède un débit faible à cause de son long parcours dans la plaine où une partie de ses eaux s'infiltré dans les alluvions anciennes.

La Mpanda. — Dans la basse plaine de la Rusizi, la Kajeke et la Mpanda sont les seuls affluent permanents de la Rusizi. La Mpanda, qui a fait l'objet de notre étude, a ses sources près de la crête Zaïre-Nil et parcourt une trentaine de km dans la plaine. À une dizaine de km de la Rusizi, elle traverse une énorme étendue de marais qui communiquent avec le bassin de la Mutimbuzi. Elle peut atteindre 5 à 6 m de largeur et une profondeur parfois supérieure à 2 m.

La Mutimbuzi.— La Mutimbuzi, affluent du lac Tanganyika, est située à l'est de la rivière Rusizi et leurs embouchures sont séparées le long de la côte nord du lac Tanganyika par une distance d'environ 8 km. Son cours est très changeant et alimente de nombreuses mares en période de saison pluvieuse.

Toutes ces rivières ont un débit faible en période sèche (débit d'étiage de la Mpanda: $2 \text{ m}^3 \cdot \text{sec}^{-1}$) mais deviennent de véritables torrents en période de crue. Leur débit peut varier du simple au double et parfois leur débit de crue est de 50 fois supérieur à leur débit d'étiage (REEKMANS 1975).

Le lac Tanganyika.— Le lac Tanganyika qui a été le dernier de nos points de prélèvement pour la période d'avril 1982 à avril 1983, reçoit, au Burundi, l'eau de plusieurs affluents dont les plus importants sont la Rusizi et la Malagarazi. DUBOIS (1958) signale 51 rivières permanentes dans le bassin nord du lac. Ces dernières connaissent des crues très violentes qui leur font charrier d'importantes quantités de sédiments dont la contribution dans la construction de cônes alluvionnaires en profondeur est assez importante. Dans des conditions normales de pluviosité, les rivières apporteraient au lac 0,5 m d'eau, les précipitations 1 m; la Lukuga en évacuerait 0,1 à 0,2 m par an, tandis que 90% des apports seraient évaporés.

On sait, de par les études effectuées sur le lac, que le niveau de ce dernier a subi plusieurs fluctuations. Le lac se serait abaissé plusieurs fois dans l'histoire, de 550 à 600 m au-dessous de son niveau actuel et aurait peut-être même atteint la profondeur de 850 m au-dessous de son niveau actuel. Plus récemment, quand Burton et Speke découvrirent le lac, les eaux montaient chaque année et la Lukuga n'était pas ouverte; son cours supérieur était encombré par du sable et de la végétation. Après 5 ou 6 ans de saisons particulièrement pluvieuses, le niveau du lac s'éleva au-dessus de son niveau normal et balaya la barrière de sable et de végétation qui obstruait la Lukuga (débâcle de la Lukuga). Le niveau du lac diminua de près de 10 m en 6 ans. CAMUS (1965) a étudié les fluctuations du niveau du lac de 1894 à 1964, période à laquelle le lac atteignit la cote 777 m, jamais atteinte depuis 1876. Plus récemment (1985), alors qu'une grande partie de l'Afrique se trouvait dans des conditions d'extrême sécheresse, le niveau du lac aurait baissé de 2 m.

Toutes ces baisses et hausses du niveau du lac ne sont pas sans perturber le bon fonctionnement des ports situés sur les bords du Tanganyika (difficultés d'entrée et de sortie de certains ports ou inondations des quais, des gares et des installations diverses).

Notre connaissance du relief sous-lacustre et de la profondeur du Tanganyika résulte des sondages faits par STAPPERS (1911-1913) et surtout de

ceux de CAPART (1949) qui montra l'existence de 4 bassins dénommés du nord au sud: bassin de Bujumbura, de Kigoma, de Kalemie et de Zongwe. La plus grande profondeur (1472 m) se trouve dans le bassin sud du lac. Au sein de chaque bassin, de nombreux sous-bassins ont été décrits (voir COULTER 1991).

Le bassin de Bujumbura, qui intéresse plus particulièrement notre étude, est bordé au sud par la presqu'île d'Ubwari, au nord par la plaine et le delta de la Rusizi. Le point le plus profond y atteint 450 m.

De nombreuses vallées sous-lacustres, généralement en prolongement des lits actuels des rivières, courent jusqu'à une profondeur voisine de 550 m au-dessous du niveau actuel du lac. Certains auteurs pensent que ces vallées se seraient formées à l'air libre; leur existence témoignerait donc de niveaux anciens du lac plus bas que le niveau d'aujourd'hui (CAPART 1952). D'autres auteurs pensent qu'au contraire, ces vallées sont le résultat d'une érosion sous-aquatique causée par les cours d'eau froids et plus denses chargés de sédiments provenant des régions voisines de haute altitude (v. LIVINGSTONE 1965, *in* BEADLE 1981).

Les dépôts importants de vase très fine, en grande partie d'origine biologique, se sont accumulés au fond du lac; au large des rivières, on trouve des vases terrigènes, tandis que dans la région littorale, le fond est soit rocheux, soit sableux. Des taux de sédimentation de 50 cm en 1000 ans sont observés dans le bassin nord, alors qu'ils sont de 30-40 cm par 1000 ans dans le sud. Dans la région séparant les deux bassins, ce taux tombe à 5 cm par 1000 ans (DEGENS *et al* 1971).

H. KUFFERATH (1956), étudiant les vases des sondages du lac Tanganyika, y a trouvé de nombreux débris végétaux, des cristaux de sulfure de fer généralement situés à l'intérieur des diatomées, plus rarement isolés, et peu de restes d'animaux. Le matériel végétal y est presque exclusivement formé de diatomées. Son étude révèle l'existence de *Melosira* (très rarement signalé dans le Tanganyika) et l'absence des *Surirella* (souvent signalés par les auteurs dans le lac Tanganyika). Certains genres de diatomées d'eau douce, tels *Eunotia* et *Pinnularia* y sont rares; les *Frustulia* n'ont pas été rencontrés. En général, ces genres ne prospèrent pas dans les eaux alcalines et si on les rencontre dans les dépôts, on doit les attribuer à des apports d'affluents à eau plus douce.

Comme KUFFERATH, DEGENS *et al.* (1971) signalent que les diatomées sont les fossiles les plus abondants trouvés dans les sédiments. Selon ces auteurs, des changements dans la composition des fossiles seraient liés à l'évolution chimique du lac. Dans les sédiments déposés pendant les 2000 dernières années, *Nitzschia* est le genre le plus commun. Avant cette période, *Stephanodiscus* et *Melosira* étaient les composants fossiles les plus importants. Sur la base des connaissances actuelles relatives à l'auto-

écologie des diatomées, les conditions actuelles (eaux chaudes, haute alcalinité, teneur élevée de SiO_2) seraient favorables aux *Nitzschia*, alors que quelques espèces de *Stephanodiscus* et *Melosira* indiqueraient une alcalinité basse à modérée ainsi que de plus faibles teneurs en SiO_2 (DEGENS *et al.* 1971).

5. L'homme et son action

La plaine de la Rusizi, jadis inhospitalière à l'homme à cause du paludisme, de la dysenterie et de la bilharziose à l'état chronique, est aujourd'hui densément habitée (61 010 personnes recensées en 1980 dans les communes de Mpanda et Mutimbuzi situées dans la basse Rusizi), ceci suite à l'amélioration des conditions de vie, en particulier l'assainissement de l'habitat (eau potable, soins de santé, etc.).

La presque totalité de cette population (94%) vit en zone rurale. On comprendra alors que certains marais comme ceux de la Mpanda, de la Mutimbuzi et du delta de la Rusizi soient exploités par cette population et que la végétation naturelle ou semi-naturelle y soit détruite et désormais remplacée par des écosystèmes à fonction de production.

Dans la basse Rusizi, un bétail très important (22 585 bovins recensés en juin - juillet 1982 dans les communes citées ci-dessus) y parcourt les marais et les mares, contribuant ainsi à leur eutrophisation par les déjections qu'il y dépose.

La population de la plaine de la Rusizi s'adonne à la libre pêche de poissons dans les marais, mares et rivières. Pendant la campagne de désinsectisation des plantations de cotonniers, une partie importante des poissons de ces milieux meurt, privant ainsi la population d'une part de ses ressources alimentaires. Les insecticides, transportés surtout par la Rusizi jusqu'au lac Tanganyika, ont été retrouvés en quantités assez importantes dans les tissus de poissons les plus consommés du lac Tanganyika (DEELSTRA 1977, DEELSTRA *et al.* 1976).

DEUXIÈME PARTIE

LES BIOTOPES AQUATIQUES, FLORE ET VÉGÉTATION ALGALES

1. Matériel et méthodes

ÉCHANTILLONNAGE ET PRÉPARATION DU MATÉRIEL

Nous avons étudié la composition floristique des végétations algales de la plaine de la Rusizi sur base des prélèvements ci-après: 8 récoltes effectuées en 1980, 65 récoltes effectuées en 1981, 80 récoltes effectuées en 1982-1983, soit, au total, quelque 153 récoltes, provenant des mares, marais, fossés, également d'anciens bras des rivières Rusizi, Mutimbuzi et Mpanda (voir fig. 3).

De plus, nous avons étudié les algues, principalement les Bacillariophycées (diatomées) des rivières et lacs de la même région, sur base de l'examen de 180 récoltes faites par le professeur A. Caljon (voir fig. 3).

Les récoltes d'algues ont été faites au filet. Des expressions d'*Azolla* et de *Pistia* ont été également pratiquées dans les mares. Les échantillons d'algues ont été immédiatement fixés au formol, ce qui explique la déformation de certains *Euglena* et les difficultés rencontrées dans leur détermination, la suppression de certains caractères importants pour la distinction des genres *Goniochloris* et *Tetraedron*, et l'absence de nombreux flagellates, tels que les *Chlamydomonas*, dans notre liste floristique.

Les préparations de diatomées ont été faites selon deux techniques:

- Le matériel récolté en 1980 et 1981 fut préparé à Bruxelles: minéralisation à l'acide sulfurique à chaud, décoloration au nitrate de potassium, rinçage répété à l'eau distillée et montage au Monsanto-Aroclor.
- Le matériel récolté en 1982-1983 fut préparé à Bujumbura: minéralisation à l'acide sulfurique et au permanganate de potassium, décoloration à l'acide oxalique, rinçage à l'eau distillée et montage au styrax.

Pour d'autres groupes d'algues, 1 ou 2 gouttes d'eau furent déposées entre lame et lamelle et observées immédiatement.

À partir d'avril 1981, les récoltes d'algues furent faites en même temps que les prélèvements d'eau pour analyses des facteurs physiques et chimiques.

La température de l'eau et le dosage d'oxygène dissous selon Winkler furent exécutés sur place.

Les bicarbonates ont été dosés le jour même par titrage au moyen d'acide chlorhydrique 0,1 N en présence de méthylorange.

Pour ces mêmes échantillons, les ions Ca, Mg, K et Na furent analysés au Département des Laboratoires du Ministère des Travaux Publics, de l'Énergie et des Mines du Burundi, par spectrophotométrie d'absorption atomique.

Les échantillons d'eau de décembre 1981 et de la période d'avril 1982 à avril 1983 ont été prélevés principalement par le professeur A. Caljon dans des flacons en polyéthylène d'un litre. Les analyses physiques et chimiques furent faites au Laboratoire de Chimie agricole de l'Institut des Sciences agronomiques du Burundi (ISABU) par MM. Gourdin, Hollebosch et Kibiriti, ainsi qu'à l'Université du Burundi par M. A. Caljon et ses collaborateurs.

Nous-même avons pris des échantillons d'eau, de septembre 1982 à juillet 1983 dans les mares, marais, fossés et anciens bras de rivières. Les analyses physiques et chimiques de ce matériel furent effectuées par le personnel de l'ISABU.

Dans les tableaux donnant les résultats des mesures physiques et des analyses chimiques, la température est donnée en °C, la conductance spécifique (conductivité) en $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$, les ions en milliéquivalents.l⁻¹ (sauf mention contraire).

DÉTERMINATION DE LA FLORE ALGALE

Notre travail n'ayant pas pour but de traiter de la taxonomie des algues, nous nous sommes servi des ouvrages de détermination les plus courants pour inventorier la flore algale de la région étudiée. La liste des ouvrages utilisés pour la détermination de notre matériel se trouve dans la partie bibliographique de notre travail. Pour certaines espèces rarement décrites, l'aide de M. P. Compère nous fut d'un grand secours.

Notre liste floristique peut paraître longue (ou courte) à certains spécialistes des algues. En effet, certaines espèces, formes et variétés reconnues par certains auteurs ne le sont pas nécessairement par d'autres. Aucun taxon nouveau n'a été créé; nous estimons au surplus n'avoir pas disposé d'assez de temps pour consulter toute la littérature disponible.

Les dimensions des taxons observés ont été données. Les dessins (pl. 1-64) sont originaux.

ÉTUDE QUANTITATIVE

Avec notre méthode de récolte des algues, seuls des comptages semi-quantitatifs pouvaient nous permettre d'estimer l'abondance relative des taxons. À partir des comptages de 300 frustules de diatomées dans les rivières et le lac Tanganyika, et de 500 individus (cellules, colonies, filaments) dans les mares et les marais, des pourcentages de chaque taxon furent calculés et des tableaux d'assemblages (= liste floristique de chaque récolte) construits. De chaque assemblage, nous avons pris les 5 taxons les plus abondants pour établir la liste des taxons dominants dans les différents milieux étudiés.

Bien que nous ayons distingué plusieurs variétés et formes dans notre liste floristique, nous avons, pour les comptages, préféré grouper sous le seul nom de l'espèce, les variétés et formes reconnues pour *Cocconeis placentula*, *Eunotia pectinalis*, *Gomphonema parvulum*, *Hantzschia amphioxys*, *Navicula gastrum*, *Navicula cuspidata*, *Pinnularia gibba*, *Rhopalodia gibba*, *Rhopalodia hirundiniformis*, etc.

LE TRAITEMENT DES DONNÉES

Nous avons employé la méthode d'analyse en composantes principales (PCA) et la classification sous forme de dendrogrammes.

Les résultats obtenus à partir de l'analyse en composantes principales ont été comparés à ceux de la méthode des groupes écologiques (P. DUVIGNEAUD 1946).

2. Les rivières

2.1 LA RUSIZI

2.1.1. Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau.

En tenant compte de ce qui a été dit précédemment, il apparaît évident qu'on ne peut pas parler des facteurs physiques et chimiques des eaux de la Rusizi sans rappeler ceux du lac Kivu et des affluents de la Rusizi.

En ce qui concerne le lac Kivu (v. HUNDESHAGEN 1909, DAMAS 1937, DELHAYE 1941, VERBEKE 1957, VAN DER BEN 1959, SYMOENS 1968, DEGENS *et al.* 1971, LIVINGSTONE & MELACK 1980), l'eau est du type carbonaté sodico-magnésien, pauvre en calcium et riche en potassium. Le pH de l'eau est très élevé en surface, mais en profondeur, l'eau est neutralisée. La conductivité électrique et les concentrations des cations et anions majeurs sont relativement élevées en surface. Du fait de la stratification

permanente du lac et de l'existence de sources thermales situées dans le fond du lac (DEGENS *et al.* 1971), elles augmentent avec la profondeur. Les nitrates et les nitrites deviennent cependant moins abondants en profondeur, mais en revanche les phosphates y sont beaucoup plus abondants qu'en surface.

Le tableau 3 rassemble les données de quelques résultats d'analyses des eaux de la Rusizi. L'eau conserve, surtout dans son cours supérieur, beaucoup de caractéristiques physiques et chimiques de l'eau du lac Kivu: pH voisin de 9, conductivité et concentrations ioniques relativement élevées, rapport Ca/Mg faible. Les phosphates sont en quantités non négligeables; les nitrates et les nitrites sont non détectables et la silice, quoique présente à des teneurs plus faibles que dans les affluents, est assez importante.

Les valeurs données par LOZET (1949) montrent que l'eau de la Rusizi se dilue sur son parcours, par l'apport des eaux des affluents, qui comme nous le verrons plus loin, possèdent des eaux plus douces et moins minéralisées. Toutefois, les concentrations des ions Ca, SO₄ et de SiO₂ augmentent de l'amont vers l'aval. Le calcium pourrait provenir des eaux des affluents présentant un rapport Ca/Mg > 1 (en meq. l⁻¹); les sulfates trouveraient leur origine dans les eaux souterraines des terrains traversés par la Rusizi et dans les sources thermominérales situées dans la plaine; enfin, les silicates seraient apportés par les affluents.

Il en ressort également que l'eau de la Rusizi accuse de fortes variations saisonnières quant à la minéralisation, les plus hautes valeurs de minéralisation étant atteintes en période de saison sèche, ce qui pourrait nuire à l'utilisation de cette eau pour l'irrigation (v. aussi SYMOENS 1968, p. 78).

CRAIG *et al.* (1974) ont calculé que la Rusizi, avant de se jeter dans le lac Tanganyika, contenait une faible part d'eau du lac Kivu (20% au moins en novembre 1973) malgré l'apparente ressemblance chimique. Le maximum de mélange avec les eaux du Kivu se situerait à la fin de la saison sèche (septembre-octobre) tandis qu'un minimum serait observé pendant les mois de novembre-décembre et de mars-avril, lorsque les apports des précipitations de pluies atteignent leur maximum.

Le tableau 4 donne les valeurs moyennes et extrêmes de la température, du pH, de la conductivité électrique, ainsi que des concentrations des ions étudiés, pendant la période de nos recherches.

Conformément aux données des auteurs antérieurs, la température, le pH et la conductivité électrique sont élevés. En comparant les valeurs de la station 4 à celles de la station 15, on constate que la température moyenne de l'eau est plus élevée dans la basse plaine (absence de végétation riveraine), tandis que le pH moyen ne varie pas de plus de 0,6. La conduc-

Tableau 3
Facteurs physiques et chimiques de la rivière Rusizi

	pH	C20	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃ + CO ₃	Cl	SO ₄	NO ₃	NO ₂	PO ₄	SiO ₂
BEAUCHAMP 1939		910	94,8	63,0	8,4	67,0	10,46	23,8	17,8				9-9,8
LOZET 1949: sortie du lac Kivu	9,21		138	105	9,4	98,4	759,7 *	33,5	30				6,0
amont embouchure Muhira	9,20		119	81,5	8,0	82,8	621,2 *	26,9	48				11,2
aval embouchure Kagunuzi	9,18		108,7	73,3	9,1	70,4	587,6 *	25,1	48				9,2
Grande Rusizi	9,18		98	75	10,3	68,8	572,3 *	25,1	42				20
Petite Rusizi	9,11		100	71,4	11,4	64,4	553,8 *	24,2	36				11,2
DUBOIS 1958: Grande Rusizi	8,8		98	74	8,5	101,6	9,6	16,6	9,0	0	0	0,07	8,0
Petite Rusizi	8,8	801	98	74	8,2	96,4	9,0	16,6	10,0	0	0	0,07	8,8
SYMOENS 1968: Grande Rusizi	8,8		80	64	9,92	54,2	9,0	23,8	16,9				

C20: $\mu\text{S. cm}^{-1}$
 Na, K, Ca, Mg, Cl, SO₄, SiO₂, NO₃, NO₂, PO₄, en mg.l⁻¹
 HCO₃ + CO₃: m \acute{e} q. l⁻¹ (sauf HCO₃ + CO₃*: mg.l⁻¹)

Tableau 4
Valeurs moyennes et extrêmes de quelques caractéristiques physiques et chimiques de la rivière Rusizi

Stations	T° °C	pH à 20 °C	Cond. µS. cm ⁻¹	Na még. l ⁻¹	K még. l ⁻¹	Ca még. l ⁻¹	Mg még. l ⁻¹	CO ₂ még. l ⁻¹	HCO ₃ még. l ⁻¹	Cl még. l ⁻¹	SO ₄ még. l ⁻¹
4	24,4 23-27	9,2 9,0-9,6	753 540-918	3,42 2,12-4,27	1,59 1,18-2,60	0,42 0,34-0,55	4,70 3,41-5,88	1,61 0,45-2,38	6,91 5,25-8,40	0,80 0,61-1,21	0,02 0-0,10
8	24,6 23-26	9,2 9,0-9,4	707 579-820	3,29 1,83-4,07	1,53 1,14-2,65	0,39 0,33-0,57	4,34 3,45-5,51	1,44 0,94-1,92	6,53 5,03-9,25	0,85 0,61-1,41	0,06 0-0,16
11	24,9 23-26,5	9,2 9,0-9,4	636 477-726	2,91 2,05-3,70	1,39 0,98-2,60	0,36 0,31-0,50	3,98 2,90-4,81	1,34 0,68-1,85	6,72 4,23-7,53	0,70 0,56-0,98	0,18 0,03-0,37
12	24,7 23-26	9,1 8,9-9,4	640 480-772	3,00 1,80-3,68	1,34 0,91-2,28	0,35 0,30-0,38	3,88 2,65-4,90	1,22 0,73-2,38	5,74 4,41-6,93	0,75 0,54-1,21	0,24 0-0,71
15	25,3 23,5-27	9,2 9,0-9,4	611 445-743	2,84 1,63-3,70	1,32 0,77-2,35	0,33 0,21-0,44	3,85 2,61-4,98	1,18 0,63-2,11	5,83 4,60-7,53	0,75 0,62-0,75	0,29 0-0,69

tivité électrique, le sodium, le potassium, le calcium (contrairement à ce que LOZET a trouvé), le magnésium, les bicarbonates ainsi que les chlorures diminuent de l'amont vers l'aval. Seuls les sulfates augmentent de concentration. Partout, l'eau est carbonatée sodico-magnésienne, riche en potassium et pauvre en calcium.

La station 12 présente certaines anomalies; la conductivité électrique moyenne ainsi que les concentrations moyennes de Na y sont supérieures à celles de la station 11 située en amont. Serait-ce dû au lessivage de la zone salée située entre ces deux stations ou à des eaux souterraines qui enrichissent les terrains que traverse la rivière entre ces deux stations?

Si nos observations sont en accord avec celles des auteurs antérieurs, elles les complètent cependant, car elles s'échelonnent sur toute une année et apportent ainsi des données sur les variations saisonnières.

La température de l'eau n'est jamais inférieure à 23°C (voir tableau 5).

Tableau 5
Températures de l'eau de la Rusizi aux périodes de nos observations

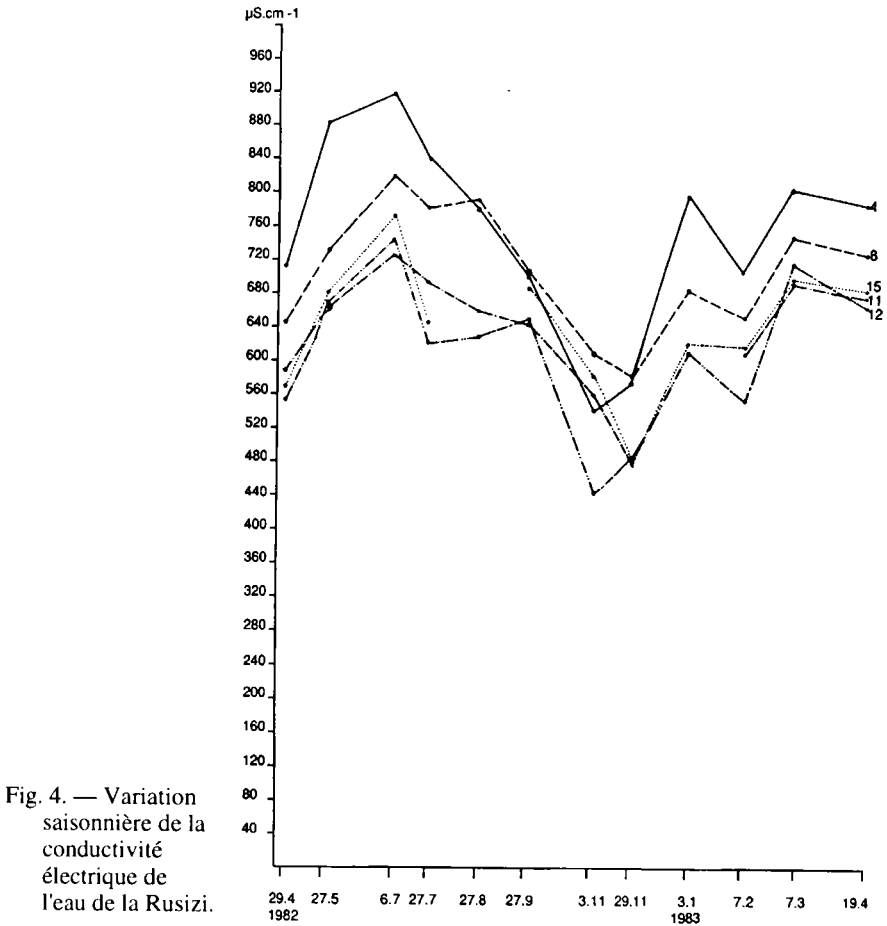
Stations	29-4-82	27-5-82	6-7-82	27-7-82	27-8-82	27-9-82	3-11-82	29-11-82	3-1-83	7-2-83	7-3-83	19-4-83
4	25,0	25,0	27,0	23,0	-	24,5	-	23,5	25,0	23,5	23	24,5
8	26,0	26,0	24,0	23,0	-	25,5	-	24,0	25,0	23,7	24,5	24,5
11	26,0	25,0	24,0	23,0	-	26,0	-	25,0	-	23,7	26,5	25,0
12	26,0	26,0	26,0	24,0	-	26,0	-	24,0	23,0	23,5	25,0	24,0
15	26,0	27,0	25,0	24,5	-	27,0	-	24,5	23,5	25,0	25,0	26,0

La figure 4 indique la variation saisonnière de la conductivité électrique de l'eau aux dates de prélèvement dans les 5 stations. Depuis la fin d'avril et jusqu'au début de juillet, corrélativement à la diminution progressive des précipitations et à l'augmentation de la température de l'air, on observe une concentration croissante de la minéralisation dans la rivière. À partir de fin juillet, sauf pour les stations 8 et 15, la minéralisation diminue progressivement et un minimum est atteint lorsque les pluies sont devenues abondantes, au début ou à la fin de novembre. La mi-décembre et le début de janvier correspondent à la petite saison sèche: les pluies ayant été moins abondantes les jours précédents, on constate que la minéralisation a de nouveau augmenté. Elle baisse une nouvelle fois au début de février, pour atteindre un nouveau pic au début de mars. On constate parfois un certain décalage entre les précipitations sur le bassin et leurs effets sur la minéralisation dans l'eau de la rivière en plaine.

Considérons à présent les concentrations de quelques ions dans différentes stations d'études.

À la station 4 (Mparambo) les concentrations des différents ions (à l'exception du K et du Ca) ont augmenté jusqu'à atteindre un premier pic au début de juillet. Elles subissent ensuite différentes variations pour

atteindre leur valeur minimale en novembre (le sodium n'aura sa concentration minimale qu'en mars). Un deuxième pic sera atteint au début de janvier pour Mg, Na, CO₃. Les bicarbonates, K et Ca l'atteindront au mois de mars. C'est à ce moment également que le rapport Na/K devient inférieur à 1.



À la station 8, nous retrouvons également un premier pic au début de juillet pour tous les ions, sauf pour Ca qui le présente à la fin de septembre, et des valeurs faibles au mois de novembre. Un pic est atteint en janvier par l'ion Na, en mars par K, Ca et CO₃ quand Na atteint sa valeur minimale en avril par Mg et HCO₃.

À la station 11, malgré quelques données qui manquent, les observations sont dans les grandes lignes semblables à celles des stations précédentes, avec cette différence que Na atteint sa valeur maximale en août.

À la station 12 périmètre d'élevage, les maxima pour tous les ions, à l'exception du K, s'observent au début du mois de juillet. Mg et les bicarbonates ont des teneurs élevées en septembre, alors que dans les stations précédentes, ces teneurs diminuaient par rapport à celles du mois d'août. Na atteint sa valeur maximale au début de novembre, alors que tous les autres ions sont à leur valeur minimale. Le rapport Na/Mg devient supérieur à 1. Quand Na atteint sa valeur minimale en mars, K et Ca y atteignent leurs maxima.

À la station 15 (pont de la grande Rusizi), les maxima s'observent au début de juillet pour Na, Mg, CO₃ et HCO₃; à la fin de septembre pour Ca, et en mars pour K; en avril, Ca atteint sa valeur la plus basse, d'autres ions auront leur valeur minimale au mois de novembre.

2.1.2. La flore algale

Comme nous l'avons déjà dit, la connaissance du lac Kivu peut nous donner une image plus ou moins précise de la Rusizi tant au point de vue chimique que floristique. DAMAS (1937) a effectué des récoltes d'algues au lac Kivu, surtout dans les baies, endroits calmes du lac où tous les groupes d'algues ont des chances de se développer. Sur les 164 algues qu'il y a trouvées, on compte 132 espèces de diatomées (80,48%), 17 chlorophycées (10,35%) et 15 cyanophycées (9,14%).

En 1957, H. KUFFERATH a étudié quelques algues associées aux *Cladophora glomerata* aux rapides de Bugarama, c'est-à-dire à la limite de la haute Rusizi et de la plaine de la Rusizi. Il trouva également un pourcentage élevé d'espèces de diatomées (83%) parmi lesquelles les Nitzschiées sont dominantes (40% des diatomées). Les cyanophycées et les chlorophycées représentent 17% des espèces d'algues.

Avant de procéder à la minéralisation de nos récoltes et au montage des diatomées, nous avons recherché les différents groupes d'algues dans les récoltes effectuées d'avril 1982 à novembre 1982. Nous avons constaté que dans toutes les rivières, avec la méthode de récolte utilisée, seules les diatomées étaient présentes à côté de l'un ou l'autre *Anabaena* stérile ou *Closterium*. Nous avons donc pris la décision de ne travailler que sur les diatomées.

La flore diatomique de la Rusizi comprend certaines espèces du lac Kivu, et des espèces des genres *Eunotia*, *Gomphonema*, *Frustulia* et *Pinnularia*, généralement signalées dans les eaux faiblement minéralisées, y sont abondantes. Cela pourrait montrer, comme le mode de prélèvement le fait prévoir, qu'un certain entraînement existe et que des espèces des affluents de la Rusizi se trouvent également dans cette dernière.

Les 171 espèces, formes et variétés inventoriées se répartissent en

30 genres. Les *Navicula*, avec 33 taxons, occupent la première place, suivis de *Nitzschia* (22), *Fragilaria* (14), *Pinnularia* (13), *Gomphonema* (12), *Enotia* (11), *Achnanthes* (9), *Rhopalodia* (8). Les autres genres, à savoir *Amphora*, *Anomoeoneis*, *Aulacoseira*, *Caloneis*, *Campylodiscus*, *Cocconeis*, *Cyclotella*, *Cymatopleura*, *Cymbella*, *Diploneis*, *Epithemia*, *Frustulia*, *Gomphocymbella*, *Gomphonitzschia*, *Gyrosigma*, *Hantzschia*, *Mastogloia*, *Neidium*, *Rhoicosphenia*, *Stauroneis* et *Thalassiosira* sont représentés par 1 à 6 taxons.

Certains taxons sont communs à toutes les stations et d'autres ont été trouvés uniquement à l'un ou l'autre point de prélèvement.

2.1.3. La succession saisonnière

Le tableau 6 donne la liste des espèces les plus abondantes dans la Rusizi à différentes stations.

La plupart des espèces: *Fragilaria ulna* var. *danica*, *Fragilaria dorsiventralis*, *Rhoicosphenia abbreviata*, *Cocconeis placentula*, *Rhopalodia hirundiniformis*, *Nitzschia lancettula*, *Thalassiosira rudolfii*, *Rhopalodia rhopala*, *Rhopalodia gracilis* et *Achnanthes exigua* sont présentes dans presque tous les prélèvements. *Fragilaria ulna* et *Gomphonema parvulum* se retrouvent également dans 75% des prélèvements. Parmi ces espèces, certaines sont toujours dominantes ou codominantes, alors que d'autres, comme *Thalassiosira rudolfii*, *Rhopalodia rhopala*, *Rhopalodia gracilis*, *Fragilaria ulna* et *Gomphonema parvulum*, quoique toujours présentes et parfois abondantes, ne deviennent jamais dominantes ou codominantes.

Achnanthes linearis, *Navicula cryptocephala*, *Nitzschia spiculum*, *Nitzschia fonticola*, *Amphora pediculus*, *Navicula radiosa*, *Gomphonema clevei* et *Gomphocymbella beccarii* semblent localisés à certaines stations ou à certaines périodes de l'année au sein d'une station donnée. C'est ainsi que *Gomphocymbella beccarii* se rencontre surtout à la station 4 et qu'il est très rare ailleurs, tandis que *Nitzschia fonticola* et *Navicula radiosa* ne se concentrent que dans les stations 4 et 8. Parmi les genres signalés dans les eaux faiblement minéralisées, seul *Gomphonema* parvient à atteindre un pourcentage élevé d'abondance (jusque 11%).

Sur les espèces, formes et variétés récoltées, 20 d'entre elles (tableau 6) représentent 60 à 98% de l'abondance relative de tous les taxons présents, ce qui donne l'impression, lorsque l'on étudie le matériel récolté, que la flore diatomique de la Rusizi est relativement monotone. Cependant, même si on se limite aux 20 espèces les plus abondantes, on constate que le pourcentage de chacune d'elles varie de station à station et qu'une certaine succession saisonnière peut être observée. Les figures 5 et

Tableau 6
Liste des espèces les plus abondantes dans la Rusizi

N° de la station Date	4				8				11				12				15									
	29-4 1982	6-7 1982	27-9 1982	3-11 1982	7-2 1983	19-4 1983	27-5 1982	6-7 1982	3-11 1982	19-4 1983	27-5 1982	3-11 1982	7-2 1983	7-2 1983	27-5 1982	6-7 1982	3-11 1982	3-1 1983	7-3 1982	29-4 1982	6-7 1982	27-9 1982	3-11 1982	29-11 1983	7-3 1983	
<i>Fragilaria alba</i> var. <i>demica</i>	10	2	16	37	31	19	8	4	44	13	11	8	48	6	25	8	26	34	28	7	11	23	64	22	15	
<i>Fragilaria dilatata</i>	7	24	8	1	2	3	4	2	19	6	4	7	4	3	4	20	10	20	16	5	24	7	8	8	8	
<i>Rhodospirium abnormis</i>	8	6	+	9	12	23	11	16	20	6	15	13	6	3	18	7	12	14	4	10	10	6	2	2	11	
<i>Cocconeis placentula</i>	10	3	8	11	6	14	4	4	8	6	5	6	15	6	3	7	8	11	2	7	8	7	4	17	13	
<i>Rhopalodia birmaniformis</i>	2	2	21	9	5	2	5	2	10	12	2	2	25	+	9	4	10	13	4	7	6	6	3	7	4	
<i>Achnanthes exigua</i>	4	7	+	1	8	1	4	11	5	+	13	5	+	4	2	+	2	+	+	3	3	2	+	3	7	
<i>Nitzschia leucostriata</i>	7	3	2	2	3	3	10	4	3	1	11	3	1	1	3	+	6	+	2	6	5	3	1	+	1	
<i>Achnanthes linearis</i>	+	+	-	-	-	-	1	3	1	-	3	1	-	21	-	2	7	10	5	10	9	2	1	3	+	
<i>Thalassiosira ruficollis</i>	5	+	12	3	6	3	2	2	+	2	+	1	2	5	+	3	1	3	+	2	1	1	3	7	2	
<i>Rhopalodia rhopalus</i>	2	1	7	2	4	1	2	+	1	1	1	1	8	+	3	4	4	2	3	2	1	+	2	1	2	
<i>Nitzschia cryptocapsula</i>	-	4	-	-	-	1	-	-	-	-	1	3	+	1	12	3	6	2	1	+	3	4	5	2	1	
<i>Fragilaria alba</i>	-	-	2	+	3	6	3	+	3	2	2	2	1	2	-	3	2	1	-	3	1	1	+	-	6	
<i>Comphonema parvulum</i>	2	1	4	1	2	+	3	1	1	-	2	1	-	+	+	3	-	1	3	1	1	+	3	5	-	
<i>Nitzschia apiculata</i>	+	-	-	-	-	-	8	3	4	2	1	+	2	-	-	-	-	-	-	1	2	2	6	1	+	
<i>Rhopalodia gracilis</i>	3	1	3	2	1	+	1	+	1	4	+	6	1	+	1	+	1	2	+	1	1	3	1	+	+	
<i>Nitzschia fossilicola</i>	2	10	+	6	+	3	3	3	+	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-	-	
<i>Ampelocera pedicularis</i>	+	1	-	1	1	1	1	2	-	-	14	-	-	-	-	+	2	-	-	+	+	1	-	-	-	
<i>Nitzschia radiosa</i>	2	-	1	+	1	2	6	3	2	+	+	-	-	-	+	-	-	-	-	+	+	+	-	-	3	
<i>Comphonema ciliat</i>	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	
<i>Comphonemella beccarii</i>	-	5	+	2	+	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
	66	85	84	95	85	87	71	72	81	88	75	69	76	76	86	81	76	85	79	85	60	80	72	98	71	74

* + = Espèce présente, mais représentée moins de 1% de la population diatomique totale

6 nous montrent la variation du pourcentage observé à différentes dates dans les 5 stations pour deux taxons présentant des maxima nets au cours de l'année: *Fragilaria dorsiventralis* et *Fragilaria ulna* var. *danica*. Ces deux taxons semblent montrer leur optimum de développement à des périodes différentes: *Fragilaria dorsiventralis* en juillet et *Fragilaria ulna* var. *danica* au début de novembre. À la figure 7, les abondances de 4 espèces sont comparées d'après les récoltes du 3 novembre 1982.

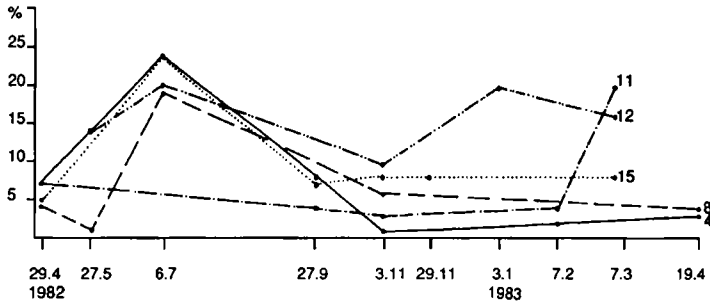


Fig. 5. — Variation du pourcentage de *Fragilaria dorsiventralis* dans la Rusizi.

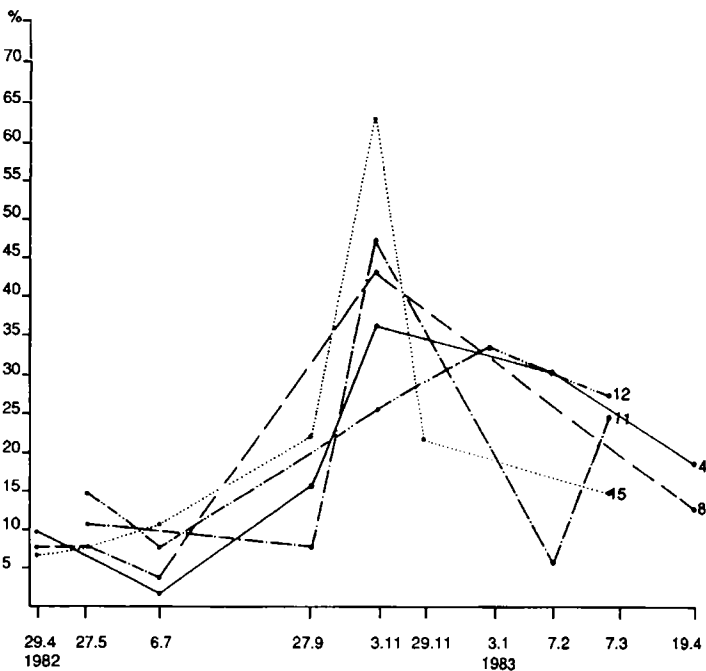


Fig. 6. — Variation du pourcentage de *Fragilaria ulna* var. *danica* dans la Rusizi.

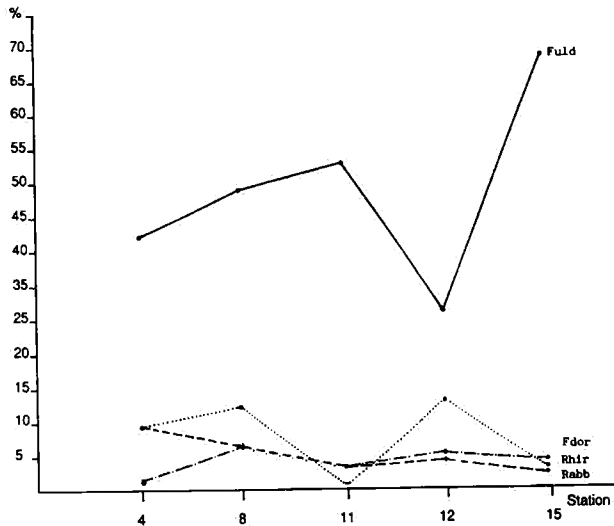


Fig. 7. — Variation du pourcentage de *Fragilaria ulna* var. *danica*, *Rhopalodia hirundiniformis*, *Fragilaria dorsiventralis* et *Rhoicosphenia abbreviata* dans les récoltes effectuées dans la Rusizi le 3.11.1982.

2.2 LES AFFLUENTS DE LA RUSIZI ET LA RIVIÈRE MUTIMBUZI

2.2.1. Facteurs physiques et chimiques et variations saisonnières.

Les affluents de la Rusizi ont été étudiés par LOZET (1949) MARLIER (1954) et SYMOENS (1968). La Mutimbuzi fut étudiée par DUBOIS (1958). Les résultats d'analyses physiques et chimiques de la plupart de ces rivières ont été repris dans les travaux de GERMAIN (1952), FRANKART & HERBILLON (1971), REEKMANS (1975).

Les résultats des analyses chimiques de LOZET (1949) et DUBOIS (1958) montrent que les eaux de ces rivières, y compris celles des affluents de la Rusizi sur la rive zaïroise, sont douces et pauvres en SO_4 et Cl . Leur pH est neutre ou très légèrement alcalin, mais il est probable que la teneur en sel est plus élevée à leur embouchure, suite au lessivage des terres qu'elles drainent.

Les tableaux 7 et 8 donnent les valeurs moyennes et extrêmes des différentes mesures et analyses effectuées sur les rivières citées ci-dessus.

Les températures moyennes des eaux y sont inférieures à celles de la Rusizi, à l'exception de celles de la Mpanda et de la Mutimbuzi. Les valeurs maximales pour certaines rivières (Nyakagunda et Kaburantwa) sont comparables aux minima observées dans la Rusizi.

Les pH sont en moyenne voisins de la neutralité, mais peuvent devenir faiblement acides ou basiques selon les saisons. Les pH y sont plus varia-

bles que dans la Rusizi puisque dans certaines rivières, des écarts de 1,1 à 1,5 peuvent être observés (Ruhwa, Nyakagunda, Muhira).

Tableau 7
Valeurs moyennes et extrêmes de quelques caractéristiques physiques et chimiques de l'eau des rivières de la plaine de la Rusizi (excepté la Rusizi) (température et pH: v. tableau 8)

	T°C	pH	C ₂₀ µS/cm	Na ⁺ mg/l	K ⁺ mg/l	Ca ²⁺ mg/l	Mg ²⁺ mg/l	CO ₃ ²⁻ mg/l	HCO ₃ ⁻ mg/l	Cl ⁻ mg/l	SO ₄ ²⁻ mg/l
Ruhwa (St. 1)	21 18-26	7,3 6,7-8,2	55 41-71	0,16 0,11-0,23	0,08 0,06-0,15	0,18 0,08-0,44	0,22 0,16-0,49	0	0,41 0,23-0,61	0,17 0,1-0,24	0,13 0,01-0,38
Nyakagunda (St. 3)	21,7 20,5-23	7,3 6,7-7,9	63 41-133	0,17 0,08-0,49	0,01 0,02-0,10	0,20 0,10-0,53	0,25 0,17-0,50	0	0,54 0,28-1,30	0,09 0,06-0,17	0,02 0-0,11
Nyamagana (St. 6)	22,1 20,5-24	7,7 7,5-8,0	90 58-112	0,13 0,08-0,16	0,04 0,03-0,09	0,39 0,23-0,61	0,42 0,25-0,68	0	0,82 0,63-1,05	0,07 0,07-0,08	0,15 0-0,50
Muhira (St. 7)	22,4 21-24	7,7 7,1-8,2	71 59-87	0,11 0,07-0,15	0,04 0,03-0,07	0,31 0,23-0,66	0,32 0,17-0,43	0	0,70 0,48-1,08	0,09 0,08-0,12	0,14 0-0,37
Kaburantwa (St. 9)	21,8 20-23	7,5 7,4-7,8	43 34-50	0,11 0,07-0,15	0,04 0,03-0,06	0,15 0,10-0,36	0,16 0,13-0,23	0	0,38 0,25-0,76	0,07 0,05-0,11	0,18 0-0,48
Kaguzuzi (St. 10)	22 20-24	7,6 7,3-8,0	47 32-54	0,13 0,08-0,16	0,04 0,03-0,07	0,19 0,13-0,47	0,18 0,15-0,30	0	0,45 0,25-0,80	0,08 0,06-0,16	0,14 0-0,40
Mpanda (St. 13)	24,9 23-27	7,4 7,1-7,8	55 17-73	0,26 0,15-0,35	0,08 0,03-0,14	0,18 0,12-0,32	0,19 0,15-0,33	0	0,49 0,35-0,92	0,09 0,07-0,17	0,28 0,01-0,83
Mutimbuzi (St. 14)	24,9 21,27	7,6 7,8-8,3	79 30-116	0,25 0,15-0,34	0,11 0,05-0,64	0,39 0,28-0,63	0,32 0,15-0,57	0	0,74 0,25-1,28	0,09 0,06-0,20	0,16 0-0,80

N.B.: Pour chaque station, la première ligne représente les valeurs moyennes des mesures et analyses effectuées, tandis que la 2^e ligne donne les valeurs minimales et maximales observées.

Tableau 8
Températures et pH de l'eau des rivières de la plaine de la Rusizi (excepté la Rusizi) lors des prélèvements

		29-4 1982	27-5	6-7	27-7	27-8	27-9	3-11	29-11	3-1 1983	7-2	7-3	19-4	Moyenne
Ruhwa (St. 1)	T°C	26	21	20	18	20	21	-	21	26	19,4	19,5	19,5	21
	pH	7,3	7,4	7,5	8,2	7,7	7,5	7,3	7,0	7,4	6,7	6,9	7,2	7,3
Nyakagunda (St. 3)	T°C	22,5	23	22	21	-	22	-	22,5	22,5	20,5	21,5	20,5	21,7
	pH	7,4	7,4	7,5	7,4	7,9	7,6	7,5	6,7	7,4	6,9	7,3	7,4	7,3
Nyamagana (St. 6)	T°C	23	24	22	20,5	-	23	-	22	23	21,5	20,5	21,5	22,1
	pH	7,7	7,8	7,9	7,9	8,0	7,8	7,8	7,6	7,6	7,5	7,6	7,5	7,7
Muhira (St. 7)	T°C	24	23,5	22	21	-	23	-	21,5	23	21,7	21,5	23,5	22,4
	pH	7,8	8,0	8,2	8,0	7,1	8,0	7,9	7,5	8,0	7,9	7,5	7,6	7,7
Kaburantwa (St. 9)	T°C	23	23	22	20	-	23	-	20,5	22,5	21	21	22	21,8
	pH	7,4	7,4	7,7	7,8	7,7	7,5	7,4	7,5	7,5	7,5	7,4	7,4	7,5
Kaguzuzi (St. 10)	T°C	23	22	22	20	-	24	-	20	24	22	22	22	22
	pH	7,5	7,7	7,9	7,7	8,0	8,0	7,6	7,3	7,6	7,7	7,5	7,4	7,6
Mpanda (St. 13)	T°C	25	27	24	24	-	27	-	23	24	24	23,5	27,5	24,9
	pH	7,3	7,5	7,8	7,7	7,7	7,7	7,4	7,1	7,3	7,4	7,4	7,2	7,4
Mutimbuzi (St. 14)	T°C	25	27	26	25,5	-	26	-	27	21	24	23	25	24,9
	pH	7,4	8,0	8,2	8,0	8,3	8,1	7,9	7,4	6,8	7,3	7,3	7,4	7,6

La conductivité électrique est très faible et dépasse rarement $100 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$. Nous avons observé les valeurs les plus basses dans la Mpanda ($17 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$), les plus élevées ($133 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) dans la Nyakagunda.

Les ions majeurs y sont également représentés en faibles concentrations par rapport à la Rusizi. Alors que les eaux de cette dernière sont bicarbonatées sodico-magnésiennes, très pauvres en Ca et bien pourvues de K, celles des autres rivières de la plaine sont soit bicarbonatées sodico-magnésiennes, avec dominance de Na (cas de la Mpanda), soit calcico-magnésiennes avec dominance de Mg (cas des rivières Ruhwa, Nyakagunda, Muhira et Kaburantwa) ou de Ca (cas de la Kagunuzi et de la Mutimbuzi). Bien que Ca soit l'ion dominant ou codominant dans la plupart de ces rivières, il faut remarquer que les concentrations moyennes de Ca les plus élevées dans ces rivières ($0,39 \text{ méq}\cdot\text{l}^{-1}$) sont comparables à celles observées dans les stations de la moyenne Rusizi alors que nous caractérisons cette rivière par sa pauvreté en ions Ca (mais il s'agit plutôt d'une pauvreté relative), K est le cation le moins abondant; les carbonates y sont absents, tandis que les concentrations moyennes de sulfates y sont, à l'exception de la Nyakagunda, supérieures à celles de la Rusizi dans son cours moyen.

Les travaux antérieurs n'ayant pas traité des problèmes de variations saisonnières des facteurs physiques et chimiques dans ces rivières, nous donnerons dans les lignes qui suivent quelques renseignements à ce sujet.

La Ruhwa.— La température de l'eau est à son minimum à la fin de juillet et reste inférieure à la moyenne pendant la saison sèche et de février à avril 1983.

Le pH moyen est de 7,3; le maximum s'observe à la fin de juillet, le minimum au début de février. Le pH reste supérieur à la moyenne de mai à septembre, ainsi qu'au début de janvier, c'est-à-dire pendant la grande et la petite saison sèche.

Les eaux de la Ruhwa ont une faible conductivité et les valeurs maximales ont été observées à la fin de juillet, période à laquelle le pH, le Ca et les bicarbonates atteignent leur concentration maximum. Le Na est le plus concentré à la fin d'août, le Mg à la fin de septembre et le K au début de mars comme pour la Rusizi. Les minima pour la conductivité électrique, le Mg et le Ca s'observent au début de février; au début de novembre et de mars pour le Na; au début de janvier pour les bicarbonates. Le K atteint 3 fois sa teneur minimale aux mois de mai, janvier et août (v. fig. 8a).

La Nyakagunda.— La température reste partout supérieure à 20°C et les écarts entre les températures extrêmes restent faibles pour une rivière petite comme la Nyakagunda.

Le pH reste plus ou moins neutre au cours de toute l'année. Le maximum est atteint à la fin du mois d'août et le minimum à la fin de novembre.

La Nyakagunda est le seul affluent de la rivière Rusizi dont l'eau atteint une conductivité électrique de $133 \mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$, valeur triple du minimum observé. Les valeurs maximales sont observées à la fin du mois d'août pour la conductivité électrique, le Na, le Ca, Mg et HCO_3 . À la fin de septembre, les pluies sont devenues déjà importantes et les teneurs en différents ions diminuent de moitié ou du tiers par rapport au mois d'août. Le K atteint son optimum (5 fois la valeur minimale) à la fin de novembre, en pleine saison pluvieuse. Les minima sont atteints en février pour la conductivité électrique, le Ca, le Mg; en mars pour le Na; en mai pour le K et à la fin de novembre pour les bicarbonates (v. fig. 8b).

La Nyamagana.— La température de l'eau de la Nyamagana est plus élevée que celle des deux rivières précédentes. Comme pour la Nyakagunda, la température ne varie pas beaucoup au cours de l'année.

Le pH varie très peu au cours de l'année; le maximum (8,0) est atteint au mois d'août, le minimum (7,5) en février et avril 1983.

La Nyamagana garde constamment des valeurs relativement élevées de la conductivité; celle-ci ne descend jamais en dessous de $59 \mu\cdot\text{cm}^{-1}$. Elle augmente du début des observations jusque fin septembre, puis diminue avec les pluies du mois de novembre et la valeur maximale est atteinte à la fin de ce mois. Le Na, le Mg et les bicarbonates ont leur concentration maximum à la fin de septembre; le Ca à la fin de juillet et le K au début de février lorsque le Ca, le Mg et la conductivité électrique sont à leur valeur minimale. Au mois de mars, le Na atteint sa concentration minimum (v. fig. 8c).

La Muhira.— La température de l'eau est plus élevée que dans les rivières précédentes. La température minimale apparaît à la fin de juillet.

Le pH de l'eau est neutre à faiblement basique. Le pH le plus bas est observé à la fin du mois d'août, suite à une période de pluies dans la deuxième quinzaine du mois.

C'est le deuxième affluent de la Rusizi à avoir une conductivité "élevée" avec une moyenne de $71 \mu\cdot\text{cm}^{-1}$. Ici, la valeur maximale atteinte au début de novembre égale 1,5 fois la valeur minimale observée en avril et en février. Le Mg et le Na atteignent leur concentration maximale à la fin de septembre, le Ca et les bicarbonates à la fin du mois d'août, le K l'a au mois de mars, lorsque le Na atteint sa valeur minimale. Les minima pour le Ca et les bicarbonates s'observent à la fin d'avril 1982; en février, c'est le Mg et la conductivité électrique qui atteignent leur valeur minimale (v. fig. 8d).

La Kaburantwa.— La température moyenne est seulement de 218°C et on constate que les écarts de température ne sont pas fort élevés au cours de nos observations.

Le pH de la rivière varie très peu (7,4 à 7,8) et les valeurs dépassant la moyenne ne s'observent qu'en juillet et août.

La Kaburantwa est l'affluent de la Rusizi qui possède la plus faible conductivité électrique moyenne. Comparée aux autres rivières, elle présente de faibles écarts de conductivité (34 50 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$). La valeur maximale est atteinte à la fin de septembre en même temps que le Mg est à sa plus haute concentration (elle atteindra également cette valeur au mois de mars). Le Na aura son maximum à la fin de juillet, le Ca à la fin de novembre. À cette période, les bicarbonates sont élevés, mais ce ne sera qu'au début de mars qu'ils atteindront leur concentration maximum. Les minima se situent au début de nos observations pour la conductivité et les bicarbonates, au début de novembre pour le Mg et de mars pour le Na (v. fig. 9a).

La Kagunuzi.— Les températures de l'eau restent égales ou supérieures à la moyenne à l'exception de celles des mois de juillet et de novembre.

Comme pour la rivière précédente, le pH est peu variable et reste neutre à faiblement alcalin.

De même que la Kaburantwa, la Kagunuzi a une eau de faible conductivité avec des maxima de juillet à septembre 1982, puis en avril 1983. Le minimum est constaté à la fin de novembre en même temps que celui du Ca, Mg et des bicarbonates. Le Na atteint sa concentration maximale en août, le Ca et le Mg à la fin de septembre. À ce moment, les bicarbonates sont abondants mais il faudra attendre le mois d'avril pour avoir la plus haute valeur. Le K atteint sa valeur maximale en mars lorsque le Na est à son minimum de concentration. (v. fig. 9b).

La Mpanda.— La rivière a déjà parcouru une distance importante dans la plaine avant d'arriver au point de prélèvement de nos échantillons, ce qui explique les fortes températures observées.

Le pH varie très peu et reste neutre au cours de la période d'observation.

Bien que la rivière ait déjà fait un parcours important dans la plaine, sa conductivité électrique reste faible. Un maximum est observé à la fin de juillet et un minimum au début de février. Le Na a son maximum en même temps que la conductivité électrique, le Ca et le Mg à la fin de septembre. Les bicarbonates atteignent le maximum en avril et le K en février-mars. En février, la conductivité électrique et le Ca atteignent leur valeur minimale; en mars, c'est le Na qui atteint la concentration la plus basse. (v. fig. 9c).

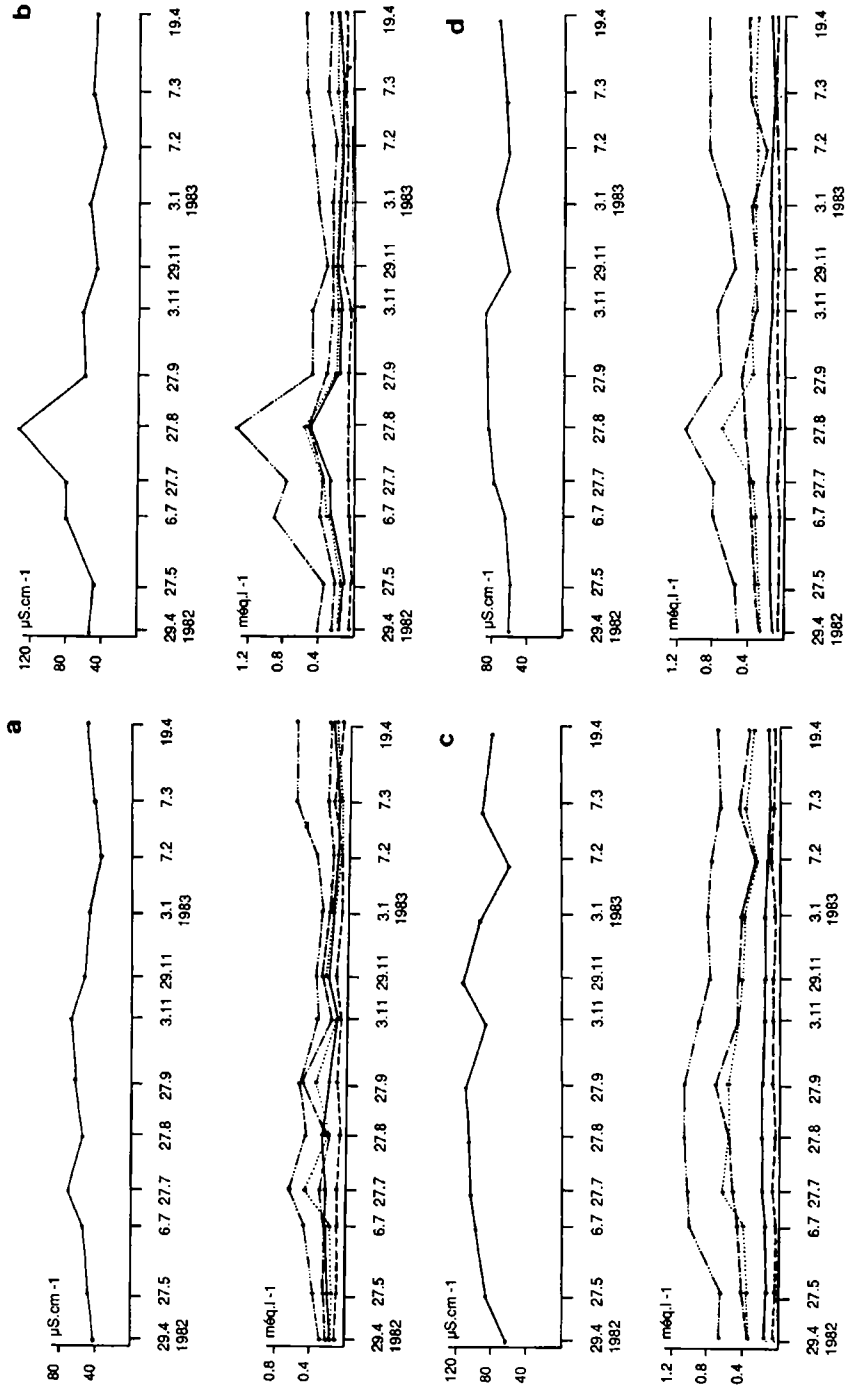


Fig. 8. — Variations saisonnières de la conductivité électrique et des ions majeurs dans les rivières de la plaine de la Rusizi (a: Ruhwa; b: Nyakagunda; c: Nyamagana; d: Muhira). — Mêmes symboles qu'à la fig. 10.

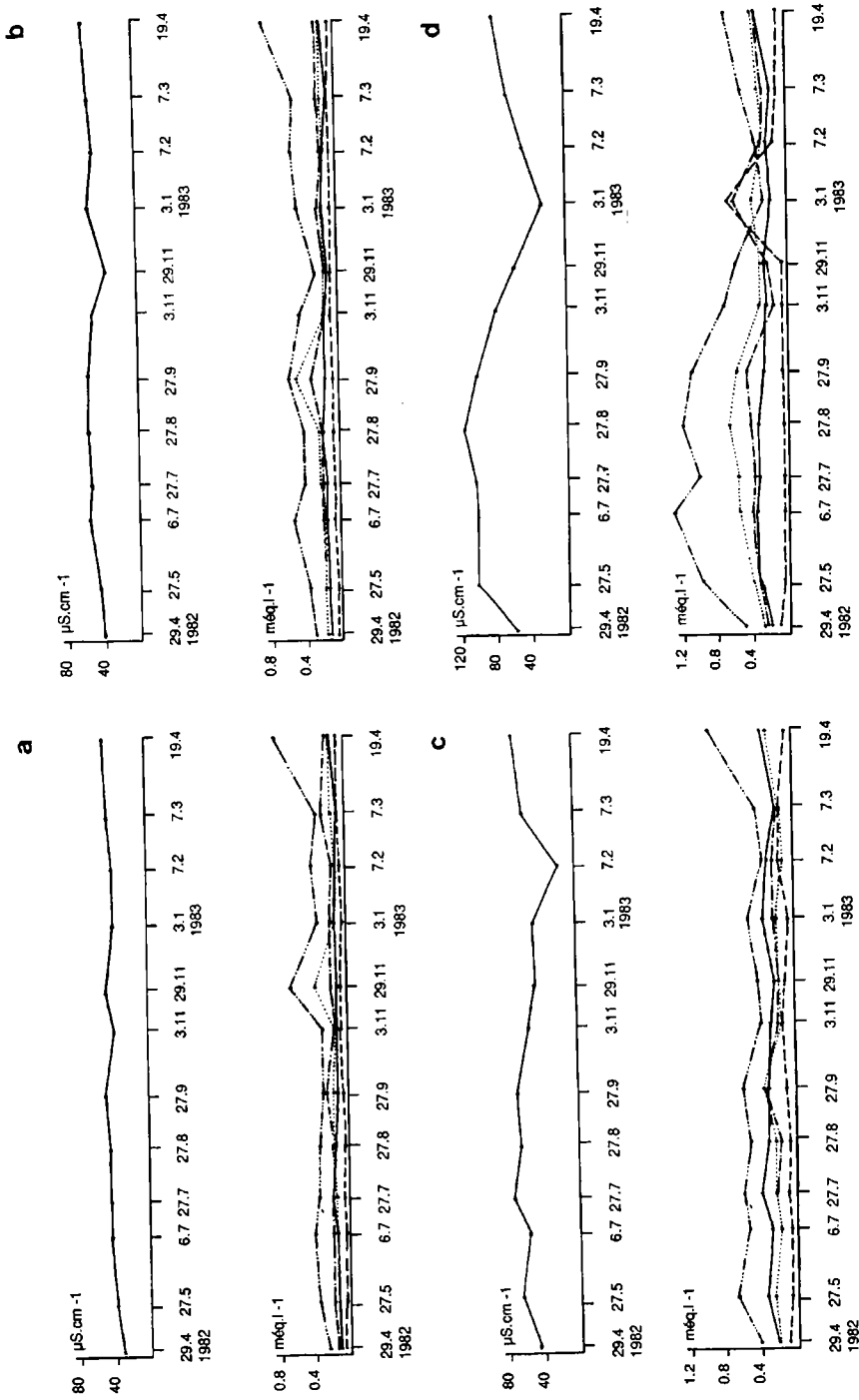


Fig. 9. — Variations saisonnières de la conductivité électrique et des ions majeurs dans les rivières de la plaine de la Rusizi (a: Kaburantwa; b: Kagunuzi; c: Mpanda; d: Mutimbuizi). — Mêmes symboles qu'à la fig. 10.

La Mutimbuzi.— La température de l'eau est élevée comme celle de la Mpanda et les écarts entre les minima et les maxima sont importants.

Le pH est très variable; les hautes valeurs de mai à début novembre correspondent aux faibles pluviosités de cette période.

La conductivité électrique, fort variable, est plus élevée que celle de la plupart des affluents de la Rusizi. Dès que les pluies commencent à se raréfier, les concentrations de sels augmentent et un maximum est observé à la fin d'août. Dès novembre, la minéralisation diminue jusqu'à atteindre un minimum au début de janvier. De là à la fin de l'observation, la minéralisation de l'eau augmente à nouveau.

Le Na et les bicarbonates sont les plus élevés au début de juillet, le Ca à la fin d'août; le K et le Mg en janvier quand la conductivité est la plus basse. Le K y atteint 13 fois sa valeur minimale. Les minima se situent en mars pour Na, en février pour Ca, en janvier pour les bicarbonates et au début de novembre pour Mg (v. fig. 9d).

2.2.2. *La flore diatomique*

Les rivières faiblement minéralisées de la plaine de la Rusizi se montrent plus pauvres en taxons que la Rusizi (53 à 86 taxons par rivière). Plusieurs taxons sont communs à toutes les rivières, d'autres par contre, n'ont été rencontrés que dans l'une ou l'autre rivière.

Malgré le nombre élevé de taxons (160) observés dans ces rivières, 17 d'entre eux seulement peuvent être considérés comme fréquents et abondants. À partir des comptages effectués dans les échantillons les plus riches en frustules, nous avons dressé le tableau 9 donnant les pourcentages de ces 17 taxons par rapport à la population diatomique totale de chaque prélèvement.

Faute de temps et d'un nombre suffisant de préparations de diatomées, il ne nous a pas été possible de faire plus de comptages; cependant, comme pour la Rusizi, il doit exister une succession d'assemblages pour chaque rivière, liée probablement aux variations de la composition chimique de l'eau.

En comparant le tableau des pourcentages des 17 taxons de diatomées les plus abondants dans ces rivières au tableau 7 relatif à la Rusizi, nous constatons que 9 espèces sont communes aux deux types d'eau, à savoir: *Navicula cryptocephala*, *Achnanthes linearis*, *Fragilaria dorsiventralis*, *Gomphonema parvulum*, *Achnanthes exigua*, *Fragilaria ulna*, *Cocconeis placentula*, *Gomphonema clevei* et *Nitzschia fonticola*. Les deux premières espèces sont très rares dans les stations 4 et 8 de la Rusizi, mais deviennent abondantes dans les stations de la basse Rusizi; elles sont dominantes et codominantes dans les autres rivières. La présence de ces

espèces, et probablement aussi de *Gomphonema clevei*, *Gomphonema parvulum*, *Achnanthes exigua* et *Fragilaria ulna* dans la Rusizi pourrait être due à un entraînement à partir des eaux des affluents. *Fragilaria dorsiventralis*, codominant dans la Rusizi, occupe la troisième position dans les autres rivières; *Cocconeis placentula* (quatrième position dans la Rusizi) occupe la neuvième place dans ses affluents et la Mutimbuzi. On pourrait donc penser que ces deux espèces se développent mieux dans les eaux "fortement" minéralisées, mais qu'elles abondent néanmoins dans les rivières à faible minéralisation.

Tableau 9

Pourcentage des 17 taxons de Bacillariophycées les plus abondants dans les rivières de la plaine de la Rusizi par rapport à la population diatomique totale de chaque prélèvement (récoltes de 1982)

N° de la station	1		3		6		7		9		10		13		14	
	Date	3-11	6-7	27-9	3-11	6-7	27-9	27-5	27-9	29-4	6-7	6-7	3-11	6-7	3-11	
<i>Navicula cryptocephala</i>	14	32	20	57	17	9	7	6	6	27	15	7	11	19		
<i>Achnanthes linearis</i>	27	+	5	3	11	-	39	14	18	27	13	15	9	3		
<i>Fragilaria dorsiventralis</i>	6	10	2	7	23	15	6	2	-	3	10	+	-	5		
<i>Navicula musica</i>	4	5	2	+	7	6	7	5	26	7	5	22	3	1		
<i>Gomphonema parvulum</i>	19	5	14	2	8	2	6	4	4	5	3	3	5	2		
<i>Nitzschia linearis</i>	1	9	1	4	2	11	1	7	2	6	6	1	8	4		
<i>Achnanthes exigua</i>	+	6	+	+	7	-	6	5	4	3	6	3	13	6		
<i>Fragilaria ulna</i>	6	3	1	1	4	7	4	4	+	6	-	+	5	11		
<i>Cocconeis placentula</i>	+	1	7	6	3	6	3	5	1	2	5	1	1	3		
<i>Navicula viridula</i> var. <i>rostellata</i>	+	2	1	4	+	6	-	2	+	+	3	1	10	4		
<i>Gomphonema clevei</i>	-	5	4	6	1	1	2	4	-	2	1	+	4	2		
<i>Gyrosigma scalpoides</i>	-	+	4	3	+	-	-	-	-	+	-	1	5	12		
<i>Navicula schroeteri</i>	6	3	2	+	3	1	1	1	+	1	+	+	1	2		
<i>Nitzschia fonticola</i>	+	+	+	-	-	-	-	+	1	1	+	12	5	1		
<i>Pinnularia subcapitata</i>	+	+	1	-	1	-	1	1	5	-	1	6	2	-		
<i>Gyrosigma acuminatum</i>	-	+	1	+	+	1	-	-	-	-	+	1	5	6		
<i>Achnanthes lanceolata</i>	1	2	+	-	-	-	1	1	5	+	2	1	-	+		

* + = Espèce présente, mais représentant moins de 1% de la population diatomique totale.

2.2.3. Synthèse et conclusions

Les pages précédentes détaillent les données sur les rivières de la plaine de la Rusizi. Les points suivants nous intéressent plus particulièrement:

1. La température des eaux de la Rusizi est relativement élevée (23-27°C), le plus souvent plus élevée que celle des autres rivières, à l'exception de la Mpanda et de la Mutimbuzi;
2. L'eau de la Rusizi est très basique, son pH (8,9-9,6) est constamment supérieur à celui de ses affluents;

3. La conductivité électrique des eaux de la Rusizi (445 - 918 $\mu\text{S.cm}^{-1}$); elle décroît de l'amont vers l'aval; même dans son cours inférieur, elle reste beaucoup plus élevée que celle des autres rivières;
4. Les eaux de la Rusizi sont bicarbonatées sodico-magnésiennes, celles des autres rivières bicarbonatées calcico-magnésiennes (avec dominance de Mg ou de Ca) ou sodico-magnésiennes (avec dominance de Na). Bien que nous ayons caractérisé les eaux de la Rusizi par leur pauvreté en Ca (cation le moins représenté en méq. l⁻¹), les concentrations de Ca y sont dans bien des cas supérieures à celles observées dans les eaux calcico-magnésiennes des affluents, mais le rapport Ca/Mg y est plus faible.
5. Les variations saisonnières de la minéralisation peuvent être importantes, surtout dans les affluents de la Rusizi; de plus, l'ordre d'abondance des ions présents peut y varier d'un mois à l'autre, corrélativement aux variations du niveau de la hauteur des eaux.
6. De ce qui vient d'être dit, il résulte que les affluents diluent progressivement les eaux de la Rusizi.
7. La Rusizi, ses affluents et la Mutimbuzi se sont révélés très riches en diatomées: nous y avons trouvé 208 espèces, variétés et formes, dont de nombreux taxons tropicaux voire endémiques d'Afrique tropicale (MPAWENAYO 1985).
8. Dans ce grand nombre de taxons, certains d'entre eux ne sont présents que dans peu de récoltes et même y sont peu abondants. Dans la Rusizi, 20 taxons représentent 60 à 98% de l'abondance relative de tous les taxons présents; dans ses affluents et la Mutimbuzi, on en compte seulement 17.
9. Une certaine variation de l'abondance relative des espèces les plus abondantes a été mise en évidence.
10. Certaines espèces présentent un maximum de développement dans la Rusizi (par exemple: *Rhopalodia hirundiniformis*, *Rhopalodia rhopala*, *Rhopalodia gibba*, *Rhopalodia gracilis*, *Rhoicosphenia abbreviata*, *Fragilaria ulna* var. *danica*, *Thalassiosira rudolfii*, *Navicula radiosa*), d'autres dans les rivières peu minéralisées (*Navicula cryptocephala*, *Navicula mutica*, *Gomphonema parvulum*, *Achnanthes linearis*, *Gyrosigma scalproides*). Des espèces communes aux deux types d'eau ont été également trouvées malgré les différences très remarquables qui existent entre ces rivières, surtout du point de vue des facteurs physiques et chimiques.

3. Le Lac Tanganyika

3.1. CARACTÉRISTIQUES PHYSIQUES ET CHIMIQUES DE L'EAU

3.1.1. *Études antérieures* (v. STAPPERS 1914, J. KUFFERATH 1952, TALLING & TALLING 1965, SYMOENS 1956, 1968, DEELSTRA 1972, DEGENS *et al.* 1971, MELACK & LIVINGSTONE 1980).

La couleur et la transparence.— La couleur et la transparence varient très fortement suivant l'endroit (large, baies, proximité d'un affluent) et la nature du fond.

Les eaux du large sont bleues et la transparence y atteint 8 à 22 m (CAPART 1949, DUBOIS 1958, HECKY *et al.* 1981). En saison sèche, la transparence peut diminuer à cause des sédiments et des poussières amenés en surface par les vents forts et réguliers du sud-est. Lorsque des fleurs d'eau à Cyanophycées se développent (SYMOENS 1956, DUBOIS 1958, HECKY & KLING 1981), la transparence peut être pratiquement nulle.

Dans les baies à fond sableux ou vaseux, l'eau est verte et la transparence descend à 2,5 m.

À proximité des rivières charriant des sédiments, l'eau, de plus en plus jaune, devient brune à l'approche de l'estuaire de la rivière, et la transparence tombe à 30 cm.

La température.— La température moyenne de l'eau dans les 100 premiers mètres serait proche de 25°C. Des températures allant jusqu'à 28°C à la surface ont été signalées par STAPPERS (1914), CAPART (1952) et DEELSTRA (1971). Selon CAPART (1952), la couche d'eau thermiquement stable se situe entre 250 m et le fond. D'après DEGENS *et al.* (1971), la température de l'eau devient uniforme en-dessous de 400 m (23,3°C ± 0,05).

Des eaux de pluie et d'affluents, à température plus basse que celle du lac, coulent au fond de ce dernier. Des études isotopiques ont cependant montré que les eaux profondes du lac Tanganyika ne venaient pas de ses affluents, mais seraient des reliques d'un régime climatique plus froid et sec (CRAIG 1974).

La conductivité électrique, la salinité et la dureté.— La conductivité électrique à 20°C varie de 606 à 690 $\mu\text{s}.\text{cm}^{-1}$ (J. KUFFERATH 1952, DEELSTRA 1972), ce qui classe le lac Tanganyika dans la catégorie II des lacs de l'Afrique de l'Est (TALLING & TALLING 1965, SYMOENS 1968, DEELSTRA 1971).

La salinité totale varie de 357 $\text{mg}.\text{l}^{-1}$ à 460 $\text{mg}.\text{l}^{-1}$ (STAPPERS 1914, SYMOENS 1968) et il y aurait une légère augmentation de salinité et de conductivité dans les couches profondes (BEAUCHAMP 1939, KUFFERATH 1952).

Les eaux du lac sont moyennement dures (19,4° fr.).

Le pH, les ions majeurs et mineurs.— L'eau du lac Tanganyika a un pH élevé (8,9 - 9,0, SYMOENS 1968 et DEELSTRA 1972). Elle contient des quantités relativement élevées de magnésium, sodium et, dans une certaine mesure, de potassium. Le magnésium est le cation dominant (en méq. l⁻¹), le calcium étant le cation majeur le moins représenté. Parmi les anions, les bicarbonates sont dominants, tandis que les sulfates, comme dans la plupart des eaux africaines, sont en concentrations très faibles.

La basse concentration de l'eau en sulfates, écrivait VAN MEEL (1954), est probablement due à l'utilisation du soufre dans la construction de la matière organique, puis le soufre serait en grande partie précipité dans les sédiments sous forme de sulfure de fer ou de cuivre insolubles, alors que les chlorures ne se lient guère à la matière organique et restent dissous dans l'eau.

Les nitrates, les nitrites et les phosphates sont peu abondants. Les phosphates augmenteraient en profondeur (DEGENS *et al.* 1971). L'azote pourrait se trouver sous forme organique non assimilable par les algues. DEGENS *et al.* (1971) ont observé un maximum pour les nitrates et nitrites dans la zone de transition entre les eaux oxygénées et non oxygénées, lié au recyclage de la matière organique et à l'oxydation partielle d'ammoniaque. L'abondance anormale d'ammoniaque trouvé en surface serait peut-être due à l'eau de pluie. L'appauvrissement des eaux en nitrates, nitrites et phosphates en surface et jusqu'à 100 m de profondeur est dû à la présence d'organismes qui consomment ces nutriments dans la zone oxygénée.

Les teneurs en silice dissoute sont faibles comme dans les eaux de la Rusizi, alors que dans les affluents, elles sont plus élevées. Cependant, l'eau profonde du monimolimnion serait riche en silice (DEGENS *et al.* 1971).

L'oxygène dissous.— L'oxygène dissous est un élément essentiel à la vie d'organismes aérobies du lac. Son absence cause la mort de ces organismes. Toute la surface du lac est fortement oxygénée jusqu'à une profondeur variant suivant les saisons et les bassins entre 40 et 115 m au nord, 110 et 225 m au sud (J. KUFFERATH 1952, DUBOIS 1958, DEGENS *et al.* 1971).

La grande partie du lac (4/5) serait donc constituée d'une énorme masse d'eau putride, privée complètement d'oxygène et impropre à la vie d'organismes aérobies. Seules les bactéries anaérobies, responsables de la production de sulfure d'hydrogène toxique, et de larves d'insectes peuvent vivre dans ce milieu non oxygéné. Cependant, COULTER (*in* BEADLE 1981) a récemment constaté que certaines espèces de poissons pouvaient, au moins temporairement, vivre dans des eaux très pauvres en oxygène (en-dessous de 2% de saturation), voire apparemment anoxiques.

3.1.2. Résultats de la présente étude

Comme pour les rivières, une étude des paramètres physiques et chimiques de l'eau de la zone littorale du lac Tanganyika a été effectuée pendant les 12 mois d'observation.

Les valeurs de la température et du pH de l'eau observées dans la zone littorale du lac confirment les données antérieures. La température de l'eau est la plus basse au début de janvier et en mai (25°) et la plus élevée en avril (30°). La zone littorale surtout semble influencée par la température de l'air. Le pH varie peu au cours de l'année (9,0 à 9,4) et ne semble pas lié aux précipitations.

La conductivité électrique qui classait le lac Tanganyika dans la catégorie II de TALLING & TALLING 1965, SYMOENS 1968, DEELSTRA 1971, situe la portion étudiée de la zone littorale à la limite supérieure de la catégorie I des mêmes auteurs ($C_{20} < 600 \mu\text{S.cm}^{-1}$).

Pour l'eau de la zone littorale, la moyenne de nos mesures est de $544 \mu\text{S.cm}^{-1}$. La conductivité la plus élevée observée à la fin de juillet, ne dépasse pas $583 \mu\text{S.cm}^{-1}$. Les plus faibles valeurs sont observées à la fin de novembre et au début de janvier (voir figure 10).

L'eau du lac est bicarbonatée sodico-magnésienne, avec dominance de magnésium. Le rapport Mg/Ca est élevé et, comme dans les eaux de la Rusizi, c'est le calcium qui occupe la dernière place en classification parmi les cations majeurs. Les chlorures y sont plus importants que dans la Rusizi, mais les sulfates sont en concentrations plus faibles dans le lac Tanganyika.

La fig. 10 donne la variation saisonnière de la conductivité et des ions majeurs. Les cations, à l'exception du calcium, sont les plus concentrés au début de février lorsque le calcium atteint sa concentration minimale. Comme dans la Rusizi, le sodium est moins concentré au mois de mars. Le calcium présente un maximum à la fin de septembre, les bicarbonates au mois de juillet. Les concentrations minima pour les bicarbonates et le magnésium se situent à la fin de novembre, celles des carbonates et du potassium au début de janvier. À l'exception du magnésium et des bicarbonates, les concentrations les plus élevées sont le double (ou même plus) des minima observées pour les mêmes ions. Cela semble montrer que dans la portion de la zone littorale que nous avons étudiée, les précipitations influencent davantage la concentration ionique que le pH; certains ions y montrent des variations appréciables d'un mois à l'autre.

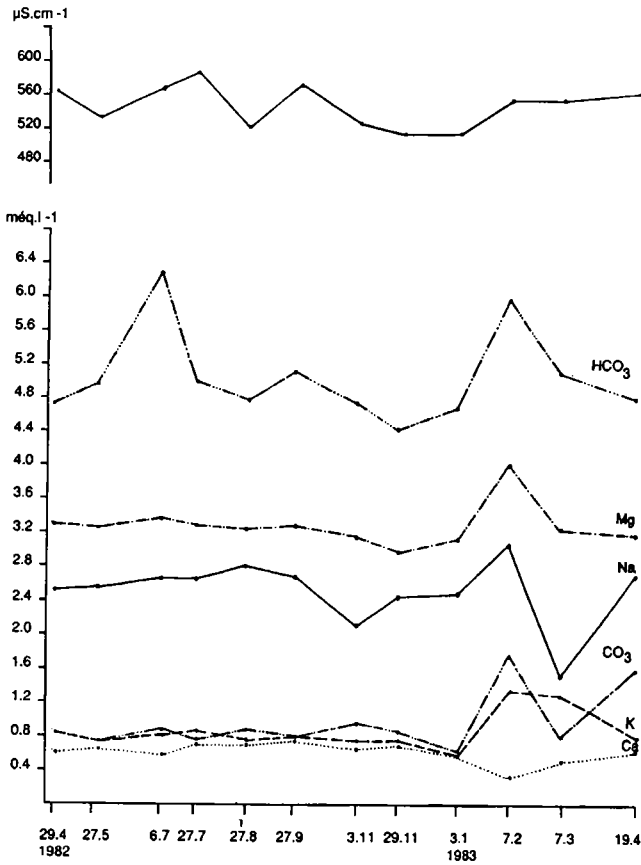


Fig. 10. — Variation saisonnière de la conductivité électrique et des ions majeurs dans le lac Tanganyika.

3.2. LA FLORE ALGALE ET SA SUCCESSION SAISONNIÈRE

3.2.1. Études antérieures

La flore algale du lac Tanganyika a été étudiée par WEST (1907), VAN MEEL (1954), H. KUFFERATH (1956), HECKY *et al.* (1978, 1981, 1987), CALJON (1991), CALJON & COCQUYT (1991), COCQUYT (1991). L'étude de WEST décrit les algues planctoniques pélagiques, ainsi que les formes trouvées dans le plancton des baies, et donne l'abondance relative des diverses espèces. VAN MEEL s'est surtout attaché à une meilleure connaissance de la répartition géographique, tant en surface qu'en profondeur. HECKY *et al.* ont étudié le phytoplancton de la zone euphotique et plus spécialement la composition spécifique, la biomasse, la teneur en chloro-

phylle et leur distribution spatio-temporelle.

SYMOENS (1955a, 1955b, 1956a, 1959) s'est particulièrement intéressé aux fleurs d'eau à cyanophycées apparaissant à la transition saison sèche - saison des pluies. H. KUFFERATH (1956), CALJON (1991), CALJON & COCQUYT (1992) ont étudié les algues composant les sédiments du lac Tanganyika; COCQUYT (1991) a étudié les diatomées épilithiques d'un récif thrombolitique du même lac.

L'étude de la composition du phytoplancton du lac montre que, dans l'ensemble, il s'agit d'un plancton à Bacillariophycées, Chlorophycées et Cyanophycées (WEST 1907, VAN MEEL 1954). Selon VAN MEEL (1954), le phytoplancton de la région pélagique serait formé par l'association à *Oocystis-Nitzschia-Anabaena-Anabaenopsis*.

L'étude de VAN MEEL (1954) a montré que la distribution des algues varie tant horizontalement que selon la profondeur; les rares constituants phytoplanctoniques dénombrés au-delà de 50-60 m sont généralement des éléments morts. Cette constatation a été ultérieurement vérifiée à la fois dans les bassins du nord, du centre et du sud, par HECKY *et al.* (1981), qui ont trouvé des différences du point de vue de la composition floristique, de la teneur en chlorophylle dans les eaux superficielles et subsuperficielles, de la biomasse algale, de celle des Cyanophycées et du taux photosynthétique optimal. À la hauteur de Bujumbura, ces auteurs ont constaté qu'il y avait très peu d'algues vivantes en-dessous de 25 m de profondeur.

Ce sont surtout les recherches de HECKY et KLING (1981) qui nous renseignent sur la succession saisonnière à la fois qualitative et quantitative du phytoplancton du lac. Leurs observations faites près de Bujumbura leur permettent de distinguer trois périodes:

- a) De mi-février à la fin avril, les Chlorophycées dominent (40% de la biomasse phytoplanctonique) avec la présence de *Kirchneriella*, *Treubaria*, *Lagerheimia*, *Lobocystis*, *Quadricoccus* et *Dictyosphaerium*. La biomasse est inférieure à 100 mg m^{-3} .
- b) De mai à mi-septembre, la biomasse algale passe à $100\text{-}200 \text{ mg.m}^{-3}$ et est dominée par les Chrysophycées, les Bacillariophycées, ou les deux à la fois. Les Chrysophycées sont dominantes au début du mois de mai; vers la fin du mois, ce sont les *Nitzschia* qui augmentent en nombre.
- c) De mi-septembre à novembre, c'est la période où l'on observe la plus grande biomasse algale (200 mg.m^{-3}) et la composition algale est très fluctuante. En mi-octobre, un premier maximum dû à *Nitzschia* spp. et de petites colonies de *Coelosphaerium reticulum* s'observe. Un deuxième maximum est atteint en novembre avec l'augmentation du nombre de toutes les espèces présentes; les Chlorophycées y sont

dominantes. C'est également à cette période que l'on observe, pendant 10 à 12 jours, une augmentation spectaculaire d'*Anabaena* qui forme des fleurs d'eau caractéristiques de cette partie du lac à cette période (SYMOENS 1955a, 1955b, 1956a, 1959; DUBOIS 1958).

3.2.2. Résultats de la présente étude

Notre travail a porté sur la flore algale, la végétation diatomique et la succession saisonnière de diatomées .

a. La flore algale

La liste des taxons que nous avons récoltés comprend 7 Cyano-
phycées, 7 Euglénophycées, 118 Bacillariophycées, 5 algues vertes et 1 Péridinien.

Nous avons constaté que certains taxons signalés du lac lui sont propres, alors que d'autres ont été rencontrés dans les rivières étudiées, ce qui pose un des problèmes les plus intéressants concernant l'origine du peuplement du lac et la composition des associations d'algues qui seront étudiées dans le chapitre prochain.

b. La succession saisonnière

Selon nos observations, la portion de la zone littorale se caractérise par la dominance constante de Bacillariophycées, quoique d'autres groupes, notamment les Cyanophycées, y soient bien représentés à la fin de novembre et au début de janvier. Nous avons donc décidé, comme pour l'étude des rivières, de ne considérer que le groupe des Bacillariophycées. Ici également, nous avons retenu les 17 espèces les plus abondantes pendant 10 mois d'observation (v. tableau 10). Nous pouvons distinguer:

- Des espèces présentes partout ou dans 75% des prélèvements: *Nitzschia lancettula*, *Surirella linearis*, *Cocconeis placentula*, *Surirella engleri*, *Gyrosigma wormleyi*, *Diploneis oblongella*, *Cymatopleura nyansae*, *Amphora libyca*, *Nitzschia epiphytica*;
- Des espèces présentes dans moins de 75% des prélèvements, apparaissant à certaines périodes de l'année et devenant même dominantes ou codominantes (*Nitzschia spiculum*, *Navicula perlatoides*, *Achnanthes bergiani*, *Navicula cryptocephala*, *Nitzschia angustata*, *Navicula viridula*). *Nitzschia spiculum* et *Navicula perlatoides* atteignent parfois 50 à 66% de l'abondance relative de toutes les espèces présentes. C'est ainsi que les mois d'avril (fin) et janvier (début) sont dominés par *Nitzschia spiculum* accompagné de *Nitzschia lancettula*, *Surirella linearis*

ou *Surirella engleri*; qu'au mois de mai et juillet, *Cocconeis placentula*, *Nitzschia lancettula*, *Surirella linearis*, *Diploneis oblongella* sont les plus abondants alors que *Nitzschia spiculum* a disparu. Au début de la saison des pluies, un assemblage dominé par *Achnanthes bergiani*, *Nitzschia epiphytica*, *Cocconeis placentula*, *Navicula cryptocephala* atteint son optimum au début de novembre alors que des espèces comme *Gyrosigma wormleyi* et *Navicula viridula*, très rares à la fin de septembre, deviennent dominantes ou codominantes. À la fin de novembre, nous avons observé un développement important de *Navicula perlatoides*. En février, *Achnanthes bergiani* réapparaît, accompagné d'espèces codominantes des mois précédents. Ces espèces se maintiendront jusqu'à la mi-avril, avec cependant la disparition de *Nitzschia angustata*.

Tableau 10

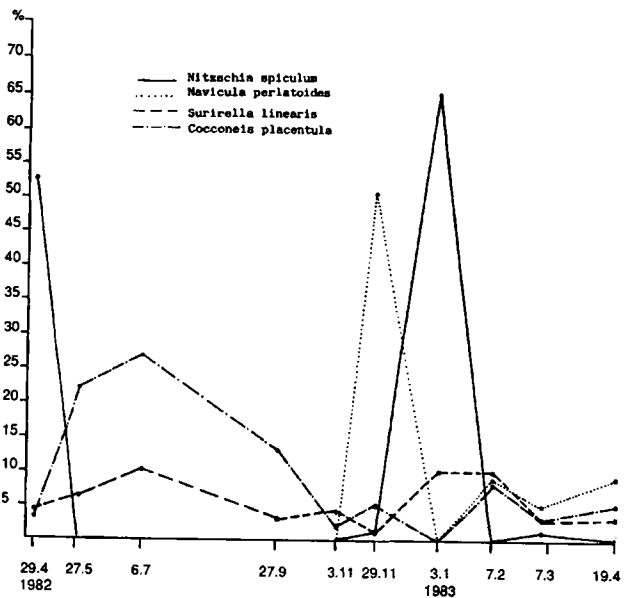
Pourcentage des 17 espèces de Bacillariophycées les plus abondantes dans les prélèvements du lac Tanganyika par rapport à la population diatomique totale de chaque prélèvement

	29-4 1982	27-5	6-7	27-9	3-11	29-11	3-1 1983	7-2	7-3	19-4
<i>Nitzschia spiculum</i>	52	-	+	+	-	1	66	-	1	-
<i>Cocconeis placentula</i>	3	22	27	13	2	5	-	8	3	5
<i>Navicula perlatoides</i>	+	-	-	-	+	51	+	9	5	9
<i>Achnanthes bergiani</i>	-	-	-	20	+	+	-	16	24	6
<i>Nitzschia lancettula</i>	7	12	14	4	6	5	+	6	2	5
<i>Surirella linearis</i>	4	6	10	3	4	1	10	10	3	3
<i>Nitzschia epiphytica</i>	-	4	+	15	5	4	-	6	8	10
<i>Surirella engleri</i>	+	1	1	1	+	-	17	10	+	+
<i>Gyrosigma wormleyi</i>	2	2	+	+	23	1	-	+	1	1
<i>Diploneis oblongella</i>	3	7	7	+	3	3	-	2	+	4
<i>Navicula cryptocephala</i>	+	2	+	10	15	1	-	-	-	-
<i>Navicula gastrum</i>	-	4	7	9	2	-	-	-	4	1
<i>Navicula viridula</i>	4	3	6	1	13	-	-	+	-	2
<i>Cymatopleura nyansae</i>	2	2	7	1	3	2	-	3	2	1
<i>Amphora libyca</i>	1	4	5	2	1	3	-	3	1	3
<i>Nitzschia angustata</i>	-	+	-	-	1	+	+	+	18	1
<i>Navicula arvensis</i>	4	8	-	-	-	-	+	-	+	4
	83	77	84	79	78	77	93	73	72	55

* + = Espèce présente, mais représentant moins de 1% de la population diatomique totale.

La figure 11 montre la variation de la présence et de l'abondance de 4 espèces: *Surirella linearis* et *Cocconeis placentula* y sont constamment présents mais n'atteignent jamais 30% d'abondance. Par contre *Navicula perlatoidea* et *Nitzschia spiculum* ne sont que très rarement présents à plus de 1%, mais montrent à certaines périodes de l'année des pourcentages très élevés (51 à 66%).

Fig. 11. — Variation de la présence et de l'abondance de *Surirella linearis*, *Cocconeis placentula*, *Navicula perlatoidea* et *Nitzschia spiculum* dans la zone littorale du lac Tanganyika.



c. Synthèse des observations

De la partie littorale du lac Tanganyika que nous avons étudiée, nous pouvons tirer quelques conclusions:

1. L'eau du lac Tanganyika est plus chaude que celle de la Rusizi, de ses affluents et de la Mutimbuzi;
2. La conductivité électrique y est plus basse que celle de l'eau de la Rusizi, mais plus élevée que celles des autres rivières;
3. Le pH y est aussi élevé que dans la Rusizi, mais moins variable; il est plus élevé que dans les autres rivières de la plaine;
4. La chimie de l'eau ressemble à celle de la Rusizi, son principal affluent, mais en diffère essentiellement par les concentrations en calcium, en moyenne nettement plus élevées que dans la Rusizi et certains de ses affluents;
5. La flore algale de la zone littorale nord du lac Tanganyika est très riche

en diatomées et comporte à la fois des espèces purement lacustres et des espèces apportées par les affluents étudiés.

6. La succession algale montre que certaines espèces sont toujours présentes sans atteindre des pourcentages très élevés et qu'en revanche, d'autres espèces n'apparaissent que très rarement, mais avec une abondance numérique relative pouvant dépasser 50% de l'abondance totale.

4. L'étude des relations entre le lac Tanganyika, la Rusizi et les rivières peu minéralisées

Nous avons précédemment décrit les caractères physiques et chimiques, la flore diatomique et la succession d'assemblages des rivières de la plaine de la Rusizi et du littoral nord du lac Tanganyika.

Nous aurions pu aborder la question des groupes socio-écologiques après la description de chaque milieu; nous avons toutefois préféré faire une synthèse de toutes nos observations en traitant globalement toutes nos données relatives aux rivières fortement minéralisées et faiblement minéralisées, ainsi qu'au lac Tanganyika. Nous pensons que de cette manière, l'influence des eaux peu minéralisées sur la Rusizi, et de là sur le lac Tanganyika, peut être clairement mise en évidence.

On pourrait toutefois se demander s'il est logique de comparer une flore lentique et une flore lotique ou plus encore, s'il est objectif de comparer la flore diatomique d'un lac aussi ancien que le lac Tanganyika avec celle d'une rivière aussi récente que la Rusizi!

Les rivières se distinguent essentiellement des lacs, du point de vue théorique, par l'existence d'un courant de l'amont vers l'aval, qui crée un renouvellement continu des substances nutritives et une oxygénation importante de l'eau. Dans les lacs, par ailleurs, ce courant est inexistant; dans un lac à stratification permanente, la zone profonde est anoxique.

Dans le cas qui nous intéresse, la basse Rusizi, et peut-être aussi certains de ses affluents, n'ont pas un courant rapide, étant donné la faible pente du terrain (1 à 2%) et, en ce qui concerne la Rusizi, la grande profondeur de ses eaux (jusque 6 m). L'eau du lac Tanganyika, par ailleurs, n'est pas tout à fait stagnante: le vent a été évoqué comme facteur important du mélange des eaux, du renouvellement des substances nutritives et de la productivité du lac (J. KUFFERATH 1952, LELOUP 1952, VAN MEEL 1954, DE BONT 1971, HECKY *et al.* 1978, 1981, COULTER & SPIGEL 1991). La zone littorale que nous avons étudiée est toujours soumise aux vagues qui y assurent un certain brassage des eaux; en outre, il existerait de façon permanente un certain courant dans le sens des aiguilles d'une montre le long des rives du lac (COULTER & SPIGEL 1991, p. 49).

De plus, des associations aquatiques à *Cladophora* et *Potamogeton* ont

été décrites dans la Rusizi (R. GERMAIN 1952, H. KUFFERATH 1957). Dans le lac Tanganyika, une végétation macrophytique formée de *Vallisneria*, *Najas*, *Potamogeton*, etc. a été décrite par VAN MEEL (1954) et SYMOENS (1956b). Nous-même avons observé près de notre point de prélèvement, sur fond sableux, une prairie aquatique à *Potamogeton*, ainsi que des fragments de *Najas marina* ssp. *armata* rejetés sur la rive du lac. Il sera intéressant de récolter dans les rivières étudiées et dans le lac Tanganyika les algues formant le périphyton associé à la végétation macrophytique et aux substrats sableux.

Dans la première partie de notre travail, nous avons signalé que dans des conditions normales de pluviosité, les rivières apporteraient au lac 0,5 m d'eau, les précipitations 1 m; la Lukuga en évacuerait 0,1 à 0,2 m par an, tandis que 90% des apports seraient évaporés. Les analyses chimiques révèlent que l'eau du lac Tanganyika est chimiquement semblable à celle de la Rusizi (Mg/Ca et Cl/SO₄ élevés, richesse en K) mais relativement moins minéralisée. Selon les estimations de GILLMAN (1933), BEAUCHAMP (1939, 1946, 1953 in TALLING & TALLING 1965), la Rusizi contribue pour 13,5% au total des apports en eau des affluents et, sa salinité étant de 4 à 10 fois celle des autres affluents, pour environ 50% au total des apports en sels dissous. Ces chiffres peuvent être surestimés, mais permettent toutefois de penser que la Rusizi a probablement influencé l'évolution chimique du lac, surtout dans le bassin nord qui constitue notre zone d'étude.

De plus, les rivières peu minéralisées de la plaine diluent progressivement les eaux de la Rusizi avant de se jeter dans le lac Tanganyika. Un certain entraînement d'algues des rivières peu minéralisées dans la Rusizi, puis de la Rusizi et de la Mutimbuzi dans le lac Tanganyika est inévitable, ce qui nous pousse donc à traiter en bloc la végétation diatomique des trois milieux.

La plupart des taxons que nous avons inventoriés sont cosmopolites et on trouvera les données relatives à leur écologie notamment dans les travaux de HUSTEDT (1937-1938, 1949), SYMOENS (1954), CHOLNOKY (1968), CALJON (1979), DESCY (1984), etc.

Dans notre étude, nous nous sommes toutefois peu servi des données de la littérature, et nous nous limiterons donc à indiquer le comportement de quelques taxons vis-à-vis des paramètres physiques et chimiques tel qu'il nous a été révélé par le traitement mathématique de nos données.

L'étude des groupes socio-écologiques des diatomées du lac Tanganyika, de la Rusizi et des rivières faiblement minéralisées est basée sur l'analyse en composantes principales et la classification sous forme de dendrogrammes.

4.1. L'ANALYSE DES DONNÉES PAR LA MÉTHODE DES COMPOSANTES PRINCIPALES

Dans cette analyse, l'ensemble des observations physiques, chimiques et biologiques a été traité comme un tout. Si nous avons séparé les données physiques et chimiques des données biologiques, c'est uniquement dans un but de présenter nos résultats de façon plus claire.

Les données sur lesquelles nous travaillons sont les 51 prélèvements et les pourcentages de 127 taxons dont la liste est reprise dans le tableau 11.

4.1.1. Analyse des données physiques et chimiques

Les trois milieux qui font partie de la présente étude diffèrent les uns des autres par la température, le pH, la conductivité, les concentrations des ions majeurs (v. tableaux 4,5,7,8).

Pour les 135 variables considérées (taxons et facteurs physiques et chimiques), les deux premiers axes extraits de cette ordination se caractérisent respectivement par des pourcentages de variance de 15,27% et 12,58%, soit un total de 27,85%. En considérant les saturations sur les facteurs 1 et 2, on constate que les fortes saturations positives pour les différents paramètres physiques et chimiques (le Ca possède des saturations négatives proches de la neutralité) sont localisées sur le deuxième axe dans l'ordre d'importance suivant: K, conductivité électrique, Mg, CO₃, HCO₃, Na, pH, Ca, et que les saturations négatives se rangent dans ce même ordre sur le premier axe, le Ca y possédant les plus fortes saturations négatives. Cela pousserait donc à croire que le premier axe exprime principalement un gradient croissant de Ca de la droite vers la gauche et que le deuxième axe traduit un gradient décroissant de bas en haut pour les autres paramètres.

Les coefficients de corrélation entre ces paramètres physiques et chimiques montrent une forte affinité entre eux, à l'exception du Ca et du K où la corrélation n'est pas significative.*

4.1.2. Analyse des données biologiques

En plus des corrélations établies entre facteurs physiques et chimiques, le programme donne les corrélations existant entre les différents taxons et les facteurs du milieu considérés. C'est ainsi qu'à partir de ces données

* La corrélation est significative lorsque le coefficient de Spearman est égal ou supérieur à une valeur donnée pour le seuil 0,10 en fonction du nombre de mesures faites. Suivant que le signe du coefficient est négatif ou positif, la corrélation sera considérée comme négative ou positive. Lorsque le coefficient de corrélation est inférieur à la valeur donnée pour le seuil 0,10, nous considérons que la corrélation n'est pas significative.

Tableau 11
Liste des prélèvements et des taxons utilisés dans l'étude des groupes socio-écologiques des algues des cours d'eau

Prélèvements		Taxons	
1	Rusizi 4	1 = <i>Achnanthes bergiani</i>	44 = <i>Gomphonitzschia ungeri</i>
2	"	2 = <i>A. exigua</i>	45 = <i>Gyrosigma acuminatum</i>
3	"	3 = <i>A. inflata</i>	46 = <i>G. attenuatum</i>
4	"	4 = <i>A. lanceolata</i>	47 = <i>G. scalproides</i>
5	"	5 = <i>A. linearis</i>	48 = <i>G. sciense</i>
6	"	6 = <i>A. minutissima</i>	49 = <i>G. wormleyi</i>
7	"	7 = <i>Amphora tibyca</i>	50 = <i>Hantzschia amphioxys</i>
8	"	8 = <i>A. pedicularis</i>	51 = <i>Mastogloia smithii</i> var. <i>lucustris</i>
9	"	9 = <i>Anomoneis sphaerophora</i>	52 = <i>Aulacoseira granulata</i> var. <i>granulata</i>
10	Rusizi 11	10 = <i>Anomoneis bacillum</i>	53 = <i>A. granulata</i> var. <i>angustissima</i>
11	"	11 = <i>C. silicula</i>	54 = <i>Navicula arvensis</i>
12	"	12 = <i>Campylopuscus clypeus</i>	55 = <i>N. cryptoccephala</i>
13	"	13 = <i>Cocconeis placenticula</i>	56 = <i>N. cuspidata</i> var. <i>cuspidata</i>
14	"	14 = <i>Cymbella minuta</i> var. <i>minuta</i>	57 = <i>N. cuspidata</i> var. <i>ambigua</i>
15	"	15 = <i>C. silicosa</i>	58 = <i>N. cobanii</i>
16	"	16 = <i>C. muelleri</i>	59 = <i>N. perminuta</i>
17	"	17 = <i>Cyclotella meneghiniana</i>	60 = <i>N. eginensis</i>
18	"	18 = <i>Cymatopleura nyansae</i>	61 = <i>N. gastrum</i>
19	Rusizi 15	19 = <i>Diploneis oblongella</i>	62 = <i>N. gregaria</i>
20	"	20 = <i>Ephemia adnata</i>	63 = <i>N. hastata</i>
21	"	21 = <i>E. storer</i>	64 = <i>N. mutica</i>
22	"	22 = <i>E. targida</i>	65 = <i>N. mereschkowskii</i>
23	"	23 = <i>Eumotia incisa</i>	66 = <i>N. pupula</i> var. <i>nyassensis</i>
24	Ruhwa	24 = <i>E. pectinatis</i>	67 = <i>N. oblonga</i>
25	Nyakagunda	25 = <i>E. polydentata</i>	68 = <i>N. perlatoides</i>
26	Nyamagana	26 = <i>E. rabehorstii</i> var. <i>monodon</i>	69 = <i>N. pupula</i>
27	"	27 = <i>E. fenella</i>	70 = <i>N. radiosa</i>
28	"	28 = <i>Fragilaria brevisirata</i>	71 = <i>N. cryptotenella</i>
29	"	29 = <i>F. cappuccina</i> var. <i>mesolepta</i>	72 = <i>N. reinhardtii</i>
30	"	30 = <i>F. construens</i>	73 = <i>N. schroeteri</i>
31	Kagunuzi	31 = <i>F. leptostauron</i>	74 = <i>N. viridula</i> var. <i>viridula</i>
32	"	32 = <i>F. leptostauron</i>	75 = <i>N. viridula</i> var. <i>rostellata</i>
33	"	33 = <i>F. vulgaris</i>	76 = <i>Neidium affine</i> var. <i>affine</i>
34	"	34 = <i>F. weinholdii</i>	77 = <i>N. affine</i> var. <i>lumens</i>
35	Mpunda	35 = <i>Gomphocymbella beccarii</i>	78 = <i>Nitzschia acicularis</i>
36	"	36 = <i>G. branii</i>	79 = <i>N. adspira</i>
37	"	37 = <i>Gomphonema aequatoriale</i>	80 = <i>N. angustata</i>
38	"	38 = <i>G. affine</i>	81 = <i>N. paleuca</i>
39	"	39 = <i>G. africanum</i>	82 = <i>N. confinis</i>
40	"	40 = <i>G. angustatum</i>	83 = <i>N. dissipata</i>
41	"	41 = <i>G. gracile</i>	84 = <i>N. ephyppica</i>
42	"	42 = <i>G. gracile</i> var. <i>lancoolata</i>	85 = <i>N. fonticola</i>
43	"	43 = <i>G. parvulum</i>	86 = <i>N. gracilis</i>
44	"		
45	"		
46	"		
47	"		
48	"		
49	"		
50	"		
51	"		
52	"		
53	"		
54	"		
55	"		
56	"		
57	"		
58	"		
59	"		
60	"		
61	"		
62	"		
63	"		
64	"		
65	"		
66	"		
67	"		
68	"		
69	"		
70	"		
71	"		
72	"		
73	"		
74	"		
75	"		
76	"		
77	"		
78	"		
79	"		
80	"		
81	"		
82	"		
83	"		
84	"		
85	"		
86	"		
87	"		<i>N. intermedia</i>
88	"		<i>N. lanceolata</i>
89	"		<i>N. linearis</i>
90	"		<i>N. ignorata</i>
91	"		<i>N. levidensis</i>
92	"		<i>N. microcephala</i>
93	"		<i>N. Gfr. nama</i>
94	"		<i>N. palea</i>
95	"		<i>N. sigmoidea</i>
96	"		<i>N. apiculatum</i>
97	"		<i>Nitzschia sp.</i>
98	"		<i>Fragilaria leptostauron</i> var. <i>martyi</i>
99	"		<i>Pinnularia borealis</i> var. <i>rectangularis</i>
100	"		<i>P. gibba</i>
101	"		<i>P. interrupta</i>
102	"		<i>P. obscura</i>
103	"		<i>P. scaetia</i>
104	"		<i>P. subcapitata</i>
105	"		<i>P. viridis</i>
106	"		<i>Rhopalodia gibba</i>
107	"		<i>R. gibberula</i>
108	"		<i>R. gracilis</i>
109	"		<i>R. hirundiniformis</i>
110	"		<i>R. rhopala</i>
111	"		<i>Rhaucosphaera abbreviata</i>
112	"		<i>Suareses anceps</i>
113	"		<i>S. prominella</i>
114	"		<i>S. karstenii</i>
115	"		<i>S. phoenicenteron</i>
116	"		<i>Surirella brevicostata</i>
117	"		<i>S. engleri</i>
118	"		<i>S. linearis</i>
119	"		<i>S. ovalis</i>
120	"		<i>S. sparsipunctata</i> var. <i>laevis</i>
121	"		<i>S. tenera</i>
122	"		<i>Fragilaria dorsiventralis</i>
123	"		<i>F. fasciculata</i>
124	"		<i>F. ulna</i> var. <i>ulna</i>
125	"		<i>F. ulna</i> var. <i>damica</i>
126	"		<i>Thalassiosira rudolfi</i>
127	"		<i>Gomphonema clevei</i>

nouvelles, nous avons pu distinguer 5 groupes de diatomées qui se différencient par leurs comportements vis-à-vis du pH, de la conductivité électrique et des ions Na, K, Ca, Mg, CO_3 et HCO_3 (voir figure 12) dans la gamme des valeurs de nos observations.

- Groupe I. — Espèces recherchant les eaux très riches en ions Ca, Mg, K, Na, CO_3 , HCO_3 et possédant un pH et une conductivité électrique élevés. Il s'agit d'espèces du lac Tanganyika et de la Rusizi pouvant être rarement trouvées dans les affluents de la Rusizi (prélèvement 35);
- Groupe II. — Espèces indifférentes aux concentrations de tous les ions (sauf le Ca), du pH et de la conductivité électrique, mais ayant de fortes affinités pour le Ca. Ces espèces se rencontrent principalement dans le lac Tanganyika et sont presque totalement absentes des autres milieux;
- Groupe III. — Espèces indifférentes aux concentrations de Ca mais présentant une forte corrélation positive au pH, conductivité électrique, Na, K, Mg, CO_3 , HCO_3 . Ce sont des espèces dont le noyau caractéristique se trouve dans la Rusizi, certaines espèces pouvant se trouver dans les autres milieux;
- Groupe IV. — Espèces indifférentes à tous les facteurs envisagés. Ce sont des espèces qu'on trouve dans tous les milieux étudiés et qui ne sont jamais dominantes;
- Groupe V. — Espèces indifférentes au Ca et ne présentant aucune corrélation positive avec les autres facteurs du milieu, ou espèces indifférentes à ces derniers et exigeant une eau très pauvre en Ca, ou encore des espèces préférant une eau faiblement minéralisée (corrélations négatives avec tous les paramètres physiques et chimiques). Ce sont des espèces des rivières faiblement minéralisées, pouvant se trouver dans la Rusizi (peut-être par entraînement), ou rarement dans le lac. Ce dernier groupe est hétérogène. Bien qu'il pose certains problèmes de reconnaissance des groupes socio-écologiques, nous ne l'avons provisoirement pas scindé en sous-groupes. En effet, nous avons constaté qu'un taxon peut sembler indifférent dans le cadre de notre étude, mais présenter malgré tout une corrélation réelle (négative ou positive) que la densité d'échantillonnage n'a pas pu mettre en évidence de façon significative. C'est ainsi qu'un taxon apparemment "indifférent" à un facteur physique ou chimique peut avoir des préférences pour les valeurs basses ou élevées de ce facteur.

Lorsque les corrélations espèces-facteurs physiques et chimiques ont été établies, le programme utilisé fournit également des renseignements sur les affinités écologiques entre les taxons étudiés, ce qui, malgré un

nombre élevé de combinaisons possibles, permet d'éviter le classement dans un même groupe, de taxons qui s'excluent au moins selon nos observations.

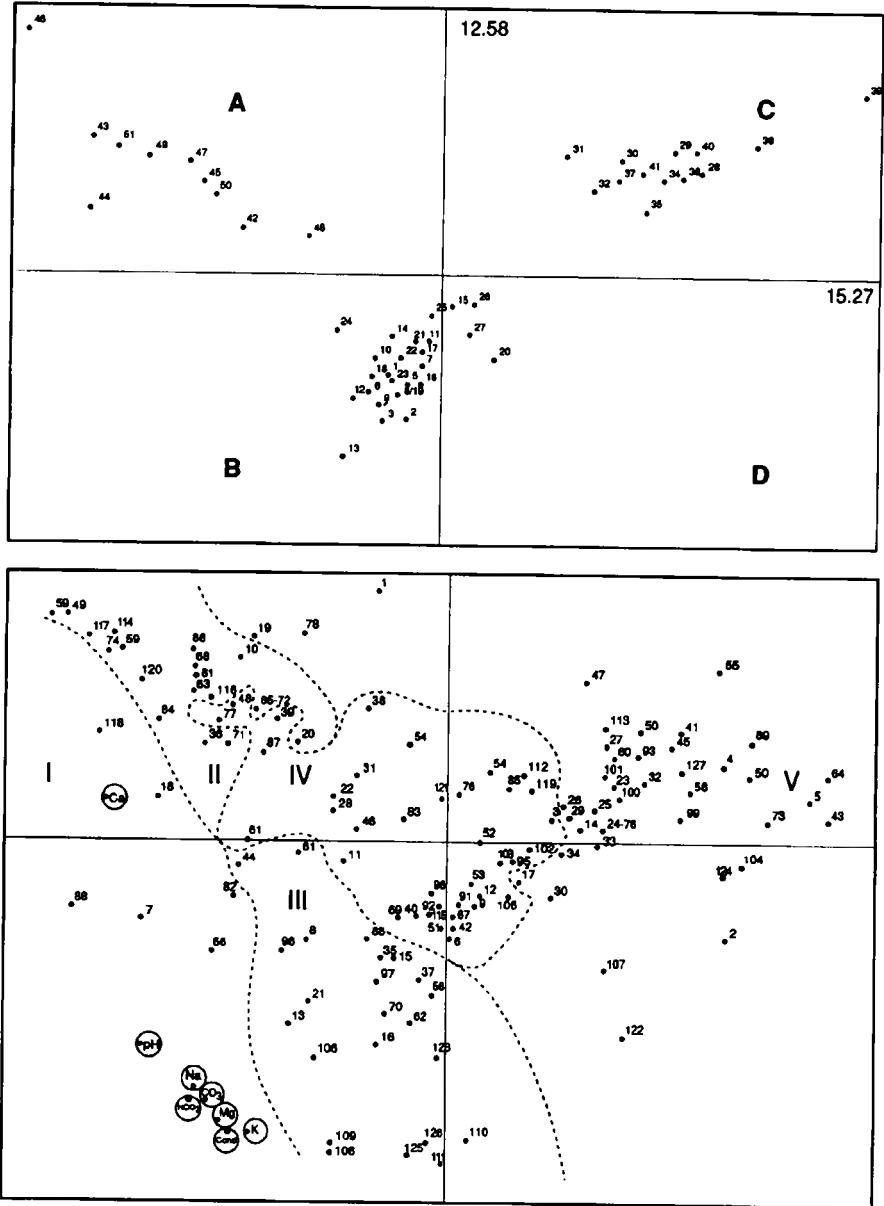


Fig. 12. — Analyse des données par la méthode des composantes principales.

4.1.3. *Analyse des prélèvements*

Cette analyse montre une séparation nette des prélèvements du lac, de la Rusizi et des rivières faiblement minéralisées.

4.2. L'ANALYSE DES DONNÉES PAR LA MÉTHODE DE CLASSIFICATION - PROPOSITION DE GROUPES SOCIO-ÉCOLOGIQUES

Les données classées ont été utilisées dans cette analyse, ce qui nous a permis d'obtenir le tableau définitif de nos groupes socio-écologiques, après quelques modifications basées sur les affinités floristiques d'après l'analyse des composantes principales.

La notion de groupes socio-écologiques a été introduite en phytosociologie par P. DUVIGNEAUD (1946). SYMOENS (1951) a proposé son utilisation dans l'étude des associations algales.

Le groupe socio-écologique est, selon P. DUVIGNEAUD (1946), un ensemble d'espèces ayant entre elles une affinité sociologique plus ou moins grande, marquée par une tendance à se rassembler dans un biotope déterminé, c'est-à-dire dans des conditions de milieu déterminées. Ainsi, dans une dition donnée, un groupement végétal est formé de groupes écosociologiques enchevêtrés. Suivant que, en fonction des conditions stationnelles (ici principalement les facteurs physiques et chimiques), tel ou tel groupe domine, se forme tel ou tel groupement végétal, qui peut avoir la valeur d'une association.

Par rapport aux étangs, mares et marais que nous décrivons plus loin, nous pouvons considérer le lac Tanganyika et les rivières étudiées comme des milieux permanents, beaucoup plus stables. Comme tels, les paramètres physiques et chimiques de l'eau y jouent un rôle important dans la détermination des végétations algales qu'on y rencontre. C'est ainsi que le tableau des groupes socio-écologiques que nous proposons (tableau 12) se base essentiellement sur les facteurs physiques et chimiques de l'eau et les affinités sociologiques obtenues par les corrélations de Spearman (ordination) et d'Ochiai (classification). Le groupe dominant, c'est-à-dire celui au sein duquel les espèces ont été observées avec l'abondance maximum, sera considéré comme caractéristique, au moins à titre régional, puisqu'il traduit pour nous le résultat de concurrence pour les facteurs physiques, chimiques et biologiques énumérés ci-dessus.

La classification des milieux étudiés va des rivières peu minéralisées au lac Tanganyika en passant par la Rusizi. Ainsi, le gradient défini est celui qui nous a été donné par l'analyse des composantes principales où le

Tableau 12
Groupes socio-écologiques des rivières de la Rusizi et du lac Tanganyika.

Biotop #	35	36	40	38	37	32	31	29	28	31	41	33	22	11	23	24	17	12	14	27	19	21	18	26	20	15	25	10	3	16	13	6	5	4	7	1	8	9	2	48	42	49	31	50	47	43	44	46	45								
A																																																									
<i>Pristigaster neogaeus</i>	2	1																																																							
<i>Fraxella vulgaris</i>																																																									
<i>Nitratella nymanii</i>	2	1	2																																																						
<i>Streblospio benedicti</i>	1	1	1																																																						
<i>Streblospio pinnata</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites affinis</i>																																																									
<i>Gyrodactylus salmositica</i>	2																																																								
<i>Sauronema proxima</i>	1	1																																																							
<i>Proglottis costata</i>																																																									
<i>Gyrodactylus acanthinus</i>	3	1																																																							
<i>Nitidulites bipunctatus</i> var. <i>sinuatus</i>	2	4	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Spadella tridactyla</i>	1	1																																																							
<i>Phanerozoa debilis</i>	2																																																								
<i>Phanerozoa tenuis</i>	2																																																								
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1	1	1																																																						
<i>Nitidulites bipunctatus</i>	1																																																								

premier axe exprimait un gradient de calcium. Rappelons également que le deuxième axe exprimait la richesse minérale de l'eau et que d'autres facteurs, notamment biologiques, peuvent aussi intervenir dans la formation de ces groupes socio-écologiques.

Groupe A. — Les rivières faiblement minéralisées se caractérisent donc par un groupe d'espèces se développant préférentiellement ici dans les eaux pauvres en calcium et le plus souvent aussi pauvres en ions majeurs. Ce groupe est formé de *Navicula cryptocephala*, *N. schroeteri*, *N. mutica*, *N. viridula* var. *rostellata*, *Gomphonema parvulum*, *G. clevei*, *Fragilaria ulna*, *Achnanthes linearis*, *A. lanceolata*, *A. exigua*, *Nitzschia linearis*, *Hantzschia amphioxys*, *Pinnularia subcapitata* et *P. borealis* var. *rectangularis* (Groupe A). Ces espèces se retrouvent également dans la Rusizi, mais en quantités moins importantes, probablement par entraînement. *Navicula cryptocephala*, espèce périphtyque, se développe abondamment aussi dans le lac Tanganyika à certaines périodes de l'année.

Groupe B. — Les eaux de la Rusizi, fortement minéralisées et à concentration en calcium relativement plus élevée que dans les rivières précédentes, se caractérisent par un groupe d'espèces des eaux courantes fortement minéralisées (B) formé de *Fragilaria ulna* var. *danica*, *Rhoicosphenia abbreviata*, *Rhopalodia hirundiniformis*, *R. rhopala*, *R. gracilis* et *Thalassiosira rudolfii*. Ces espèces sont très rares dans les eaux faiblement minéralisées et dans le lac Tanganyika et n'y atteignent jamais plus de 4% d'abondance relative.

Cocconeis placentula et *Fragilaria dorsiventralis* sont des espèces constamment présentes dans les rivières étudiées. Pourtant, les deux espèces se comportent de façon différente vis-à-vis du calcium. *Cocconeis placentula* se montre indifférent aux concentrations observées dans notre dition et, trouvé dans des milieux chimiquement très divers, il nous paraît avoir une répartition dépendant davantage du substrat que des facteurs physiques et chimiques de l'eau. *Fragilaria dorsiventralis* trouvé dans toutes les récoltes d'eau courante, mais manquant ou seulement présent en faible abondance au lac Tanganyika, nous semble exiger le courant de l'eau.

Groupe C. — Le groupe C fait transition entre le lac Tanganyika et la Rusizi et caractérise les eaux fortement minéralisées, courantes ou stagnantes quoique toutes ses espèces se trouvent également dans le relevé 35 des rivières peu minéralisées sans que nous puissions en expliquer la cause. Les espèces qui forment ce groupe (*Amphora libyca*, *A. pediculus*, *Cymatopleura nyansae*, *Navicula gregaria*, *N. pupula* var. *nyassensis*, *N.*

pupula, *N. gastrum*, *N. cuspidata* var. *cuspidata*, *Epithemia sorex*, *Nitzschia lancettula* et *Rhopalodia gibba*) appartiennent aux catégories I et II distinguées par la méthode des composantes principales, à l'exception de *Navicula gastrum* et *N. pupula* qui sont relativement indifférents aux paramètres physiques et chimiques considérés.

Groupe D. — Le Groupe D est formé d'espèces presque toutes indifférentes aux paramètres physiques et chimiques des milieux étudiés. À l'exception de *Nitzschia fonticola*, ces espèces ne sont jamais abondantes dans les eaux du lac et des rivières étudiées.

Groupe E. — Le groupe E est constitué d'espèces ayant leur optimum dans le lac Tanganyika. Contrairement au groupe C, la plupart des espèces de ce groupe sont rarement présentes dans d'autres milieux à un pourcentage supérieur à 1%. Il constitue donc le noyau caractéristique du lac Tanganyika. Nous y retrouvons naturellement des espèces typiquement planctoniques: *Navicula reinhardtii*, *Gyrosigma wormleyi*, *Epithemia turgida*, *Navicula cuspidata* var. *ambigua*, *Gyrosigma attenuatum*, *Nitzschia adapta*, *Surirella linearis*, *S. engleri*, *Nitzschia spiculum*, *N. gracilis*, *N. intermedia*, *N. acicularis*, *N. confinis*, *N. paleacea*, *N. epiphytica*, *Epithemia adnata*, etc.

Ainsi donc, nous constatons que chaque type d'eau est formé d'espèces appartenant aux différents groupes socio-écologiques décrits ci-dessus et que la plupart des espèces des affluents de la Rusizi se retrouvent dans cette dernière, sans doute par entraînement. À l'exception des espèces de passage d'un milieu à un autre, qui sont probablement périphtiques et pourraient extraire les substances minérales du substrat sur lequel elles se fixent, nous pouvons dire qu'il existe des groupes socio-écologiques propres aux rivières peu minéralisées (A), à la Rusizi (B) et au lac Tanganyika (E), et que ce dernier, du moins dans la zone de nos observations, est peu influencé par ses affluents, du point de vue de sa flore algale; les espèces qui y atteignent leur maximum de développement sont très rares dans les rivières.

5. Les lacs mineurs, mares, fossés, anciens cours d'eau et marais

La végétation macrophytique de la plaine de la Rusizi a fait l'objet, en territoire zairois, d'un travail important de R. GERMAIN (1952); en territoire burundais, de ceux de LEWALLE (1972), REEKMANS (1975), VANCOPPE-NOLLE & NYOLE (1984). Ces auteurs y rappellent les caractères généraux du milieu physique de la région et en décrivent les phytocénoses principales,

notamment celles qui occupent les biotopes aquatiques et semi-aquatiques.

CALJON (1987, 1988) a étudié la flore algale de quelques marais de la plaine de la Rusizi. Nous-même avons étudié des lacs mineurs, anciens cours d'eaux, mares, fossés et marais de la plaine de la Rusizi (voir fig. 3). Nous en décrivons la végétation macrophytique observée pendant la durée de notre étude avant de traiter des facteurs physiques et chimiques de l'eau, de la flore, de la succession et de la végétation algale de chaque biotope.

Dans les tableaux qui traitent des conditions physiques et chimiques, la température est exprimée en degrés Celsius, le pH mesuré à 20°C, la conductivité électrique exprimée en $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$, l'oxygène dissous en $\text{mg}\cdot\text{l}^{-1}$ et les ions majeurs en $\text{m}\acute{\text{e}}\text{q}\cdot\text{l}^{-1}$.

5.1. LES SITES

a . Le "lac" Dogodogo. – Lac d'environ 1-2 m de profondeur, apparu vers 1971, le lac Dogodogo se serait formé à partir d'un marais qu'on avait eu l'intention de drainer. En son centre, des restes d'arbustes y sont encore visibles. La végétation submergée est formée de *Potamogeton* sp., *Najas marina* subsp. *armata* (TRIEST & SYMOENS 1985) et *Chara zeylanica*. Le lac se déverse vers la Rusizi par une rigole étroite souvent encombrée de *Chara zeylanica*.

b . Le marais à Cyperus laevigatus. – Le marais à *Cyperus laevigatus* est situé à Gatumba, dans le delta de la Rusizi, entre le lac Tanganyika et la route Bujumbura - Uvira.

En avril 1981, nous avons observé, aux points de nos prélèvements, une végétation supérieure formée de *Cyperus laevigatus*, *Sporobolus spicatus* et *Utricularia inflexa*, ce dernier probablement amené par les hautes eaux de la saison pluvieuse. Vers l'ouest, *Cyperus laevigatus* est associé à *Panicum repens*. Vers le lac Tanganyika, l'association est remplacée par une typhaie à *Typha domingensis* et *Cyperus articulatus*.

En septembre 1982, l'eau occupait une superficie d'à peu près 6 m² dans notre station d'observation. La végétation y était formée uniquement de *Cyperus laevigatus*. La profondeur de l'eau y était de 10-15 cm. Au mois de novembre, la surface inondée avait à peu près doublé et *Cyperus laevigatus* se trouvait en fleurs. La hauteur maximale de l'eau fut atteinte au mois de mai 1983, en début de saison sèche. À part le phénomène de floraison observé au mois de novembre, l'association a gardé le même aspect pendant toute la période d'observation.

Cyperus laevigatus s'installe sur les alluvions lacustres à nappe phréatique superficielle. Cette végétation, quoique parcourue par un bétail important, est peu appréciée et présente donc peu d'intérêt du point de vue fourrager.

c. *Les marais à Phragmites mauritianus*. – L'association à *Phragmites mauritianus* a été signalée sur les berges marécageuses de la Rusizi et sur le littoral du lac Tanganyika, tandis que des fragments réduits se rencontrent le long des affluents de la Rusizi, sur les alluvions récentes à teneur élevée en sels solubles (GERMAIN 1952, SYMOENS 1956).

Dans la partie de la plaine que nous avons visitée, nous avons trouvé une phragmitaie très fermée à environ 100 m de la grande Rusizi (station 20) le long de la route Bujumbura-Uvira. La végétation est alimentée par les eaux météoriques et se compose uniquement de *P. mauritianus* jusqu'en avril. A ce moment, l'eau de pluie est devenue abondante dans l'association, et c'est à cette période que les habitants de Gatumba commencent à faucher une partie de la phragmitaie pour utiliser les chaumes dans la construction de leurs maisons ou pour les vendre à Bujumbura. Le niveau d'eau s'étant élevé, il se développe alors une flore riche en *Lemna* et en Cyanophycées formant des fleurs d'eau au début de la saison sèche.

D'autres îlots de cette association se trouvent le long des rives actuelles ou anciennes des autres rivières de la basse plaine de la Rusizi. C'est ainsi qu'à la station 23, nous avons observé, à quelques mètres du lac Tanganyika, une végétation où dominent *Phragmites mauritianus*, *Typha domingensis*, *Cyperus articulatus* et diverses espèces de Cypéracées. On y trouve également *Ludwigia leptocarpa*, *Phyla nodiflora*, *Panicum repens* et d'autres graminées qui forment un tapis dense en dessous duquel est emprisonnée, en période pluvieuse, une eau nauséabonde de couleur rouille. Nous y avons observé au mois de novembre 1982, la présence de *Nymphaea nouchalii*, *Oldenlandia lancifolia* et *Cayratia gracilis*. La végétation ne change presque pas au cours de l'année.

Nous avons également rencontré une phragmitaie composée de *Phragmites mauritianus* seul près de la rivière Mpanda; de *P. mauritianus*, accompagné d'*Aeschynomene elaphroxylon*, parfois en outre de *Cyperus papyrus* et *Panicum repens*, près de la rivière Kagera.

d. *Les "étangs aux flamants"* – Les "étangs aux flamants" sont d'anciens méandres de la Rusizi et communiqueraient avec cette dernière en période très pluvieuse. Nous avons étudié deux "étangs" distants de quelques dizaines de mètres et séparés de la Rusizi par une roselière à *Phragmites mauritianus*, *Panicum repens*, *Sporobolus pyramidalis*, etc. Aucune végétation aquatique macrophytique n'a été observée dans ces étangs.

e. *Mare à Vossia cuspidata* – GERMAIN (1952) et SYMOENS (1956) ont décrit un groupement à *Vossia cuspidata* sur les rives du lac Tanganyika.

Nous-même avons noté la présence de *Vossia cuspidata* dans une

dépression de 45 x 35 m située dans la savane à *Hyphaene ventricosa* dans la plaine de la basse Rusizi. Le sol y est noir, très riche en débris végétaux en saison sèche. Aux mois de septembre et octobre, on observe deux zones distinctes dans la station: la zone externe (env. 7 m de large) occupée par *Hygrophila auriculata* à l'état de souches, *Portulaca centraliafricana*, *Ramphicarpa tubulosa*, *Euphorbia hirta*, *Glinus lotoides* et *Gomphrena celosioides*; la zone centrale à *Vossia cuspidata*, brouté par les vaches.

En novembre 1982, les pluies ont été abondantes et l'eau a atteint une profondeur de 40 cm vers le centre de la dépression. En dehors de cette zone à *Vossia cuspidata*, on observe de jeunes pousses de *Pistia stratiotes*, *Lemna perpusilla* et *Utricularia inflexa*. La zone non atteinte par les eaux a gardé la même composition floristique que les mois précédents.

Au début de janvier, l'eau est devenue tellement abondante qu'elle occupe toute la dépression. La zone centrale reste occupée par *Vossia cuspidata*, tandis que la zone externe porte *Nymphaea lotus* et une masse d'algues filamenteuses (*Spirogyra* div. spp.) *Azolla nilotica*, *Pistia stratiotes*, *Lemna perpusilla* et *Utricularia inflexa*.

Au début de mars, le niveau d'eau a baissé laissant ainsi une zone exondée où se développent *Ageratum conyzoides*, *Ammannia auriculata*, *Oldenlandia lancifolia*, *Hygrophila auriculata*, *Aspilia helianthoides*, *Commelina benghalensis*, *Portulaca centraliafricana*, *Mimosa pigra*, *Heliotropium ovalifolium*, *Waltheria indica* et *Leersia hexandra*. La zone inondée comprend, de l'extérieur vers l'intérieur, *Nymphaea lotus*, *Limnophyton obtusifolium*, *Neptunia oleracea*, *Pistia stratiotes*, *Utricularia inflexa* et quelques touffes d'*Azolla nilotica* séparant cette zone de celle de *Vossia cuspidata* qui interrompt un tapis continu d'*Azolla nilotica*.

En avril, le niveau d'eau continue de baisser en même temps que *Neptunia oleracea* et *Azolla nilotica* disparaissent peu à peu.

En mai-juin, il ne reste, de toutes les espèces observées en mars, que *Nymphaea lotus*, *Utricularia inflexa* et *Vossia cuspidata*.

En juillet, l'eau y est devenue rare et n'occupe qu'une partie infime de la zone centrale de la dépression. Les habitants des environs, qui viennent souvent pêcher dans la mare, ont détruit toute la végétation pour dégager et rendre accessible le peu d'eau qui y reste.

f. Les mares à Polygonum senegalense f. albotomentosum. – Située à quelques centaines de mètres de la mare à *Vossia cuspidata*, la mare principale à *Polygonum senegalense f. albotomentosum* occupe une superficie de 68 x 32 m, sur un sol noir, riche en matières organiques d'origine végétale. Pendant la saison des pluies, elle fournit de l'eau d'abreuvement aux troupeaux de bovins de cette partie de la plaine ainsi qu'à la population humaine environnante.

En septembre-octobre, alors qu'il n'y a pas encore d'eau dans la station, on peut y distinguer deux zones: l'externe occupée par des touffes de *Cyperus articulatus*, puis *Hygrophila auriculata*, *Sida cordifolia*, *Mimosa pigra*, *Ramphicarpa tubulosa*, *Heliotropium ovalifolium*, *Gynandropsis gynandra*, *Tribulus terrestris*, *Oxygonum sinuatum*, *Waltheria indica*, *Emilia humbertii*, *Hibiscus diversifolius*, *Sesbania sericea*, *Cassia occidentalis*, *Eclipta prostrata*, *Aspilia helianthoides*, *Euphorbia hirta*, *Glinus oppositifolius*, *Ocimum basilicum*, *Abutilon angulatum*, *Asystasia gangetica*, *Amaranthus graecizans*, *Gomphrena celosioides* et *Alternanthera sessilis*; l'interne composée presque exclusivement de *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*.

En novembre 1982, les pluies ont été tellement abondantes que toutes les espèces citées, à l'exception de *Cyperus articulatus*, se trouvaient complètement dans l'eau. On y observe déjà des pousses de plantes comme *Pistia stratiotes*, *Lemna perpusilla*, *Neptunia oleracea*, *Nymphaea lotus*, *Nymphaea nouchalii* et *Ludwigia adscendens* var. *diffusa*. La partie centrale reste occupée par *Polygonum*.

Au début de janvier, toutes les plantes aquatiques se sont bien développées et *Cyperus articulatus* se trouve dans l'eau du côté sud de la mare.

En mars, l'eau a baissé; sur les plages exondées, on observe *Hoslundia opposita*, *Hygrophila auriculata*, *Aspilia helianthoides*, *Ludwigia leptocarpa*, *Mimosa pigra*, *Alternanthera sessilis*, *Ammannia auriculata*, *Talinum* sp., *Oldenlandia lancifolia*, *Echinochloa colona*, *Sesbania macrantha*, *Glinus oppositifolius*, *Ocimum basiculum*, *Heliotropium indicum*, *H. ovalifolium*, *Portulaca centraliafricana* et une partie du groupement à *Cyperus articulatus*.

Dans l'eau, on observe la présence de *Burnatia enneandra*, *Limnophyton obtusifolium*, *Azolla nilotica*, *Utricularia inflexa*, *Ludwigia adscendens* var. *diffusa*, *Nymphaea lotus*, *Nymphaea nouchalii*, *Pistia stratiotes*, *Neptunia oleracea* en voie de disparation et enfin *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*.

En avril, l'eau commence à se retirer de la zone à *Limnophyton obtusifolium* et *Burnatia enneandra*, *Azolla nilotica* et *Neptunia oleracea* ont presque complètement disparu tandis qu'abondent *Utricularia inflexa*, *Ludwigia adscendens* var. *diffusa* et les deux *Nymphaea*. On constate qu'avec le retrait de l'eau une masse d'algues filamenteuses (*Spirogyra* div. spp.) se forme notamment au niveau des *Nymphaea* et de *Cyperus articulatus*.

Au mois de mai, le niveau d'eau a beaucoup baissé. *Hygrophila auriculata* se trouve en fleurs, *Limnophyton obtusifolium* et *Burnatia enneandra* sont en fruits et commencent à sécher. Il reste peu d'eau au niveau des *Nymphaea*, *Pistia stratiotes* et *Cyperus articulatus*.

Dans les zones à *Nymphaea* et *Cyperus articulatus*, les *Spirogyra* sont encore abondants, mais ils manquent dans la partie centrale où le niveau d'eau reste élevé.

Au mois de juin, la saison sèche a commencé. Quelques *Nymphaea* ne montrent plus que des parties mortes et des graines de *Limnophyton obtusifolium* et *Burnatia enneandra* sont répandues dans la zone exondée. L'eau n'occupe que la partie centrale et une infime partie de la zone à *Nymphaea* et *Pistia*; ce dernier s'enfonce déjà dans la vase. Les filaments de *Spirogyra* sont en décomposition.

En juillet, la mare est presque à sec. Comme dans la dépression qu'occupe *Vossia cuspidata*, les habitants de la plaine ont détruit toute la végétation pour dégager et rendre accessible le peu d'eau qui y restait.

Une végétation à *P. senegalense* f. *albotomentosum* semblable à la précédente a été rencontrée dans une dépression située le long de la route Bujumbura- Cibitoke, à la hauteur de la route qui va vers l'aéroport de Bujumbura.

En plus de *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*, nous avons remarqué la présence de *Nymphaea nouchalii*, *Azolla nilotica*, *Mimosa pigra* et *Hygrophila auriculata* au milieu de la mare; *Typha domingensis* et *Phragmites mauritanus* y étaient peu abondants dans la zone périphérique.

g. Mare à *Oryza longistaminata*, *Cyperus articulatus* et *Hygrophila auriculata*. – GERMAIN (1952) a décrit une association à *Oryza barthii* et *Asteracantha longifolia* dans des mares dont le centre héberge l'*Utricularieto-Nymphaeetum*. Il signale que l'association, par colmatage, évolue de façon centripète et que des vestiges de l'association à *Nymphaea-Utricularia* persistent isolément parmi les constituants de la rizière.

Selon REEKMANS (1975), *Oryza longistaminata* (= *Oryza barthii*) et *Hygrophila auriculata* (= *Asteracantha longifolia*) ont une écologie différente et devraient être dissociés. *Hygrophila auriculata* se trouve à la limite de la zone d'atteinte par les eaux, tandis qu' *Oryza longistaminata* exige une quantité d'eau plus élevée.

Nous avons visité une dépression située au sein de la palmeraie de la plaine de la Rusizi où *Oryza longistaminata* et *Cyperus articulatus* sont bien établis.

De septembre à octobre, on observe une zone externe occupée par une végétation intense composée de *Sporobolus pyramidalis*, *Ramphicarpa tubulosa*, *Chlorophytum* sp., *Portulaca centrali-africana*, *Hygrophila auriculata* (à l'état de souches) avec *Oryza longistaminata* et *Cyperus articulatus*; *Echinochloa colona*, *Marsilea* sp., *Cyperus distans*, *Mimosa pigra* formant des touffes entre *Oryza longistaminata* et *Cyperus articulatus*; et une zone centrale montrant un sol noir, strié de fentes de dessicca-

tion et occupée par *Heliotropium indicum*. Ce dernier, à l'état de pousse en septembre, était en pleine floraison à la fin d'octobre.

En novembre, la station a bénéficié de l'apport de quelques précipitations. *Heliotropium indicum* n'existe plus et a été remplacé en partie par *Mimosa pigra*.

Au début de janvier, on remarque, dans la zone non atteinte par les eaux de pluies, de jeunes pousses d'*Hygrophila auriculata* tandis que *Cyperus articulatus*, *Oryza longistaminata*, *Marsilea* sp. et *Mimosa pigra* sont sous eau.

Au mois de mars, seule une petite partie de la zone centrale est occupée par les eaux. Elle supporte une végétation à *Nymphaea lotus*, *Pistia stratiotes*, *Ludwigia adscendens* var. *diffusa*, *Lemna perpusilla* et *Marsilea* sp.; *Mimosa pigra* occupe la zone humide faisant transition avec la zone à *Oryza longistaminata* et *Cyperus articulatus*.

En avril, l'eau a fortement diminué et la profondeur de la zone inondée ne dépasse pas 10 cm. *Ludwigia adscendens* var. *diffusa* a envahi toute la zone centrale et quelques touffes de *Pistia stratiotes* et *Nymphaea lotus* se manifestent à travers le feuillage de *Ludwigia*.

La mare est à sec au mois de mai.

h. Mare et fossé aux environs de la Kajeke.— La végétation macrophytique de la mare est formée en période sèche de quelques touffes de *Phragmites mauritianus*, *Hygrophila auriculata* à l'état de souches et *Typha domingensis*. En saison pluvieuse, on y observe *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*, *Mimosa pigra*, *Aspilia helianthoides*, *Alternanthera sessilis*, *Sporobolus* sp., *Limnophyton obtusifolium*, *Centrostachys aquatica*, *Cyperus* div. spp. et *Marsilea* sp.; *Hygrophila auriculata*, très abondant dans cette station, fleurit au mois de mai.

La profondeur de l'eau dépasse rarement 10-15 cm.

A moins d'une centaine de mètres de cette station se trouve un fossé creusé pendant les travaux d'asphaltage de la route Bujumbura-Cibitoke.

Sur les bords du fossé, on observe par moments, *Sporobolus* sp., *Hygrophila auriculata*, *Aspilia helianthoides* et *Heliotropium ovalifolium*. Aucune végétation macrophytique n'a été remarquée dans le fossé même.

i. Les marais et mares de la Mutimbuzi. – Nous avons effectué des prélèvements d'eau et des récoltes d'algues dans deux stations situées de part et d'autre de la route Bujumbura-Cibitoke, entre les deux ponts de la Mutimbuzi. Ces deux stations étaient alimentées, en saison pluvieuse, par les eaux de la Mutimbuzi, avant l'approfondissement de son lit.

La végétation macrophytique y est composée de *Typha domingensis*,

Nymphaea lotus, *Nymphaea nouchalii*, *Azolla nilotica* et *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*.

L'eau de la Mutimbuzi, ruisselant le long de la route Bujumbura-Cibitoke, alimentait, en avril 1981, une rizière située à la station 32 (carte, fig. 3). L'eau y atteignait 1 m à 1,5 m de profondeur. Nous y avons observé *Oryza sativa*, *Nymphaea lotus* et *Nymphaea nouchalii*.

En avril 1981, l'eau de la Mutimbuzi alimentait également deux mares situées au sein d'une végétation fermée à *Sporobolus spicatus*. Dans l'une d'elles, la végétation aquatique avait été détruite et l'eau y était nauséabonde. La végétation de la deuxième mare se composait de *Nymphaea nouchalii* et *Cyperus distans*.

j. *Le bras mort de la Mutimbuzi*. – Dans le but d'éviter les nombreuses inondations de la route Bujumbura-Cibitoke par les eaux de la Mutimbuzi en période pluvieuse, la rivière fut détournée et son lit approfondi. Lorsque nous avons visité l'ancien cours en avril 1981, il y avait encore suffisamment d'eau pour alimenter, pendant la période pluvieuse, des marais où se développaient *Nymphaea lotus* et *Nymphaea nouchalii*. Lors de nos visites de 1982-1983, la création du "périmètre de la brasserie", avec ses nombreux canaux d'irrigation, avait eu pour conséquence de réduire la quantité d'eau dans l'ancien cours de la rivière. C'est ainsi qu'après février 1983, il fut impossible d'y faire des récoltes d'algues.

Les bords de l'ancien cours étaient occupés par *Aeschynomene elaphroxylon*, *Phragmites mauritanus* et *Cyperus papyrus*. En septembre, on y voyait en plus *Cayratia gracilis*, *Oldenlandia lancifolia* et *Alternanthera sessilis*. La partie centrale (environ 1 m de large) comporte *Nymphaea lotus* et une masse de *Spirogyra*. Avec les pluies de novembre, les *Spirogyra* disparaissent et le centre est de plus en plus envahi par les plantes des rives.

k. *Le bras mort de la Mpanda*. – La rivière Mpanda a été décrite dans la partie qui traite des rivières. Elle a été détournée pendant les travaux d'asphaltage de la route Bujumbura-Cibitoke. Lorsque nous avons effectué nos récoltes en 1982-1983, la station était sans végétation supérieure.

5.2. CARACTÉRISTIQUES PHYSIQUES ET CHIMIQUES DE L'EAU

a. *Le "lac" Dogodogo* (v. tableau 13 et fig. 13). – La température de cette eau plus ou moins stagnante et peu profonde est nettement influencée par la température de l'air. Les températures observées de jour sont toujours élevées.

Le pH est élevé toute l'année; il diminue faiblement pendant la période

de forte pluviosité (fin novembre) et atteint son maximum au début de février.

Tableau 13
Température et pH du lac Dogodogo

	29-4 1982	27-5	6-7	27-7	27-8	27-9	3-11	29-11	3-1 1983	7-2	7-3	19-4
T°	30	31	22	26,5	-	28,5	-	27	29	28,4	27,5	29
pH	9,4	9,5	9,3	9,5	9,6	9,6	9,5	9,2	9,5	9,8	9,6	9,3

La figure 13 montre la variation de la conductivité électrique et des concentrations des différents ions étudiés d'avril 1982 à avril 1983.

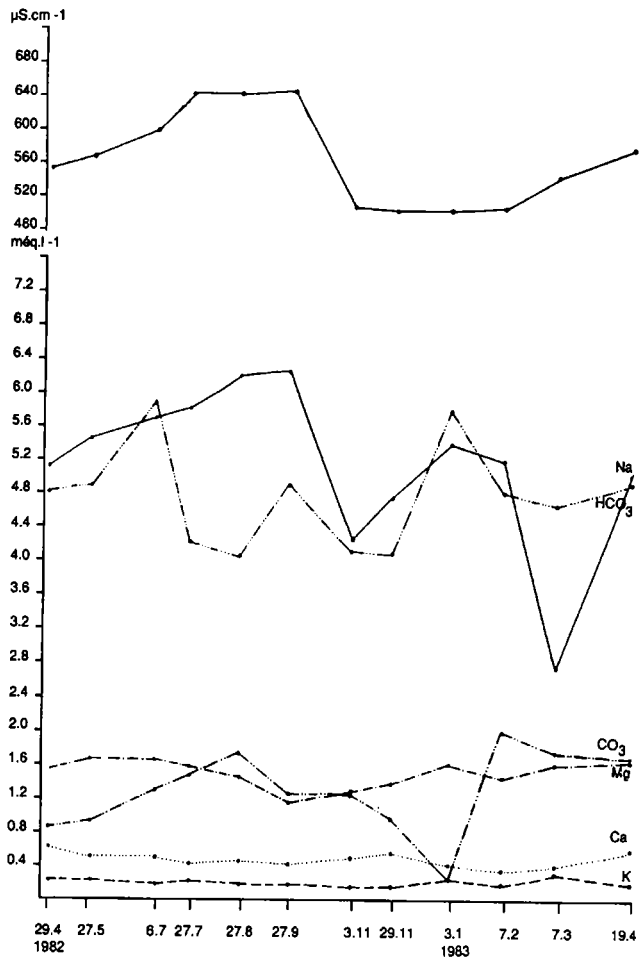


Fig. 13. — Variation saisonnière de la conductivité électrique et des ions majeurs dans le lac Dogodogo.

Les sels se concentrent pendant la saison sèche et le maximum de minéralisation est atteint à la fin de cette saison. Dès qu'arrivent les fortes précipitations de novembre-décembre, la minéralisation de l'eau décroît fortement et un minimum s'observe de fin novembre à début janvier. Dès le mois de février, la minéralisation augmente de nouveau. Le sodium, cation dominant, atteint sa concentration maximum à la fin de septembre, après les premières pluies, décroît fortement au début de novembre, puis augmente de nouveau pour atteindre un deuxième maximum au début de janvier, suivi d'un minimum au début de mars alors que le potassium y atteint sa concentration maximum (les mêmes constatations ont été faites pour la rivière Rusizi). A la mi-avril, après une période de faible pluviosité, la concentration de sodium augmente à nouveau. Alors que dans la Rusizi, il était possible d'observer à une même date des maxima ou minima de concentration pour plusieurs ions, dans le lac Dogodogo, leurs minima et maxima s'échelonnent différemment (v. fig. 13).

b. Le marais à Cyperus laevigatus (v. tableaux 14, 15, 16). – Les résultats des mesures et analyses effectuées en avril et décembre 1981 et de septembre 1982 à juillet 1983 se trouvent respectivement dans les tableaux 14 à 16.

Tableau 14

Chimie de l'eau du marais à Cyperus laevigatus (avril 1981)

	pH	O ₂	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃ + CO ₃
Groupement à <i>C. laevigatus</i> et <i>Sporobolus spicatus</i>	7,5	12,6	8,7	2,2	0,63	4,6	17,6
Groupement à <i>C. laevigatus</i> et <i>Panicum repens</i>	7,3	1,9	14,3	3,5	0,58	4,8	23,5

Les deux échantillons d'avril 1981 montrent de grandes différences surtout dans les teneurs en oxygène dissous, en sodium et en bicarbonates - carbonates. Exprimés en méq.l⁻¹, les cations s'y rangent dans l'ordre Na > Mg > K > Ca.

Tableau 15

Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau en deux points du marais à Cyperus laevigatus (18 décembre 1981)

	T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃	SO ₄	Cl
a	24,3	9	2167	15,0	16,69	4,86	0,59	6,02	5,60	22,8	0,03	4,60
b	26,0	9,2	1961	14,0	13,95	4,48	0,34	7,54	8,00	15,8	0,10	3,52

Les résultats des analyses effectuées en deux points en décembre 1981 montrent également de légères différences. La température de l'eau

correspond à celle généralement observée dans les marais et les mares de la basse plaine de la Rusizi. L'eau est fortement oxygénée (193 à 201% de saturation); le pH, la conductivité électrique et les concentrations des ions majeurs, à l'exception du calcium, sont plus élevés que ceux observés en avril. L'eau y est bicarbonatée sodico-magnésienne, riche en potassium et en chlorures et relativement pauvre en calcium et sulfates.

Selon nos observations, faites de septembre 1982 à juillet 1983, le pH est également constamment élevé et, même en période de hautes eaux (mai 1983) ne descend pas en dessous de 8,7.

Tableau 16

Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau prélevée dans Cyperus laevigatus seul (septembre 1982-juillet 1983)

	pH	C ₂₀	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃	NH ₄
Septembre	9,6	14620	224,67	13,92	0,83	2,65	C	C	1,01
Octobre	9,2	9930	162,03	1,13	0,96	4,40	C	C	2,73
Novembre	9,2	3520	40,19	4,38	0,35	1,91	C	C	N.D.
Janvier	9,8	4700	63,61	5,40	0,31	1,33	10,00	33,53	N.D.
Mars	9,1	5500	37,29	14,53	0,29	2,98	3,05	53,95	N.D.
Avril	8,9	5290	64,05	7,43	0,29	4,20	4,81	48,10	N.D.
Mai	8,7	3000	33,82	4,11	0,49	1,00	1,38	31,60	N.D.
Juin	9,1	4750	34,06	5,91	0,75	3,33	5,94	43,25	N.D.
Juillet	8,9	5430	56,55	11,25	0,97	9,05	10,95	37,60	N.D.
moy.	9,1	6304	79,58	7,56	0,58	3,42	6,02	41,33	1,87

(C = eau colorée, N.D. = non déterminé)

La conductivité électrique, très élevée à la fin de la saison sèche (14 620 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) décroît avec l'augmentation des précipitations. Le mois de novembre, fort pluvieux, montre des valeurs faibles de la conductivité, mais ce n'est qu'en mai, lorsque l'association entière est alimentée par les eaux du lac Tanganyika et de la petite Rusizi, que la conductivité électrique est la plus basse. Elle augmente de nouveau dès que se fait le retrait de l'eau par évaporation.

Comme précédemment, le sodium prédomine parmi les cations; le potassium occupe la deuxième place alors que dans les analyses précédentes, le magnésium était plus important que le potassium. Le calcium est faiblement représenté.

Parmi les anions étudiés, les carbonates et les bicarbonates sont très importants. Leur dosage par titration en présence d'indicateur aux mois de septembre, octobre et novembre 1982 ne nous a pas été possible, suite à la forte coloration de l'eau. Les sulfates sont à l'état de traces; par contre,

l'ammonium est fort concentré en raison de la présence d'un bétail de bovins accompagné d'oiseaux.

En résumé, les eaux de Gatumba, dans l'association à *Cyperus laevigatus*, *Sporobolus spicatus* et *Panicum repens*, se caractérisent par leur pH élevé et leur forte minéralisation. Les différences observées du point de vue de la composition physique et chimique de l'eau s'expliquent par l'hétérogénéité des sols, l'action des précipitations et des facteurs biotiques.

c. *Les marais à Phragmites mauritanus*. – Nous avons distingué deux types de roselières: celui associé aux terrains salés (près de la Rusizi) et celui des terrains faiblement minéralisés (près des affluents de la Rusizi ou du lac Tanganyika).

La phragmitaie des terrains salés (v. tableaux 17 et 18). – Le tableau 17 donne les résultats des analyses d'eau effectuées en décembre 1981, le tableau 18 ceux des prélèvements faits de janvier à juillet 1983, à quelques mètres du pont de la grande Rusizi.

La température observée est habituelle pour les eaux des marais et mares de la plaine de la Rusizi qui présentent une végétation plus ou moins fermée.

Tableau 17

Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau de la phragmitaie de terrain salé prélevée le 21 décembre 1981

T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃	SO ₄	Cl	NO ₃
23,5	9,2	2570	3,7	15,43	3,00	0,86	14,04	5,6	13,6	7,44	2,00	0,55

Le tableau 18 montre une eau très basique, assez fortement minéralisée et moyennement oxygénée (46% de saturation en oxygène), de type bicarbonaté sodico-magnésien. Comme dans les autres eaux salines de la plaine, le calcium est l'ion relativement le moins abondant. Parmi les anions, nous remarquons surtout la richesse en sulfates.

Les eaux que nous avons prélevées de janvier à juillet 1983 proviennent certainement d'un autre point que celles que A. Caljon a analysées en décembre 1981. Les sulfates y sont en traces alors qu'ils étaient abondants dans l'analyse de 1981. L'eau y est aussi basique, très conductrice, bicarbonatée sodico-magnésienne. La minéralisation baisse dès février, en suite des précipitations qui sont fortes dans cette partie de la plaine, puis augmente à nouveau à partir de mars. L'évaporation et l'apport de sels par la chute des feuilles de *Phragmites* ou par les cendres des plantes brûlées au début de la saison sèche contribueraient sans doute à cette augmentation presque générale des paramètres physiques et chimiques étudiés.

Tableau 18

Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau de la phragmitaie de terrain salé prélevée de janvier à juillet 1983

	pH	C ₂₀	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃
Janvier	8,2	2520	19,18	5,11	1,09	15,24	2,25	31,38
Février	8,2	873	6,04	2,05	0,28	7,84	N.D.	N.D.
Mars	8,1	1091	3,20	2,54	0,57	7,33	0,24	13,07
Avril	8,3	1383	6,76	2,00	0,65	9,71	1,05	15,86
Mai	7,9	1575	8,06	1,90	0,95	1,35	1,60	18,55
Juin	8,3	2060	10,74	2,61	1,12	15,30	1,85	24,93
Juillet	8,5	2360	30,56	3,04	1,23	17,07	7,65	16,88
moy.	8,2	1699	12,07	2,75	0,84	10,46	2,44	20,11

La phragmitaie des eaux faiblement minéralisées (v. tableau 19). — L'eau de cette station diffère très fortement de celle de la phragmitaie des terrains salés; le pH, la conductivité électrique, et la concentration des ions majeurs y sont plus faibles. La moyenne des observations montre que l'eau y est bicarbonatée calcico-magnésienne, relativement pauvre en potassium.

Le tableau 19 donne les caractéristiques physiques et chimiques de l'eau de la phragmitaie des abords de la rivière Kagera. Ces caractéristiques physiques et chimiques sont changeantes et l'action humaine y est probablement importante. Nous y avons toujours rencontré des pêcheurs qui y remuaient le sol pour en extraire de petits vers de terre servant d'appât pour la pêche.

Tableau 19

Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau de la phragmitaie des abords de la rivière Kagera (septembre 1982 à juillet 1983)

	pH	C ₂₀	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃	SO ₄
Septembre	7,0	72	0,14	0,02	0,24	0,25	0	0,82	0
Octobre	6,7	73	0,20	0,03	0,26	0,28	0	0,68	0,01
Novembre	6,6	242	0,61	0,36	0,96	1,04	0	0,88	N.D.
Janvier	6,4	109	0,35	0,11	0,35	0,46	0	0,83	0
Mars	6,8	110	0,23	0,14	0,30	0,32	0	0,93	0
Avril	6,8	89	0,40	0,07	0,24	0,31	0	0,91	N.D.
Mai	6,8	122	0,57	0,08	0,34	0,64	0	1,18	N.D.
Juin	6,7	163	0,57	0,07	1,00	0,54	0	1,70	N.D.
Juillet	6,6	189	0,64	0,26	0,50	0,72	0	1,40	N.D.
moy.	6,7	130	0,41	0,13	0,46	0,51	0	1,04	0

L'analyse d'une eau prélevée au sein du facies à *Phragmites mauritianus* et *Aeschynomene elaphroxylon* en avril 1981 a montré une eau légèrement acide (pH 6,4), bicarbonatée sodico-magnésienne, faiblement oxygénée (environ 20% de saturation en oxygène).

Des analyses de l'eau de la dépression à *Phragmites mauritianus* et *Typha domingensis* en avril 1981 ont aussi montré une eau légèrement acide (pH 6,5), mais nettement plus riche en calcium (2,71 méq.l⁻¹) et en bicarbonates (7,5 milliéquivalents.l⁻¹) et totalement dépourvue d'oxygène. Dès prélèvements faits de janvier à avril 1983 ont montré un pH de 6,9 et une minéralisation plus faible: C₂₀ de 274 à 340, Na 0,71 à 1,95 méq.l⁻¹, Ca 1,00 à 1,37 méq.l⁻¹, Mg 1,03 à 1,42 méq.l⁻¹ et HCO₃ 2,23 à 4,05 méq.l⁻¹.

d. Les "étangs aux flamants" (v. tableau 20). — Nous avons étudié deux étangs, désignés ci-après "étang aux flamants A" et "étang aux flamants B". Bien qu'ils aient la même origine, ils sont pourtant très différents l'un de l'autre quant à la température de l'eau, au pH, à la conductivité électrique et à la concentration des ions étudiés.

Le taux de saturation en oxygène est plus élevé pour A que pour B (75%), ce qui s'explique probablement par la densité plus grande en B des oiseaux et du bétail qui vient s'y abreuver et y laisse des déjections.

Tableau 20

Caractéristiques physiques et chimiques des étangs aux flamants

Étang A	T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃	SO ₄	Cl	NH ₄
15.IV.81	-	7,5	-	8,15	5,65	1,65	0,32	3,73	0	11,3	-	-	-
21.XII.81	27,6	9,6	1966	6,5	13,8	3,79	0,15	4,54	6,88	15,04	0,10	2,60	-
IX.82	-	9,0	2071	-	22,94	4,19	0,32	2,70	5,13	17,38	0	-	0,17
X.82	-	9,8	1959	-	21,73	4,48	0,18	0,84	5,19	11,50	0	-	0,48
Moy. 1982	-	9,4	2015	-	22,33	4,33	0,25	1,77	5,16	14,44	0	-	0,32
Étang B	T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃	SO ₄	Cl	NH ₄
15.IV.81	-	10,4	-	5,96	4,65	1,27	0,33	3,24	10,5	-	-	-	-
21.XII.81	30,1	9,9	2798	5,1	24,08	6,19	0,01	3,43	12,8	22,5	0,08	3,84	-
IX.82	-	9,7	2980	-	33,06	7,71	0,18	4,90	7,90	23,97	0	-	0,14
X.82	-	10	2560	-	24,85	6,42	0,08	1,03	8,04	14,68	0,02	-	0,87
Moy. 1982	-	9,8	2770	-	28,95	7,06	0,13	2,96	7,97	19,32	0,01	-	0,50

e. Mare à *Vossia cuspidata* (v. tableau 21). — La mare à *Vossia* a une eau acide à neutre et une conductivité électrique modérée. On constate que les valeurs observées pour le pH, la conductivité électrique et, de façon générale la minéralisation, sont basses en novembre, puis s'élèvent pour ensuite redescendre au cours de la saison des pluies et de nouveau se relever en saison sèche. L'eau est faiblement oxygénée (20% de saturation). Les chlorures y sont plus importants que les sulfates. La concentra-

tion des nitrates observée en décembre 1981 serait due à la décomposition des végétaux qu'on observe au début de la saison des pluies (les pluies avaient été tardives en 1981-1982).

Le microclimat très particulier de cette partie de la plaine (faibles pluviosités, températures de l'air élevées, ensoleillement intense) et la décomposition rapide de la végétation pourraient expliquer les fortes concentrations observées au mois de janvier. Les fortes concentrations observées au mois de juillet montrent également que les horizons inférieurs de la station sont plus riches en ions majeurs que les horizons superficiels.

Tableau 21

Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau de la mare à Vossia cuspidata

	T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃	SO ₄	Cl	NO ₃
21.XII.1981	24,1	5,7	187,0	1,5	0,13	0,50	0,02	0,17	0	1,6	0,05	0,43	0,15
XL.1982	-	6,4	72	-	0,44	0,21	0,07	0,15	0	0,53	N.D.	-	-
I.1983	-	6,9	153	-	0,39	0,12	0,89	0,86	0	1,70	0,03	-	-
II.1983	-	7,4	165	-	0,52	0,06	0,92	0,93	N.D.	N.D.	-	-	-
III.1983	-	7,0	123	-	0,25	0,09	0,49	0,50	0	1,45	0,03	-	-
IV.1983	-	6,8	115	-	0,67	0,08	0,32	0,37	0	1,44	-	-	-
V.1983	-	6,5	112	-	0,70	0,11	0,31	0,50	0	1,30	-	-	-
VI.1983	-	6,9	134	-	1,16	0,09	0,17	0,29	0	1,63	-	-	-
VII.1983	-	6,5	280	-	1,56	0,22	0,52	0,58	0	2,33	-	-	-
Moy. 1983	-	6,8	144	-	0,71	0,12	0,46	0,52	0	1,48	0,03	-	-

Sur la base des moyennes des résultats obtenus pendant les huit mois d'observation 1982-83, l'eau de cette mare apparaît généralement à dominance bicarbonatée sodico-magnésienne, parfois bicarbonatée calcico-magnésienne.

f. Les mares à Polygonum senegalense f. albotomentosum (v. tableau 22). — Les échantillons d'eau ont été prélevés en avril 1981 au sein des *Pistia*, et de novembre 1982 à juillet 1983 à la périphérie de la mare, près des *Nymphaea*.

Le pH est acide à neutre. La conductivité électrique augmente fortement en janvier pour redescendre en février, puis augmente à nouveau mais avec des fluctuations. La richesse de l'eau en ions majeurs peut s'expliquer de la même manière que dans la mare à *Vossia cuspidata*: la végétation d'avant la période pluvieuse se décompose et libère des sels en même temps que l'évaporation de l'eau fait remonter les sels retenus dans les horizons superficiels du sol.

L'eau y est plus minéralisée que dans la mare à *Vossia cuspidata* toute proche; elle est à dominance bicarbonatée calcico-magnésienne ou sodico-magnésienne. Les sulfates ont été dosés en mars: ils étaient seulement à l'état de traces.

Tableau 22
Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau des mares
 à *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*

	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃	SO ₄
21.IV.1981	5,4	-	2,76	0,44	0,17	0,19	0,24	1,5	-
XI.1982	6,6	80	-	0,31	0,19	0,13	0,31	0,75	-
I.1983	7,2	208	-	0,42	0,34	1,27	0,91	2,33	-
II.1983	7,1	116	-	0,32	0,04	0,56	0,72	-	-
III.1983	7,2	125	-	0,33	0,18	0,98	0,83	2,30	0,01
IV.1983	6,9	164	-	0,66	0,12	0,63	0,63	2,04	-
V.1983	7,2	166	-	0,77	0,10	0,33	0,52	1,80	-
VI.1983	6,8	192	-	0,96	0,14	0,61	0,58	2,13	-
VII.1983	6,7	104	-	1,52	0,44	1,57	1,41	3,52	-
moy. 1983	7,0	191	-	0,66	0,16	0,76	0,74	2,12	-

g. *Mare* à *Oryza longistaminata*, *Cyperus articulatus* et *Hygrophila auriculata* (v. tableau 23). — Les résultats des analyses physiques et chimiques effectuées le 15 avril 1981, le 21 décembre 1981 et de novembre 1982 à avril 1983 sont groupés au tableau 23.

Tableau 23
Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau de la mare à *Oryza longistaminata*,
Cyperus articulatus et *Hygrophila auriculata*

	T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃	SO ₄	Cl	NO ₃
15.IV.1981	-	6,7	-	7,65	0,31	0,07	0,14	0,11	1,2	-	-	-
XII.1981	24,0	5,2	88,0	1,4	0,08	0,15	0,38	0,07	1,2	-	0,16	0,008
XI.1982	-	6,2	39	-	0,22	0,12	0,10	0,22	0,43	-	-	-
I.1983	-	6,1	43	-	0,22	0,01	0,02	0,11	0,34	-	-	-
II.1983	-	6,7	43	-	0,34	0,05	0,01	0,14	-	-	-	-
III.1983	-	6,7	63	-	0,27	0,59	0,12	0,30	0,59	0,03	-	-
IV.1983	-	5,9	54	-	0,45	0,59	0,12	0,54	0,52	-	-	-
moy. 1982-83		6,3	48	-	0,30	0,27	0,07	0,26	0,49	0,01	-	-

Le pH de l'eau indique une acidité nette à modérée. La conductivité électrique, la plus faible observée dans les mares et les marais de la plaine de la Rusizi, augmente dès le début de la saison pluvieuse jusqu'en mars, puis décroît faiblement en avril.

Les résultats très variables de ces analyses sont probablement en rapport avec les variations saisonnières de pluviosité, peut-être aussi avec l'hétérogénéité des sols de la station.

h. *Mare et fossé aux environs de la Kajeki* (v. tableau 24). — Le tableau 24 donne les résultats des analyses effectuées dans la mare et le fossé aux environs de la Kajeki.

Tableau 24

Caractéristiques physiques et chimiques de la mare et du fossé des environs de la Kajeka

Mare	T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃	SO ₄	Cl	NO ₃
XII.1981	25,1	8,0	262	5,5	0,24	0,34	0,60	0,87	3,28	0	0,12	0,502
XI.1982	-	7,3	112	-	0,31	0,54	0,50	0,89	1,33	-	-	-
I.1983	-	7,1	105	-	0,27	0,21	0,45	0,42	1,08	0	-	-
II.1983	-	8,0	190	-	0,39	0,22	0,96	1,19	-	-	-	-
III.1983	-	8,0	350	-	1,01	1,08	0,90	1,13	3,92	0,08	-	-
IV.1983	-	7,7	479	-	3,00	0,70	1,05	1,79	4,43	-	-	-
Moy. 1982-83	-	7,6	247	-	0,99	0,55	0,77	1,08	2,69	0,04	-	-
Fossé	T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃	SO ₄	Cl	NO ₃
I.1983	-	7,4	199	-	0,30	0,25	1,20	0,99	2,00	0	-	-
II.1983	-	8,3	258	-	1,32	0,55	0,72	1,13	-	-	-	-
III.1983	-	9,0	159	-	0,15	0,56	0,73	0,67	1,57*	0,03	-	-
IV.1983	-	8,3	364	-	1,31	0,04	1,43	1,65	3,35	-	-	-
V.1983	-	7,3	430	-	2,60	0,12	0,07	0,15	3,35	-	-	-
Moy. 1983	-	8,0	282	-	1,13	0,30	0,83	0,91	2,89	0,01	-	-

* HCO₃ + CO₃

Les analyses de l'eau de la mare montrent une eau faiblement basique, bicarbonatée magnésico-calcique ou sodico-magnésienne. Cette station est souvent parcourue par de nombreux bovins, ce qui explique les fortes concentrations des nitrates.

Dans les analyses de 1982-1983, nous constatons, comme dans certains marais et mares étudiés, une diminution des concentrations des ions étudiés en janvier, suivie de leur remontée plus ou moins progressive jusqu'à l'assèchement de la mare.

En considérant les paramètres physiques et chimiques de l'eau du fossé, on constate que leurs valeurs sont plus élevées que dans la mare, à l'exception du potassium et du magnésium, mais, dans l'ensemble la composition chimique de l'eau est assez semblable à celle de la mare.

i. Les marais et mares de la Mutimbuzi (v. tableaux 25 et 26). — Le tableau 25 donne les résultats des analyses effectuées en avril 1981 dans les marais à l'ouest et à l'est de la Mutimbuzi, et en décembre 1981 entre les deux ponts de la rivière.

Tableau 25

Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau des marais de la Mutimbuzi à l'ouest (W) et à l'est (E) de la route Bujumbura-Cibitoke

		T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃	SO ₄	Cl	NO ₃
Avril 1981	W	-	5,3	-	6,27	0,28	0,04	0,38	0,19	0,7	-	-	-
	E	-	2,5	-	5,65	0,46	0,05	0,45	0,20	-	-	-	-
Décembre 1981		26,3	6,7	323	3,9	0	0,77	1,52	1,09	2,2	0,85	0,24	0,028

Au moment de notre visite, les deux stations étaient inondées par les eaux très colorées de la Mutimbuzi. L'analyse montre en avril 1981 des eaux acides à très acides, bien oxygénées. En décembre 1981, nous avons noté un pH faiblement acide, une conductivité électrique modérée et un taux de saturation en oxygène de 54%. Les concentrations en nitrates sont faibles.

Le tableau 26 donne les résultats de l'analyse de l'eau de la rizière de la Mutimbuzi et des deux mares situées au milieu de la végétation à *Sporobolus spicatus*. L'eau y est acide, relativement bien oxygénée dans la rizière, mais dépourvue d'oxygène dans les mares.

Tableau 26
Caractéristiques chimiques de l'eau de la rizière et des mares de la Mutimbuzi

	pH	O ₂	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃
Rizière	6	4,16	0,27	0,07	0,35	0,23	1,4
Mare 1	6,4	0	0,31	0,14	1,14	0,77	3,2
Mare 2	6,3	0	0,29	0,10	0,70	0,49	2

j. Le bras mort de la Mutimbuzi (v. tableau 27). — Les analyses des paramètres physiques et chimiques montrent une eau faiblement acide à neutre, bicarbonatée calcico-magnésienne ou sodico-calcique, faiblement oxygénée (l'échantillon prélevé en décembre 1981 n'est saturé qu'à 20% en oxygène).

Tableau 27
Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau du bras mort de la Mutimbuzi

	T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	HCO ₃	SO ₄	Cl	NO ₃
21.IV.1981	-	6,3	-	1,94	0,26	0,06	0,41	0,28	1,5	-	-	-
id.	-	6,3	-	1,33	0,25	0,04	0,25	0,18	1,4	-	-	-
18.XII.1981	23,6	6,4	239	1,2	0,30	0,10	0,92	0,77	2,96	0	0,26	0,002
IX.1982	-	6,9	254	-	0,38	0,04	0,64	0,46	1,71	0,06	-	-
X.1982	-	7,5	262	-	0,47	0,03	0,99	0,71	1,10	0,01	-	-
XI.1982	-	6,8	364	-	1,22	0,12	1,94	1,44	2,18	-	-	-
I.1983	-	6,7	252	-	1,10	0,16	1,14	0,96	1,93	0	-	-
II.1983	-	7,0	210	-	0,78	0,41	1,00	0,96	-	-	-	-
mov. 1982-83	-	6,9	268,4	-	0,79	0,15	1,14	0,90	1,73	0,02	-	-

k. Le bras mort de la Mpanda (v. tableau 28). — Au moment du prélèvement, l'eau avait une température relativement élevée, ce qui peut s'expliquer par l'absence d'action modératrice de la végétation supérieure.

Le pH est voisin de la neutralité, la conductivité électrique y est plus élevée que dans la rivière Mpanda elle-même. La saturation en oxygène est de 52%; l'eau est bicarbonatée calcico-magnésienne, pauvre en

sodium, potassium, sulfates et chlorures. Les nitrates y sont très abondants.

Tableau 28

Caractéristiques physiques et chimiques de l'eau du bras mort de la Mpanda

T°	pH	C ₂₀	O ₂	Na	K	Ca	Mg	CO ₃	HCO ₃	SO ₄	Cl	NO ₃
27,0	7,2	231	3,7	0	0,06	0,94	0,71	0	2,88	0,07	0,11	0,44

5.3. FLORE ALGALE ET SUCCESSION SAISONNIÈRE

a. Le "lac" Dogodogo. — Bien que nous ayons observé une flore algale composée de 104 taxons dont 56 Diatomées, 29 algues vertes (dont 4 Desmidiées), 13 Cyanophycées, 4 Euglénophycées, 1 Dinophycée et 1 Xanthophycée, certains d'entre eux sont très rares, alors qu'un petit groupe de taxons reste dominant pendant toute l'année. A l'exception de *Chara zeylanica* qui forme un tapis dense pendant la majeure partie de l'année et qui peut former une association, à lui seul, ou participer à l'association à *Najas marina* subsp. *armata* et *Potamogeton* sp., on constate la présence et la dominance quasi permanente d'*Aphanothece castagnei* et *Ankistrodesmus* div. spp. On observe parfois en association avec ces derniers, la présence, en quantité importante, d'*Epithemia sorex*, *Anabaenopsis tanganyikae* et *Merismopedia punctata*.

b. Le marais à Cyperus laevigatus. — La liste floristique, établie sur la base de 13 récoltes, montre que les stations étudiées sont pauvres en taxons. En effet, lorsque le pH et la minéralisation sont très élevés, certains groupes d'algues, notamment les Desmidiées, disparaissent et une espèce de Cyanophycée (ici *Oscillatoria salina*) peut constituer à elle seule toute la végétation algale de la station. Toutefois la fixation du matériel au formol a certainement détruit plusieurs flagellates, notamment les *Chlamydomonas*, qui peuvent parfois intervenir largement dans la végétation algale des eaux saumâtres.

Les 13 récoltes étudiées contenaient 94 taxons dont 34 Euglénophycées, 30 Diatomées (les espèces d'*Eunotia*, *Frustulia* et *Pinnularia* y étaient très rares), 21 Cyanophycées, 8 algues vertes (les Desmidiées manquaient dans ces récoltes) et 1 Xanthophycée.

La contribution de chaque classe d'algue à la végétation algale et la succession saisonnière ont été également étudiées (voir fig. 14). Presque toujours, ce sont les Cyanophycées qui dominent numériquement, seulement dépassées par les Euglénophycées dans le prélèvement du 18.XII.1981 et par les diatomées dans ceux du 21.V.1983 et du 20.VII.1983.

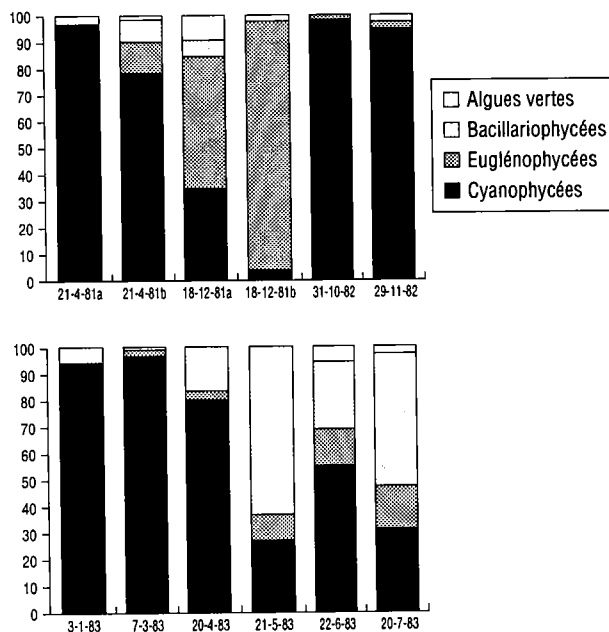


Fig. 14. — Succession saisonnière algale dans le marais à *Cyperus laevigatus*.

La succession d'assemblages observés depuis septembre 1982 peut se résumer comme suit:

Septembre-Octobre: *Oscillatoria salina* (98%) supporte la forte minéralisation de l'eau en compagnie d'*Euglena proxima* (2%).

Novembre: La densité d'*Oscillatoria salina* diminue avec l'apparition de *Nodularia harveyana* et d'*Anomoeoneis sphaerophora*.

Janvier: *Spirulina major*, *Oscillatoria salina*, *Nodularia spumigena* et *Nodularia harveyana*, en association avec *Anomoeoneis sphaerophora* forment l'essentiel de la végétation algale.

Mars: *Oscillatoria salina* est encore dominant et *Oscillatoria angusta* apparaît dans la station; les diatomées ont alors presque complètement disparu.

Avril: *Oscillatoria tenuis* est dominant; *Anomoeoneis sphaerophora* commence à se développer.

Mai: En ce mois où s'observe en cette station le minimum de minéralisation, *Anomoeoneis sphaerophora* constitue 50% des espèces observées; *Nitzschia palea* se manifeste dans la station.

Juin: *Anabaena* sp., *Euglena intermedia*, *Nitzschia palea* et *Oscillatoria tenuis* forment l'essentiel de la végétation algale.

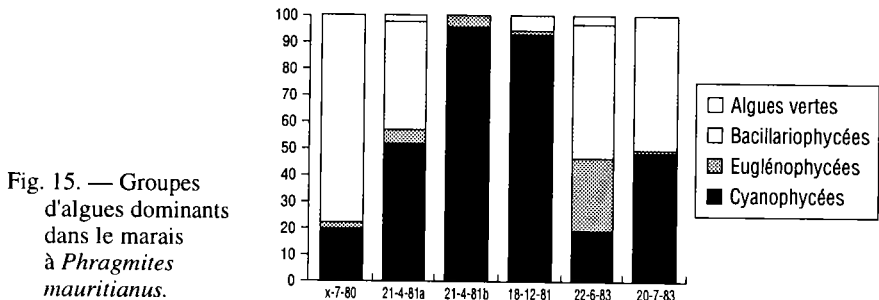
Juillet: *Nitzschia palea* domine, accompagné d'*Anomoeoneis sphaerophora*, *Anabaena* sp. et *Euglena proxima*.

c. *Les marais à Phragmites mauritianus*. — La phragmitaie des terrains salés. — Les récoltes d'algues y ont été effectuées en juillet 1980, en avril 1981, en décembre 1981 et de janvier à juillet 1983.

La flore algale de ce site est pauvre. Dans certaines récoltes, nous avons trouvé seulement 10 taxons; les plus riches pouvaient en contenir jusque 40, ce qui nous semble confirmer l'action limitante des minéralisations élevées de l'eau sur la diversité spécifique. Nous avons été frappé par l'abondance de deux espèces de Bacillariophycées alcaliphiles, *Amphora coffeiformis* (et ses variations) et *Achnanthes hungarica* var. *senegalense*, surtout lorsque les *Lemna* sont abondants. H. GERMAIN (1981) a également signalé qu'*Achnanthes hungarica* montrait une localisation assez nette dans les végétations de *Lemna*. Cependant, la minéralisation n'est pas aussi forte que dans l'association à *Cyperus laevigatus*, et permet encore la présence de quelques espèces d'*Eunotia*, de *Gomphonema*, *Frustulia* et *Pinnularia*. On y remarque l'absence quasi totale de Chlorophycées.

Des comptages ont été effectués dans des échantillons où le matériel était suffisamment concentré et riche en individus (voir fig. 15).

Nous constatons que les Cyanophycées et les Bacillariophycées forment l'essentiel de la végétation algale et que les Euglénophycées ne deviennent abondantes qu'après la coupe des *Phragmites* (mois de juin).



Les espèces dominantes dans ces échantillons sont: *Oscillatoria tenuis*, *O. pseudogeminata*, *O. curviceps*, *O. angusta*, *Anabaena* sp., *Synechocystis aquatilis*, *Synechococcus elongatus*, *Lepocinclis salina*, *Amphora coffeiformis*, *Achnanthes hungarica*, *Gomphonema affine*, *G. gracile*, *G. parvulum*, *Nitzschia intermedia* et *N. vitrea*.

Les phragmitaies des eaux faiblement minéralisées. — Dans la phragmitaie des abords de la rivière Kagera, nous avons effectué des récoltes d'algues en juillet 1980, avril 1981 et ensuite de septembre 1982 à juillet 1983. Nous y avons observé 156 taxons (dans 11 échantillons). La flore y est plus riche et variée que dans la phragmitaie précédente, avec la pré-

sence de 9 Cyanophycées, 29 Euglénophycées, 10 algues vertes dont 5 Desmidiées, 2 Xanthophycées et 106 Bacillariophycées parmi lesquelles les *Eunotia*, *Frustulia*, *Gomphonema* et *Pinnularia* forment plus du tiers de la flore diatomique. La richesse en diatomées de cette phragmitaie pourrait s'expliquer par les apports de la rivière Kagera en période de hautes eaux. On remarque d'ailleurs dans cette liste floristique la plupart des taxons déjà signalés dans les rivières de la plaine de la Rusizi et du lac Tanganyika.

Dans la phragmitaie où abonde *Aeschynomene elaphroxylon*, une seule récolte a été faite en avril 1981. La récolte contenait 50 taxons dont 6 Cyanophycées, 15 Euglénophycées, 5 algues vertes, dont 4 Desmidiées, ainsi que 24 Bacillariophycées parmi lesquelles les *Nitzschia* et les *Pinnularia* sont les plus nombreux.

Dans les eaux anoxiques du groupement à *Phragmites mauritianus* et *Typha domingensis*, 4 récoltes nous ont montré 28 taxons, les Euglénophycées du genre *Trachelomonas* y étaient plus fréquentes que les autres groupes.

Une autre association à *Phragmites mauritianus* se développant dans des conditions similaires à la précédente (eau emprisonnée sous un tapis de gaminées) a été observée en juillet 1980, près de l'embouchure de la rivière Mpanda. La récolte que nous y avons effectuée contenait 26 taxons. Contrairement à la station précédente, ce sont les diatomées qui y sont dominantes.

d. Les "étangs aux flamants" . — Pour un même nombre de récoltes (5 de chaque étang), la flore algale de l'étang B, moins profond et plus salé que l'étang A, ne comprend que 49 taxons (4 à 38 par récolte), alors qu'on en compte 70 (10 à 61 par récolte) dans l'étang A. Cette pauvreté de la flore algale serait probablement due, comme dans les marais à *Cyperus laevigatus* et *Phragmites mauritianus* (le long de la Rusizi), à la forte minéralisation de l'eau qui limite la croissance de nombreuses espèces d'algues.

En juillet 1980, les deux étangs étaient surtout peuplés de Cyanophycées (*Spirulina major*) et d'Euglénophycées (*Euglena ehrenbergii* et *Euglena intermedia*) ainsi que de Bacillariophycées (*Anomoeoneis sphaerophora*).

Les récoltes d'avril 1981 contenaient également beaucoup d'Euglénophycées (*Euglena* et *Phacus*) et d'algues vertes (*Scenedesmus*), un grand nombre de Bacillariophycées dont *Anomoeoneis sphaerophora* et *Nitzschia levidensis*) et de Cyanophycées (*Spirulina major* et *Anabaenopsis arnoldii*). C'est également à cette période que nous avons observé la présence de Desmidiées dans ces étangs.

En décembre 1981, l'étang B était presque exclusivement peuplé de Cyanophycées; les préparations de diatomées révèlent la présence de quelques rares frustules d'*Anomoeoneis sphaerophora*. Dans l'étang A, plusieurs espèces de diatomées appartenant aux genres *Eunotia*, *Navicula*, *Nitzschia* y ont été observées en plus d'*Anomoeoneis*. Les Cyanophycées et les Euglénophycées s'y trouvent également.

Les récoltes de septembre-octobre 1982 étaient riches en individus, mais contenaient très peu d'espèces. *Anomoeoneis sphaerophora* y était rare tandis qu'*Oscillatoria tenuis* et *Spirulina major* y étaient dominants.

e. La mare à Vossia cuspidata. — La plupart des groupes d'algues trouvent généralement leur optimum de développement dans des eaux légèrement acides à neutres, ce qui correspond au cas de la mare observée et qui explique le nombre élevé de taxons inventoriés (les *Anabaena* étaient stériles et n'ont pas été déterminés; les nombreux *Spirogyra* avaient des plastes abîmés et n'ont pu être identifiés): 182 taxons recensés dans 12 récoltes, dont 16 Cyanophycées, 44 Euglénophycées, 50 algues vertes dont 37 Desmidiées, 65 Bacillariophycées parmi lesquelles les espèces d'*Eunotia*, *Gomphonema* et *Pinnularia* représentent plus 40% de la flore diatomique, et enfin 7 espèces appartenant aux groupes des Xanthophycées et Chrysophycées.

Malgré la minéralisation relativement faible de l'eau, on y observe des espèces des eaux saumâtres ou des espèces mésohalines (*Navicula gregaria*, *Nitzschia closterium*, *Navicula halophila*, *Navicula cuspidata*, etc.). La dominance du sodium parmi les cations et l'abondance relative des chlorures parmi les anions seraient peut-être à l'origine de cette situation.

On y constate également la présence de nombreux taxons des eaux eutrophes, ce qui s'explique aisément lorsque l'on constate à quelle vitesse la végétation supérieure se décompose et se renouvelle.

Nous avons également construit, à partir de nos comptages, des histogrammes (fig. 16) montrant les groupes d'algues qui se sont succédé au cours de nos observations.

Les récoltes de décembre 1981 viennent de trois points de prélèvement. Les prélèvements a et b ont la même végétation algale à abonde *Dinobryon tabellariae*, épiphyte sur *Oedogonium* sp, qui y atteint 82 à 87% du total des algues observées. Le prélèvement c diffère des deux précédents; les algues vertes (*Oedogonium* sp, *Actinotaenium curtum*, *Cosmarium depressum*), les Bacillariophycées (*Pinnularia gibba* et *Stauroneis anceps*) et les Euglénophycées (*Trachelomonas* cf. *volvocina* et *Colacium* cf. *calvum*) forment l'essentiel de la végétation algale.

Le mois de novembre n'a pas fait l'objet de comptages; le matériel y était pauvre et formé surtout de *Trachelomonas*.

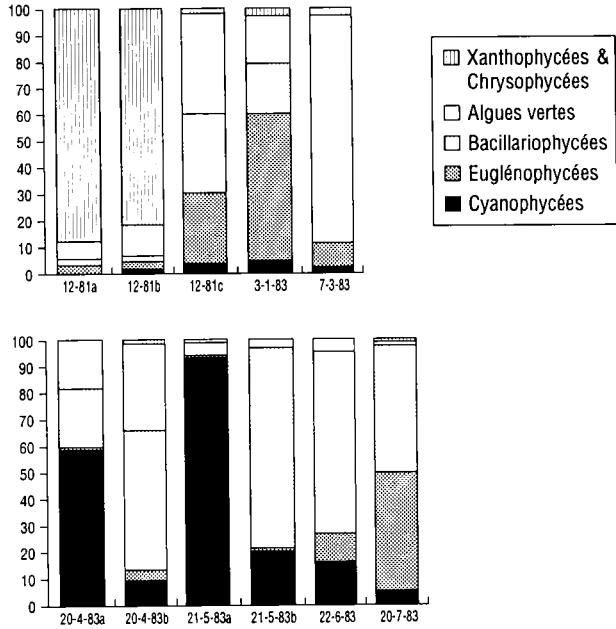


Fig. 16. — Succession saisonnière algale dans la mare à *Vossia cuspidata*.

Au mois de janvier, les Euglénophycées occupent 56% du total des algues avec la dominance de *Trachelomonas* cf. *volvocina* (26%) et *Euglena* div. spp. (13%), tandis que les Bacillariophycées et les algues vertes occupent respectivement 18,5% et 17% du total des algues.

Au mois de mars, les Bacillariophycées forment 83% de la végétation algale (avec dominance de *Navicula cuspidata*, *Pinnularia gibba*, *Pinnularia borealis* var *rectangularis* et *Pinnularia subcapitata*), tandis que les Euglénophycées retombent à 11%.

En avril et mai, les récoltes ont été faites dans le groupement à *Nymphaea* et *Neptunia* (a) qui correspond à la zone des récoltes antérieures, et dans le groupement à *Azolla nilotica* et *Pistia stratiotes* (b).

En avril, corrélativement à la diminution du volume d'eau de la mare, on constate un développement important de Cyanophycées (48% pour *Anabaena* sp.) et de Bacillariophycées (23,5%) avec dominance de *Nitzschia intermedia*. En eau plus profonde (b), les Bacillariophycées sont encore dominantes (53% du total avec surtout la présence de *Nitzschia intermedia*, *Pinnularia gibba* et *Gomphonema gracile*). C'est à cette période que les algues vertes atteignent le plus haut pourcentage (32%), représentées surtout par *Cosmarium conadianum*, *Hyalotheca dissiliens* et *Oedogonium* div. spp.

Au mois de mai, les Bacillariophycées ont fortement diminué dans l'association à *Nymphaea* et ont augmenté au sein des *Azolla* et *Pistia*.

Les algues vertes qui représentaient 17 à 32% du total des algues en avril ne constituent plus que de 1 à 3% de la végétation algale. Par contre, les Cyanophycées atteignent 93% dans l'association à *Nymphaea* (*Oscillatoria curviceps* y représente 90% du total des algues) et 20% dans celle à *Azolla* et *Pistia*. Dans cette dernière, *Oscillatoria curviceps* est absent et *Oscillatoria pseudogeminata* est compté à 18% du total des algues. Les diatomées qui y dominent sont *Pinnularia borealis* var. *rectangularis*, *Pinnularia gibba*, *P. subcapitata* et *Navicula cuspidata*.

Au mois de juin, les récoltes faites auprès de *Nymphaea lotus* sont très riches en *Spirogyra*. Si l'on écarte ce genre des comptages, ce sont les Bacillariophycées qui y dominent (68% avec surtout la présence de *Navicula cuspidata*, *Nitzschia rostellata* et *Gomphonema gracile*). Les Cyanophycées ont régressé et les Euglénophycées sont passées de 1,5% à 10,5%.

Au mois de juillet, les Euglénophycées et les Bacillariophycées forment 92,5% de la végétation algale; les Euglénophycées sont dominantes. Les espèces d'algues les plus abondantes sont *Trachelomonas* cf. *volvocina*, *Euglena proxima*, *Nitzschia intermedia* et *Nitzschia rostellata*.

f. Les mares à Polygonum senegalense f. albotomentosum. — Nous avons étudié 16 récoltes d'algues. La liste floristique comprend 21 Cyanophycées, surtout filamenteuses, 72 Euglénophycées, 75 algues vertes dont 46 Desmidiées, 84 Bacillariophycées (parmi lesquelles les genres *Navicula*, *Eunotia*, *Nitzschia* et *Pinnularia* sont les mieux représentés) et 8 Xanthophycées et Chrysophycées.

Comme dans la mare à *Vossia cuspidata*, on remarque la cohabitation des espèces acidophiles (*Eunotia* div. spp., *Gomphonema* div. spp.) et basiphiles (*Achnanthes hungarica*, *Anomoeoneis sphaerophora*, *Navicula cuspidata*, *Navicula halophila*, *Navicula mutica*, *Nitzschia closterium*, etc.).

Les histogrammes construits à partir de nos comptages (v.fig.17) montrent d'une part, l'extrême hétérogénéité de la mare, et d'autre part, la succession des groupes d'algues au cours des observations.

Les récoltes d'avril 1981, effectuées en 5 points de prélèvement, montrent la dominance d'Euglénophycées (a), d'algues vertes (b,c,e) et de Cyanophycées (d). A cette période, les pluies avaient été très abondantes.

Le matériel récolté en novembre 1982 n'était pas suffisamment concentré et contenait seulement quelques Euglénophycées du genre *Trachelomonas*.

En janvier dominant les Euglénophycées (72,5%) et les algues vertes (14,5%); les Bacillariophycées n'y occupent que 11% du total. Les espèces les plus abondantes sont *Trachelomonas* cf. *volvocina*, *Euglena*

proxima, *Nitzschia intermedia*, *Trachelomonas hispida* et *Pandorina morum*. Toutes ces espèces sont généralement signalées dans les eaux eutrophes et sont décrites comme β - et α -mésosaprobies. La prolifération d'Euglénophycées s'explique ici aussi par l'abondance de matières organiques après la décomposition des plantes vasculaires qui occupaient la mare avant l'apparition de plantes purement aquatiques.

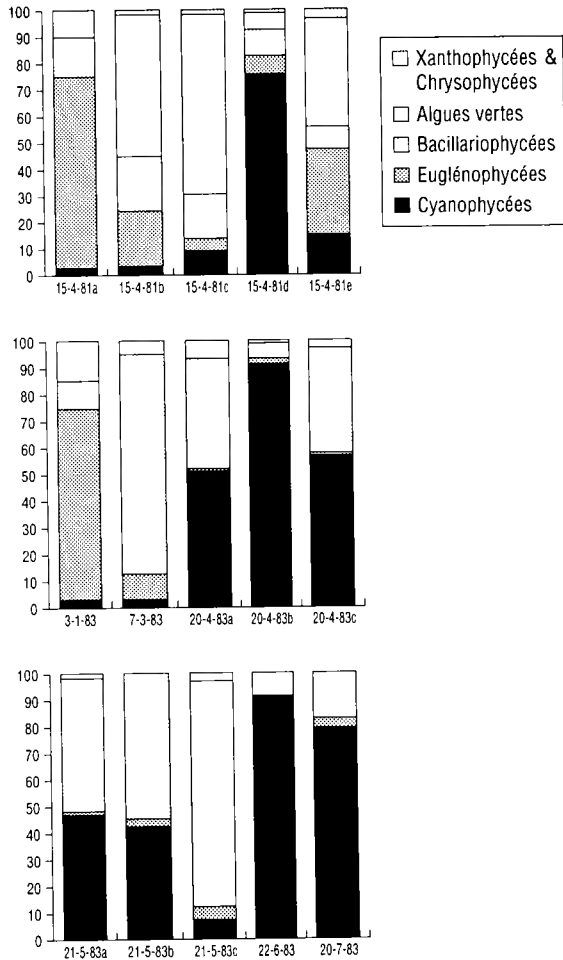


Fig. 17. — Succession saisonnière algale dans la mare principale à *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*.

Au mois de mars, les Euglénophycées et les Chlorophycées régissent au profit des Bacillariophycées qui représentent 81% de l'assemblage. *Navicula cuspidata*, *Navicula halophila*, *Hantzschia amphioxys* et *Closterium ehrenbergii* en sont les espèces dominantes. La plupart de ces espèces sont signalées dans des milieux eutrophes et souvent considérées comme oligohalobes.

Aux mois d'avril et de mai, les échantillons ont été récoltés dans le groupement à *Limnophyton obtusifolium* et *Burnatia enneandra* (a), dans le groupement à *Nymphaea* et *Neptunia oleracea* (b), et dans le groupement à *Cyperus articulatus* (c).

En avril, les Cyanophycées sont partout dominantes mais dans des proportions différentes, suivies de Bacillariophycées. *Anabaena* sp., *Oscillatoria tenuis*, *Oscillatoria limosa*, *Oscillatoria pseudogeminata*, *Nostoc* sp. et *Nitzschia intermedia*, sont les espèces les plus abondantes. Dans le groupement à *Nymphaea* et *Neptunia*, *Oscillatoria tenuis* y atteint 72% de la végétation algale.

Au mois de mai, les Cyanophycées sont encore abondantes surtout dans les groupements à *Nymphaea* et à *Limnophyton*; mais ce sont les Bacillariophycées qui sont partout dominantes. Les espèces les plus abondantes dans l'un et l'autre groupement sont *Oscillatoria tenuis*, *Oscillatoria princeps*, *Nitzschia intermedia*, *N. sigmoidea*, *Navicula cuspidata*, *Stauroneis phoenicenteron* et *Gomphonema gracile*. La plupart de ces espèces sont oligo-mésahalobes et β - ou α -mésosaprobies.

Au mois de juin, les Cyanophycées représentent 92% de la végétation algale. *Oscillatoria tenuis* y participe pour 82%.

En juillet, *Oscillatoria tenuis* reste dominant avec 73% d'abondance. Parmi les Bacillariophycées, *Nitzschia intermedia* intervient pour 8% du total.

g. Mare à Oryza longistaminata, Cyperus articulatus et Hygrophila auriculata. — La flore algale de cette mare est l'une des plus riches des mares et marais de la plaine de la Rusizi: 168 taxons ont été recensés dans 10 prélèvements.

Si l'on considère la répartition de ces taxons par classes d'algues, on a 7 Cyanophycées, 52 Euglénophycées, 85 algues vertes dont 53 Desmidiées, 17 Bacillariophycées et 7 Xanthophycées et Dinophycées. Parmi les composantes de cette flore, on remarque la présence de l'un ou l'autre taxon des eaux fortement minéralisées: *Achnanthes hungarica* var. *sene-galense*, *Anomoeoneis sphaerophora*, *Cyclotella meneghiniana*.

Les Euglénophycées et les algues vertes sont les groupes dominants dans nos comptages. Les Bacillariophycées ne deviennent dominantes que lorsque la mare s'assèche (mois d'avril 1983). A noter aussi la rareté dans cette mare, des cyanophycées, alors qu'elles sont souvent dominantes dans la plupart des mares de la plaine de la Rusizi. Nous ne les avons observées ici en quantités importantes que dans la récolte "d" d'avril 1981 (v. fig. 18).

La récolte de novembre 1982 n'a pas fait l'objet des comptages parce que le matériel y était peu concentré.

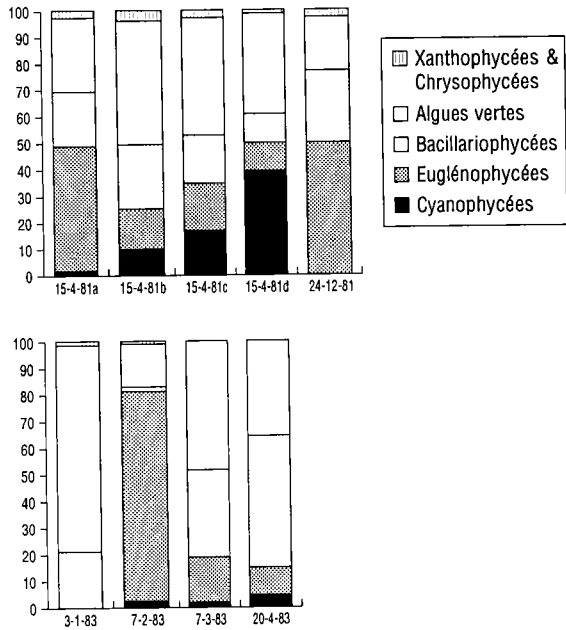


Fig. 18. — Succession saisonnière algale dans la mare à *Oryza longistaminata*.

Au début de janvier la végétation algale est dominée par un assemblage à *Oedogonium* div. sp., *Pleurotaenium caldense*, *Pleurotaenium ehrenbergii*, *Closterium lineatum* et *Gomphonema affine*. Les algues vertes y occupent plus de 75% de la végétation algale. Au mois de février, le groupe disparaît pour faire place à celui des Euglénophycées (80% du total observé) avec dominance d'*Euglena proxima*, *Trachelomonas* cfr *volvocina*, *Phacus longicauda* et *Euglena oxyuris*. Parmi les algues vertes, c'est le nombre de Volvocales qui augmente. Les espèces qui dominent sont généralement signalées dans les eaux eutrophes et caractérisées de β -mésosaprobies à polysaprobies. En mars, les algues vertes redeviennent dominantes avec *Eudorina elegans*, *Closterium striolatum* et *Oedogonium* div. spp. Parmi les Bacillariophycées, *Gomphonema gracile* occupe la première place avec une abondance de 9%; cette espèce atteint son maximum au mois d'avril, période à laquelle la mare commence à s'assécher. On y remarque également un important accroissement de *Monoraphidium arcuatum* et *Nitzschia intermedia*.

h. Mare et fossé aux environs de la Kajeki. — Dans les 9 récoltes d'algues provenant de la mare, nous avons trouvé 92 taxons dont 13 Cyanophycées, 11 Euglénophycées, 19 algues vertes dont 6 Desmidiées, 48 Bacillariophycées et 1 Xanthophycée.

Les Cyanophycées des genres *Calothrix*, *Gloeotrichia*, *Anabaena* et *Oscillatoria* y sont très abondantes surtout dans les endroits où la nappe d'eau reste très superficielle. Des récoltes faites dans les trous creusés par le piétinement des bovins, nous avons principalement observé des Euglénophycées et des algues vertes non filamenteuses.

Dans les 6 récoltes d'algues provenant du fossé, nous avons trouvé 55 taxons. Nous y avons observé 55 taxons dont 6 Cyanophycées, 5 Euglénophycées, 5 algues vertes dont 1 Desmidiée, et 39 Bacillariophycées. Ces récoltes étaient, dans l'ensemble, pauvres en espèces et surtout en individus.

i. Les marais et mares de la Mutimbuzi. — Dans les 5 récoltes effectuées en juillet 1980, avril 1981 et décembre 1981, entre les deux ponts de la Mutimbuzi, nous avons observé 121 taxons dont 11 Cyanophycées, 30 Euglénophycées, 15 algues vertes dont 10 Desmidiées, 64 Bacillariophycées et 1 Xanthophycée.

C'est dans ces stations, surtout dans les récoltes de juillet 1980, que nous avons observé beaucoup de frustules de *Nitzschia closterium*, espèce considérée par plusieurs auteurs comme alcaliphile et d'eaux saumâtres, en association avec des espèces de *Gomphonema*, généralement considérées comme acidophiles et d'eaux très douces.

La récolte effectuée dans la rizière inondée contenait 85 taxons dont 2 Cyanophycées, 24 Euglénophycées, 27 algues vertes dont 21 Desmidiées, 31 Bacillariophycées et 1 Xanthophycée.

Dans les deux mares dépourvues d'oxygène, la flore algale est composée d'un nombre relativement faible d'espèces.

j. Le bras mort de la Mutimbuzi. — Dans les 8 récoltes de cette station, nous avons trouvé au total quelque 126 taxons, dont 9 Cyanophycées, 14 Euglénophycées, 34 algues vertes dont 24 Desmidiées, 66 Bacillariophycées et 3 Xanthophycées. Les diatomées sont pratiquement présentes pendant toute l'année, les Cyanophycées et les euglénophycées n'ont été observées qu'en avril 1981 et en septembre-octobre 1982, les algues vertes, à part *Oedogonium* et *Spirogyra*, n'y sont apparues qu'en avril 1981.

k. Le bras mort de la Mpanda. — La station n'est pas très riche en espèces. Lorsqu'on en étudie du matériel non minéralisé, la seule espèce *Peridinium cinctum* remplit toute la préparation, tellement elle abonde. Le matériel minéralisé nous a cependant révélé la présence de Bacillariophycées dont *Anomoeoneis sphaerophora*, *Cyclotella meneghiniana*, *Gomphonema augur*, *Gyrosigma acuminatum*, *Hantzschia amphioxys*, *Navicula pupula*, *N. radiosa*, *Nitzschia intermedia*, *N. closterium*, *N. aci-*

cularis, *N. cf. nana*, *N. krachiensis*, *Pinnularia acrosphaeria*, *Rhopalodia gibba*, *R. gibberula* et *Fragilaria ulna*.

5.4. SYNTHÈSE ET DISCUSSION DES RÉSULTATS

Dans cette partie consacrée à l'étude des lacs mineurs, mares, marais, fossés et anciens cours d'eau, nous avons décrit les conditions stationnelles et, de façon générale, la végétation macrophytique de notre dition et sa phénologie. L'influence des précipitations sur la végétation macrophytique des mares, surtout dans la palmeraie de la plaine de la basse Rusizi, a été soulignée. Ce qui est frappant dans l'étude de ces mares, c'est la vitesse à laquelle la végétation supérieure se décompose et se renouvelle. L'action destructive de l'homme sur la végétation aquatique a été également mise en évidence.

5.4.1. Classification d'après les facteurs physiques et chimiques

Dans notre étude, nous nous sommes servi des analyses physiques et chimiques de l'eau prélevée au moment des récoltes d'algues. Les valeurs que nous avons données ne montrent naturellement qu'une image de ce qu'est un biotope aquatique, à un certain moment de la journée. R. GERMAIN (1952) et SYMOENS (1968) ont constaté que dans de petites collections d'eau comme celles que nous avons étudiées, la température, le pH, l'oxygène dissous, pouvaient varier très fortement au cours de la journée, selon les conditions météorologiques ou l'action de la photosynthèse des algues planctoniques ou des macrophytes. Le pH de l'eau (comme peut-être aussi la concentration des ions majeurs) peut varier de la périphérie d'une masse d'eau vers son centre (v. les exemples du lac Bangweolo, SYMOENS 1968). Nous n'avons pas pu tenir compte de tous ces facteurs, faute de moyens matériels. Malgré ces lacunes, nous pouvons classer les biotopes étudiés d'après les résultats des analyses physiques et chimiques.

Les eaux fortement minéralisées. – Ce sont des eaux bicarbonatées sodico-potassiques ou sodico-magnésiennes, relativement pauvres en calcium. Le pH y est souvent basique et la conductivité électrique élevée (500 à 14620 $\mu\text{S. cm}^{-1}$).

Les stations décrites correspondent aux associations végétales des alluvions récentes ou actuelles de la Rusizi (la région de Cibitoke n'ayant pas été pédologiquement cartographiée, il nous est impossible de classer la partie occupée par le lac Dogodogo dans la séquence pédologique de la plaine). Les biotopes qui y correspondent sont:

- Le lac Dogodogo: la végétation supérieure submergée est composée de *Najas marina* subsp. *armata*, *Chara zeylanica* et *Potamogeton* sp; les bords du lac portent des fragments à *Typha domingensis*;
- Le marais à *Cyperus laevigatus*, *Panicum repens* et *Sporobolus spicatus* situé dans le delta de la Rusizi;
- Le marais à *Phragmites mauritianus* situé sur le terrain salé près de la Rusizi;
- Les étangs des flamants, anciens méandres de la Rusizi (aucune végétation macrophytique n'a été observée dans ces étangs).

Les eaux faiblement minéralisées. – Ce sont des eaux bicarbonatées sodico-magnésiennes ou calcico-magnésiennes, rarement sodico-potassiques. Le pH y est acide à neutre (5,2 - 7,4), pouvant devenir basique (jusque 8-9) dans certaines mares développées sur des vertisols. La conductivité électrique de l'eau est inférieure à 500 $\mu\text{S.cm}^{-1}$.

Les stations décrites correspondent aux formations végétales établies sur les alluvions récentes et actuelles des affluents de la Rusizi ou du lac Tanganyika (rivières Mutimbuzi et Kajeke), et sur les vertisols. Il s'agit des biotopes suivants:

- Les marais à *Phragmites mauritianus* des terrains non salins;
- La mare à *Vossia cuspidata*;
- Les mares à *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*;
- La mare à *Oryza longistaminata*, *Cyperus articulatus* et *Hygrophila auriculata*;
- Les mare et fossés aux environs de la Kajeke;
- Les marais et mares de la Mutimbuzi;
- Le bras mort de la Mutimbuzi;
- Le bras mort de la Mpanda.

5.4.2. La flore algale

Cette étude nous a permis de faire certaines constatations sur la flore algale des milieux étudiés:

- Le lac Dogodogo, de par son origine, a une flore algale très proche de celle des marais étudiés.
- La flore des anciens cours d'eau ne comporte presque plus d'algues des rivières auxquelles ils étaient rattachés. Nous avons toutefois constaté la présence, parfois en quantités importantes, de *Rhopalodia gibberula* dans le bras mort de la Mutimbuzi.
- Les assemblages d'algues observés dans les mares et les marais sont différents les uns des autres en fonction de la zone prospectée (zone à *Nymphaea*, à *Pistia* et *Azolla*, à *Cyperus articulatus*, etc.) Dans l'avenir,

il serait sans doute intéressant d'étudier de façon plus détaillée les végétations algales associées à ces macrophytes qui forment dans nombre de cas des formations unispécifiques. De plus, une étude détaillée pourrait montrer des différences floristiques dans les récoltes effectuées dans l'eau libre entre ces macrophytes et dans celles faites dans l'eau retenue en dessous des macrophytes nageants. BOWKER & DENNY (1980) ont montré qu'il existait une flore algale liée aux feuilles et une autre aux racines des plantes submergées. Il semblerait également que le stade de développement de la végétation supérieure, ainsi que la morphologie de la plante, notamment celle des feuilles, aient une influence sur le développement et la succession de groupes d'algues.

Toutefois, il semble difficile de dissocier les effets du substrat végétal de ceux de la composition physique et chimique de l'eau: une végétation fermée réduit l'oxygénation de l'eau tandis que la mort de la végétation macrophytique s'accompagne d'une libération de sels dans le milieu.

Le tableau 29 donne la composition qualitative de quelques biotopes de la plaine de la Rusizi où 4 récoltes au minimum ont été faites. Nous constatons qu'il y a très peu de taxons dans les eaux fortement minéralisées par rapport aux eaux faiblement minéralisées, ce qui concorde avec les constatations d'ILTIS (1973) et d'autres auteurs selon qui, dans les eaux continentales, peu d'espèces d'algues supportent une forte minéralisation de l'eau et le nombre de taxons décroît au fur et à mesure que la concentration ionique de l'eau augmente.

Très peu de taxons ont été également rencontrés dans des eaux anoxiques et dans le fossé. Le manque d'oxygène d'une part (marais à *Phragmites mauritianus* et *Typha domingensis*) et l'absence de macrophytes d'autre part (fossé des environs de la Kajeke) semblent défavorables au développement de la flore algale. En revanche, dans les eaux où la flore macrophytique est bien installée et l'oxygénation suffisante, la flore algale est riche et variée.

Parmi les classes d'algues qui comportent le plus de taxons présents, les Bacillariophycées sont partout dominantes à l'exception du marais à *Cyperus laevigatus* et du marais à *Phragmites mauritianus* et *Typha domingensis* dominés par les euglénophycées, ainsi que de la mare à *Oryza longistaminata* où dominent les algues vertes.

Les Bacillariophycées forment généralement la majeure partie de la flore algale des régions d'Afrique, mais ILTIS (1973) se demande si la pré-

Tableau 29
 Richesse de la flore algale de quelques biotopes aquatiques de la plaine de la Rusizi

	C20 ($\mu\text{S cm}^{-1}$)	Nombre de récoltes	Nombre de taxons	% Cyanophycées	% Euglenophycées	% Bacillariophycées	% Algues vertes	% Autres
1. Marais à <i>Cyperus laevigatus</i>	1961-14620	13	94	22	36	32	9 (10)*	1
2. Étangs aux flamants	1959-2980	10	91	14	24	37	23 (8)	2
3. <i>Phragmites mauritanicus</i> (Rusizi)	873-2570	10	94	19	17	59	3 (10)	2
4. Lac Dogodogo	500-642	12	104	13	3	54	28 (4)	2
5. Mare près de la Kajete	105-479	9	92	14	12	52	21 (7)	1
6. Fossé près de la Kajete	159-430	6	55	11	9	71	9 (2)	0
7. Mare à <i>Polygonum senegalense</i>	80-404	16	260	8	28	32	29 (17)	3
8. Bras mort de la Mutimbuzi	210-364	8	126	7	11	53	27 (18)	2
9. <i>Phragmites</i> et <i>Typha</i>	274-340	4	28	11	61	21	3 (10)	3
10. Marais de la Mutimbuzi	328	5	121	9	25	53	12 (8)	1
11. Mare à <i>Vossia cuspidata</i>	72-280	12	179	7	25	36	28 (20)	4
12. <i>Phragmites</i> + <i>Cyperus papyrus</i>	72-242	11	156	6	19	68	6 (3)	1
13. Mare à <i>Oryza longistaminata</i>	39-88	10	168	4	31	10	51 (32)	4

* Les chiffres entre parenthèses correspondent au % de Diatomées

sence de frustules dans une préparation peut signifier soit qu'il s'agit de peuplements actuels, soit des restes de peuplements établis il y a quelques années, d'autant plus que la plupart des collections d'eaux étudiées sont peu profondes et que les sédiments du fond sont mis en suspension par l'agitation due aux vents; les prélèvements renferment le plus souvent autant d'algues du sédiment que d'algues vivantes.

Les Xanthophycées et les Chrysophycées nous ont paru très peu représentées dans notre dition. ILTIS (1973) a également constaté que dans les flores d'Afrique tropicale, ces groupes d'algues étaient peu représentés, alors que dans les pays tempérés, ils sont parfois très importants. Il convient toutefois de remarquer que les études sur la flore algale de l'Afrique centrale sont fréquemment basées sur des récoltes conservées au moyen de fixateurs tels que le formol, qui altèrent les formes flagellées délicates et les rendent inidentifiables.

L'abondance d'Euglénophycées dans les marais à *Cyperus laevigatus* pourrait s'expliquer, partiellement au moins, par les concentrations élevées d'azote organique, tandis que dans la typhaie, les basses teneurs en oxygène favoriseraient la dominance des *Trachelomonas* (ROUND 1965).

Les algues vertes sont également abondantes dans la plupart des biotopes étudiés; elles sont dominantes dans la mare à *Oryza longistaminata*. Les Desmidiées forment la majeure partie des algues vertes trouvées dans les eaux à pH neutre ou faiblement acide. Nous en avons également observé, mais en moindre pourcentage, en eau de forte minéralisation (lac Dogodogo et étangs aux flamants); ce qui n'est pas exceptionnel dans les eaux tropicales à pH et alcalinité relativement élevés (v. par ex. la répartition globale des Desmidiées dans les principaux lacs est-africains: VAN MEEL 1954, tableau 95).

Les Cyanophycées, quoique représentées par peu de taxons dans les biotopes étudiés, parviennent à s'imposer par leur forte densité; d'après nos comptages, elles dominent dans 20 de nos prélèvements. Il n'est pas rare de constater, surtout dans les eaux fortement minéralisées, une végétation algale dans laquelle une espèce d'*Oscillatoria* ou de *Spirulina* forme à elle seule l'essentiel de la végétation algale. Les Cyanophycées filamenteuses dominent dans le marais à *Cyperus laevigatus*, dans la zone périphérique de la mare à *Vossia cuspidata* et dans les récoltes d'avril 1983 de la mare à *Polygonum*. Il nous semble donc que ce groupe d'algues préfère des eaux peu profondes et chaudes.

Les Bacillariophycées dominent, d'après nos comptages, dans 14 de nos prélèvements. Elles dominent surtout en période de hautes eaux (marais à *Cyperus laevigatus* en mai 1983), soit lorsque la végétation macrophytique est importante (tapis continu d'*Azolla* et de *Pistia*), soit lorsque celle-ci est en voie de décomposition.

D'après nos comptages, les Euglénophycées dominaient dans 9 de nos prélèvements, les algues vertes dans 8 d'entre eux. Nous avons observé les algues de ces groupes le plus souvent en eau plus profonde. Selon les cas, elles sont les premières à coloniser les mares ou les marais lorsque le niveau de l'eau est suffisamment élevé et que la végétation aquatique macrophytique n'est pas intense, ou à former le stade terminal de la végétation algale, notamment lorsque la flore macrophytique vient d'être détruite par l'homme. Ces groupes d'algues abondent surtout en eau libre. Nous avons constaté toutefois un développement important de *Spirogyra*, principalement au niveau des feuilles de *Nymphaea*, lorsque le niveau de l'eau des mares diminuait.

Les Chrysophycées dominaient dans 2 de nos prélèvements; elles étaient abondantes dans les échantillons de décembre 1981, prélevés dans la mare à *Vossia cuspidata*. Elles sont épiphytes sur des filaments d'*Oedogonium*.

Plusieurs chercheurs ont basé l'étude des successions algales sur le rapport des cations univalents aux bivalents

$$\frac{M}{D} = \frac{Na+K}{Ca+Mg}$$

Selon PEARSALL (1922, 1932 in LE COHU 1974), les Diatomées et les Cyanophycées prospèrent dans des milieux où M/D est inférieur à 1, tandis qu'un rapport supérieur à l'unité favorise les algues vertes, notamment les Desmidiées. ZAFAR (1964) a fixé d'autres limites pour les diatomées et les algues vertes. Comme l'ont constaté TALLING & TALLING (1965), nous sommes d'avis qu'un rapport M/D élevé (jusque 25) peut être associé à une grande richesse en diatomées.

5.4.3. Étude des groupes socio-écologiques des marais et mares de la plaine de la basse Rusizi

Les groupes socio-écologiques des algues des marais et mares de la plaine de la basse Rusizi ont été étudiés par les méthodes d'ordination (analyse en composantes principales) et de classification.

Tableau 30
Liste des prélèvements et taxons utilisés dans l'étude des groupes socio-écologiques des marais et mares de la plaine de la basse Rusizi

Prélèvements		Taxons	
1	Cyperus laevigatus (IV, 1981a)	1 = Anabaena sp.	41 = S. ovalis
2	(IV, 1981b)	2 = Calothrix brevisima	42 = Trachelomonas armata
3	(XII, 1981a)	3 = C. scytonemacola	43 = T. hispida
4	(XII, 1981b)	4 = Chroococcus limneticus	44 = T. oblonga
5	(X, 1982)	5 = Nodularia harveyana	45 = T. scabra
6	(I, 1982)		46 = T. cf. volvocina
7	(III, 1983)	7 = Oscillatoria angusta	47 = Achmannites hungarica var. senegalense
8	(IV, 1983)	8 = O. animalis	48 = Amphora coffeiformis
9	(V, 1983)	9 = O. curviceps	49 = Anomoeoneis sphaerophora
10	(VI, 1983)	10 = O. limosa	50 = Einozia incisa
11	(VII, 1983)	11 = O. princeps	51 = E. naegeli
12	(VII, 1980)	12 = O. pseudogeminata	52 = E. pectinatis
13	(VII, 1981a)	13 = O. salina	53 = Gomphonema affine
14	(IV, 1981b)	14 = O. tenuis	54 = G. gracile var. gracile
15	(XII, 1981)	15 = Spirulina major	55 = G. augur var. turris
16	(VI, 1983)	16 = Synchocystis aquatilis	56 = G. parvulum
17	(IV, 1983a)	17 = S. prevalekii	57 = Hantzschia amphioxys
18	(V, 1983b)	18 = Synechococcus elongatus	58 = Navicula cuspidata
19	(VI, 1983)	19 = Euglena acus	59 = N. gregaria
20	(VII, 1983)	20 = E. allorgei	60 = N. halophila
21	(XII, 1981a)	21 = E. ehrenbergii	61 = N. mutica
22	(XII, 1981b)	22 = E. intermedia	62 = Nitzschia intermedia
23	(I, 1981c)	23 = E. limnophila	63 = N. obtusa
24	(II, 1983)	24 = E. oxyuris	64 = N. cf. nana
25	(III, 1983)	25 = E. proxima	65 = N. palea
26	(IV, 1983a)	26 = Euglena sp.	66 = N. rostellata
27	(IV, 1983b)	27 = Lepocinctus fastiformis	67 = N. sigmoidea
28	(V, 1983c)	28 = L. ovum var. gracilicauda	68 = N. vitrea
29	(VI, 1983d)	29 = L. ovum var. ovum	69 = Pinnularia acrosphaerata
30	(VII, 1983)	30 = L. salina	70 = P. borealis
31	(VIII, 1983)	31 = L. steinii var. succica	71 = P. interrupta
32	(IX, 1983)	32 = Phacus acuminatus	72 = P. gibba
33	(X, 1983)	33 = P. caudatus	73 = P. subcapitata
34	(XI, 1983)	34 = P. curvicauda	74 = P. viridis
35	(XII, 1983)	35 = P. longicauda	75 = P. tropica
36	(I, 1984)	36 = P. margaritatus	76 = Sauroneis anceps
37	(II, 1984)	37 = P. platatea	77 = S. phoenicenteron
38	(III, 1984)	38 = Stombonanus acuminatus	78 = Closterium abruptum
39	(IV, 1981a)	39 = S. gibberosa	79 = C. dianae
40	(IV, 1981b)	40 = S. lanceolata	80 = C. ehrenbergii
41	(IV, 1981c)		81 = C. leibleinii
42	(IV, 1981d)		82 = C. gracile
43	(IV, 1981e)		83 = C. hantzgii
44	(IV, 1981f)		84 = C. nematodes
45	(IV, 1981g)		85 = C. rufsii
46	(IV, 1981h)		86 = C. striolatum
47	(IV, 1981i)		87 = C. venus
48	(IV, 1981j)		88 = Cosmarium asphaerocarpum
49	(IV, 1981k)		89 = C. bireme
50	(IV, 1981l)		90 = C. conclanum
51	(IV, 1981m)		91 = C. contractum
52	(IV, 1981n)		92 = C. decoratum
53	(IV, 1981o)		93 = C. depressum
54	(IV, 1981p)		94 = C. meneghinii
55	(IV, 1981q)		95 = C. regnelli
56	(IV, 1981r)		96 = Euastrum binale
57	(IV, 1981s)		97 = E. elegans
58	(IV, 1981t)		98 = Pleurotaenium ehrenbergii
59	(IV, 1981u)		99 = P. caldense
60	(IV, 1981v)		100 = P. ovatum
61	(IV, 1981w)		101 = Hyalotheca dissilens
62	(IV, 1981x)		102 = Gonatozygon monotaenium
63	(IV, 1981y)		103 = Scenedesmus acuminatus
64	(IV, 1981z)		104 = S. obliquus
65	(IV, 1982a)		105 = Pediastrum tetras
66	(IV, 1982b)		106 = Oedogonium sp.
67	(IV, 1982c)		107 = Mougeotia sp.
68	(IV, 1982d)		108 = Dimorphococcus lunatus
69	(IV, 1982e)		109 = Dicyosphaerium pulchellum
70	(IV, 1982f)		110 = Trebbaria setigera
71	(IV, 1982g)		111 = Monoraphidium arcuatum
72	(IV, 1982h)		112 = Volvox sp.
73	(IV, 1982i)		113 = Eudorina elegans
74	(IV, 1982j)		114 = Pandorina morum
75	(IV, 1982k)		115 = Dinobryon tubellariae
76	(IV, 1982l)		116 = Ophiocytium arbuscula
77	(IV, 1982m)		117 = O. cochleare
78	(IV, 1982n)		118 = O. gracilipes
79	(IV, 1982o)		119 = O. nigus
80	(IV, 1982p)		

La liste des prélèvements et taxons utilisés pour cette étude est donnée dans le tableau 30. Les paramètres physiques et chimiques considérés ainsi que leurs valeurs minimales et maximales correspondantes au sein des biotopes étudiés figurent au tableau 31.

Tableau 31
Paramètres physiques et chimiques utilisés dans l'ordination

	<i>Cyperus laevigatus</i>	<i>P. mauritanus</i>	<i>Vossia cuspidata</i>	<i>P. senegalense</i>	<i>Oryza longistaminata</i>
Prél.	1-12	13-18	19-29	30-44	45-53
pH	7,5-9,8	7,9-9,2	5,7-7,0	5,4-7,2	5,9-6,7
K	1,13-14,53	1,97-3,04	0,08-0,50	0,10-0,34	0,01-0,59
Na	8,69-162,03	0,78-30,56	0,13-1,56	0,33-0,96	0,22-0,45
Ca	0,29-0,97	0,77-1,23	0,02-0,89	0,19-1,27	0,01-0,14
Mg	1,00-9,05	5,69-17,07	0,17-0,86	0,23-0,91	0,11-0,54
M/D	2,00-30,44	0,42-1,83	0,29-3,31	0,34-1,45	1,52-2,60

5.4.3.1. *L'analyse en composantes principales.* — Dans cette étude, la séquence des opérations est la suivante: dans une première phase, les données physiques et chimiques sont analysées; les données biologiques sont traitées en second lieu; dans une troisième phase, l'ensemble des observations est synthétisé globalement.

a) Analyse des données physiques et chimiques. — Les paramètres physiques et chimiques étudiés sont en corrélation significativement positive; toutefois, le Mg montre une certaine indifférence vis-à-vis du rapport M/D, tandis que le Ca est en corrélation négative avec ce rapport. En considérant les saturations sur les axes 1 et 2, on constate que le premier axe exprime principalement un gradient croissant pour les valeurs de pH, K, Mg, Na et Ca de la gauche vers la droite, tandis que le deuxième axe donne un gradient croissant des valeurs du rapport M/D de bas en haut.

b) Analyse des données biologiques (fig. 19). — Notre analyse porte sur les données floristiques qu'elle range en fonction des prélèvements qu'elles caractérisent.

Les deux premiers axes principaux extraits de l'analyse de 119 espèces rassemblent 27,94% de la variance totale, avec 18,32% pour le premier axe, et 9,62% pour le 2e axe.

En considérant la fig. 19, nous constatons que:

— La partie A correspond aux prélèvements des marais à *Cyperus laevigatus* et *Phragmites mauritanus*, ainsi qu'à quelques prélèvements des

mares à *Vossia cuspidata* et *Polygonum senegalense* f. *albotomentosum*. Les espèces qui y correspondent sont généralement abondantes dans les eaux les plus minéralisées.

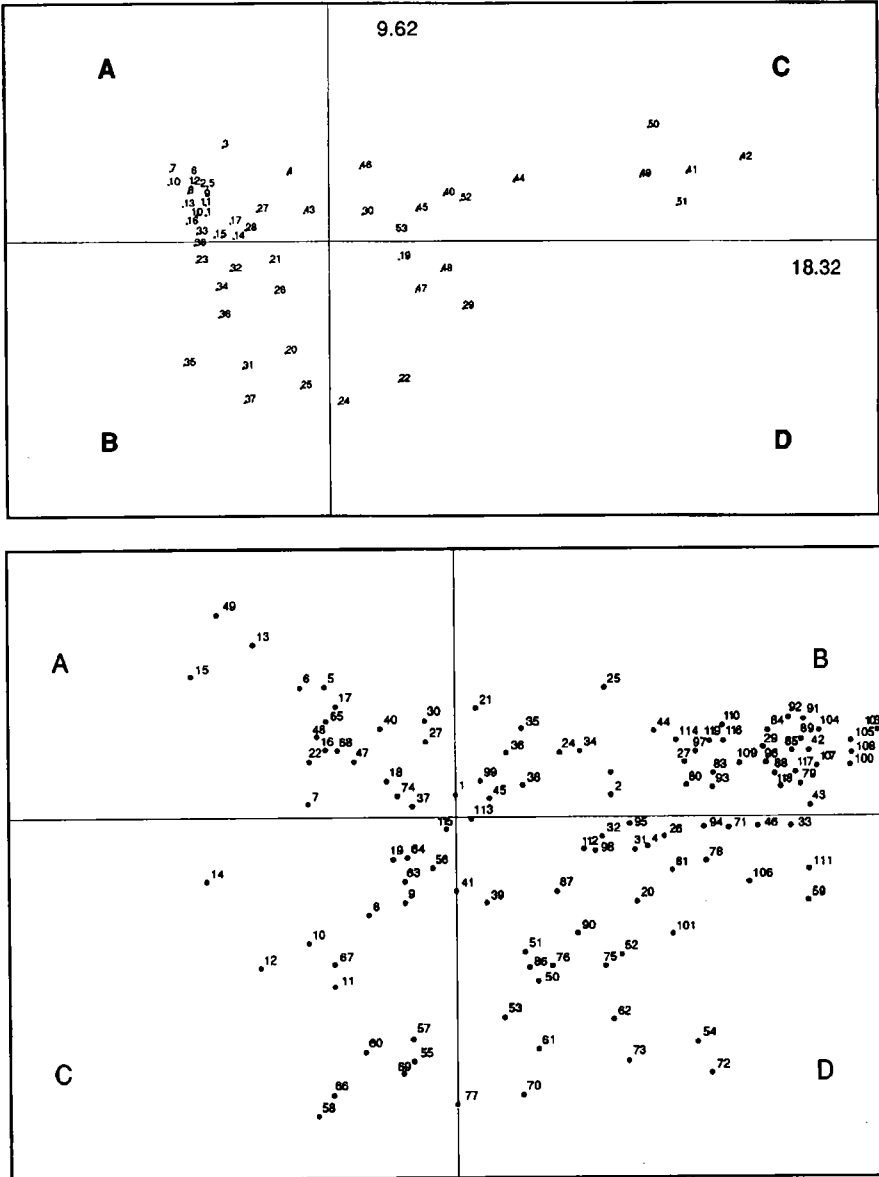


Fig. 19. — Analyse en composantes principales des données biologiques.

— La partie B comprend principalement les prélèvements des mares à *Vossia cuspidata* et *Polygonum senegalense* effectués entre mars 1983 et juillet 1983 dans la zone externe de ces mares ou pendant les périodes de destruction de la végétation aquatique. On y rencontre des Cyanophycées filamenteuses (faible profondeur de l'eau, eau chaude) ainsi que des espèces de Bacillariophycées associées à la destruction de la végétation macrophytique;

— La partie C contient la plupart des prélèvements de janvier et février 1983, ainsi que ceux d'avril 1981 dans les mares à *Polygonum senegalense* et *Oryza longistaminata*. Elle caractérise donc la végétation algale pionnière des mares ou la végétation algale des mares à niveau d'eau élevé formée d'espèces d'Euglénophycées, d'algues vertes, de Xanthophycées et de Chrysophycées.

— La partie D reprend le reste des prélèvements des mares à *Oryza longistaminata* et *Vossia cuspidata* caractérisant une eau relativement profonde sans beaucoup de végétation macrophytique (dominance d'algues vertes et d'Euglénophycées) ou une végétation fermée à *Azolla* et *Pistia* (dominance de Bacillariophycées). Ce groupe ressemble beaucoup au précédent.

c) Analyse des prélèvements (fig. 20). — Sur un total de 53 prélèvements considérés dans l'analyse précédente, nous retenons les 33 prélèvements pour lesquels des analyses physiques et chimiques ont été effectuées.

Le pourcentage de variance obtenu dans le traitement de ces 33 prélèvements est de 64,77 pour le 1er axe et de 24,79 pour le second, soit un total de 89,56%.

— En considérant la fig. 20, nous constatons que:

La partie AB rassemble les prélèvements des eaux des mares caractérisées par des pH acides à neutres et de faibles concentrations ioniques. Le prélèvement 1 du marais à *Cyperus laevigatus* qui se caractérise par des pH faibles (7,5) et des concentrations de Ca semblables à celles de certains prélèvements de mares s'y associe également.

La partie CD correspond aux prélèvements des marais à eaux fortement minéralisées dont la partie C représente les eaux à rapport M/D faible (0,42-6,7): prélèvements du marais à *Cyperus laevigatus* en décembre 1981 et les prélèvements du marais à *Phragmites mauritianus*, tandis que la partie D caractérise le marais à *Cyperus laevigatus* où le rapport M/D est très élevé ($\geq 9,79$).

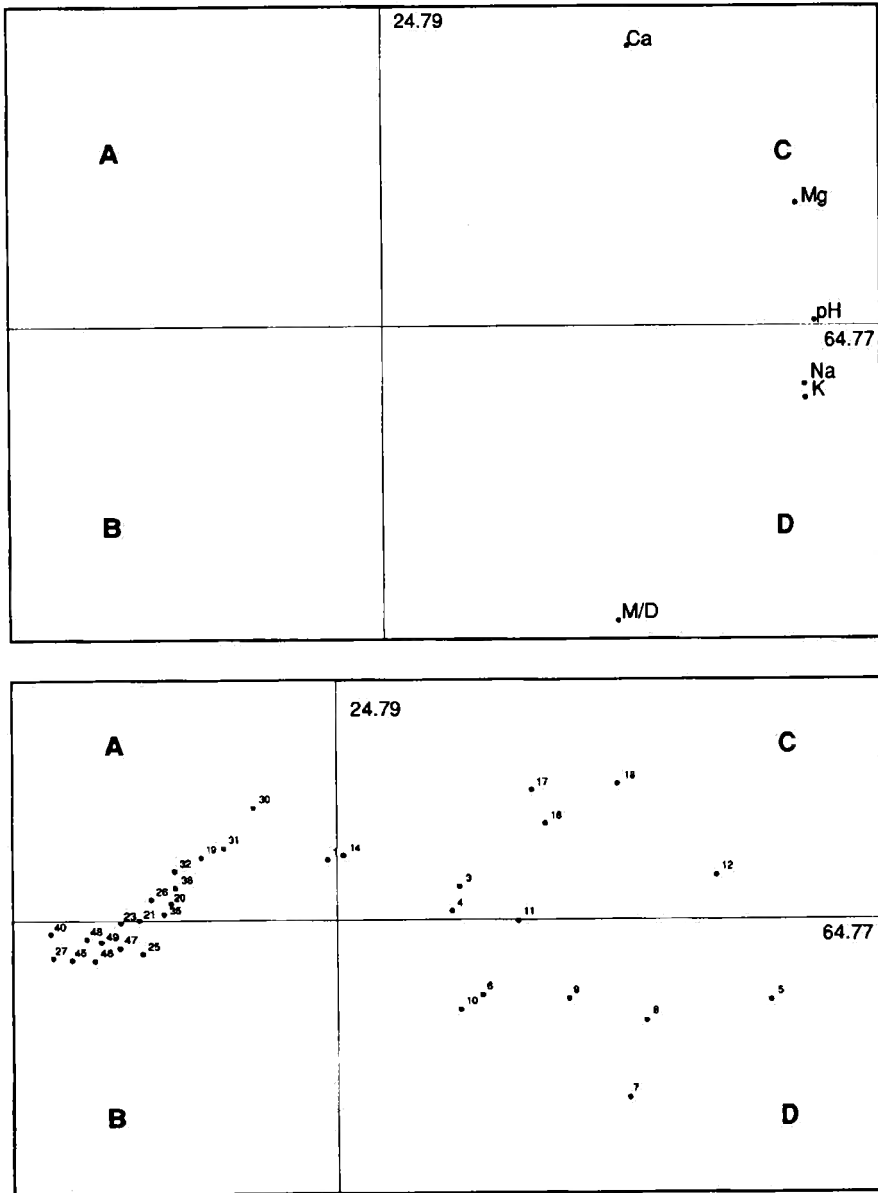


Fig. 20. — Analyse des facteurs physiques et chimiques et des prélèvements par la méthode des composantes principales.

d) Analyse des données physiques et chimiques et biologiques (fig. 21). — Les données physiques, chimiques et biologiques ont été traitées mathématiquement comme un tout, mais pour des raisons de présentation des résultats nous commentons en deux parties les observations sur la physico-chimie, puis sur les données biologiques.

Les données physiques et chimiques. — Pour 125 variables considérées (facteurs physiques, chimiques et flore), les pourcentages de variance qui caractérisent les deux premiers axes sont respectivement de 18,15% pour le premier axe et de 9,84% pour le second, soit un total de 27,99%. En considérant les saturations sur les axes 1 et 2, on constate que le calcium se comporte différemment des autres paramètres physico-chimiques sur le 2e axe, mais que ses valeurs se rapprochent de la neutralité. En valeurs absolues, le rapport M/D représente les fortes saturations sur le second axe; celui-ci exprimerait donc un gradient décroissant de M/D de haut en bas. Le 1er axe traduirait la richesse minérale de l'eau.

Les coefficients de corrélation de Spearman montrent une forte affinité entre les facteurs étudiés, toutefois la corrélation entre le Mg et le M/D n'est pas significative; elle est significativement négative pour le Ca et le rapport M/D.

Analyse des données biologiques. — A partir des corrélations existant entre les facteurs du milieu considéré et les différents taxons qui font l'objet de l'analyse, nous avons distingué, parfois avec peine, 4 groupes d'algues (v. fig. 21):

Groupe A. — Des espèces qui semblent liées à de fortes concentrations de Na et K et à des pH élevés; ou présentant une corrélation significativement positive à M/D.

Il s'agit d'espèces dont l'optimum écologique semble se trouver dans les eaux du marais à *Cyperus laevigatus*.

Groupe B. — Des espèces d'algues essentiellement liées à de fortes concentrations de Ca et Mg et ne présentant pas de corrélation significative avec le rapport M/D. Ce sont des espèces caractéristiques du marais à *Phragmites mauritianus*.

Groupe C. — Des espèces n'ayant pas de corrélations significatives avec la plupart des facteurs physiques et chimiques mais présentant des préférences pour l'un ou l'autre facteur physique et chimique. Il comprend des espèces de mares faiblement minéralisées. Ce groupe comprend des taxons qui peuvent se trouver dans tous les milieux étudiés où les matières organiques sont abondantes.

Groupe D. — Espèces en corrélations négatives significatives à l'égard de plusieurs paramètres physiques et chimiques étudiés. Elles caractérisent essentiellement les mares à *Vossia*, à *Oryza* et à *Polygonum*.

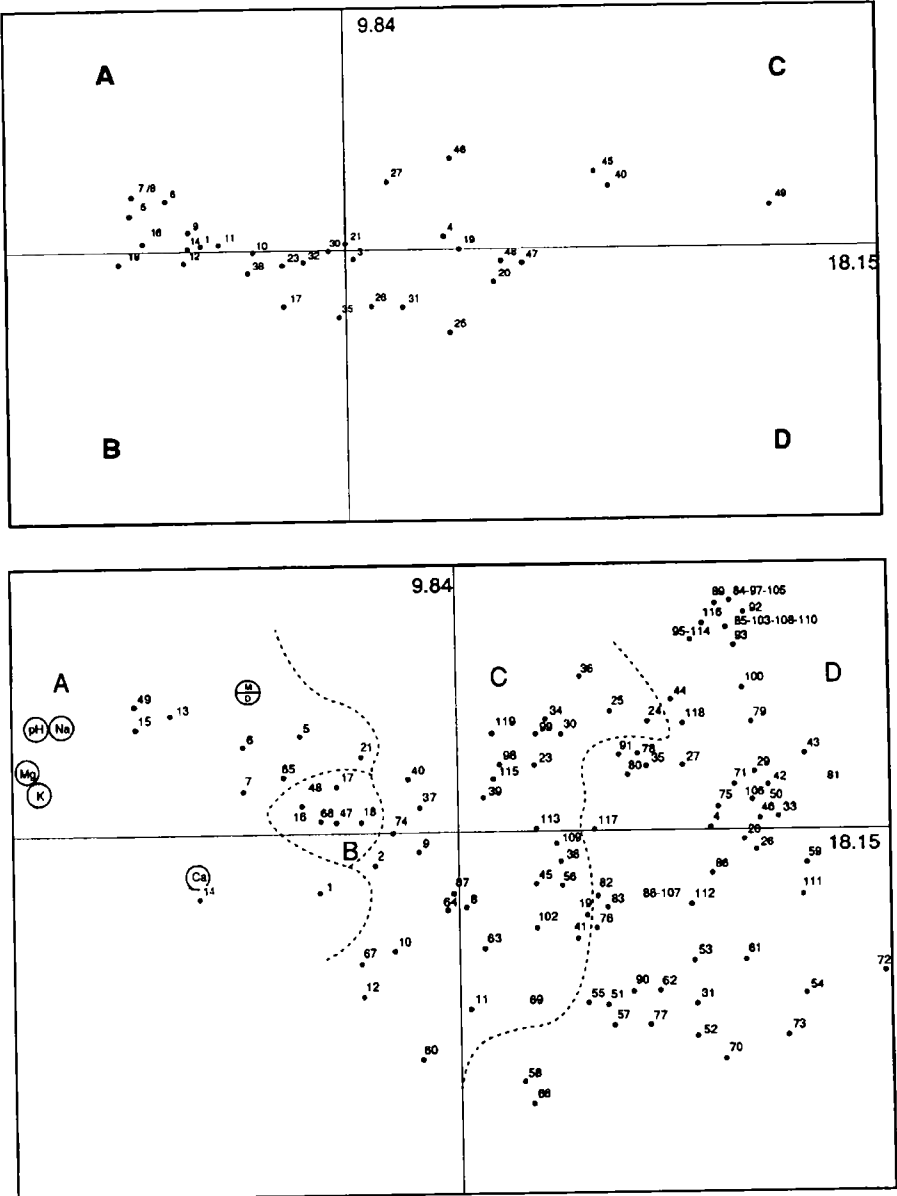


Fig. 21. — Analyse des données physiques, chimiques et biologiques.

Le programme donne également des renseignements sur les affinités entre les espèces considérées, ce qui nous permet, comme dans le cas des groupes de diatomées des rivières et du lac Tanganyika, d'éviter de mettre dans un même groupe socioécologique des espèces qui s'excluent d'après nos observations.

Analyse des prélèvements. — Bien qu'il soit possible de discerner certains groupements de points de prélèvement d'une mare ou d'un marais, leur séparation est moins nette que dans le cas du traitement des facteurs physiques et chimiques seuls. Il se pourrait donc que les facteurs physiques et chimiques que nous avons utilisés ne soient pas les seuls à influencer le développement algal dans les mares et marais étudiés; la teneur en matières organiques pourrait y avoir beaucoup d'importance.

5.4.3.2. *Résultats de la classification*. — Nous nous sommes servi des données biologiques classées. Les résultats obtenus sont exprimés en dendrogrammes qui montrent les affinités entre espèces, puis entre prélèvements. La disposition des prélèvements et des espèces ressemble à celle obtenue dans l'ordination des données biologiques seules.

5.4.3.3. *Proposition de groupes socio-écologiques* (tableau 32)

Contrairement aux rivières et au lac Tanganyika, les marais et les mares étudiés sont souvent des milieux temporairement inondés où les espèces d'algues présentes doivent développer des stratégies de survie aux périodes défavorables (formation d'akinètes, de spores, etc.). Les successions d'assemblages que nous y avons décrites, sont en relation avec les étapes de colonisation des mares et marais par la végétation macrophytique ou par la hauteur de l'eau et constituent donc une série évolutive progressive au sens de l'écologie dynamique. Ainsi, on part d'une végétation pionnière très hétérogène au sein de laquelle une concurrence et une sélection sévère des espèces aboutissent à l'installation d'espèces les mieux adaptées aux facteurs physiques, chimiques et biologiques du milieu.

Groupe A. — La végétation algale pionnière des mares temporaires de la plaine de la Rusizi (groupe A), qu'on trouve également dans ces mares en période de très fortes précipitations (avril 1981), est formée d'un grand nombre d'espèces d'Euglénophycées et d'algues vertes à coefficient d'abondance relative généralement faible, formant des successions de petits assemblages différents les uns des autres. De petits noyaux peuvent cependant être repérés (A1 et A2). Ces espèces sont soit indifférentes aux

facteurs physiques et chimiques du milieu, soit préférentielles d'un milieu faiblement minéralisé.

Groupe B. — Le groupe B, formé d'espèces de bacillariophycées, de cyanophycées et de quelques euglénophycées et algues vertes peut être divisé en 3 sous-groupes:

Le sous-groupe B1 qui forme une transition entre la végétation algale pionnière et la végétation mûre des mares à *Vossia cuspidata* et *Polygonum senegalense* (sous-groupe B3); le sous-groupe B2, formé d'espèces de cyanophycées filamenteuses traduit peut-être l'exondation des mares à *Vossia cuspidata* et *Polygonum senegalense*, l'eutrophisation des marais à *Phragmites mauritianus* et *Cyperus laevigatus*.; *Oscillatoria tenuis* et *Anabaena* sp. figurent dans le groupe B parce qu'ils sont très abondants dans presque tous les milieux, indépendamment des paramètres physiques et chimiques; sinon, ils feraient partie du groupe D.

Groupe C. — Le groupe C est formé d'espèces ayant de fortes préférences pour les concentrations élevées de Ca et de Mg. Nous ne les avons rencontrées que dans le marais à *Phragmites mauritianus* des eaux salées, dont elles constituent, dans notre dition, des espèces fidèles, véritablement caractéristiques.

Groupe D. — Le groupe D caractérise les eaux riches en sodium et potassium, à rapport M/D élevé. Les espèces qu'on y rencontre sont également en corrélation significativement positive avec le sodium, potassium et le rapport M/D (sous-groupe D2) ou indifférentes à ces facteurs mais préférant un rapport M/D élevé (sous-groupe D1). Le sous-groupe D1, presque exclusivement formé d'Euglénophycées, se retrouve également dans les relevés des végétations pionnières et pourrait donc traduire la richesse du milieu en matières organiques. Le sous-groupe D2 caractérise le marais à *Cyperus laevigatus* et forme un noyau d'espèces halophiles.

CONCLUSIONS GÉNÉRALES

L'étude de caractéristiques physiques et chimiques de l'eau des rivières de la plaine de la Rusizi, du lac Tanganyika, des lacs mineurs, mares, fossés, anciens cours d'eaux et marais nous a montré que les eaux y diffèrent entre elles par leur température, leur composition ionique, leur degré de minéralisation et d'oxygénation. Nous avons notamment constaté que la composition chimique y est fort différente de la composition standard de RODHE (1949) ou de LIVINGSTONE (1963); la plupart des eaux étudiées sont bicarbonatées sodico-magnésiennes avec dominance de magnésium dans la Rusizi, le lac Tanganyika et la mare de la Kajeke, de sodium dans la Mpanda et la plupart des petites collections d'eaux étudiées; d'autres sont bicarbonatées calcico-magnésiennes avec dominance fréquente de magnésium. Le calcium y est donc relativement peu abondant et ne domine que dans un nombre limité de collections d'eau, le plus souvent de petites masses d'eaux, plutôt que dans les rivières et les lacs. Les variations saisonnières de la minéralisation et de la composition ionique de l'eau peuvent être très importantes en fonction des précipitations, de l'évaporation et de l'action humaine.

Nous distinguons dans la région étudiée les eaux faiblement minéralisées (conductivité électrique moyenne inférieure à 500 $\mu\text{S. cm}^{-1}$) et les eaux fortement minéralisées (conductivité électrique moyenne supérieure à 500 $\mu\text{S. cm}^{-1}$).

La flore algale de la plaine de la Rusizi est riche et variée. Malgré la détérioration des algues délicates de notre matériel par la fixation au formol, nous y avons recensé 678 taxons répartis en 115 genres.

La flore algale des rivières et de la zone littorale du lac Tanganyika est formée essentiellement de diatomées parmi lesquelles figurent certaines espèces typiques des régions tropicales. Malgré le nombre élevé de taxons inventoriés, très peu d'entre eux s'y développent abondamment; une vingtaine de taxons, au maximum, permet généralement de se faire une idée de la végétation algale de chaque biotope.

Le traitement mathématique de nos données sur les rivières et le lac Tanganyika nous a permis de mettre en relation les biotopes en fonction des facteurs physiques et chimiques de l'eau et des affinités sociologiques des taxons. Ainsi, nous avons distingué le groupe socio-écologique des eaux courantes faiblement minéralisées, celui des eaux courantes fortement minéralisées, et enfin, celui des eaux plus ou moins stagnantes du lac Tanganyika.

La flore diatomique des affluents de la Rusizi est partiellement entraînée dans cette dernière, tandis que les affluents du nord du lac Tanganyika, du moins dans notre zone d'observation, influencent très peu la flore diatomique du lac lui-même.

La flore algale des lacs mineurs, mares, fossés, anciens cours d'eau et marais est plus variée que celles des rivières et du lac Tanganyika: plusieurs espèces d'algues appartenant aux groupes des Bacillariophycées, Cyanophycées, algues vertes, Euglénophycées, Chrysophycées, Xanthophycées et Dinophycées y ont été trouvées. Les facteurs principaux qui y influencent le développement algal sont le degré de minéralisation de l'eau qui est en rapport avec le substrat et les précipitations, l'oxygénation de l'eau et le développement de la végétation macrophytique.

Notre étude nous a permis de constater que les anciens cours d'eau (étangs aux flamants, bras morts de la Mutimbuzi et de la Mpanda) ont une flore algale différente de celle des rivières auxquelles ils se rattachaient, et que leur degré de minéralisation y est beaucoup plus élevé. Le lac Dogogo, de par son origine, a une flore algale proche de celle des marais.

La succession d'assemblages dans les marais et mares étudiés dépend largement de l'intensité et de la durée des précipitations, de la végétation macrophytique et de l'influence humaine. C'est ainsi que nous avons comparé l'étude de leur végétation algale avec les séries évolutives déjà connues en écologie dynamique et que nous avons pu proposer un groupe socio-écologique des pionniers des mares de la palmeraie de la basse Rusizi, un groupe socio-écologique de transition, et un groupe socio-écologique de la végétation mûre. Nous avons également reconnu un groupe socio-écologique des marais fortement minéralisés à eaux bicarbonatées sodico-potassiques, différent de celui des eaux bicarbonatées calcico-magnésiennes.

BIBLIOGRAPHIE

- ADRIAENS, L. & WAEGEMANS, G. 1943. Contribution à l'étude chimique des sols salins et de leur végétation au Rwanda-Urundi. –*Mém. Inst. r. colon. belge*, Sect. Sci. nat. et méd., **12** (3), 186 pp.
- ARCHIBALD, R.E.M. 1966a. Some new and rare diatoms from South Africa. –*Beih. Nova Hedwigia*, **21** : 251-269, 2 pl.
- ARCHIBALD, R.E.M. 1966b. Some new and rare diatoms from South Africa. 2: Diatoms from Lake Sibayi and Lake Nhlange in Tongaland (Natal) –*Nova Hedwigia*, **12** : 477-495.
- ARCHIBALD, R.E.M. 1966c. Some new and rare Nitzschiae (Diatomaceae) from the Vaal Catchment area (South Africa) –*Port. Act. biol.*, Ser. B., **8** : 227-238, 28 fig.
- ARCHIBALD, R.E.M. 1972. A preliminary key to the fresh and brackish water species of the genus *Nitzschia* in South Africa. –*News Lett. Limnol. Soc. S. Afr.*, **18** : 33-46; 19: 37-55.
- BEADLE, L.C. 1946. Lake Tanganyika. –*Nature*, **146** : 253-256
- BEADLE, L.C. 1981. The inland waters of tropical Africa. –Longmans, London & New York, 475 pp.
- BERHAUT, J., 1967. Flore du Sénégal, Dakar, 2^e éd. 485 pp.
- BEAUCHAMP, R.S.A., 1953. Sulphates in African inland waters. – *Nature*, **171** : 769-771.
- BOURRELLY, P., 1957. Algues d'eau douce du Soudan français, région de Macina (A.O.F.). –*Bull. Inst. fr. Afr. Noire*, **19A** (4) : 1047-1099, 11 pl.
- BOURRELLY, P., 1961. Algues d'eau douce de Konakry. –*Bull. Inst. fr. Afr. Noire*, **23** (2) : 283-374, 24 pl.
- BOURRELLY, P., 1966. Les algues d'eau douce. 1. Les algues vertes. –N. Boubée, Paris, 512 pp., 117 pl.
- BOURRELLY, P. 1968. Les algues d'eau douce. 2. Les algues jaunes et brunes. –N. Boubée, Paris, 438 pp., 114 pl.
- BOURRELLY, P. 1970. Les algues d'eau douce. 3. Les algues bleues et rouges. –N. Boubée, Paris, 546 pp., 138 pl.
- BOURRELLY, P. & MANGUIN, E., 1952. Algues d'eau douce de la Guadeloupe et dépendances. –SEDES, Paris, 282 pp., 595 fig.
- BOUTAKOFF, N. 1937. Sur l'écoulement vers le nord du lac Tanganyika au pléistocène. –*Bull. Acad. r. Belg.*, Cl. Sci., **23** (7) : 703-715.
- BOWKER, D.W. & DENNY, P. 1980. The seasonal succession and distribution of epiphytic algae in the phyllosphere of *Lemna minor* L. –*Arch. Hydrobiol.*, **90** : 39-55.

- BOWKER, D.W. & DENNY, P. 1983. The spatial distribution of algae on shoots of emergent macrophytes in reed swamp in the littoral zone of Lake Windermere. *-Nova Hedwigia*, **37** (2 & 3) : 389-401.
- BROOK, A.J. 1981. The biology of Desmids. *-Botanical Monographs*, **16**. Blackwell Scientific Publications.
- BROWN, S.D. & AUSTIN A.P., 1973. Spatial and temporal variation in periphyton and physico-chemical conditions in the littoral of a Lake. *-Arch. Hydrobiol.*, **71** (2) : 183-232.
- BULTOT, F. 1965. A propos de l'évaporation du lac Tanganika. *-Bull. Acad. r. Sci. Outre-Mer*, nouv. sér., **4** : 1226-1241.
- BURGIS, M.J. 1984. An estimate of zooplankton biomass for Lake Tanganyika. *-Verh. internat. Verein. Limnol.*, **22** : 1199-1203.
- BURNOTTE, J.L. 1949. Introduction à l'étude des sols de la plaine de la Rusizi. *-Bull. agricole Congo belge*, **40** (1) : 209-216.
- CALJON, A., 1978. Determination of seasonal phytoplankton communities based on quantitative data, using a mathematical analysis. *-Verh. internat. Verein. Limnol.*, **20** : 1289-1292.
- CALJON, A., 1979. Ekologisch-systematisch onderzoek en numerieke analyse van de fytoplanktongemeenschappen in brakwaterkreken in het noorden van Oost-Vlaanderen, 1. *-Doctoraatsthesis, Rijksuniv. Gent*, 401 pp.
- CALJON, A., 1987a. A recently landlocked brackish-water lagoon of Lake Tanganyika : physical and chemical characteristics, and spatio-temporal distribution of phytoplankton *-Hydrobiologia*, **153** : 55-70.
- CALJON, A., 1987b. Phytoplankton of a recently landlocked brackish-water lagoon of Lake Tanganyika : asystematic account. *-Hydrobiologia*, **153** : 31-54.
- CALJON, A., 1988. Les algues planctoniques d'un marais d'eau douce de la plaine de la Rusizi (Burundi) *-Bull. Soc. Roy. Bot. Belg.*, **121** : 18-34.
- CALJON, A., 1991. Sedimentary diatom assemblages in the northern part of Lake Tanganyika. *-Hydrobiologia*, **226** (3) : 179-192.
- CALJON, A. & COCQUYT, C., 1992. Diatoms from surface sediments of the northern part of Lake Tanganyika. *-Hydrobiologia*, **230** : 135-156.
- CAMUS, C. 1965. Fluctuations du niveau du lac Tanganyika. *-Bull. Acad. r. Sci. Outre-Mer*, nouv. sér., **11** : 1242-1256.
- CAPART, A. 1949. Sondages et carte bathymétrique. *-In* : Exploration hydrobiologique du lac Tanganika (1946-1947), **2** (2) : 16-16. Institut royal des Sciences naturelles de Belgique, Bruxelles.
- CAPART, A. 1952. Le milieu géographique et géophysique. *-In* : Exploration hydrobiologique du lac Tanganika (1946-1947), **1** : 1-27. Institut royal des Sciences naturelles de Belgique, Bruxelles.

- CAPART, A. 1956. Les déplacements récents de l'estuaire de la Rusizi, affluent du lac Tanganika. -*Bull. Séanc. Acad. r. Sci. colon.*, nouv. sér., **1** (6) : 1095-1103.
- CATTANEO, A. & KALFF, J. 1979. Primary production of algae growing on natural and artificial aquatic plants : A study of interactions between epiphytes and their substrate. -*Limnol. Oceanogr.*, **24** (6) : 1031-1037.
- CHOLNOKY, B.J. 1962. Beiträge zur Kenntnis der Ökologie der Diatomeen in Ost-Transvaal. -*Hydrobiologia*, **19** (1) : 57-119, 25 fig.
- CHOLNOKY, B.J. 1962. Ein Beitrag zur der ökologie der Diatomeen in dem englischen Protektorat Swaziland. -*Hydrobiologia*, **20** (4) : 309-355, 46 fig.
- CHOLNOKY, B.J. 1962. Beiträge zur Kenntnis der Südafrikanischen Diatomeenflora 3 : Diatomeen aus der Kaap-Provinz. -*Revista de Biologia*, **3** (1) : 1-80.
- CHOLNOKY, B.J. 1966. Die Diatomeen im Unterlaufe des Okavango-Flusses. -*Nova Hedwigia*, **21** : 1-102, 203 fig.
- CHOLNOKY, B.J. 1968. Die Ökologie der Diatomeen in Binnengewässern. -J. Cramer Verlag, Lehre, 699 pp., 59 fig.
- CLEVE-EULER, A., 1951-1955. Die Diatomeen von Schweden und Finland. -*Kungl. Svensk. Vetenskaps Akad. Handl.*, ser. 4, **2** (1) : 163 pp, 294 fig., 6 pl., **3** (3) : 153 pp. fig. 1318-1583, pl. 7; 4 (1) : 158 pp., fig. 292-483; 4 (5) : 225 pp., fig. 484-970; 5 (4) : 232 pp., fig. 971-1306.
- COCQUYT, C., 1991. Epilithic diatoms from thrombolitic reefs of Lake Tanganyika. -*Belg. Journ. Bot.*, **124** (2) : 102-108.
- COLLART, A., 1954. La pêche au Ndagala au lac Tanganyika. -*Bull. agricole Congo belge*, **45** (3) : 671-720.
- COMPÈRE, P., 1967. Algues du Sahara et de la région du lac Tchad. -*Bull. Jard. bot. nat. Belg.*, **37** : 109-288.
- COMPÈRE, P., 1974-1977. Algues de la région du lac Tchad. -*Cah. Off. Rech. Scient. Techn. Outre-Mer (O.R.S.T.O.M.)*, Sér. hydrobiologique, **8** (3,4) : 141-164; 165-198; **9** (3) : 167-192; **9** (4) : 203-290; **10** (2) : 77-118; **10** (3) : 135-164; **11** (2) : 77-177.
- COMPÈRE, P. 1983. Some algae from Kashmir and Ladakh, W. Himalayas. -*Bull. Soc. r. Bot. Belg.*, **116** : 141-160.
- CONRAD, W. 1935. Etude systématique du genre *Lepocinclis* Perty. -*Mém. Mus. r. Hist. nat. Belg.*, **2** (1) : 185 pp.
- CONRAD, W. & VAN MEEL, L. 1952. Matériaux pour une monographie de *Trachelomonas*, *Strombomonas* et *Euglena*, genres d'Euglénacées. -*Mém. Inst. r. Sci. nat. Belg.* **124**, 176 pp., 19 pl.
- COSANDEY, F. 1964. Ecologie et sociologie des algues des Tenasses. -*Bull. Soc. Vaud. Sci. nat.*, **68** : 495-501.

- COULTER, G.W. (ed.) 1991. Lake Tanganyika and its life. -Oxford University Press, London, etc., 354 p.
- COULTER, G.W. & SPIGEL, R.H. 1991. Hydrodynamics. - *In*: COULTER, G.W. (ed.), Lake Tanganyika and its life. Oxford University Press, London, etc., pp. 49-75.
- COUTÉ, A. & ROUSSELIN, G. 1975. Contribution à l'étude des algues d'eau douce du Moyen-Niger (Mali). -*Bull. Mus. nat. Hist. nat. (Paris), Sér. 3 (277)* : 73-175.
- CRAIG, H., EDMOND, J. & GOTE OSTLUND, H. 1974. Lake Tanganyika geochemical and hydrographic study : 1973 Expedition. -La Jolla, SIO, 75-5, 83 pp.
- DAMAS, H. 1955. Etude limnologique de quelques lacs rwandais. 3: Le plancton. -*Mém. Acad. r. Sci. colon., Cl. Sci. nat. et méd., nouv. sér., 1 (3)* : 1-66.
- DE BONT, A.F. 1972. La productivité du lac Tanganyika. -*Verh. internat. Verein. Limnol., 18*: 656-660.
- DEELSTRA, H. 1971. La teneur en fluor dans les lacs de l'Afrique centrale et orientale. -*Bull. Soc. belge Etudes géogr., 40 (1)* : 111-119.
- DEELSTRA, H. 1977a. Danger de pollution dans le lac Tanganyika (Bassin de Bujumbura) -*Bull. Soc. belge Etudes géogr., 46* : 23-53.
- DEELSTRA, H. 1977b. Organochlorine insecticide levels in various fish species in Lake Tanganyika. -*Meded. Fac. Landbouwwet. Rijksuniv. Gent, 42 (2)* : 968-982.
- DEELSTRA, H., POWER, J.L. & KENNER, C.T. 1976. Chlorinated hydrocarbon residues in the fish of Lake Tanganyika. -*Bull. Environment. Contamination Toxicol., 15 (6)* : 689-698.
- DEGENS, E.T., VON HERZEN, R.P. & WONG, H.K. 1971. Lake Tanganyika, water chemistry, sediments, geological structure. -*Die Naturwiss., 58* : 229-241.
- DEGENS, E.T., VON HERZEN, R.P., WONG, H.K., DEUSER, W. & JOHNSCH, H.W. 1973. Lake Kivu : structure, chemistry and biology of an East African Rift Lake. -*Geol. Rund., 62* : 245-277.
- DEFLANDRE, G. 1930. Strombomonas, nouveau genre d'Euglénacées. (*Trachelomonas* Ehr. *pro parte*). -*Arch. für Protistenk., 69* : 551-614, 143 fig.
- DESCY, J.P. 1973. La végétation algale benthique de la Meuse belge et ses relations avec la pollution des eaux. -*Lejeunia (Liège), nouv. sér., n° 66*, 62 pp.
- DESCY, J.P. 1975. Etude quantitative du peuplement algal benthique en vue de l'établissement d'une méthodologie d'estimation biologique de la qualité des eaux courantes. -Thèse de doctorat, Univ. Liège, 173 pp.
- DESCY, J.P. 1984. Ecologie et distribution des diatomées benthiques dans le bassin belge de la Meuse. -*Doc. Trav. Inst. r. Sci. nat. Belg., 18* : 25 pp., 70 pl.

- DESIKACHARY, T.V. 1959. Cyanophyta. –ICAR, New Delhi, 686 pp., 139 pl.
- DUBOIS, J. TH. 1958. Composition chimique des affluents du nord du lac Tanganyika. –*Bull. Séanc. Acad. r. Sci. colon.*, nouv. sér., **4** : 1226-1232.
- DUBOIS, J. TH. 1958. Evolution de la température, de l'oxygène dissous et de la transparence dans la baie nord du lac Tanganyika. –*Hydrobiologia*, **10** : 215-240.
- DUSSART, B. 1966. Limnologie. –Gauthier-Villars, Paris, 677 pp., 29 pl.
- DUVIGNEAUD, P. 1946. La variabilité des associations végétales. –*Bull. Soc. r. Bot. Belg.*, **78** : 107-134.
- DUVIGNEAUD, P. 1980. La synthèse écologique, 2è éd. –Doin, Paris, 380 pp.
- EGBORGE, B.M., 1972. The sulphate content of a Nigerian river. –*Arch. Hydrobiol.*, **70** (1) : 67-71.
- ELORANTA, P. & KUNNAS, S., 1979. The growth and species communities of the attached algae in a river system in Central Finland. –*Arch. Hydrobiol.*, **86** (1) : 27-44.
- EMPAIN, A., 1973. La végétation bryophytique aquatique et subaquatique de la Sambre belge, son déterminisme écologique et ses relations avec la pollution des eaux. –*Lejeunia*, nouv. sér., **69** : 58 pp.
- ETTL, H., 1978. Xanthophyceae. –In : Süßwasserflora von Mitteleuropa, **1** (3) : 530 pp.
- EVANS, J.H., 1958-1959. The survival of freshwater algae during dry periods. Part 1 : An investigation of the algae of five small ponds. Part 2 : Dry experiments. –*Journ. Ecol.*, **46** : 149-167; **47** : 55-81.
- FABRI, R., 1984. Etude écologique des rivières du massif ardennais (Belgique) Flore et végétation de diatomées et physico-chimie. –Thèse de doctorat, Université de Liège.
- FOGED, N., 1966. Freshwater diatoms from Ghana. –*Biol. Skr. K. Danske Vidensk. Selsk.*, **15** (1) : 169 pp., 25 pl.
- FOGED, N., 1980. Diatoms in Egypt. –*Nova Hedwigia*, **33** (3,4) : 629-675.
- FOGG, G.E., STEWART, W.D.P., FAY, P. & WALSBY, A.E., 1973. The blue-green algae. –Academic Press, London & New York, 459 pp.
- FRANKART, R. & HERBILLON, A.J., 1971. Aspects de la pédogenèse des sols halomorphiques de la basse Rusizi (Burundi). Présence et genèse de l'analcime. –*Ann. Mus. r. Afr. Centr.* (Tervuren), Sci. Géol. **71**, 125 pp.
- FRÉMY, P., 1930. Les myxophycées de l'Afrique équatoriale française. –*Arch. Bot.* (Caen), Mém. 3 (2), 508 pp., 362 fig.
- FRIPIAT, J.J., GASTUCHE, M.C. & COUVREUR, J., 1954. Les argiles des sols de la vallée de la Rusizi. –In : Compte rendu du 5^e congrès intern. Sci. Sols (Léopoldville), 4, 12 pp.

- GASSE, F., TALLING, J.F. & KILHAM, P., 1983. Diatom assemblages in East Africa: classification, distribution and ecology. –*Rev. Hydrobiol. trop.*, **16** (1) : 3-34.
- GAUDET, J.J. & MELACK, J.M., 1981. Major ion chemistry in a tropical African lake basin. –*Freshwater Biology*, **11** : 309-333.
- GAUTHIER-LIEVRE, L., 1964. Oedogoniacées africaines. –*Nova Hedwigia*, **7** : 151-481, 545-558, 104 pl.
- GAUTHIER-LIEVRE, L., 1965. Zygnémacées africaines. –*Beih. Nova Hedwigia*, **20**: 210 pp., 73 pl.
- GEITLER, L., 1932. Cyanophyceae. –*In* : Rabenhorsts Kryptogamen-Flora, **14**, 1196 pp.
- GERMAIN, H., 1981. Flore des diatomées (Diatomophycées), eaux douces et saumâtres du massif armoricain et des contrées voisines d'Europe occidentale. –Ed. Boubée, Paris, 444 pp.
- GERMAIN, R., 1952. Les associations végétales de la plaine de la Rusizi (Congo belge en relation avec le milieu. –*Publ. Inst. nat. Et. agron. Congo (INEAC)*, Sér. scient., n° 52, 321 pp., 28 fig., 83 p.H.
- GERMAIN, R., CROEGAERT, J. & SYS, C. (avec la collaboration de Maldague, E. & Kevens, G.), 1955. Carte des sols et de la végétation du Congo belge et du Rwanda-Urundi. 3 : Vallée de la Rusizi, A et B. –*In* : Notice explicative de la carte des sols et de la végétation, 48 pp., 2 cartes. Institut national pour l'Etude agronomique du Congo (INEAC).
- GERRATH, J.F. & DENNY, P., 1979. Freshwater algae of Sierra Leone 1 : Euglenophyta. –*Nova Hedwigia*, **31** (1,2) : 525-565.
- GERRATH, J.F. & DENNY, P., 1980. Freshwater algae of Sierra Leone 2 : Chlorophyta exclusive of Desmidiées. –*Nova Hedwigia*, **33** (1,2) : 445-463.
- GODJICS, M., 1953. The genus *Euglena*. –The University of Wisconsin Press, Madison, 268 pp.
- GOUNOT, M., 1969. Méthodes d'étude quantitative de la végétation. –Masson, Paris, 314 pp.
- GUERMEUR, P., 1954. Diatomées de l'A.O.F. (1ère liste : Sénégal). –*Catal. Inst. Fr. Afr. Noire*, **12** : 137 pp., 24 tab.
- HAKUMAT, R.P., 1974. Limnological studies on the river Yumana at Delhi, India. Part 2 : The dynamics of potamoplankton populations in the river Yumana. –*Arch. Hydrobiol.*, **73** (4) : 492-517.
- HART, R.C. & HART, R., 1977. The seasonal cycles of phytoplankton in subtropical lake Sibaya. A preliminary investigation. –*Arch. Hydrobiol.*, **80** (1) : 85-107.
- HECKY, R.E. & FEE, E.J., 1981. Primary production and rates of algal growth in lake Tanganyika. –*Limnol. Oceanogr.*, **23** (3) : 532-547.

- HECKY, R.E. & KLING, J.H., 1981. The phytoplankton and protozooplankton of the euphotic zone of lake Tanganyika. Species composition, biomass, chlorophyll content, and spatio-temporal distribution. *-Limnol. Oceanogr.*, **26** (3) : 548-564.
- HECKY, R.E., FEE, E.J., KLING, H. & RUDD, J.J.W., 1978. Studies on the plantonic ecology of lake Tanganyika. -Fisheries and Marine Service. Technical Report n° 816, Manitoba, 51 pp.
- HICKMAN, M., 1975. Studies on the epipellic diatom flora of some lakes in the southern Yukon Territory, Canada. *-Arch. Hydrobiol.*, **76** (4) : 420-448.
- HIRANO, M., 1956-1960. Flora Desmidiacearum Japonicarum. *-Contrib. Biol. Lab. Kyoto Univ.*, 1,2,4,5,7,9,11 : 474 pp., 54 pl.
- HIRN, K.E., 1900. Monographie und Iconographie der Oedogoniaceen. *-Acta Soc. Sc. Fenn.*, **27** (1), 395 pp., 64 pl.
- HOWARD-WILLIAMS, C., 1972. Limnological studies in an African swamp, seasonal and spatial changes in the swamps of Lake Chilwa, Malawi. *-Arch. Hydrobiol.*, **79** (3) : 379-391.
- HOWARD-WILLIAMS, C., 1975. Vegetation changes in a shallow African lake : response of the vegetation to a recent dry period. *-Hydrobiologia*, **47** : 381-398.
- HUBER-PESTALOZZI, G., 1942. Das Phytoplankton des Süßwassers. Diatomeen. *-In: THIENEMANN, A., Die Binnengewässer, Stuttgart*, **16** (2), X + 368-549.
- HUBER-PESTALOZZI, G., 1955. Das Phytoplankton des Süßwassers. Euglenophyceen. *-In : THIENEMANN, A., Die Binnengewässer, Stuttgart*, **16** (4) : 606 pp., 115 pl.
- HUBER-PESTALOZZI, G., 1983. Das Phytoplankton des Süßwassers. Chlorophyceae : Chlorococcales. *-In : THIENEMANN, A., Die Binnengewässer, Stuttgart*, **16** (7), 104 pp.
- HUNDESHAGEN, F., 1909. Analyse einiger ostafrikanischer Wässer. - *Z. öff. Chem* (1909): 202-205, 311-312.
- HUSTEDT, F., 1930. Bacillariophyta. *-In : PASCHER, A., Die Süßwasserflora Mitteleuropas* 10. Verl. G. Fischer, Jena, 466 pp.
- HUSTEDT, F., 1937-1938. Systematische und Okologische Untersuchungen über die Diatomeen-Flora von Java, Bali und Sumatra. *-Arch. Hydrobiol. Suppl.* 15 : 131-177; pl. 9-12; 187-295, pl. 13-20; 393-506.
- HUSTEDT, F., 1949. Süßwasser Diatomeen. *-In : Expl. Parc Nat. Albert, Mission H. Damas (1935-1936)*, 8, 199 pp., 16 pl.
- HUSTEDT, F., 1959. Die Kieselalgen. *-In : Rabenhorsts Kryptogamen-Flora*, 7 (2), XII+ 737-846; fig. 1106-1179.
- HUSTEDT, F., 1961. Die Kieselalgen. *-In : Rabenhorsts Kryptogamen-Flora*, 7 (3), 160 pp., 1294 fig.

- HUTCHINSON, G.E., 1967. A treatise on Limnology. -Wiley, New York, London, Sydney, vol. 2, 1115 pp.
- ILTIS, A., 1969. Phytoplancton des eaux natronées du Kanem (Tchad) 1 : Lacs permanents à Spirulines. -*Cah. Off. Rech. Scient. Techn. Outre-Mer (ORSTOM)*, Sér. *Hydrobiol.*, **3** (3/4) : 3-19.
- ILTIS, A., 1970. Phytoplancton des eaux natronées du Kanem (Tchad). 4 : Note sur les espèces du genre *Oscillatoria*, sous-genre *Spirulina*. -*Cah. ORSTOM*, Sér. *Hydrobiol.*, **4** (3/4) : 129-134.
- ILTIS, A., 1972. Algues des eaux natronées du Kanem (Tchad), 1^è partie, -*Cah. ORSTOM*, Sér. *Hydrobiol.*, **6** (3/4) : 173-246.
- ILTIS, A., 1973. Algues des eaux natronées du Kanem (Tchad) : 2^è partie. -*Cah. ORSTOM.*, Sér. *Hydrobiol.*, **7** (1) : 25-54.
- ILTIS, A., 1973. Phytoplancton des eaux natronées du Kanem (Tchad) 6 : Estimation des biomasses et groupes d'algues dominants. -*Cah. ORSTOM.*, Sér. *Hydrobiol.*, **7** (3/4) : 167-194.
- ILTIS, A., 1975. Phytoplancton des eaux natronées du Kanem (Tchad), 10 : conclusions. -*Cah. ORSTOM.*, Sér. *Hydrobiol.*, **9** (1) : 13-17.
- ILTIS, A., 1977. Peuplements phytoplanctoniques du lac Tchad. 1. Stade Tchad normal (février 1971 et janvier 1972); 2. Stade petit Tchad. (avril 1974, novembre 1974 et février 1975.). *Cah. ORSTOM*, Sér. *Hydrobiol.* **9** (1) : 33-52; 11 (1) : 53-72.
- ILTIS, A., 1982a. Peuplements algaux des rivières de Côte d'Ivoire. 1 : Stations de prélèvements, méthodologie, remarques sur la composition qualitative et biovolumes. -*Rev. Hydrobiol. trop.*, **15** (2) : 231-239.
- ILTIS, A., 1982c. Peuplements algaux des rivières de Côte d'Ivoire. 3 : Etude du périphyton. -*Rev. Hydrobiol. trop.*, **15** (4) : 303-312.
- ILTIS, A., 1983. Peuplements algaux des rivières de Côte d'Ivoire. 4 : Remarques générales. -*Rev. Hydrobiol. trop.*, **16** (3) : 235-240.
- ILTIS, A. & LÉVÊQUE, C., 1982. Caractéristiques physico-chimiques des rivières de Côte d'Ivoire. -*Rev. Hydrobiol. trop.*, **15** (2) : 115-130.
- ILTIS, A. & ROUX, M., 1974. Phytoplancton des eaux natronées du Kanem (Tchad), 9 : Application de l'analyse factorielle des correspondances à l'étude des peuplements. -*Cah. ORSTOM.*, Sér. *Hydrobiol.*, **8** (2) : 93-104.
- ILUNGA, L.K., 1985. Le quaternaire de la plaine de Rusizi (Etude morphologique et lithostratigraphique). -Thèse de doctorat, Vrije Universiteit Brussel, 353 pp., 83 fig., 21 pl., 3 cartes (1 vol. + annexes).
- JANA, B.B., 1973. Seasonal periodicity of plankton in a freshwater pond in West Bengal, India. -*Intern. Rev. ges. Hydrobiol.*, **58** (1) : 127-143.
- KIRIAKOV, IVAN K., 1983. Le genre *Strombomonas* Defl. (Euglenophyta) en Bulgarie. -*Cryptogamie, Algologie*, **4** (1/2): 127-139.

- KNOECHEL, R. & KALFF, J. –Algal sedimentation : the cause of a diatom -blue-green succession. –*Verh. Internat. Verein. Limnol.*, **19** : 745-754.
- KOMARÉK, J., 1976. Taxonomic review of the genera *Synechocystis* Sauv. 1892, *Synechococcus* Näg. 1849, and *Cyanothece* gen. nov. (Cyanophyceae). –*Arch. Protistentk.*, **118** : 119-179.
- KOMARÉK, J., 1983. Contribution to the chlorococcal algae of Cuba. –*Nova Hedwigia*, **37** : 65-180.
- KRAMMER, K. & LANGE-BERTALOT, H., 1986-1991. Bacillariophyceae 2 (1) : 876 p; 2 (2) : 596 p; 2 (3) : 576 p; 2 (4) : 437p. –*In* : Süßwasserflora von Mitteleuropa, Stuttgart, Gustav Fischer.
- KUFFERATH, H., 1956. Organismes trouvés dans les carottes de sondages et les vases prélevés au fond du lac Tanganika. –*In* : Expl. hydrobiol. lac Tanganika (1946-1947), **4** (3), 74 pp., 7 pl.
- KUFFERATH, H., 1957. Quelques algues des rapides de la Rusizi à Bugarama (Ruanda-Urundi). –*Mém. Acad. roy. Sci. colon.*, Cl. Sc. nat. méd., nouv. sér. in -8°, **5** (3), 62 pp.
- KUFFERATH, J., 1952. Le milieu biochimique. –*In* : Expl. hydrobiol. lac Tanganika (1946-1947), **1** : 29-47. Institut royal des Sciences naturelles de Belgique, Bruxelles.
- LANGE-BERTALOT, H. 1978. Zur Systematik, Taxonomie und Ökologie des abwasserspezifisch wichtigen Formenkreises um "*Nitzschia thermalis*" –*Nova Hedwigia*, **30** : 635-651.
- LANGE-BERTALOT, H., 1980 a. New species, combinations and synonyms in the genus *Nitzschia*. –*Bacillaria* **3** : 41-77.
- LANGE-BERTALOT, H., 1980 b. Zur systematischen Bewertung der bandförmigen Kolonien bei *Navicula* und *Fragilaria*. –*Nova Hedwigia*, **33** : 723-787.
- LANGE-BERTALOT, H., 1980. Zur taxonomischen Revision einiger ökologisch wichtiger "*Naviculae lineolatae*" Cleve. –*Cryptogamie : Algologie*, **1** (1): 29-50.
- LANGE-BERTALOT, H. & SIMONSEN, R., 1978. A taxonomic revision of the *Nitzschiae lanceolatae* Grun. –*Bacillaria*, **1** : 11-111.
- LEBRUN, J., 1947. La végétation de la plaine alluviale au sud du lac Edouard. –*In*: Expl. Parc Nat. Albert, Mission J. Lebrun (1937-1938), Inst. Parcs Nat. Congo belge, fasc. 1, 800 pp., 108 fig., 52 tab., 2 cartes.
- LE COHU, R., 1974. Recherches expérimentales sur l'écologie des algues d'eau douce: utilisation des enceintes en milieu naturel. –Thèse doct. Etat, Univ. de Rennes, 271 pp.
- LEFÈVRE, M., 1928. Monographie des espèces d'eau douce du genre *Peridinium* Ehr. –*Arch. Bot.*, (Caen); **2**, Mém. in 5°, 210 pp., 915 fig., 6 pl.

- LELOUP, E., 1952. Les invertébrés du lac Tanganika. —*In* : Expl. Hydrobiol. lac Tanganika (1946-1947), 1 : 71-100. Institut royal des Sciences naturelles de Belgique.
- LEWALLE, J., 1972. Les étages de végétation au Burundi occidental. —*Bull. Jard. Bot. nat. Belg.*, **42** : 1-247.
- LIVINGSTONE, D.A. & MELACK, J.M., 1980. The lakes of subsaharan Africa. —Workshop on African Limnology, SIL-UNEP, 60 pp, 13 fig., 4 tab.
- LOZET, J., 1949. De la présence de types de Solontchacks dans la vallée de la Rusizi. —*Bull. agricole Congo belge*, **40** : 217-226.
- LOZET, J., 1950. Terres noires et Kaiso-beds dans la vallée de la Rusizi. —*Bull. agricole Congo belge*, **41** (1) : 105-112.
- MAILLARD, R., 1977. Diatomées d'eau douce du Mali, Afrique. —*Bull. Mus. nat. Hist. nat.* (Paris), sér. 3 (443) : 17-45.
- MARLIER, G., 1951. Recherches hydrobiologiques dans les rivières du Congo oriental. Composition des eaux. La conductibilité électrique. —*Hydrobiologia*, **3** : 217-227.
- MARLIER, G., 1953. Etude biogéographique du bassin de la Rusizi, basée sur la distribution des poissons. —*Ann. Soc. r. Zool. Belg.*, **84** : 175-224.
- MARLIER, G., 1954. Recherches hydrobiologiques dans les rivières du Congo oriental. Etude écologique. —*Hydrobiologia*, **6** : 225-264.
- MARLIER, G., 1959. Observation sur la biologie littorale de lac Tanganyika. *Rev. Zool. Bot. Afr.*, **59** (1/2) : 164-183, 2 pl.
- MCLACHLAN, A.J., MORGAN, P.R., HOWARD-WILLIAMS, C., MCLACHLAN, S.M. & BOURN, D., 1972. Aspects of the recovery of a saline African lake following a dry period. —*Arch. Hydrobiol.*, **66** : 325-340.
- MELACK, J.M., 1980. An initial measurement of photosynthetic productivity in lake Tanganyika. —*Hydrobiologia*, **72** : 243-247.
- MOORE, J.W., 1978. Seasonal succession of algae in rivers. 3 : Examples from the Wyle, a eutrophic farmland river. —*Arch. Hydrobiol.*, **83** (3) : 367-376.
- MPAWENAYO, B., 1985. La flore diatomique des rivières de la plaine de la Rusizi au Burundi. —*Bull. Soc. r. Bot. Belg.*, **118** (2) : 141-156.
- MUELLER-DOMBOIS, D. & ELLENBERG, H., 1974. Aims and methods of vegetation ecology. —Wiley, New York, 547 pp.
- MÜLLER, O., 1895. *Rhopalodia*, ein neues Genus der Bacillariaceen. —*Engl. Bot. Jahrb.*, **22** : 54-71, 2 pl.
- MÜLLER, O., 1903-1910. Bacillariaceen aus dem Nyassalande und einigen benachbarten Gebieten. —*Engl. Bot. Jahrb.*, **34** : 9-38, 2 pl.; 256-301, 2 pl.; **36** : 107-205, 2 pl. 45 : 69-122, 2 pl.

- NTAKIMAZI, G., 1985. Hydrobiologie du Bugesera (Akagera-Haut-Nil) –Thèse doct., Fondation universitaire luxembourgeoise (Arlon), 1 : 233 pp. + annexes.
- PATRICK, R., & REIMER, C.W., 1966-1975. The diatoms of United States. –*Monogr. Acad. Nat. Sc. Philadelphia*, **13**, 1 : 688 pp; 2 (1) : 213 pp.
- PENNAK, R.W., 1971. Toward a classification of lotic habitats. –*Hydrobiol.*, **38** (2) : 321-334.
- PHILOPOSE, M.J., 1967. Chlorococcales. –ICAR, Monogr. Algae, **8**, IX+ 365 pp., 190 fig.
- PRESCOTT, G.W., 1962. Algae of Western Great Lakes Area. –W.C. Brown Company, Dubuque, Iowa, 977 pp.
- PRESCOTT, G.W., CROASDALE, H.T. & VINYARD, W.C., 1975-1977. A synopsis of North American Desmids. Part 2. Desmidiaceae : Placodermæ, Univ. of Nebraska Press, **1** : 275 pp; **2** : 413 pp.
- PRESCOTT, G.W., CROASDALE, H.T., VINYARD, W.C. & M. BICUDO, C.E. DE M., 1981. A synopsis of North American Desmids. Part 2 : Desmidiaceae : Placodermæ. –Univ. of Nebraska Press, **3** : 720 pp.
- PRINGSHEIM, E.G., 1956. Contribution towards a monograph of the genus *Euglena*. –*Nov. Act. Leopold.*, n. sér. 125, 168 pp, 44 fig.
- RAI, H., 1974. Limnological observations of the different rivers and lakes in the Ivory Coast. –*Hydrobiologia*, **44** : 301-317.
- RAMANATHAN, K.R., 1964. Ulothricales. –ICAR, New Delhi, 188 pp.
- RANDHAWA, M.S., 1959. Zygnemaceae. –ICAR., Monogr. Algae 1, 478 pp.
- REEKMANS, M., 1975. Les problèmes de la conservation de la nature au Burundi. La végétation et ses phénophases dans un parc national en projet : La plaine de la basse Rusizi. –Thèse de doctorat, Univ. Liège, 306 pp.
- REEKMANS, M. & TROUPIN, G., 1983. Etat actuel des recherches sur la flore et la végétation du Rwanda et du Burundi. –*Bothalia*, **14** (3+4) : 773-777.
- RIAUX, C. & GERMAIN, H., 1980. Peuplement de diatomées épipéliques d'une slikke de Bretagne nord. Importance relative du genre *Cocconeis* Ehr. –*Cryptogamie, Algologie*, **1** (4) : 265-279.
- ROUND, F.E., 1981. The ecology of algae. –Cambridge University Press, 653 pp.
- RUDD, J.W., 1980. Methane oxidation in Lake Tanganyika (East Africa) –*Limnol. Oceanogr.*, **25** (5) : 958-963.
- RUZICKA, J., 1977. Die Desmidiaceen Mitteleuropas. –Stuttgart, 292 pp, 44 tab.
- SAH, S.C.D., 1967. Palynology of an Upper Neogene profile from Rusizi Valley (Burundi). –*Ann. Mus. r. Afr. Centr.* (Tervuren), sér. in 8°, Sci. Géol. 57, 173 pp, 13 tab.

- SALÉE, A., 1927. Le détournement du lac Tanganyika. –*Ann. Soc. scient. Bruxelles*, **43** : 202-208.
- SCHOEMAN, F.R., 1970. Diatoms from the Orange free State, South Africa and Lesotho I. –*Nova Hedwigia*, **31** (2) : 331-353.
- SLADECEK, V., 1971. System of water quality from biological point of view. –*Arch. Hydrobiol.*, Beih. 7, 217 pp.
- SLUYS, M., 1958. Une liaison du lac Tanganyika vers le Kivu a-t-elle jamais existé? Le cours de la Rusizi a-t-il été inversé? –*Bull. Séanc. Acad. r. Sci. colon.*, nouv. sér., **4** : 1393-1407.
- SOTTIAUX, G., 1965. Notice pédologique sur la région de Katumba. –*Inst. Sci. Agron. Burundi*, rapport annuel, **5**: 4 pp.
- STAPPERS, L. 1914. Composition de l'eau de surface des lacs Moëro et Tanganika. - *Renseignements de l'Office colonial* (Bruxelles), n° 4: 189-192.
- SYMOENS, J.J., 1951 a. A propos d'une association de Desmidiées sphagnophiles –*Verh. internat. Verein. f. theor. u. angew. Limnol.*, **11** : 392-394.
- SYMOENS, J.J., 1951 b. Esquisse d'un système des associations algales d'eau douce. –*Verh. internat. Verein. f. theor. u. angew. Limnol.*, **11** : 395-408.
- SYMOENS, J.J., 1954. Les eaux douces de l'Ardenne et des régions voisines : les milieux et leur végétation algale. Systématique et floristique. –Thèse doct., Université Libre de Bruxelles, fasc. 1-3.
- SYMOENS, J.J., 1955a. Observation d'une "fleur d'eau" à Cyanophycées au lac Tanganika. - *Folia scient. Africae Centralis*, **1** (3): 17.
- SYMOENS, J.J., 1955b. Sur le maximum planctonique observé en fin de saison sèche dans le bassin nord du lac Tanganika. - *Folia scient. Africae Centralis*, **1** (4): 12.
- SYMOENS, J.J., 1956a. La formation de "fleurs d'eau" à Cyanophycées (*Anabaena flos-aquae*) dans le bassin nord du lac Tanganika.- *Bull. Séanc. Acad. r. Sci. colon.*, nouv. sér., **2**:414-419.
- SYMOENS, J.J., 1956b. Le lac Tanganika. –*Natur. belges* 37(11-12): 288-316.
- SYMOENS, J.J., 1959. Le développement massif de Cyanophycées planctoniques dans le lac Tanganika. - *In*: IX Intern. Bot. Congr. (Montreal, 1959), Abstr., vol. **2A**, p. 37.
- SYMOENS, J.J., 1968. La minéralisation des eaux naturelles. –*In* : Exploration hydrobiologique du bassin du lac Bangweolo et du Luapula, **2** (1), 199 pp. Cercle Hydrobiologique de Bruxelles, Bruxelles.
- TALLING, J.F. & TALLING, I.B., 1965. The chemical composition of african lake waters. –*Int. Rev. ges. Hydrobiol.*, **50** : 421-463.
- THORSTEN, A., 1980. Variability in ionic composition of Swedish lakes and rivers. –*Arch. Hydrobiol.*, **89** (1+2) : 5-16.

- TRIEST, L. & SYMOENS, J.J., 1985. Isozyme patterns and taxonomic position of a Central African population of *Najas marina* L. subsp. *armata* (Lindb.) Horn of Rantzien. - *Bull. Jard. bot. nat. Belg.*, **55**(1-2): 261-169.
- UHERKOVICH, G., 1966. Die *Scenedesmus*-Arten Ungarns. -Akadémiai Kiadó, Budapest, 173 pp., 824 fig.
- VANCOPPENOLLE, R. & NYOLE, H., 1984. -Note explicative de la carte des pâturages naturels de l'Imbo-Basse Rusizi. -*Publ. Inst. Sci. agron. Burundi*, **38**, 69 pp., 1 carte.
- VANDEN BERGHEN, C., 1966. Initiation à l'étude de la végétation. -Naturalistes belges, Bruxelles, 163 pp.
- VAN DER BEN, D., 1959. La végétation des rives des lacs Kivu, Edouard et Albert. -*In* : Exploration hydrobiologique des lacs Kivu-Edouard-Albert (1952-1954), Rés. Scient., **4** (1), 191 pp., 34 fig., 11 tab.
- VAN HEURCK, H., 1899. Traité des diatomées. -Anvers xx + 574 pp., 35 pl.
- VAN MEEL, L., 1952. Le milieu végétal. -*In* : Exploration hydrobiologique lac Tanganika (1946-1947). Inst. Roy. Sci. naturelles de Belg., **1** : 51-67, 31 pl.
- VAN MEEL, L., 1954. Le phytoplancton. -*In* : Exploration hydrobiologique lac Tanganika, Inst. Roy. Sci. naturelles de Belg., **4** (1) : 681 pp., 78 pl.
- VISSER, S.A. & VILLENEUVE, J.P., 1975. Similarities and differences in the chemical composition of waters from west, central and east Africa. -*Verh. intern. Verein. f. theor. u. angew. Limnol.*, **19** : 1416-1425.
- WEST, G.S., 1907. Report on the freshwater algae, including phytoplankton, of the Third Tanganyika Expedition conducted by Dr. W.A. Cunnington, 1904-1905. - *J. Linn. Soc.*, **38** (N° 264) : 81-197, 10 pl.
- WEST, W. & WEST, G.S. 1904-1922. A monograph of the British Desmidiaceae. - Ray Society, London, 5 vol. (vol. **5** by CARTER, N.), 167 pl.
- WHITTAKER, R.H. (ed.), 1982. Ordination of plant communities. -Junk. The Hague, Boston, London, 388 pp.
- WILDI, O. & ORLOCI, L., 1983. Management and multivariate analysis of vegetation data. -Swiss Feder. Inst. Forestry Res., Birmensdorf. 2nd ed., 139 pp.
- ZANON, V., 1938. Diatomée della regione del Kivu (Congo Belga). -*Comment. Pontif. Acad. Sci.*, **2**(n°14) : 535-668, 1 pl.



DESCRIPTION DES TAXONS ET ICONOGRAPHIE

Dans l'énumération des familles, nous suivons la classification proposée par BOURRELLY (1966, 1968, 1970); dans chaque famille, les genres, les espèces et les taxons infraspécifiques sont cités par ordre alphabétique. Nous donnons ensuite les dimensions observées, caractère important pour la détermination du taxon, et le numéro correspondant à la figure ou à la photo de notre illustration.

La localisation des stations de prélèvement est donnée à la figure 3, p 16.

Dans les planches, le trait à côté de la figure représente 10 μm ; lorsque plusieurs figures sont dessinées à la même échelle, le trait se trouve dans le coin de la planche.

CYANOPHYCÉES

Chroococacées

Aphanocapsa delicatissima W. & G.S. West

Cellules de 0,5-0,75 μm de diamètre (fig. 1)

St. 5

Aphanocapsa grevillei (Hass.) Rabenh.

Cellules de 4-6 μm de diamètre (fig. 2)

St. 26

Aphanocapsa montana Cramer

Cellules de 3-4 μm de diamètre (fig. 3)

St. 31

Aphanocapsa roseana De Bary

Cellules de 6-9 μm de diamètre (fig. 4)

St. 25, 32

Aphanothece castagnei (Bréb.) Rabenh.

Cellules de 2 μm de large et 4 μm de long (fig. 5)

St. 5

Aphanothece microscopica Naeg.

Cellules de 4-7 μm de large et de 4-7 μm de long (fig. 6)

St. 16

Chroococcus dispersus (Keissler) Lemm.

Cellules de 4-5 μm de diamètre (fig. 7)

Chroococcus limneticus Lemm.

Cellules de 5-12,5 μm de diamètre atteignant 15 μm avec gaine (fig. 8, 9)

St. 25, 26, 28, 30, 32, 34

Chroococcus minutus (Kütz.) Naeg.

Cellules de 7-9 μm de diamètre, atteignant 10 μm avec la gaine (fig. 10)

St. 22, 26

- Coelosphaerium confertum* W.& G.S. West
Colonies de 25-28 μm de diamètre, cellules de 2-3 μm de diamètre (fig. 11, 12)
St. 5
- Coelosphaerium* cf. *goetzei* Schmidle
Colonies de 38 μm de diamètre, cellules de 5-6 μm de diamètre (fig. 13)
St. 26
- Coelosphaerium* cf. *kuetzingianum* Näg.
Colonies de 30 μm de diamètre, cellules de 5 μm de diamètre (fig. 14)
St. 29
- Gloeotheca rupestris* (Lyngb.) Born.
Cellules de 4 μm de large et 12,5 μm de long (fig. 15)
St. 26, 27, 29
- Gloeotheca samoensis* Wille
Cellules de 3-5 μm de large et de 5-8 μm de long (fig. 16)
St. 31
- Merismopedia punctata* Meyen
Cellules de 2,5 μm de diamètre (fig. 17)
St. 5, 17, 18, 19, 21, 29, 31
- Microcystis incerta* (Lemm.) Lemm.
Cellules de 1,5-2,5 μm de diamètre (fig. 18)
St. 17, 19, 21, 29, 34
- Microcystis robusta* (Clark) Nygaard
Cellules de 6-7,5 μm de diamètre (fig. 19)
St. 31
- Synechococcus elongatus* Näg.
Cellules de 1,5-2 μm de large et 4-6,5 μm de long (fig. 23)
St. 20
- Synechocystis aquatilis* Sauv.
Cellules de 5-6 μm de diamètre (fig. 20)
St. 5, 20
- Synechocystis pevalekii* Erceg.
Cellules de 3,5 μm de diamètre (fig. 21)
St. 17
- Synechocystis sallensis* Skuja
Cellules de 18 μm de diamètre (fig. 22)
St. 20

Tubiellacées

- Johannesbaptistia pellucida* (Dickie) Tayl. & Dr.
Filaments de 6,5 μm de diamètre, cellules de 4 μm de diamètre (fig. 46)
St. 26

Oscillatoriacées

- Arthrospira jenniferi* Stizenb. ex Gomont
Trichomes de 5 μm d'épaisseur, cellules de 4-6 x 5 μm ; spires de 9 μm d'épaisseur (fig. 37)
St. 17, 25

- Lyngbya circumcreta* G.S. West
Cellules de 2,5 μm de large et 2 μm de long (fig. 47)
St. 26
- Lyngbya contorta* Lemm.
Cellules de 2-2,5 μm de large et de 3-5 μm de long (fig. 48)
St. 5
- Oscillatoria angusta* Koppe
Trichomes de 1 μm de diamètre; cellules de 4-5 μm de long (fig. 61)
St. 17, 20, 25, 26
- Oscillatoria animalis* Ag. ex Gomont
Trichomes de 3 μm de diamètre; cellules de 2,5 μm de long (fig. 62)
St. 25, 28
- Oscillatoria articulata* Gardn.
Trichomes de 3,5 μm d'épaisseur; cellules de 2-3 μm de long (fig. 63)
St. 20, 21, 25
- Oscillatoria chalybea* (Mert.) Gomont
Trichomes de 9 μm d'épaisseur; cellules de 3-6 μm de long (fig. 64)
St. 26
- Oscillatoria curviceps* Ag. ex Gomont
Trichomes de 8 μm d'épaisseur; cellules de 1,5-2 μm de long (fig. 65)
St. 16, 25
- Oscillatoria earlei* Gardn.
Trichomes de 1,5 μm d'épaisseur; cellules de 1,5-2,5 μm de long (fig. 66)
St. 20
- Oscillatoria geminata* Menegh. ex Gomont
Trichomes de 2,5 μm d'épaisseur; cellules de 5-6 μm de long (fig. 67)
St. 17, 18, 25, 26, 29, 31
- Oscillatoria cf. jasorvensis* Vouk
Trichomes de 4 μm de diamètre; cellules de 3-5 μm de long. La forme observée a les cellules un peu plus longues que celles du type de Vouk.
St. 25
- Oscillatoria limosa* Ag. ex Gomont
Trichomes de 12 μm d'épaisseur; cellules de 3-5 μm de long (fig. 69)
St. 17, 18, 20, 21, 22, 23, 25, 26, 29, 30, 31, 34, 35
- Oscillatoria margaritifera* Kütz. ex Gomont
Trichomes de 30 μm d'épaisseur; cellules de 4-7 μm de long (fig. 70)
St. 22
- Oscillatoria princeps* (Vaucher) Gomont
Trichomes de 18-25 μm d'épaisseur; cellules de 2,5-7 μm de long (fig. 70)
St. 20, 21, 22, 25, 26, 29, 30, 34
- Oscillatoria proteus* Skuja
Trichomes de 7,5 μm d'épaisseur; cellules de 3-6 μm de long (fig. 71)
St. 16, 20
- Oscillatoria pseudogeminata* Schmid.
Trichomes de 1,9 μm d'épaisseur; cellules de 4-6 μm de long (fig. 72, 73)
St. 16, 17, 19, 20, 21, 25, 26, 31, 35
- Oscillatoria quadripunctulata* Bruhl & Biswas
Trichomes de 1-1,25 μm d'épaisseur; cellules de 4-7 μm de long.
La longueur des cellules et la présence d'un seul point de part et d'autre des cloisons rapprochent notre forme de la var. unigranulata Singh. (fig. 78-79)
St. 5

Oscillatoria salina Biswas

Trichomes de 4-5 μm d'épaisseur; cellules de 2,5 μm de long (fig. 80)

St. 17

Oscillatoria sancta (Kütz.) Gomont

Trichomes de 14-20 μm d'épaisseur; cellules de 2,5-5 μm de long (fig. 81-82).

Nous avons trouvé dans notre matériel une petite forme dont le trichome mesure 9 μm de diamètre; la cellule longue de 1,5-2,5 μm et se rapprochant de f. tenuis Parukutty (fig. 83)

Oscillatoria splendida Grev. ex Gomont

Trichomes de 2,5-3 μm de diamètre au centre, rétrécis aux extrémités; cellules de 4-10 μm de long (fig. 84-85)

St. 34

Oscillatoria subbrevis Schmidle

Trichomes de 7 μm de diamètre; cellules de 1,25 μm de long (fig. 86)

St. 17

Oscillatoria tanganyikae G.S. West

Trichomes de 7 μm de diamètre; cellules de 4-8 μm de long, la cellule terminale pouvant être beaucoup plus longue (fig. 87-88)

St. 16

Oscillatoria tenuis Ag. ex Gomont

Trichomes de 6-8 μm de diamètre; cellules de 2,5-5 μm de long (fig. 89-91). Le matériel étudié contenait également une forme beaucoup plus petite (fig. 92-93) dont le diamètre est de 4 μm .

Elle correspond à la var. tergestina Rabenh. Desikachary pense que la variété peut être incluse dans l'espèce type

St. 5, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 25, 26, 27, 29, 30, 31, 34

Oscillatoria terebriformis Ag. ex Gomont

Trichomes de 3,5 μm d'épaisseur; cellules de 2 μm de long (fig. 94)

St. 33

Oscillatoria willei Gardn. em. Drouet

Trichomes de 4 μm d'épaisseur; cellules de 5-9 μm de long (fig. 95-96)

St. 5

Spirulina gigantea Schmidle

Trichomes de 4 μm d'épaisseur, régulièrement spiralés; spires de 8 μm de diamètre (fig. 97)

St. 18, 19, 29

Spirulina laxissima G.S. West

Trichomes de 0,7-1,25 μm d'épaisseur; spires de 4-7 μm de diamètre (fig. 98-99)

St. 5, 17, 18

Spirulina major Kütz. ex Gomont

Trichomes de 1-1,2 μm d'épaisseur; spires de 2,5 μm de diamètre (fig. 100)

St. 5, 17, 18, 19, 20, 21, 30, 31, 34

Spirulina subsalsa Oerst. ex Gomont

Trichomes de 2 μm d'épaisseur; spires de 3,5-5 μm de diamètre (fig. 101-102)

St. 17, 20, 31

Nostocacées*Anabaena oryzae* Fritsch

Cellules végétatives de 4 μm de diamètre et de 4-7 μm de long; akinètes de 7,5-10 x 6 μm (fig. 24-25)

St. 17, 25

Anabaena sphaerica Born. & Flah.

Trichomes de 5-6 μm de diamètre; hétérocystes de 6 μm de diamètre; akinètes de 10 x 9 μm (fig. 26)

St. 17

Anabaena spiroides Kleb.

Trichomes de 6 μm de diamètre; hétérocystes de 6 μm de diamètre (fig. 27)

St. 17

Anabaena torulosa (Carm.) Lagerh. ex Born. & Flah.

Trichomes de 4-5 μm d'épaisseur; hétérocystes de 5-9 x 5-6 μm ; akinètes de 10-13 x 5-6 μm (fig. 28-30)

St. 17, 34

Anabaenopsis arnoldii Aptekarj

Cellules de 5-6 μm d'épaisseur et de 6-12 μm de long; hétérocystes de 5 μm de diamètre; spores de 12,5 x 9 μm

St. 18, 19

Anabaenopsis tanganyikae (G.S. West) Wolosz. & Miller

Trichomes de 1-2 μm d'épaisseur. La limite des cellules est difficilement observable (fig. 33-36). La forme de la fig. 32 pourrait

être une forme intermédiaire entre *A. gangetica* Nair et *A. tanganyikae* G.S. West.

Aulosira fritschii Bharadw.

Filaments de 14 μm d'épaisseur, trichomes de 11 μm d'épaisseur; cellules de 5-10 μm de long; akinètes de 32,5 x 11 μm (fig. 38)

St. 26

Cylindrospermum muscicola Kütz. ex Born. & Flah.

Trichomes de 3,2 μm d'épaisseur; cellules de 3,2-6 μm de long; hétérocystes de 7,5 x 4 μm ; spores de 7,5-14 x 5-10 μm (fig. 40-41)

St. 25

Nodularia harveyana (Thur.) Born. & Flah.

Cellules de 4-5 μm d'épaisseur; hétérocystes de 5,5 μm de diamètre; spores de 7 μm d'épaisseur (fig. 50-52)

St. 17, 20

Nodularia spumigena Mertens ex Born. & Flah.

Filaments de 10-12 μm d'épaisseur; cellules de 9 μm d'épaisseur et de 2,5 μm de long; spores de 10 x 9 μm (fig. 53).

St. 17

Nostoc cf. entophytum Born. & Flah.

Trichomes de 2-3 μm de diamètre; hétérocystes de 3-5 μm de diamètre (fig. 54)

St. 21, 29

Nostoc hederulae Born. & Flah.

Trichomes de 2-3 μm d'épaisseur; hétérocystes de 5-6 μm de diamètre (fig. 55-57)

St. 29

Microchaetacées*Microchaete uberrima* Carter

Filament de 14 μm d'épaisseur; trichome de 9 μm d'épaisseur; hétérocyste basilaire de 7 μm d'épaisseur et de 6 μm de long (fig. 49)

St. 21

Rivulariacées**Calothrix brevissima** G.S. West

Filaments de 6 μm d'épaisseur à la base; cellule de la base de 5 μm de diamètre (fig. 39)

St. 19, 20, 25, 26, 29

Calothrix scytonemicola var. **brasiliensis** Borge

Cellules végétatives de la base de 6-8 μm d'épaisseur; hétérocyste basilaire de 5-9 μm de diamètre (fig. 58-59)

St. 26, 29

Gloeotrichia longicauda Schmidle

Cellules végétatives de 4-5 μm d'épaisseur; hétérocystes de 11 x 7 μm ; spore de 27 x 12,5 μm (fig. 42)

St. 26,28

Gloeotrichia natans Rabenh. ex Born. & Flah.

Cellules végétatives pouvant atteindre 9 μm d'épaisseur; hétérocyste basilaire de 11-12,5 μm d'épaisseur; spore de 32-51 μm x 10-11 μm (fig. 43-45)

St. 26, 28, 29

EUGLENOPHYCÉES**Euglenacées****Cyclidiopsis acus** Korsch.

Cellules de 155-186 μm x 8 μm (fig. 104)

St. 25, 26

Euglena acus Ehr. var. **acus**

Cellules de 138-160 μm x 8,5-16 μm (fig. 107-109)

St. 17, 18, 19, 20, 21, 25, 26, 28, 29, 30, 31, 32, 33, 34

Euglena acus var. **rigida** Hübn.

Cellules de 73-92 μm x 5-8 μm (fig. 105-106)

Certains auteurs considèrent cette variété comme un stade jeune d'Euglena acus.

St. 20

Euglena allorgei Defl.

Cellules de 90-109 μm x 15 μm (fig. 110)

St. 17, 21, 25, 26, 28, 32

Euglena brevicaudatus Godjicks

Cellules de 60 x 12-15 μm (fig. 111). Cette espèce est parfois considérée comme une petite forme d'E. intermedia.

Euglena caudata Hübn. var. **caudata**

Cellules de 60-108 μm x 15-27 μm (fig. 112-113)

St. 18, 19, 21, 32

Euglena caudata var. **minor** Defl.

Cellules de 40 μm x 15 μm (fig. 114)

St. 17, 26

Euglena clara Skuja

Cellules de 58 μm x 20 μm (fig. 115)

St. 18

Euglena ehrenbergii Klebs

Cellules de 107-144 x 21-37 μm (fig. 116-117)

St. 19, 20, 28

- Euglena gaumei* All. & Lef.
Cellules de 48-50 x 10-13,5 μm (fig. 118)
St. 25, 26
- Euglena gracilis* Klebs
Cellules de 48 x 14 μm (fig. 119)
St. 31
- Euglena intermedia* (Klebs) Schmitz
Cellules de 94 x 18 μm (fig. 120-122)
St. 17, 18, 19, 20, 21, 25, 26, 28, 29
- Euglena limnophila* Lemm. var. *limnophila*
Cellules de 58-65 x 8-11 μm (fig. 123)
St. 17, 25, 32
- Euglena limnophila* var. *minor* Drez.
Cellules de 37-41 x 7-12 μm (fig. 124)
St. 18, 25, 26, 28, 29, 31
- Euglena oxyuris* Schmarada var. *oxyuris*
Cellules de 160 x 18-22 μm (fig. 130-131)
St. 17, 18, 20, 25, 26, 27, 28, 31, 34, 35
- Euglena oxyuris* f. *charkowiensis* (Swir.) Bourr.
Cellules de 103-122 x 18-20 μm (fig. 132-133)
St. 17, 25, 26, 28, 35
- Euglena oxyuris* f. *minima* Bourr.
Cellules de 78 x 12 μm (fig. 134)
St. 21, 25
- Euglena pisciformis* Klebs
Cellules de 23-38 x 8-13 μm (fig. 125-126)
St. 19, 20, 22, 33
- Euglena proxima* Dang.
Cellules de 63-86 x 30-43 μm (fig. 127). Les dimensions des formes dessinées sont très grandes, peut-être à cause de la fixation du matériel.
St. 5, 17, 18, 25, 26, 28
- Euglena pusilla* Playf.
Cellules de 26-31 x 8-10 μm (fig. 128)
St. 17, 22, 25, 26, 28, 31, 32, 33
- Euglena sociabilis* Dang.
Cellules de 62 x 14 μm (fig. 129)
St. 18
- Euglena spirogyra* Ehr.
Cellules de 99-153 x 22-28 μm (fig. 135-137) . Cette espèce est difficile à séparer de *E. fusca* (Klebs) Lemm.
St. 25, 26, 28, 32
- Euglena vagans* Defl.
Cellules de 36-47 x 5-6 μm (fig. 138)
St. 26, 28
- Lepocinclis caudata* Da Cunha
Cellules de 50 x 20 μm (fig. 139)
St. 26
- Lepocinclis fusiformis* (Carter) Lemm. em. Conr. var. *fusiformis*
Cellules de 29-33 x 17-21 μm (fig. 140-142)
St. 17, 21, 26, 28, 32, 33

- Lepocinclis fusiformis* var. *amphirhynchus* Nyg.
Cellules de 30 x 21 μm (fig. 143)
St. 31
- Lepocinclis marssonii* Lemm. em. Conr.
Cellules de 45 x 10 μm (fig. 144)
St. 23, 26, 28
- Lepocinclis ovum* (Ehr.) Lemm. var. *ovum*
Cellules de 25-40 x 15-24 μm (fig. 145-149)
St. 17, 20, 21, 22, 23, 25, 26, 28, 30, 31, 32, 33
- Lepocinclis ovum* var. *dimidio-minor* Defl.
Cellules de 20-25 x 8-16 μm (fig. 150-151)
St. 22, 31, 34
- Lepocinclis ovum* var. *globula* (Perty) Lemm.
Cellules de 16-21 x 13-18 μm (fig. 152-154)
St. 21, 26
- Lepocinclis ovum* var. *gracilicauda* Defl.
Cellules de 25-30 x 15-18 μm (fig. 155)
St. 17, 18, 19, 21, 25, 26, 28
- Lepocinclis salina* Fritsch
Cellules de 43 x 29-30 μm (fig. 156-157)
St. 5, 17, 18, 20, 21, 25, 26, 28, 29, 30, 31, 34
- Lepocinclis steinii* var. *suecica* Lemm.
Cellules de 30 x 11 μm (fig. 158)
St. 25, 26
- Lepocinclis texta* var. *mammillata* (Da Cunha) Conr.
Cellules de 53 x 29 μm (fig. 159). La forme décrite a des dimensions un peu plus grandes que le type.
St. 17, 31, 34
- Menoidium bibacillatum* Pring.
Cellules de 40 x 12 μm (fig. 160)
St. 26
- Menoidium pellucidum* Perty
Cellules de 38-41 x 5-7 μm (fig. 161)
St. 25, 28
- Phacus acuminatus* Stokes
Cellules de 26-34 x 21-26 μm (fig. 162-164)
St. 17, 19, 20, 21, 23, 25, 26, 28, 29, 33, 35
- Phacus balatonicus* Hort.
Cellules de 29-36 x 34 μm (fig. 165-166)
St. 26, 31, 32, 34
- Phacus brachykentron* Pochm.
Cellules de 34 x 24 μm (fig. 167)
St. 17
- Phacus brevicaudatus* (Klebs) Lemm.
Cellules de 30 x 26 μm (fig. 168)
St. 17
- Phacus caudatus* Hübn.
Cellules de 32-36 x 14-28 μm (fig. 169)
St. 19, 21, 25, 26, 28, 33

Phacus curvicauda Swir.Cellules de 21-34 x 20-25 μm (fig. 170-172)

St. 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 25, 26, 28, 32, 34, 35

Phacus ephippion Pochm.Cellules de 55-64 x 20-35 μm (fig. 173-176)

St. 17, 18, 21, 25, 26, 28, 31, 35

Phacus hamatus Pochm.Cellules de 45-56 x 21-25 μm (fig. 177-178)

St. 17, 35

Phacus longicauda var. *insecta* Koczw.Cellules de 95 x 38 μm (fig. 185)

St. 17, 28

Phacus longicauda (Ehr.) Duj. var. *longicauda*Cellules de 90-110 x 36-48 μm (fig. 183-184)

St. 17, 20, 21, 23, 25, 26, 28, 31, 32, 34, 35

Phacus margaritatus Pochm.Cellules de 28-30 x 17 μm (fig. 179-180)

St. 26, 28

Phacus orbicularis Hübn.Cellules de 53-79 x 35-46 μm (fig. 182). Une petite forme de 34 x 26 μm (fig. 181) se trouvait dans notre matériel.

St. 16, 17, 18, 20, 21, 23, 25, 26, 31, 32, 33, 34

Phacus platalea Drez.Cellules de 47-51 x 29-31 μm (fig. 186-187)

St. 17, 18, 19, 20, 25, 26, 28, 29, 31, 32, 33, 34

Phacus pseudonorstedtii var. *minuscula* (Conr.) Hüb. -Pest.Cellules de 24 x 12 μm (fig. 188)

St. 17, 20, 26

Phacus ranula var. *africana* Bourr.Cellules de 55-69 x 24-30,5 μm (fig. 189-191)

St. 28, 29

Phacus striatus FrancéCellules de 30 x 12 μm (fig. 192)

St. 35

Phacus suecicus Lemm.Cellules de 36 x 24 μm (fig. 193)

St. 26, 28

Phacus swirenkoi Skv.Cellules de 45 x 35 μm (fig. 194)

St. 25, 26

Phacus unguis Pochm.Cellules de 31 x 24 μm (fig. 195)

St. 35

Strombomonas acuminata (Schmarda) Defl. var. *acuminata*Cellules de 44-66 x 23-60 μm (fig. 196-198)

St. 17, 21, 22, 25, 26, 28, 31, 32

Strombomonas acuminata var. *amphora* Playf.Cellules de 63 x 27 μm (fig. 199)

St. 25, 26

- Strombomonas chodatii* (Skv.) Defl.
Cellules de 48-60 x 20-26 μm (fig. 200)
St. 25, 26
- Strombomonas ensifera* (Daday) Defl.
Cellules de 83-108 x 50-53 μm (fig. 201-2020)
St. 26
- Strombomonas fluviatilis* (Lemm.) Defl. var. *fluviatilis*
Cellules de 25-32 x 12-14 μm (fig. 204)
St. 26
- Strombomonas fluviatilis* var. *curvata* Lemm.
Cellules de 71 x 22,5 μm (fig. 203). La forme décrite est un peu plus longue que le type.
St. 26
- Strombomonas gibberosa* (Playf.) Defl.
Cellules de 53-65 x 30-39 μm (fig. 205)
St. 21, 26, 28, 31, 35
- Strombomonas girardiana* (Playf.) Defl.
Cellules de 45 x 24 μm (fig. 206)
St. 25
- Strombomonas jaculata* (Palm.) Defl.
Cellules de 20 x 16 μm (fig. 207). Forme plus petite que le type.
St. 28
- Strombomonas lanceolata* (Playf.) Defl.
Cellules de 23-25 x 12-13 μm (fig. 208-209)
St. 17, 18
- Strombomonas maxima* (Skv.) Defl.
Cellules de 71 x 32 μm (fig. 210). Forme plus petite que le type
St. 26
- Strombomonas ovalis* (Playf.) Defl.
Cellules de 35-37 x 21 μm (fig. 211-212)
St. 17, 25, 26, 28, 31
- Strombomonas praeliariis* (Palmer) Defl. var. *praeliariis*
Cellules de 46-60 x 23-29 μm (fig. 213)
St. 17, 26, 31, 35
- Strombomonas praeliariis* var. *nana* Palmer
Cellules de 20 x 12 μm (fig. 214)
St. 17
- Straumbomonas schauinslandii* (Lemm.) Defl.
Cellules de 29 x 14 μm (fig. 215)
St. 28, 29, 31, 35
- Strombomonas treubii* var. *javanica* Wolosz.
Cellules de 28 x 23 μm (fig. 216). Forme plus grande que le type
St. 21
- Strombomonas verrucosa* (Daday) Defl. var. *verrucosa*
Cellules de 29-31 x 15-18 μm (fig. 217)
St. 16
- Strombomonas verrucosa* var. *claviformis* Defl.
Cellules de 32 x 19 μm (fig. 218). Forme plus grande que le type
St. 17

- Strombomonas verrucosa* var. *conspersa* (Pascher) Defl.
Cellules de 27,5 x 14 μm (fig. 219)
St. 17
- Trachelomonas abrupta* Swir. em. Defl. var. *abrupta*
Cellules de 26-28 x 19 μm (fig. 220)
St. 22
- Trachelomonas abrupta* var. *arcuata* (Playf.) Defl.
Cellules de 19 x 15 μm (fig. 221)
St. 31, 32, 34
- Trachelomonas allorgei* Defl.
Cellules de 52 x 20 μm (fig. 222)
St. 26, 28, 32
- Trachelomonas angustispina* var. *elegans* Bourr.
Cellules de 32-45 μm de diamètre (fig. 223)
St. 26, 27, 28
- Trachelomonas anullifera* Hub.-Pest.
Cellules de 20 x 16 μm (fig. 233)
St. 26
- Trachelomonas armata* (E) Stein var. *armata*
Cellules de 41-42 x 31 μm (fig. 224)
St. 23, 25, 26, 27, 28, 31, 34
- Trachelomonas armata* f. *inevoluta* Defl.
Cellules de 34-39 x 26 μm (fig. 228)
St. 18, 21, 22, 23, 26, 28, 31
- Trachelomonas armata* var. *longa* Defl.
Cellules de 43-50 x 31 μm (fig. 225)
St. 23, 31, 32
- Trachelomonas armata* var. *longispina* Playf. em. Defl.
Cellules de 40-53 x 30-33 μm (fig. 226)
St. 23, 28
- Trachelomonas armata* var. *steinii* Lemm. em. Defl.
Cellules de 26-30 x 24 μm (fig. 227)
St. 22
- Trachelomonas bacillifera* Playf. var. *bacillifera*
Cellules de 34-40 x 38 μm (fig. 229)
St. 28
- Trachelomonas bacillifera* var. *minima* Playf.
Cellules de 18 x 15 μm . Forme plus petite que le type (fig. 230)
St. 30
- Trachelomonas bulla* Stein em. Defl.
Cellules de 44 x 23 μm (fig. 231)
St. 28
- Trachelomonas conica* Playf.
Cellules de 23-26 x 13 μm (fig. 232)
St. 26, 32, 33
- Trachelomonas cylindrica* Ehr. sec. Playf.
Cellules de 16-18 x 7-9 μm (fig. 234)
St. 28
- Trachelomonas dubia* Swir. em. Defl.
Cellules de 24 x 13 μm (fig. 235)
St. 22, 25, 26, 28, 32

- Trachelomonas dybowskii* Drez
Cellules de 16-20 x 12-16 μm (fig. 236)
St. 21, 23, 25, 26, 28
- Trachelomonas globularis* (Aw.) Lemm.
Cellules de 33 μm de diamètre (fig. 237)
St. 26
- Trachelomonas hispida* (Perty) Stein var. *hispida*
Cellules de 27-31 x 19-23 μm (fig. 238-239)
St. 20, 21, 22, 23, 25, 26, 28, 29, 32, 33, 34, 35
- Trachelomonas hispida* var. *crenulatocollis* (Mask.) Lemm.
Cellules de 25 x 18 μm (fig. 240)
St. 26
- Trachelomonas hispida* var. *duplex* Defl.
Cellules de 32 x 22 μm (fig. 241)
St. 21, 23, 25, 26, 28, 31
- Trachelomonas hispida* var. *punctata* Lemm.
Cellules de 23 x 18,5 μm (fig. 242)
St. 33
- Trachelomonas lacustris* Drez.
Cellules de 30 x 15 μm (fig. 243)
St. 26
- Trachelomonas lismorensis* var. *inermis* Playf.
Cellules de 11-13 x 14-16 μm . Forme plus petite que le type (fig.244)
St. 22, 25, 26
- Trachelomonas manginii* Defl.
Cellules de 21 x 14 μm (fig. 245)
St. 26
- Trachelomonas* cf. *mirabilis* Swir.
Cellules de 26-34 x 15-19 μm (fig. 246-247)
St. 28
- Trachelomonas mucosa* var. *brevicollis* Skv.
Cellules de 32-36 x 22-25 μm (fig. 248)
St. 21, 26, 27
- Trachelomonas naviculiformis* var. *bourellyi* Hub. -Pest.
Cellules de 28-34 x 11-14 μm (fig. 249-252)
St. 26, 28
- Trachelomonas oblonga* Lemm. var. *oblonga*
Cellules de 15 x 13 μm (fig. 253)
St. 17, 25, 26, 33
- Trachelomonas oblonga* var. *attenuata* Playf.
Cellules de 10-16 x 8-10 μm (fig. 254)
St. 31
- Trachelomonas planctonica* Swir. var. *planctonica*
Cellules de 19-32 x 18-20 μm (fig. 255)
St. 22, 26
- Trachelomonas planctonica* var. *oblonga* Drez.
Cellules de 34 x 19 μm . Forme plus grande que le type (fig; 256)
St. 31
- Trachelomonas pulcherrima* Playf. var. *pulcherrima*
Cellules de 21 x 12 μm (fig. 257)
St. 22, 23, 26, 28, 32

- Trachelomonas pulcherrima* var. *latior* Playf.
Cellules de 22 x 13 μm (fig. 258)
St. 21, 23
- Trachelomonas pulcherrima* var. *minor* Playf.
Cellules de 15 x 9 μm (fig. 259)
St. 21, 23, 26, 29, 31, 33
- Trachelomonas pusilla* Playf.
Cellules de 17 x 14 μm (fig. 260)
St. 33
- Trachelomonas scabra* Playf. var. *scabra*
Cellules de 25-28 x 18 μm (fig. 261-265)
St. 16, 17, 26
- Trachelomonas scabra* var. *cordata* Playf.
Cellules de 21 x 17 μm (fig. 266)
St. 25
- Trachelomonas scabra* var. *elliptica* Playf.
Cellules de 40 x 23 μm (fig. 267)
St. 25
- Trachelomonas scabra* var. *ovata* Playf.
Cellules de 40 x 19,5 μm (fig. 268)
St. 29
- Trachelomonas scabra* var. *pygmaea* Playf.
Cellules de 31 x 20 μm (fig. 269)
St. 28
- Trachelomonas similis* Stokes var. *similis*
Cellules de 23-27 x 14-17 μm (fig. 270-272)
St. 18, 19, 25, 26
- Trachelomonas similis* var. *spinosa* Bourr.
Cellules de 27-33 x 16-22 μm (fig. 273)
St. 26
- Trachelomonas splendidissima* Middelh.
Cellules de 40-43 x 23 μm (fig. 275)
St. 25, 28
- Trachelomonas superba* Swir. em. Defl.
Cellules de 38-50 x 30-40 μm (fig. 274)
St. 21, 26, 28, 31, 32
- Trachelomonas sydneyensis* Playf.
Cellules de 44 x 26 μm (fig. 276)
St. 26, 31
- Trachelomonas* cf. *volvocina* Ehr.
Cellules de 5-32 μm de diamètre. Il n'a pas été possible de voir l'intérieur de la cellule pour décider s'il s'agit de *T. volvocina* ou de *T. volvocinopsis* (Fig. 277-279)
St. 5, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 25, 26, 27, 28, 29, 30, 32, 33, 34, 35

Petalomonadacées

- Notosolenus* cf. *lagenos* Skuja
Cellules de 49 x 31 μm
St. 5

Colaciacées

Colacium cf. calvum Stein

Cellules de 35-45 x 37 μm (fig. 103)

St. 25

DINOPHYCÉES

Peridinium cinctum (O. Müll.) Ehr.

Cellules de 40-60 x 35-50 μm (photos 1, 2, 3)

St. 35

Stylodinium africanum Bourr.

Cellules de 22,5-32 x 17,5-19 μm (fig. 297)

St. 26, 28

CHRYSOPHYCÉES

Dinobryon tabellariae (Lemm.) Pasch.

Cellules de 19 x 6 μm (fig. 280)

St. 25, 26

XANTHOPHYCÉES**Characiopsidiacées**

Characiopsis acuta (A. Br.) Borzi

Cellule de 35 μm de long avec le style et 6 μm de large

St. 20

Pleurochloridacées

Goniochloris fallax Fott

Cellule de 24 μm de diamètre (fig. 281)

St. 26

Goniochloris cf. iyengarii (Ramanathan) Ettl

Cellule de 24 μm de diamètre . Ressemble beaucoup à l'espèce précédente (fig. 282)

St. 17, 34

Goniochloris cf. laevis Pascher

Cellule de 16 μm de diamètre (fig. 283)

St. 18

Goniochloris mutica (A. Br.) Fott

Cellule de 10 μm de diamètre (fig. 284)

St. 5, 18, 26

Goniochloris smithii (Bourr.) Fott

Cellule de 24 μm de diamètre

St. 28

Pseudostaurastrum enorme (Ralfs) Chodat

Cellule de 29 μm de diamètre (fig. 295)

St. 29

Pseudostaurastrum limneticum (Borge) Chodat

Cellule de 37 μm de diamètre (fig. 296)

St. 34

Sciadacées

Ophiocytium arbuscula (A. Br.) Rabenh.

Cellules de 3 μm de diamètre (fig. 286)

St. 25, 26, 28

Ophiocytium capitatum var. *longispinum* (Moebius) Lemm.

Cellules de 5 μm de diamètre (fig. 287)

St. 21

Ophiocytium cochleare (Eichw.) A. Br.

Cellules de 4-5 μm de diamètre (fig. 288- 289)

St. 23, 25, 26, 28

Ophiocytium elongatum West & West

Cellules de 5 μm de diamètre (fig. 290)

St. 21, 25, 28

Ophiocytium gracilipes (A. Br.) Rabh.

Cellule de 5 μm de diamètre, atteignant 47 μm de long avec le style (ffig. 291)

St. 20, 25, 28, 34

Ophiocytium majus Naeg.

Cellule de 6 μm de diamètre et de 154 μm de long (fig. 292)

St. 20, 25, 26, 28, 31, 32

Ophiocytium parvulum (Perty) A. Br.

Cellules de 4-6 μm de diamètre (fig. 293-294)

St. 25, 26

BACILLARIOPHYCÉES

Coscinodiscacées

Aulacoseira granulata (Ehr.) Simonsen var. *granulata*

Dim.: 10 μm de diamètre et 17 μm de long (fig. 302)

St. 9, 10

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

Dim.: 3 μm de diamètre et 12-20 μm de long (fig. 303)

St. 6, 7, 11, 14, 15

Cyclotella comta (Ehr.) Kütz.

Dim.: 17 μm de diamètre, 15 stries / 10 μm (fig. 298)

St. 1

Cyclotella meneghiniana Kütz.

Dim.: 11-20 μm de diamètre; stries 7-9 / 10 μm (fig. 299-301)

St. 4, 5, 8, 10, 11, 13, 14, 15, 17, 18, 20, 21, 22, 24, 25, 26, 28, 31, 32, 33, 34, 35

Thalassiosira rudolfi (Bachm.) Hassl.

Dim.: 23-25 μm de diamètre; stries 8-10/10 μm (fig. 304)

St. 1, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 14, 15, 16

Diatomacées

Fragilaria brevistriata Grun.

Dim.: 22-25 x 4 µm; stries 11-14/10 µm (fig. 305)

St. 1, 11, 16

Fragilaria capucina var. *mesolepta* (Rabh.) Rabh.

Dim. : 31 x 3,5 µm ; stries 13/10 µm (fig. 306)

St. 1, 4, 6, 8, 10, 12, 14, 16

Fragilaria capucina var. *vaucheriae* (Kütz.) Lange-Bertalot

Dim. : 18 x 4 µm; stries 12/10 µm (fig. 315)

St. 1

Fragilaria construens (Ehr.) Grun. var. *construens*

Dim. : 7-11 x 4-6 µm; stries 13-18/10 µm (fig. 307-308)

St. 3, 6, 7, 10, 11, 12, 13, 14, 21, 34

Fragilaria construens f. *venter* (Ehr.) Hust.

Dim.: 8-11 x 5-6 µm; stries 13-16/10 µm (fig. 309)

St. 15

Fragilaria dorsiventralis (O.Müll.) Lange-Bertalot

Dim. : 45-108 x 9-11 µm; stries 10-12/10 µm (fig. 317-320)

St. 1, 3, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 21, 31

Fragilaria fasciculata (Ag.) Lange-Bertalot

Dim. : 79-113 x 3 µm; stries 11-13/10 µm (fig. 321-322)

St. 1, 4, 8, 9, 10, 11, 12, 15, 16, 17, 18, 20, 21, 34

Fragilaria lapponica Grun.

Dim. : 35 x 7,5 µm; stries 8-12/10 µm (fig. 311)

St. 5, 15

Fragilaria leptostauron (Ehr.) Hust. var. *leptostauron*

Dim. : 10 x 4-5 µm; stries 11/10 µm (fig. 312)

St. 4, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 21

Fragilaria leptostauron var. *martyi* (Hér.) Lange- Bertalot

Dim. : 11 x 4 µm; stries 10/10 µm (fig. 316)

St. 11

Fragilaria cf. *montana* (Krasske) Lange-Bertalot

Dim. : 250 x 11 µm; apex 5 µm; stries 10/10 µm (fig. 324-325, photos 4-6)

St. 6, 7, 11

Fragilaria pinnata Ehr.

Dim. : 13-15 x 4-6 µm; stries 8-12/10 µm (fig. 314)

St. 8, 10, 16

Fragilaria tabulata var. *truncata* Lange-Bertalot

Dim. : 26 x 4 µm; 14 stries/10 µm (fig. 323)

St. 17, 20, 31

Fragilaria ulna (Nitzsch) Lange-Bertalot var. *ulna*

Dim. : 115-166 x 5-6 µm; stries 11/10 µm (fig. 326-328, 331)

St. 1, 3, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 20, 21, 25, 26, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 34, 35

Fragilaria ulna var. *danica* (Kütz.) Comp.

Dim. : 215 x 4 µm; stries 13/10 µm (fig. 329)

St. 4, 5, 6, 8, 11, 12, 14, 15, 16

Fragilaria ulna var. *longissima* (W. Sm.) Comp.

Dim. : 233 x 5 µm; stries 10/10 µm

St. 21,31

Fragilaria ulna var. *oxyrhynchus* (Kütz.) Lange-Bertalot

Dim. : 32 x 6 µm; stries 10/10 µm (fig. 330)

St. 21

Eunotiacées

Eunotia bilunaris (Ehr.) Mills

Dim. : 21-78 x 3-5 µm; stries 16-20/10 µm (fig. 332-333)

St. 21, 25, 26

Eunotia didyma Grun. var. *didyma*

Dim. : 45 x 15 µm aux extrémités; 11,5 au centre; stries 7-9/10 µm (fig. 334)

St. 18, 20, 21, 25, 26, 31

Eunotia didyma var. *tuberosa* Hust.

Dim. : 71 x 13 µm; stries 11/10 µm (fig. 335)

St. 12, 13

Eunotia diodon Ehr.

Dim. 16-20 x 6 µm; stries 12-18/10 µm (fig. 336-337)

St. 21, 25, 26, 27

Eunotia faba Ehr.

Dim. : 41 x 6,5 µm; stries 12-15/10 µm (fig. 338)

St. 1, 4, 8, 10, 11, 13, 18, 26

Eunotia flexuosa Bréb. ex Kütz.

Dim. : 155 x 6,5 µm; stries 13-14/10 µm (fig. 339)

St. 1, 15

Eunotia garusica Chohn.

Dim. : 29,5-42 x 8-9 µm; stries 10/10 µm (fig. 340)

St. 26, 34

Eunotia glacialis Meister

Dim. : 45 x 6 µm; stries 12/10 µm (fig. 362)

St. 13

Eunotia incisa Greg.

Dim. : 15-43 x 3-5 µm; stries 13-18/10 µm (fig. 341-343)

St. 1, 8, 9, 10, 13, 15, 19, 21, 25, 26

Eunotia intermedia (Krasske & Hust.) Norpel & Lange-Bertalot

Dim. : 29-53 x 4-5 µm; stries 15-16/10 µm (fig. 353-354)

St. 3, 8, 25, 26

Eunotia minor (Kütz.) Grun.

Dim. 22,5-39 x 4-7 µm; stries 9-20/10 µm (fig. 352)

St. 1, 3, 4, 6, 8, 9, 12, 13, 14, 15, 25, 26

Eunotia monodon Ehr. var. *monodon*

Dim. : 66-92 x 6,5-9 µm; stries 8-14/10 µm (fig. 344)

St. 9, 13, 20, 21, 26, 31, 32, 34

Eunotia monodon var. *undulata* (Å.Berg) A. Cl.

Nous ne rapportons qu'avec doute à *Eunotia monodon* Ehr. cette forme qui, cependant, correspond bien à *Eunotia monodon* var. *undulata* (Å.Berg) A.Cl. décrit et figuré par A. Cleve (1953, p. 118, fig. 455 g).

Dim. : 28-49 x 6-8 μm ; stries 8-12/10 μm (fig. 345-347)

St. 1, 21

Eunotia naegelii Migula

Dim. : 63-109 x 3-4 μm ; stries 15-21/10 μm (fig. 348-349)

St. 1, 10, 25, 26, 32

Eunotia pectinalis (Kütz.) Rabh. var. *pectinalis*

Dim. : 24,5 x 5 μm ; stries 13/10 μm (fig. 350)

St. 21, 25, 26, 32

Eunotia pectinalis var. *gibbosa* (Å.Berg) A.Cl.

Dim. : 122 x 6,5-8 μm ; stries 10/10 μm (fig. 351)

St. 13, 26

Eunotia pectinalis var. *undulata* (Ralfs) Rabh.

Dim. : 78-98 x 7-9 μm ; stries 10-14/10 μm (fig. 355)

St. 1, 21, 25, 26

Eunotia polydentula (Brun.) Hust.

Dim. : 10-19 x 3-4 μm ; stries 25/10 μm (fig. 356)

St. 1, 3, 8, 9, 13, 14, 15

Eunotia praerupta Ehr.

Dim. : 24 x 6 μm ; stries 12/10 μm (fig. 357)

St. 4, 7, 31, 34

Eunotia rabenhorstii var. *monodon* Grun.

Dim. : 17 x 6 μm ; stries 13-14/10 μm

St. 10, 11, 13

Eunotia septentrionalis Oestr.

Dim. : 26 x 6 μm ; stries 11-14/10 μm (fig. 359)

St. 1, 26

Eunotia sudetica O.Müll.

Dim. : 30 x 6 μm ; stries 9-11/10 μm (fig. 360)

St. 5, 15, 21, 31

Eunotia tenella (Grun.) Hust.

Dim. : 24-36 x 3-4 μm ; stries 14-19/10 μm (fig. 361)

St. 1, 9, 10, 11, 13, 26

Eunotia sp.

Dim. : 85 x 21,5 μm ; stries 12-13/10 μm (fig. 363, photos 7-9)

St. 1

Achnanthacées*Achnanthes bergiani* Cl.

Dim. : 9-12 x 4-5 μm ; stries 19-21/10 μm (fig. 364-365)

St. 5, 7, 9, 13, 14, 16, 21

Achnanthes conspicua A. Mayer

Dim. : 12-14 x 4-5 μm ; stries 19-23/10 μm

St. 18

Achnanthes delicatula (Kütz.) Grun.

Dim. : 14-22 x 6-7,5 μm ; stries 11-16/10 μm (fig. 366-367)

St. 16

Achnanthes dispar Cleve

Dim. : 24 x 10 µm; stries 11/10 µm (fig. 368-369)

St. 5

Achnanthes exigua Grun.

Dim. : 11-19 x 5-7 µm; stries 18-24/10 µm (fig. 370-372)

St. 1, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 18, 20, 21, 24, 25, 26, 34

Achnanthes cf. *hauckiana* Grun.

Dim. : 11 x 4 µm; stries 13/10 µm (fig. 310)

St. 16

Achnanthes hungarica var. *senegalense* Guermeur

Dim. : 13-40 x 5,5-8 µm; stries 17-21/10 µm (fig. 373-374)

St. 3, 4, 8, 11, 12, 13, 15, 17, 20, 21, 25, 26, 28, 30, 32, 34

Achnanthes inflata (Kütz.) Grun.

Dim. : 35-50 x 12-15 µm; stries 12/10 µm (fig. 375-376)

St. 1, 4, 7, 9, 10, 11, 12, 13, 15, 32

Achnanthes kryophila Petersen

Dim. : 9 x 4,5 µm; stries 22/10 µm (fig. 377-378)

St. 20, 21, 32

Achnanthes lanceolata (Bréb.) Grun. var. *lanceolata*

Dim. : 11-15 x 4-6 µm; stries 11/10 µm (fig. 379)

St. 1, 3, 7, 8, 9, 11, 12, 13, 16, 21, 23

Achnanthes lanceolata var. *minor* (Schulz) Lange-Bertalot

Dim. : 8 x 4,5 µm; stries 14/10 µm (fig. 380)

St. 16

Achnanthes lanceolata var. *rostrata* (Oerstr.) Hust.

Dim. : 17-22 x 6-9 µm; stries 11-14/10 µm (fig. 381-384)

St. 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 13, 14, 15, 16, 24

Achnanthes cf. *laterostrata* Hust.

Dim. : 10 x 5 µm; stries 18/10 µm

St. 14

Achnanthes cf. *lutheri* Hust.

Dim. 7 x 3,5 µm; stries 18-22/10 µm (fig. 387)

St. 21

Achnanthes minutissima var. *jackii* (Rabh.) Lange-Bertalot

Dim. : 14 x 4,5 µm; stries 15/10 µm (fi. 388-389)

St. 1, 4, 8

Achnanthes cf. *papillosa* Cl.

Dim. : 12 x 5 µm ; stries 23/10 µm (fig. 390)

St. 34

Achnanthes cf. *perfidia* Carter

Dim. : 10 x 4 µm; stries 10/10 µm (fig. 313)

St. 16

Achnanthes pusilla (Grun.) De Toni

Dim. : 9-24 x 3,5-5 µm; stries 18-20/10 µm (fig. 385-386)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 30

Achnanthes schmidiana Krenner

Dim. ; 14 x 5 µm; stries 30/10 µm

St. 34

Achnanthes sp. 1

Dim. : 19 x 6 µm; stries 16/10 µm (fig. 392-393)

St. 4

Achnanthes sp. 2

Dim. : 15 x 7 μm ; stries 12-13/10 μm (fig. 394-395)

St. 15

Cocconeis pediculus Ehr.

Dim. : 35 μm de diamètre (fig. 402)

St. 6, 9

Cocconeis placentula Ehr. var. *placentula*

Dim. : 37,5 x 26 μm ; stries 15/10 μm (fig. 396)

St. 1, 5, 16, 20, 21, 26, 28, 31, 34

Cocconeis placentula var. *euglypta* (Ehr.) Cl.

Dim. : 38-59 x 21-37,5 μm ; stries 19-24/10 μm (fig. 397-399, 401)

St. 1, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 29

Cocconeis placentula var. *lineata* (Ehr.) V.H.

Dim. : 23,5 x 13 μm ; stries 19/10 μm

St. 12

Rhoicosphenia abbreviata (Ag.) Lange-Bertalot

Dim. : 18-33 x 6-7 μm ; stries 14-18 /10 μm (fig. 403-404)

St. 3, 4, 8, 9, 11, 12, 14, 15, 16

Naviculacées*Amphora coffeiformis* (Ag.) Kütz.

Dim. : 25-52 x 5-8 μm (vue valvaire), 13-18 μm (vue connective); stries 13-21/10 μm (fig. 405-422)

St. 5, 20, 24, 29, 31

Amphora libyca Ehr.

Dim. : 30-59 x 6-14 μm (vue valvaire); stries 9-15/10 μm (fig.423-424)

St. 4, 5, 7, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 16,26

Amphora pediculus (Kütz.) Grun.

Dim. : 12,5-20 x 3,5 μm (vue valvaire), 10 μm (vue connective); stries 18/10 μm (fig.425-426)

St. 4, 8, 9, 11, 12, 15, 16, 20, 21

Anomoeoneis sphaerophora (Ehr.) Pfitz. var. *sphaerophora*

Dim. : 27-41 x 17 μm ; stries 15-19/10 μm (fig. 427-429)

St. 1, 3, 4, 5, 8, 9, 11, 12, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 25, 26, 28, 30, 34, 35

Anomoeoneis sphaerophora f. *sculpta* (Ehr.) Kram.

Dim. : 53 x 13,5 μm ; stries 18/10 μm (fig. 430)

St. 17

Caloneis bacillum (Grun.) Cl.

Dim. : 17-35 x 5-9 μm ; stries 16-22/10 μm (fig. 431-432)

St. 11, 12, 16,28

Caloneis silicula (Ehr.) Cl.

Dim. : 54 x 14 μm ; stries 17-18/10 μm (fig. 433)

St. 4, 8, 11, 16, 31

Cymbella aspera (Ehr.)Cl.

Dim. : 139 x 18 μm ; stries 9/10 μm (fig. 438)

St. 15

Cymbella cuspidata Kütz.

Dim. : 73 x 26 μm ; stries 10-13/10 μm (fig. 439)

St. 1, 16

Cymbella hungarica (Grun.) Pant.Dim. : 45 x 11,5 μm ; stries 5-8/10 μm (fig. 441)

St. 29

Cymbella laevis Naeg.Dim. : 33 x 7,5 μm ; stries 13-17/10 μm (fig. 442)

St. 5, 28

Cymbella minuta Hilse ex Rabh.Dim. : 17-38 x 9 μm ; stries 9-13/10 μm (fig. 443-444)

St. 5, 11, 16, 21, 29, 34

Cymbella muellerii Hust.Dim. : 19-104 x 7,5-25 μm ; stries 4-10/10 μm (fig. 440, 444-449)

St. 1, 3, 4, 5, 8, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 29

Cymbella prostrata var. *auerswaldii* (Rabh.) Reim.Dim. : 21,5 x 6,5 μm ; stries 11-13/10 μm (fig. 450)

St. 9

Cymbella silesiaca BleischDim. : 30-56 x 8-14 μm ; stries 6-10/10 μm (fig. 445)

St. 4, 5, 8, 9, 10, 12, 14, 15, 16, 18, 19, 21, 22, 23, 24, 29, 31, 32, 34

Cymbella subaequalis Grun.Dim. : 34 x 8 μm ; stries 13-14/10 μm (fig. 451)

St. 26

Diploneis elliptica (Kütz.) Cl.Dim. : 70 x 29 μm ; stries 8/10 μm (fig. 452)

St. 6

Diploneis oblongella (Naeg.) Cl.Dim. : 15-26 x 9-11 μm ; stries 12-13/10 μm (fig. 453-454)

St. 1, 4, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 20, 21, 29, 31, 32, 34

Frustulia rhomboides var. *saxonica* (Rabh.) de ToniDim. : 47 x 13 μm (fig. 459)

St. 1, 3, 4, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 20, 21, 26, 29, 30, 31, 34

Frustulia vulgaris (Tw.) de ToniDim. : 30-41 x 7-11 μm (fig. 460)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 21, 25, 31

Frustulia weinholdii Hust.Dim. : 42-45 x 7-9 μm (fig. 461)

St. 1, 3, 4, 9, 10, 11, 14, 15

Gomphocymbella beccarii (Grun.) FortiDim. : 31-41 x 10-12 μm ; stries 13-21/10 μm (fig. 462-464)

St. 4, 6, 8, 11, 12, 14, 15, 16, 21

Gomphocymbella brunii (Fr.) O. Müll.Dim. : 37-46 x 10-12,5 μm ; stries 15-21/10 μm (fig. 465-466)

St. 4, 5, 7, 8, 9, 11, 12, 14, 15, 16, 21

Gomphonema aequatoriale Hust.Dim. : 38-48 x 9 μm ; stries 10-11/10 μm (fig. 467)

St. 4, 7, 8, 10, 11, 14, 15, 16, 21

Gomphonema affine Kütz.Dim. : 48-53 x 7-9 μm ; stries 11-16/10 μm (fig. 468-471)

St. 1, 3, 4, 5, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 20, 21, 22, 25, 26, 27, 29, 30, 31, 33, 34

Gomphonema africanum G.S. West

Dim. : 89-151 x 14-17 μm ; stries 10-14/10 μm (fig. 472-473)

St. 6, 16

Gomphonema angustatum (Kütz.) Rabh.

Dim. : 25-39 x 6-9 μm ; stries 9-13/10 μm (fig. 474)

St. 4, 5, 8, 9, 11, 12, 15, 20, 21, 22, 25, 26, 31, 32, 34

Gomphonema angustum Ag.

Dim. : 14-35 x 4-6 μm ; stries 10-16/10 μm (fig. 481, 493). Outre les exemplaires correspondant à la forme angustum typique, nous avons également observé une forme très proche du taxon sub G.dichotomum var. vibrio (Ehr.) Compère: Dim. : 207 x 22 μm ; stries 10/10 μm (fig. 482)

St. 13, 14, 15, 21, 26, 31, 33

Gomphonema augur Ehr. var. *augur*

Dim. : 36-37 x 12-13 μm ; stries 9-14/10 μm (fig. 475-476)

St. 21, 24, 25, 26, 31, 32, 34, 35

Gomphonema augur var. *turris* (Ehr.) Lange-Bertalot

Dim. : 57 x 10 μm ; stries 10-13/10 μm (fig. 494)

St. 21, 31

Gomphonema clavatum Ehr.

Dim. : 42-48 x 9 μm ; stries 9-14/10 μm (fig. 505-506)

St. 15, 21, 24

Gomphonema clevei Fricke

Dim. : 28-52,5 x 6-11 μm ; stries 10-12/10 μm (fig. 477-480)

St. 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16

Gomphonema exiguum Kütz.

Dim. : 16 x 4,5 μm ; stries 15-17/10 μm (fig. 483)

St. 25, 34

Gomphonema gracile Ehr. var. *gracile*

Dim. : 36-55 x 6-12 μm ; stries 8-16/10 μm (fig. 484-485; 490-492)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 19, 20, 21, 22, 24, 25, 26, 27, 29, 30, 31, 32, 33, 34

Gomphonema gracile var. *clavicula* A.Cl.

Dim. : 23 x 7 μm ; stries 15-18/10 μm (fig. 486)

St. 15

Gomphonema gracile var. *lanceolata* (Kütz.) Cl.

Dim. : 42-45 x 8-9 μm ; stries 9-16/10 μm (fig. 487-489)

St. 1, 4, 5, 11, 12, 13, 15, 21, 24, 25, 26, 31, 32, 33, 34

Gomphonema olivaceum (Horn.) Bréb.

Dim. : 26-28 x 5-6 μm ; stries 13-17/10 μm (fig. 495)

St. 11, 21, 24, 25, 26, 29, 32, 34

Gomphonema parvulum Kütz. var. *parvulum*

Dim. : 19-25 x 5-8 μm ; stries 11-18/10 μm (fig. 496-503)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 19, 20, 21, 24, 25, 26, 27, 29, 30, 31, 33, 34

Gomphonema parvulum var. *subellipticum* Guermeur

Dim. : 25 x 8 μm ; stries 11-14/10 μm (fig. 504)

Ni Patrick, ni Krammer & Lange-Bertalot (1986) ne font la distinction entre l'espèce-type et cette variété.

St. 4

Gomphonema sp.

Dim. : 37 x 5 µm; stries 10-12/10 µm (fig. 507)

Ressemble à *G. constrictum* var. *capitata* (Ehr.) Cl. f. *bipunctata* H. Kufferath (fig. 38)

Gyrosigma acuminatum (Kütz.) Rabh.

Dim. : 97-105 x 12 µm; stries trans. 18/10 µm; stries long. 16/10 µm (fig. 511)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 21, 25, 31, 32, 34, 35

Gyrosigma attenuatum (Kütz.) Rabh.

Dim. : 153 x 23 µm; stries trans. 15/10 µm; stries long. 10/10 µm (fig. 512)

St. 4, 7, 9, 15, 16

Gyrosigma scalproides (Rabh.) Cl.

Dim. : 55-64 x 8-10 µm; stries trans. 24/10 µm (fig. 513)

St. 3, 4, 6, 7, 8, 10, 13, 14, 15, 16, 21, 26, 29

Gyrosigma sciotense (Sull. & Wormley) Cl.

Dim. : 114 x 15 µm; stries trans. 15/10 µm (fig. 514)

St. 4, 16

Gyrosigma wormleyi (Sull.) Boy.

Dim. : 81 x 15 µm; stries trans. 24/10 µm (fig. 515)

St. 1, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 11, 14, 16

Mastogloia elliptica Ag.

Dim. : 25 x 9 µm; stries 16/10 µm

St. 5, 8, 16

Mastogloia smithii var. *lacustris* Grun.

Dim. : 29-41 x 9-10 µm; stries 16/10 µm (fig. 521)

St. 4, 12

Navicula arvensis Hust.

Dim. : 8-14 x 3-7 µm (fig. 522)

St. 1, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 12, 13, 16, 21, 23, 25, 26, 34

Navicula atomus var. *recondita* (Hust.) Lange-Bertalot

Dim. : 11 x 5,5 µm; stries 23/10 µm (fig. 595)

St. 13, 26

Navicula capitata var. *hungarica* (Grun.) Ross

Dim. : 15 x 6 µm; stries 8/10 µm (fig. 523)

St. 4, 8, 16

Navicula capitatoradiata Germain

Dim. : 21-27 x 6-8 µm; stries 12-17/10 µm (fig. 599)

St. 4, 12, 16

Navicula cari Ehr.

Dim. : 34 x 6 µm; stries 14-15/10 µm (fig. 524)

St. 21

Navicula cincta (Ehr.) Ralfs

Dim. : 23-33 x 6 µm; stries 10-14/10 µm (fig. 525-526)

St. 19, 21, 24, 31

Navicula cohnii (Hilse) Lange-Bertalot

Dim. : 12 x 6 µm; stries 19/10 µm (fig. 539)

St. 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 13, 14, 26, 31

Navicula confervacea (Kütz.) Grun.

Dim. : 11-15 x 6 µm; stries 22-24/10 µm (fig. 527)

St. 3, 6, 8, 13, 20, 21, 24, 25, 26, 31, 34

Navicula contenta f. *biceps* Arnott

Dim. : 14 x 3,5 µm (fig. 528)

St. 1

Navicula cryptocephala Kütz.

Dim. : 21-33 x 5-6 µm; stries 14-18/10 µm (fig. 529-531)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 20, 21, 22, 25, 26, 29, 30, 31, 32, 33, 34

Navicula cryptotenella Lange-Bertalot

Dim. : 32-44 x 5-7 µm; stries 12-20/10 µm (fig. 594)

St. 4, 7, 8, 11, 13, 15, 16, 21, 31, 34

Navicula cuspidata Kütz.

Dim. : 35-93 x 10-28 µm; stries 13-27/10 µm (fig. 532-536) Selon Lange-Bertalot, les divers taxons infraspécifiques décrits sont sans signification taxonomique. Nous avons trouvé dans notre matériel des exemplaires correspondant à la var. *cuspidata* (fig. 532-533), d'autres à la var. *ambigua* (Ehr.) Cl. (fig. 534), d'autres à la var. *ambigua* f. *subcapitata* O. Müll. (fig. 535), d'autres enfin à la var. *curta* f. *rostrata* Germain (fig. 536).

St. 1, 4, 5, 6, 8, 11, 12, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 25, 26, 29, 30, 31, 32, 34

Navicula elginensis (Greg.) Ralfs var. *elginensis*

Dim. : 20 x 6,5 µm; stries 11/10 µm (fig. 540)

St. 5

Navicula elginensis var. *neglecta* (Krasske) Patr.

Dim. : 19 x 6,5 µm; stries 15/10 µm (fig. 541)

St. 13, 14, 31

Navicula exigua (Greg.) Grun.

Dim. : 21-31 x 7-12 µm; stries 12-15/10 µm (fig. 544-547; 551-553)

St. 1, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 20, 21, 26

Navicula exiguiformis Hust.

Dim. : 19-22,5 x 7,5-8 µm; stries 15-17/10 µm. Cette espèce décrite d'Afrique par Hustedt est placée par Lange-Bertalot dans la synonymie de *N. decussis*.

Nous en avons observé deux formes, l'une correspondant à la f. *capitata* Hust. (fig. 542), l'autre à la f. *elliptica* Hustedt (fig. 543).

St. 21

Navicula gastrum (Ehr.) Kütz. var. *gastrum*

Dim. : 24-31 x 12-13 µm; stries 7-9/10 µm (fig. 548-550)

St. 1, 3, 4, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 21, 26

Navicula gastrum var. *signata* Hust.

Dim. : 29 x 13 µm; stries 9/10 µm (fig. 554)

St. 4, 16

Navicula gastrum var. *transvalensis* Choln.

Dim. : 21 x 11,5 µm; stries 10/10 µm (fig. 555)

St. 16

Navicula goeppertiana (Bleisch) H.L.Sm.

Dim. : 12-29 x 4-7 µm; stries 20/10 µm (fig. 556-557)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 20, 21, 25, 26, 30, 34

Navicula gottlandica var. *minor* A.Cl.

Dim. : 30 x 6 µm; stries 13-15/10 µm (fig. 558)

St. 34

Navicula gregaria Donk.Dim. : 18-24 x 5-7 μm ; stries 15-17/10 μm (fig. 559-560)

St. 4, 8, 11, 15, 18, 20, 21, 22, 23, 25, 26, 29, 30, 31, 33, 34

Navicula halophila (Grun.) Cl.Dim. : 20-48 x 7-12 μm ; stries 18-22/10 μm (fig. 561-564, 603)

St. 5, 16, 17, 18, 20, 21, 25, 26, 29, 30, 31

Navicula hasta Pant.Dim. : 60-86 x 17 μm ; stries 8-13/10 μm (fig. 565-567)

St. 1, 16

Navicula insociabilis KrasskeDim. : 24 x 6,5 μm ; stries 24/10 μm (fig. 568). Notre fig. ressemble à celles de Cleve-Euler (1953, fig. 853a et b). Monté à l'hyrax, les stries se disposent sur 2 rangées marginales séparées par un espace hyalin (voir Cleve-Euler, fig. 853c).

St. 29

Navicula mereschkowskii O.Müll.Dim. : 28 x 8 μm ; stries 22-28/10 μm (fig. 569)

St. 8, 10, 12, 16

Navicula minuscula Grun. var. *minuscula*Dim. : 11 x 4 μm ; stries 22/10 μm (fig. 575)

St. 34

Navicula minuscula var. *muralis* (Grun.) Lange-BertalotDim. : 12 x 5 μm ; stries 28/10 μm (fig. 571)

St. 14, 16

Navicula muraliformis Hust.Dim. : 11 x 5,5 μm ; stries 19/10 μm (fig. 570)

St. 4

Navicula mutica Kütz. var. *mutica*Dim. : 19-29 x 6-8 μm ; stries 17-20/10 μm (fig. 572-573)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 20, 21, 25, 26, 29, 30, 31

Navicula mutica f. *lanceolata* FrengueliDim. : 27 x 9 μm ; stries 18/10 μm (fig. 574). Nous rapportons ce taxon à *Navicula goeppertiana* var. *monita* (Hust.) Lange-Bertalot sur base de lasynonymie établie par Lange-Bertalot pour *Navicula mutica* var. *lanceolata*

St. 4

Navicula obesa O.Müll.Dim. : 35-70 x 16-26 μm ; stries 14-18/10 μm (fig. 580)

St. 15, 16

Navicula oblonga Kütz.Dim. : 98 x 15 μm ; stries 5-6/10 μm (fig. 581)

St. 4, 12, 15

Navicula perlatoides Hust.Dim. 18-29 x 7-11 μm ; stries 15-20/10 μm (fig. 582-584)

St. 4, 9, 15, 16, 21

Navicula perminuta Grun.Dim. : 12 x 3,5 μm ; stries 13/10 μm (fig. 537-538)

St. 15, 16

Navicula perrotettii (Grun.) Cl.Dim. : 119 x 27 μm ; stries trans. 15/10 μm (fig. 585). Espèce voisine de *N. cuspidata* et sans doute confondue avec elle dans nos comptages.

St. 25, 26

Navicula placentula (Ehr.) Grun.

Dim. : 44-47 x 15 µm; stries 8-12/10 µm (fig.586)

La figure 587 correspond à la var. grunowii A.Cl.

St. 9, 12, 16

Navicula pseudonivalis Bock

Dim. : 18 x 5,5 µm; stries 18/10 µm (fig. 588)

St. 1, 3, 13, 14, 25, 26, 31

Navicula pupula Kütz. var. *pupula*

Dim. : 18-42 x 7-9 µm; stries 16-23/10 µm (fig. 589)

St. 1, 3, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 18, 21, 24, 25, 26, 29, 30, 33, 34, 35

Navicula pupula var. *bacillarioides* Grun

Dim. : 25-38 x 8 µm; stries 17-23/10 µm (fig. 590)

Cette forme correspond bien à la var. bacillarioides décrite par Grunow (1880) et figurée par A.Cleve-Euler (1953), mais non reprise par Krammer & Lange-Bertalot (1986)

St.4, 10, 11, 12, 16, 17, 18, 20, 21, 25, 26, 29, 30, 34

Navicula pupula var. *nyassensis* (O. Müll.) Lange-Bertalot

Dim. : 23-36 x 9-11 µm; stries 12-20/10 µm (fig. 576-579)

St.1,4, 8, 9, 11, 12, 14, 15, 16, 21

Navicula pygmaea Kütz.

Dim. : 25 x 9 µm; stries 23/10 µm

St. 16, 29, 30

Navicula radiosa Kütz.

Dim. : 36-55 x 7,5-10 µm; stries 12/10 µm (fig.591-593)

St. 1, 4, 16, 17, 18, 21, 35

Navicula reinhardtii Grun.Dim. : 32-46 x 8-11 µm ; stries 12-17/10 µm (fig. 596-597). La figure 596 ressemble à N. digitoradiata (Greg.) Ralfs

St. 15,16

Navicula salinarum Grun.

Dim. : 39 x 8 µm; stries 14-15/10 µm (fig.598)

St.4, 12, 15, 21

Navicula schroeteri Meist.

Dim. : 33 x 6 µm; stries 11-13/10 µm (fig. 600)

St. 1, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12,13, 14, 15

Navicula scutelloides W.Sm.

Dim. : 16-20 x 9-14 µm; stries 8-15/10 µm

St. 15, 16

Navicula seminulum var. *hustedtii* Patr.

Dim. : 13-18 x 4-5 µm; stries 20/10 µm (fig. 602)

St. 16, 26

Navicula subrotundata Hust.

Dim. : 11 x4,5 µm; stries 26/10 µm (fig. 604)

Navicula viridula Kütz. var. *viridula*

Dim. : 64 x 13 µm; stries 7-11/10 µm (fig. 605)

St. 4, 5, 8, 9, 12, 15, 16, 21, 30, 34

Navicula viridula var. *rostellata* (Kütz.) Cl.

Dim. : 35-41 x 8-10 µm; stries 11-15/10 µm (fig. 606)

St. 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 14, 15, 29, 31, 32

Navicula zanonii Hust.

Dim. : 37-50 x 8-9 μm ; stries 11-15/10 μm (fig. 607-608)

St. 5, 11, 16

Navicula sp.

Dim. : 33 x 5,5 μm ; stries 38/10 μm (fig. 609). La forme dessinée est du groupe de *N. halophila*

Neidium affine (Ehr.) Pfitz. var. *affine*

Dim. : 35-47 x 10-11 μm ; stries 24-26/10 μm (fig. 610)

St. 1, 3, 6, 8, 9, 14, 15, 16, 21, 24, 25, 26, 31, 34

Neidium affine var. *humerus* Reim.

Dim. : 60 x 23 μm ; stries 18/10 μm (fig. 611). La forme observée nous paraît relever de *N. affine* et y correspond davantage à la var. *humerus* décrite par Reimer plutôt qu'à *N. apiculatum*, espèce où Krammer et Lange-Bertalot placent *N. affine* var. *humerus* comme synonyme

St. 15, 16

Neidium hercynicum A. Mayer

Dim. : 38 x 8 μm ; stries 24/10 μm (fig. 612)

St. 25

Pinnularia acrosphaeria Bréb. var. *acrosphaeria*

Dim. : 82-90 x 12-14 μm ; stries 11-12/10 μm (fig. 685)

St. 12, 13, 14, 18, 20, 21, 22, 24, 25, 26, 27, 31, 32, 34, 35

Pinnularia acrosphaeria var. *turgidula* Grun. ex Cl.

Dim. : 57-68 x 12 μm ; stries 12/10 μm (fig. 686)

St. 26

Pinnularia borealis f. *scalaris* (Ehr.) Grun.

Dim. : 24,5-35 x 5,5-7 μm ; stries 5-6/10 μm (fig. 689-690)

St. 1, 3, 4, 6, 7, 8, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 20, 21, 22, 25, 26, 29, 30, 31

Pinnularia borealis var. *rectangularis* Carlson

Dim. : 23-36 x 5-8 μm ; stries 4-6/10 μm (fig. 696-699)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 25, 26

Pinnularia braunii (Grun.) Cl.

Dim. : 44-48 x 7-8 μm ; stries 10-13/10 μm (fig. 691)

St. 1, 7, 10, 13, 14, 15, 20, 21, 22, 24, 25, 26, 32, 34

Pinnularia cardinalis var. *warriensis* Mills

Dim. : 185 x 24 μm ; stries 6-7/10 μm (fig. 694, photos 12, 13)

St. 13

Pinnularia claasseniae Chohn.

Dim. : 8 x 3,5 μm ; stries 12/10 μm (fig. 695)

St. 14

Pinnularia divergens W.Sm

Dim. : 77-84 x 10-12,5 μm ; stries 10/10 μm (fig. 700)

St. 1, 4, 14, 20, 21, 24, 25, 26, 27, 32, 34

Pinnularia gibba Ehr. var. *gibba*

Dim. : 51-69 x 9-10 μm ; stries 9/10 μm (fig. 701)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 20, 21, 24, 25, 26, 28, 30, 33, 34

Pinnularia gibba var. *linearis* Hust.

Dim. : 56 x 9 μm ; stries 9/10 μm (fig. 702)

St. 21, 24, 28, 32

Pinnularia gibba var. *sancta* Grun.

Dim. : 70 x 11 μm ; stries 10-12/10 μm (fig. 703)

St. 31

Pinnularia hemiptera (Kütz.) Rabh.

Dim. : 132 x 22 μm ; stries 8-9/10 μm (fig.687, photos 10-11)

St. 11, 26

Pinnularia interrupta W. Sm.

Dim. : 30-41 x 7-10 μm ; stries 9-13/10 μm (fig. 688, 704-706)

Certains individus que nous rapportons également à *P. interrupta* correspondent à *P. biceps* f. *petersenii* Ross, tels que décrit et figuré par Patrick & Reimer

St. 4, 8, 13, 14, 17, 20, 21, 22, 25, 26, 30, 31, 34

Pinnularia legumen Ehr.

Dim. 104 x 18 μm ; stries 8-10/10 μm (fig. 707)

St. 6, 20

Pinnularia microstauron (Ehr.) Cl. var. *microstauron*

Dim. : 48-58 x 8-11 μm ; stries 9-12/10 μm (fig. 709)

St. 10, 11, 13, 21, 25, 26, 28, 34

Pinnularia microstauron var. *brebissonii* (Kütz.) Mayer

Dim. : 35-52 x 8-10 μm ; stries 8-/10 μm (fig. 692-693)

St. 1, 3, 21, 25, 26, 27, 31, 33

Pinnularia nodosa Ehr.

Dim. : 68 x 9 μm ; stries 9/10 μm (fig. 710). Nous l'avons souvent confondu avec *P. gibba* (fig. 701) mais la ponctuation de l'aire longitudinale permet de différencier les deux espèces.

St. 26

Pinnularia obscura Krasske

Dim. : 17-19 x 4 μm ; stries 14/10 μm (fig. 711-712)

St. 4, 6, 10, 11, 21

Pinnularia scaëttae Zanon

Dim. : 49 x 7 μm ; stries 10-12/10 μm (fig. 713)

St. 1, 6, 8, 9, 10, 11, 31

Pinnularia subcapitata Greg. var. *subcapitata*

Dim. : 23-43 x 4,5-8 μm ; stries 11-12/10 μm (fig. 714-716)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 21, 22, 25, 26, 27, 28, 29, 30, 31, 32, 34

Pinnularia subcapitata var. *hilseana* (Jan.) O.Müll.

Dim. : 36 x 6 μm ; stries 12/10 μm (fig. 717)

St. 20

Pinnularia subrostrata (A.Cl.) Cl.-Euler

Dim. : 41 x 7,5 ; stries 11/10 μm (fig. 718)

St. 1

Pinnularia tropica Hust.

Dim. : 128 x 16 μm ; stries 6-7/10 μm (fig. 719)

St. 1, 7, 21, 26, 28, 31, 34

Pinnularia viridis (Nitzsch) Ehr.

Dim. : 106-133 x 15-23 μm ; stries 7-8/10 μm (fig. 720-721)

St. 5, 8, 9, 11, 12, 20, 21, 25

Stauroneis anceps Ehr.

Dim. : 23-55 x 6-10 μm ; stries 19-24/10 μm (fig. 741-744)

Krammer et Lange-Bertalot (1986) font remarquer le manque de signification taxonomique des très nombreuses formes et variétés décrites de cette espèce. Nos individus correspondent aux f. *gracilis* Rabh. (fig. 741), *linearis* (Ehr.) Hust. (fig. 742-743) et *obtusa* Grun. (fig. 744)

St. 10, 13, 21, 25, 26, 28, 29, 30

Stauroneis borrichii (Pet.) Lund.

Dim. : 16 x 5 μm ; stries 30/10 μm (fig. 745)

St. 12

Stauroneis gregorii f. *linearis* Hust.

Dim. : 78-84 x 12 μm ; stries 16-17/10 μm (fig. 746)

St. 1, 30

Stauroneis karstenii (O.Müll.) Hust.

Dim. : 45-50 x 10 μm ; stries 13-15/10 μm (fig. 748-749)

St. 4, 11, 16, 21

Stauroneis obtusa Lagerst

Dim. : 23-39 x 5,5-10 μm (fig. 750-751)

St. 10, 25, 26

Stauroneis phoenicenteron Ehr. var. *phoenicenteron*

Dim. : 68-81 x 13,5-15 μm ; stries 14-18/10 μm (fig. 753)

St. 1, 4, 10, 11, 15, 20, 21, 25, 28, 29, 30, 34

Stauroneis phoenicenteron f. *capitata* Guerm.

Dim. : 83,5 x 15 μm ; stries 16/10 μm (fig. 754)

St. 17

Stauroneis prominula (Grun.) Hust.

Dim. 24 x 4 μm (fig. 747)

St. 6, 7, 13, 28

Stauroneis smithii Grun.

Dim. 23 x 6 μm (fig. 752)

St. 15

Epithemiacées*Epithemia adnata* (Kütz.) Bréb.

Dim. : 49 x 10 μm ; 5-6 côtes, 10-11 aréoles/10 μm (fig. 455)

St. 4, 5, 9, 16

Epithemia sorex Kütz.

Dim. : 31-48 x 10-11 μm ; 4-5 côtes, 10-11 aréoles/10 μm (fig. 456-457)

St. 4, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 29, 30

Epithemia turgida (Ehr.) Kütz.

Dim. : 61 x 14,5 μm ; 3-4 côtes, 8 aréoles/10 μm (fig. 458)

St. 8, 12, 16, 26, 28, 29

Rhopalodia acuminata var. *protracta* (Grun.) Krammer

Dim.: 33 x 6,5 μm ; 4 côtes, 18 aréoles /10 μm (fig. 731)

St. 34

Rhopalodia constricta (W. Sm.) Krammer

Dim. : 26 x 14,5-20 μm (vue connective); 4 côtes, 12 aréoles/10 μm (fig. 728-729)

St. 18

- Rhopalodia gibba* (Ehr.) O.Müll. var. *gibba*
 Dim. : 22,5-59 x 8 µm; 6-8 côtes, 15-17 aréoles/10 µm (fig. 722-725)
 St. 1, 4, 5, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 20, 21, 26, 29, 34, 35
- Rhopalodia gibba* var. *pseudogibberula* Choln.
 Dim. : 17-22 x 5-6 µm; 5-6 côtes, 16-17 aréoles/10 µm (fig. 726-727)
 St. 18, 19
- Rhopalodia gibberula* (Ehr.) O.Müll.
 Dim. : 33 x 5,5-6,5 µm; 3-4 côtes, 13-18 aréoles/10 µm
 (fig. 730, 732-733)
 St. 3, 4, 5, 6, 7, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 20, 21, 26, 29, 31, 32, 34, 35
- Rhopalodia gracilis* O.Müll.
 Dim. : 79-169 x 7 µm (14-17 en v.c.); 7-8 côtes, 15-16 aréoles/10 µm (fig. 734-735)
 St. 1, 4, 5, 8, 9, 11, 12, 14, 15, 16
- Rhopalodia hirundiniformis* O.Müll. var. *hirundiniformis*
 Dim. : 71-92 x 35-39 µm (v.c.), 5 côtes, 10-13 aréoles/10 µm (fig. 736-737)
 St. 4, 5, 6, 8, 9, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 20, 21, 25, 29
- Rhopalodia hirundiniformis* var. *parva* O. Müll.
 Dim. : 44 x 21 µm (v.c.); 6 côtes, 13 aréoles/10 µm (fig. 738)
 St. 4, 5, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 21
- Rhopalodia hirundiniformis* var. *turgida* Fricke
 Dim. : 91 x 39 µm (v.c.); 5 côtes, 10 aréoles/10 µm (fig. 739)
 St. 11, 12
- Rhopalodia rhopala* (Ehr.) Hust.
 Dim. : 177-183 x 15-37 µm (v.c.); 5 côtes, 11 aréoles/10 µm (fig. 740)
 St. 4, 6, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 21

Nitzschiacées

- Gomphonitzschia ungeri* Grun.
 Dim. : 11-27 x 2,5-5 µm; 9-14 fib., 24-36 str./10 µm (fig. 508-510)
 St. 4, 8, 11, 15, 16
- Hantzschia amphioxys* (Ehr.) Grun. var. *amphioxys*
 Dim. : 24-85 x 5-8 µm; 7-9 fib., 17-27 str./10 µm (fig. 516-518)
 St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 18, 19, 21, 24, 25, 26, 27, 29, 31, 32, 33, 34, 35
- Hantzschia amphioxys* var. *africana* f. *brevis* Comp.
 Dim. : 61,5 x 9 µm; 5-7 fib., 20-22 str./10 µm (fig. 519)
 St. 20
- Hantzschia vivax* (Hantzsch) Grun.
 Dim. : 158 x 9,5 µm; 7-8 fib., 18 str./10 µm (fig. 520)
 St. 30
- Nitzschia acicularis* (Kütz.) W.Sm.
 Dim. : 35-100 x 3-5 µm; 16-20 fib./10 µm (fig. 614-615)
 St. 1, 4, 11, 16, 20, 21, 25, 26, 27, 29, 30, 34, 35
- Nitzschia acula* Hantzsch
 Dim. : 98-157 x 3-5 µm; 8-13 fib./10 µm (fig. 16)
 St. 18, 22, 33
- Nitzschia adapta* Hust.
 Dim. : 115-127 x 2,5-4 µm; 11-13 fib./10 µm (fig. 617)
 St. 4, 8, 11, 12, 15, 16

Nitzschia amphibia Grun.

Dim. : 17-52 x 4-5 μm ; 7-8 fib., 15-18 str./10 μm (fig. 618)

St. 15, 17, 20, 21, 22, 24

Nitzschia angustata (W.Sm.) Grun. var. *angustata*

Dim. : 27,5 x 4,5 μm ; 23 str./10 μm (fig. 609)

St. 15, 16, 26, 29

Nitzschia angustata var. *acuta* Grun.

Dim. : 33 x 5,5 μm ; 21 str./10 μm (fig. 620)

St. 16

Nitzschia bacata Hust.

Dim. : 87-94 x 3,5 μm ; 9-11 fib./10 μm (fig. 621-622)

Hustedt a décrit une espèce africaine *N. bacata*. Elle fut mise en synonymie avec *N. paleacea* par Lange-Bertalot. Les exemplaires observés dans notre matériel ont des dimensions beaucoup plus grandes que celles de *N. paleacea* Grun.

St. 4, 16

Nitzschia capitellata Hust.

Dim. : 62 x 4 μm ; 15 str./ 10 μm (fig. 668)

St. 34

Nitzschia closterium (Ehr.) W.Sm.

Dim. : 72-93 x 4-5 μm ; 11-16 fib./10 μm (fig. 623-625)

St. 13, 15, 17, 18, 21, 22, 25, 26, 27, 29, 30, 31, 32, 33, 34, 35

Nitzschia confinis Hust.

Dim. : 41 x 3 μm ; 12 fib., 34 str./10 μm , (fig. 626)

St. 4, 8, 11, 12, 15, 16

Nitzschia dissipata (Kütz.) Grun.

Dim. 23,5 x 4 μm ; 11 fib./10 μm (fig. 627)

St. 1, 4, 5, 8, 16, 20,

Nitzschia elliptica Hust.

Dim. : 18 x 3 μm ; 17 fib./10 μm (fig. 628)

St. 18

Nitzschia epiphytica O.Müll.

Dim. : 7,5-10 x 2,5 μm ; 10 fib., 27 str./ 10 μm (fig. 629-631)

St.4, 8, 9, 11, 15, 16, 19, 20, 21, 33

Nitzschia epiphyticoides Hust.

Dim. : 11-18 x 2,5-3 μm ; 10-13 fib., 28 str./ 10 μm (fig. 632)

St. 4, 9, 12, 16, 21

Nitzschia fonticola Grun

Dim. : 12-29 x 2,5-5 μm ; 9-14 fib., 23-30 str./ 10 μm (fig. 633-634)

St. 1, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 16, 17, 18, 20, 21, 22, 23, 26, 29, 30, 31, 33, 34

Nitzschia frustulum (Kütz.) Grun.

Dim. : 29-57 x 4-5 μm ; 8-13 fib., 22 str./ 10 μm (fig.635)

St. 21, 22, 27, 29, 30, 31, 33

Nitzschia gracilis Hantzsch

Dim. : 125 x 2,5 μm ; 14-15 fib./10 μm

St. 1, 8, 11, 12, 16, 17, 20, 21, 22, 26, 31, 34

Nitzschia guadalupensis Manguin

Dim. : 121 x 14 μm ; 5-7 fib., 15-19 str./ 10 μm (fig. 637)

St 30

Nitzschia ignorata Krasske

Dim. : 72 x 3 µm; 9-11 fib., 32 str./ 10 µm (fig. 638)

St. 3, 13, 14

Nitzschia intermedia Hantzsch

Dim. : 51-129 x 4-6 µm; 7-12 fib., 23-32 str./ 10 µm (fig. 639-646, 670)

St. 5, 11, 16, 18, 19, 20, 21, 22, 24, 25, 26, 29, 30, 31, 34, 35

Nitzschia krachiensis Foged

Dim. : 43 x 3,5 µm; 11 fib., 23 str./ 10 µm (fig. 647)

St. : 5, 20, 35

Nitzschia lanceolata var. *minor* Grun.

Dim. : 38 x 3,5 µm; 13 fib./10 µm

St. 31, 32

Nitzschia lancettula O.Müll.

Dim. : 9-32 x 4-8,5 µm; 12-13 str. dans les grandes formes;

19-22 str./10 µm dans les petites formes. (fig. 648-651)

St. 4, 8, 9, 10, 11, 12, 15, 16

Nitzschia linearis (Ag.) W.Sm.

Dim. : 97 x 5 µm; 10-13 fib./10 µm (fig. 653)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 29, 30, 31, 34

Nitzschia lorenziana Grun.

Dim. : 113 x 7 µm; 7 fib., 16-18 str./ 10 µm (fig. 654)

St. 26, 31

Nitzschia microcephala Grun.

Dim. : 13-16 x 3 µm; 12-13 fib. 33 str./ 10 µm (fig. 655-656)

St. 15, 17, 18

Nitzschia nana Grun.

Dim. : 29-56 x 3,5-4,5 µm; 8-12 fib., 28 str./ 10 µm (fig. 659-661)

St. 1, 3, 6, 7, 8, 9, 11, 13, 14, 20, 21, 22, 26, 31, 32, 34, 35

Nitzschia obtusa W. Sm. var. *obtusa*

Dim. : 126 x 5,5 µm; 6-9 fib., 27-29 str./ 10 µm (fig. 657)

St. 25

Nitzschia palea (Kütz.) W.Sm. var. *palea*

Dim. : 30-56 x 4,5-5,5 µm; 9-12 fib./10 µm (fig. 613, 662-663)

St. 1, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 24, 25, 26, 27, 29, 30, 31, 32, 33, 34

Nitzschia palea var. *debilis* (Kütz.) Grun.

Dim. : 30 x 3,5 µm; 15 fib./10 µm (fig. 664)

St. 22

Nitzschia palea var. *hustedtiana* Comp.

Dim. : 34 x 5 µm; 11 fib./10 µm

St. 4, 20, 21, 23, 26, 29, 34

Nitzschia palea var. *hustedtiana* f. *minor* Comp.

Dim. : 16,5 x 4 µm; 14 fib./10 µm

St. 33

Nitzschia palea var. *tenuirostris* Grun.

Dim. : 53-69 x 4-5 µm; 11-15 fib./10 µm (fig. 667)

St. 1, 16, 29

Nitzschia recta Hantzsch

Dim. : 72,5 x 5,5 µm; 10 fib., 40 str./ 10 µm (fig. 669)

St. 22, 31

Nitzschia rostellata Hust.

Dim. : 84 x 3 µm; 11 fib./10 µm (fig. 671)

St. 21, 22, 25, 33

Nitzschia scalpelliformis Grun.

Dim. : 72 x 6,5 µm; 7-9 fib., 34 str./ 10 µm (fig. 658)

St. 16, 26

Nitzschia sigma (Kütz.) W.Sm.

Dim. : 57-86 x 3,5-4,5 µm; 11 fib./10 µm (fig. 672)

St. 29, 30, 31, 34

Nitzschia sigmoidea (Ehr.) W.Sm.

Dim. : 108 x 4 µm; 10 fib., 21-25 str./ 10 µm (fig. 673)

St. 1, 6, 7, 8, 11, 12, 13, 14, 15, 16, 17, 21, 25, 26

Nitzschia spiculum Hust.

Dim. : 72-130 x 3 µm; 13-16 fib./10 µm (fig. 674-676)

St. 4, 5, 8, 11, 12, 15, 16, 21, 31

Nitzschia umbonata (Ehr.) Lange-Bertalot

Dim. : 85-100 x 8-9 µm; 6-8 fib., 21-24 str./ 10 µm (fig. 677-680)

St. 17, 18, 20, 21, 22, 25, 26, 34

Nitzschia vitrea Norman

Dim. : 96-112 x 6,5-10 µm; 7-8 fib., 19-21 str./ 10 µm (fig. 681-683)

St. 5, 20

Nitzschia vivax var. *densestriata* Oestr.

Dim. : 57-70 x 6-6,5 µm; 6 fib., 22 str./ 10 µm

St. 25, 30

Nitzschia sp.

Dim. : 53 x 3 µm; 12 fib., 28 str./ 10 µm (fig. 684)

St. 4, 8, 11, 15, 16

Surirellacées*Campylodiscus clypeus* Ehr.

Dim. : 135 x 128 µm; côtes 20/100 µm (fig. 434)

St. 12, 15

Cymatopleura nyansae G.S.West

Dim. : 103-150 x 35-40 µm ; 7-8 str./ 10 µm (fig. 138-139 , photos 14-16)

St. 1, 3, 4, 6, 7, 8, 9, 10, 1, 12, 14, 15, 16

Cymatopleura solea var. *subconstricta* f. *minor* O.Müll.

Dim. : 70 x 25 µm; 6 str./ 10 µm (fig. 437)

St. 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 12, 14, 15, 16, 21, 29

Surirella angusta Kütz.

Dim. : 32 x 8 µm; 80 côtes/100 µm (fig. 765)

St. 1

Surirella bifrons Ehr.

Dim. : 62 x 24,5 µm; 20 côtes/100 µm (fig. 755)

St. 15

Surirella brevicostata O.Müll. var. *brevicostata*

Dim. : 82,5 x 25 µm; 20 côtes/100 µm (fig. 756)

St. 16

Surirella brevicostata var. *constricta* O.Müll.

Dim. : 113 x 25 µm; 15 côtes/100 µm (fig. 757)

St. 16

Surirella engleri O.Müll.

Dim. : 251-260 x 24-29 μm (fig. 758)

St. 16

Surirella linearis W.Sm.

Dim. : 50-155 x 16-28 μm ; 20-30 côtes/100 μm (fig. 759-762)

Notre figure 762 représente un individu à constriction transapicale très faible, comparable à celui figuré (fig. 149-9) par Krammer & Lange-Bertalot.

St. 1, 3, 4, 5, 6, 8, 9, 10, 11, 12, 14, 15, 16, 31, 34

Surirella obtusiuscula G.S. West

Dim. : 40 x 11 μm (fig. 763) . Forme plus petite que le type

St. 16

Surirella ovalis Bréb.

Dim. : 44 x 21 μm ; 3-5 côtes, 16 str./ 10 μm (fig. 764)

St. 4, 8, 9, 11, 12, 14, 15, 16

Surirella ovata var. *pinnata* (W. Sm.) Brun.

Ressemble à *S.angusta*, mais est un peu asymétrique

St. 1

Surirella ovata Kütz.var. *ovata*

Dim. : 17 x 7 μm ; 70 côtes/100 μm (fig. 766)

St. 1, 9, 11, 13, 14, 15

Surirella sparsipunctata var. *laevis* Hust.

Dim. : 59-67,5 x 40-44 μm (fig. 767-768)

St. 7, 16

Surirella tenera Greg.

Dim. : 67-96 x 23-34 μm ; 20 str./ 100 μm (fig. 769-770)

St. 1, 3, 4, 5, 7, 8, 9, 10, 12, 13, 14, 15, 16

CHLOROPHYCÉES

Volvocacées

Eudorina elegans Ehr.

Dim. : Colonies de 32 cellules ; cellules de 10 μm de diamètre

St. 16, 26, 28, 32

Gonium pectorale Müll.

Dim. : colonies de 16 cellules ; cellules pouvant atteindre 15 μm de diamètre. (fig. 771)

St. 31

Pandorina morum (Müll.) Bory

Dim. : cellules atteignant 15 μm de diamètre (fig. 772-773)

St. 16, 17, 19, 21, 22, 26, 27, 28, 29, 31, 32, 33, 34

Volvox africanus G.S.West

Dim. : colonies de 114 μm de diamètre; cellules de 3 μm de diamètre (fig. 774)

St. 28

Volvox aureus Ehr.

Dim. : cellules de 16 μm de diamètre

St. 26, 29, 32, 34

Chlorococcacées

Characium ambiguum Herm.var. *ambiguum*

Dim. : 20 x 4 µm (fig. 787)

St. 25

Characium ambiguum var. *elongatum* Jao

Dim. : 60 x 3 µm; forme plus petite que le type (fig. 788)

St. 25

Pseudocharacium obtusum (A.Br.) Petry-Hesse

Dim. : 24-26 x 7-10 µm (fig. 811-812)

St. 28

Tetraedron cf. *armatum* (Reinsch) de Toni

Dim. : 36-44 µm de diamètre (fig. 843-846)

St. 26, 28, 29

Tetraedron cf. *bifurcatum* (Wille) Lager.

Dim. : 40-44 µm de diamètre (fig. 847). Forme plus petite que le type ; plus grande que la var. minor Prescott

St. 26

Tetraedron *minimum* (A. Br.) Hansg.

Dim. : 18-22 µm de diamètre (fig. 848)

St. 5, 17, 29

Tetraedron cf. *pusillum* (Wallich) West & West

Dim. 25 µm de diamètre (fig. 849)

St. 26

Oocystacées

Ankistrodesmus bernardii Kom.

Dim. : 40-60 x 1-2,5 µm (fig. 775-780)

St. 5

Ankistrodesmus bibraianus (Reinsch) Kors.

Dim. : 15-20 x 2,5 µm (fig. 781)

St. 5

Ankistrodesmus falcatus (Corda) Ralfs

Dim. : 51 x 2,5 µm (fig. 783)

St. 5, 21

Ankistrodesmus gelifactum (Chod.) Bourr.

Dim. : 25 x 5 µm (fig. 784)

St. 29

Ankistrodesmus gracilis (Reinsch) Kors.

Dim. : 2,5 µm de large (fig. 785-786)

St. 26

Chlorobion lunulatum Hind.

Dim. : 9 x 4 µm (fig. 789)

St. 5

Closteriopsis acicularis (G.M.Sm) Belcher & Swale

Dim. : 54 x 4 µm (fig. 790-791)

St. 5

Eremosphaera gigas (Arch.) Fott & Kalina

Dim. : 22,5-32 x 18 µm (fig 796)

St.5

- Kirchneriella diana* (Bohl.) Comas
Dim. : 2,5-3 μm d'épaisseur (fig. 799)
St. 26, 28, 29, 34
- Monoraphidium arcuatum* (Kors.) Hind.
Dim. : 26-61 x 2,5 μm (fig. 800-801)
St. 5, 25, 26, 28, 32
- Monoraphidium circinale* (Nyg.) Nyg.
Dim. : 2,5 μm de diamètre (fig. 802)
St. 18, 19, 26
- Monoraphidium contortum* (Thur.) Kom.-Legn.
Dim. : 11 x 2 μm (fig. 803)
St. 5
- Monoraphidium convolutum* (Corda) Kom.-Legn.
Dim. : 11 x 1,5 μm (fig. 804)
St. 5, 28
- Monoraphidium griffithii* (Berk.) Kom.-Legn.
Dim. : 57,5 x 3,3 μm (fig. 805)
St. 5, 26, 30
- Monoraphidium komarkovae* Nyg.
Dim. : 114 x 2,5 μm (fig. 806)
St. 5
- Monoraphidium minutum* (Naeg.) Kom.-Legn.
Dim. : 9 x 2 μm (fig. 807)
St. 5
- Oocystis elliptica* W. West
Dim. : 19 x 11 μm (fig. 808)
St. 16, 29
- Oocystis parva* W. & G.S. West
Dim. : 11 x 5-6 μm (fig. 809)
St. 5
- Oocystis pusilla* Hansg.
Dim. : 9 x 5,5 μm (fig. 810)
St. 5, 16, 26
- Treubaria setigera* (Arch.) G.M. Sm.
Dim. : 15 μm de diamètre (fig. 851)
St. 26, 29

Radiococcacées

- Radiococcus nimbatus* (De Wild.) Schmidle
Dim. : 6-7 μm de diamètre (fig. 813)
St. 26

Micratiaciées

- Golenkinia* cf. *brevispina* Kors.
Dim. : cellules de 10 μm de diamètre; épine de 11 μm (fig. 797)
St. 26

Dictyosphaeriacées

Dimorphococcus lunatus A.Br.

Dim. 11-13 x 4-6 μm (fig. 794)

St. 26, 27, 28

Dictyosphaerium pulchellum Wood

Dim. : cellules de 5-7 μm de diamètre (fig. 793)

St. 26, 27, 28

Scenedesmées

Coelastrum cf. *cruciatum* Schmidle

Dim. : cellules de 5 μm de diamètre

St. 26

Coelastrum microporum Naeg.

Dim. : Cellules de 6 μm de diamètre (fig. 792)

St. 26

Enallax sp.

Dim. : 25 x 20 μm (fig. 795)

St. 5

Scenedesmus aculeolatus Reinsch

Dim. : 11-19 x 5-6 μm (fig. 821-822)

St. 34

Scenedesmus acuminatus (Lagerh.) Chod.

Dim. : 19-20 x 5 μm (fig. 823)

St. 17, 18

Scenedesmus acutiformis Schroed.

Dim. : 12 x 5 μm (fig. 824)

St. 17

Scenedesmus acutus Meyen

Dim. : 11-19 x 3,5-5 μm (fig. 825-826)

St. 5, 17, 18, 19, 26, 28, 34

Scenedesmus bicaudatus Dedus

Dim. : 7-8 x 2,5-4 μm (fig. 827-828)

St. 5, 17

Scenedesmus brevispina (G.M. Sm.) Chod.

Dim. : 10 x 5 μm (fig. 829)

St. 34

Scenedesmus dimorphus (Turp.) Kütz.

Dim. : 13,5-19 x 3,5-5 μm (fig. 830-832)

St. 5, 18

Scenedesmus disciformis (Chod.) Fott & Kom.

Dim. : 7-10 x 4-7 μm (fig. 835)

St. 5, 26, 31

Scenedesmus ecornis (Ehr.) Chod.

Dim. : 9 x 2,5 μm (fig. 835)

St. 29

Scenedesmus obliquus (Turp.) Kütz.

Dim. : 7,5-15 x 2,5-4,5 μm (fig. 836-837)

St. 26, 28

Scenedesmus obtusus MeyenDim. : 7,5-10 x 4-5 μm (fig. 838-839)

St. 18, 26, 27, 28, 33

Scenedesmus quadricauda (Turp.) Bréb.Dim. : 6,5-16 x 2,5-5,5 μm (fig. 840-841)

St. 5, 17, 18, 30

Scenedesmus cf. *simulagineus* Hortob.Dim. : 5 x 3,5 μm (fig. 842)

St. 28

Tetrastrum komarekii Hind.Dim. : cellules de 3 μm de diamètre; coenobe de 8 μm de diamètre (fig. 850)

St. 18, 28

Hydrodictyacées*Pediastrum duplex* Meyen

Colonies de 8-16 cellules ; formes variables (fig. 815-817)

St. 5, 19

Pediastrum tetras (Ehr.) Ralfs var. *tetras*Colonies de 8-16 cellules; diam. cell. 2,5-10 μm (fig. 818-819)

St. 18, 19, 21, 26, 27, 28, 32, 34

Pediastrum tetras var. *tetraedon* (Corda) <Rabh.Colonies de 15,5 μm de diamètre (fig. 820)

St. 26, 28

Sorastrum americanum (Bohlin) SchmidleDim. : cellules de 10 μm de diamètre sans épines et de 8 μm de large; épines de 10 μm de long

St. 26, 29, 34

Sorastrum spinulosum Naeg.Dim. : cellules à épines de 4 μm de long (fig. 814)

St. 19, 26, 29

Coccomyxacées*Keratococcus suecicus* Hind.Dim. : 80 x 2,5 μm (fig. 798)

St. 16

ULOTRICHOPHYCÉES**Cylindrocapsacées***Cylindrocapsa conferta* W. WestDim. : 19 x 12,5 μm (fig. 852)

St. 28

Microsporacées*Microspora* cf. *tumidula* HazenDim. : cellule de 8 x 7 μm (fig. 853)

St. 25

Chaetophoracées

Microthamnion kuetzingianum Naeg.

Thalle ramifié, cellule de base de 4 µm de diam. (fig. 854)

St. 20

Stigeoclonium sp.

Cellules plus longues que larges; filaments ramifiés (fig. 855)

St. 28

Oedogoniacées

Bulbochaete sp.

Thalle ramifié, oogone de 15 µm de diamètre (fig. 866)

St. 28

Oedogonium arcyosporum Nordst & Hirn

Cellule vég. de 17 µm de diam.; oogone de 50 x 60 µm (fig. 856)

St. 28

Oedogonium areolatum Lagerh. ex Hirn

Cellule vég. de 22-25 µm de diam.; oogone de 69 x 50 µm (fig. 857)

St. 28

Oedogonium bengalense Hirn

Cellule vég. de 20-25 µm de diam.; oogone de 45-47 x 60 µm ; mâle nain de 8 x 7 µm (fig. 858)

St. 28

Oedogonium cf. *crenulatocostatum* Wittrock ex Hirn

Cellule vég. de 25 µm de diam.; oogone de 69 x 58 µm ; anthéridies: 17 x 20 µm (fig. 860-861)

St. 28

Oedogonium hians var. *megasporum* Jao

Cellules de 22 µm de diam.; oogone de 49 µm de diam. ; mâle nain de 39 x 12,5 µm (fig. 859)

St. 28

Oedogonium howardii G.S.West ex Hirn

Cellules vég. de 10 µm de diam.; oogone de 32 x 35 µm (fig. 862)

St. 28

Oedogonium mitratum Hirn

Cellules vég. de 4-6 µm de diam.; oogone de 24 x 29 µm (fig. 863)

St. 28

Oedogonium pusillum Kirchn. ex Hirn

Cellules de 3-4 µm de diam.; oogone de 12,5 x 12,5 µm (fig. 864)

St. 28

Oedogonium sp.

Cellules de 1,25 µm de diam.; oogone de 7,5 µm de diam. (fig. 865)

St. 26, 27, 29

ZYGOPHYCÉES**Zygnematacées**

Mougeotia cf. *cylindrospora* Gauthier-Lièvre

Cellule vég. de 12,5 µm de diam.; zygosporé de 30 x 17 µm (fig. 867-868)

St. 26, 28

- Mougeotia laetivirens* (A.Br.) Wittrock
Cellules vég. de 25 μm de diam.; zygospores de 44-50 x 40-42 μm
(fig. 869-870)
St. 28
- Mougeotia opelousensis* Taft
Cellule vég. de 27,5 μm de diam.; zygospore de 50 x 30 μm (fig. 871)
St. 28
- Spirogyra hyalina* Cl.
Cellules vég. de 93 x 60 μm ; zygospores de 70-75 x 50 μm (fig. 872)
St. 28
- Spirogyra juergensii* Kütz.
Cellules vég. de 70 x 30 μm ; zygospore de 47-50 x 30 μm (fig. 873)
St. 28
- Spirogyra longata* (Vauch.) Kütz.
Cellules vég. de 105 x 26 μm ; zygospores de 57,5 x 35 μm (fig. 874)
St. 26, 28
- Spirogyra* cf. *majuscula* Kütz.
Cellules vég. de 80 x 57,5 μm ; zygospores de 68 x 48 μm (fig. 875)
St. 28
- Spirogyra* cf. *mirabilis* (Hass.) Kütz.
Cellules vég. de 25 μm de diam.; zygospores de 42,5 x 25 μm (fig. 876)
St. 28
- Spirogyra polymorpha* Kirchn.
Cellules vég. de 23 μm de diam.; zygospores de 25 x 22,5 μm (fig. 877)
St. 28
- Spirogyra reflexa* Trans.
Cellules vég. de 30 μm de diam.; zygospores de 77-85 x 43 μm (fig. 878)
St. 25

Mésotaeniacées

- Gonatozygon monotaenium* var. *pilosellum* Nordst
Dim. : 115-118 x 10 μm (fig. 879-880)
St. 18, 19, 25, 26, 28

Desmidiacées

- Actinotaenium curtum* (Bréb.) Teil. ex Ruz. & Pouz.
Dim. : 39 x 21 μm (fig. 881)
St. 25, 28, 34
- Closterium* cf. *abruptum* var. *africanum* Fritsch & Rich
Dim. : 180 x 25 μm ; apex 7,5 μm (fig. 882)
St. 25
- Closterium abruptum* var. *brevius* W. West
Dim. : 66-96 x 10-11 μm ; apex 3-4 μm (fig. 883)
St. 25, 26, 27, 28
- Closterium aciculare* T. West
Dim. : 510 x 6,5 μm ; apex 3 μm (fig. 884-885)
St. 21, 26

- Closterium cynthia* De Not. var. *cynthia*
Dim. 138 x 17 μm ; apex 3-5 μm (fig. 886)
St. 25, 26, 28
- Closterium cynthia* var. *latum* Schmidle
Dim. : 146 x 26 μm ; apex 7 μm (fig. 887)
St. 32
- Closterium diana*e Ehr. ex Ralfs var. *diana*e
Dim. : 158-241 x 19-20 μm ; apex 2,5-4 μm (fig. 888-890)
St. 25, 26, 27, 28, 32, 34
- Closterium diana*e var. *pseudodiana*e (Roy.) W. Krieg.
Dim. : 178 x 12,5 μm ; apex 2 μm (fig. 891)
St. 22
- Closterium ehrenbergii* Menegh. ex Ralfs var. *ehrenbergii*
Dim. : 480 x 72 μm ; apex 10 μm (fig. 892)
St. 25, 26, 28, 32
- Closterium ehrenbergii* var. *malinvernianum* (De Not) Rab.
Dim. : 285 x 30 μm ; apex 5-6 μm (fig. 893)
St. 26, 28
- Closterium gracile* Bréb. ex Ralfs var. *gracile*
Dim. : 125-142 x 4-5 μm ; apex 1,25 μm (fig. 894-895)
St. 18, 21, 23, 25, 26, 28, 31, 32
- Closterium gracile* var. *tenue* (Lemm.) W. & G.S. West
Dim. : 60 x 2,5 μm ; apex 1 μm (fig. 896)
St. 28
- Closterium idiosporum* West & West
Dim. : 168-184 x 5-7 μm ; apex 2 μm (fig. 897-898)
St. 21, 25, 26, 28, 30
- Closterium jenneri* Ralfs
Dim. : 69-97 x 8-9 μm ; apex 2,5 μm (fig. 899-900)
St. 19, 26, 28
- Closterium kützingii* Bréb. ex Ralfs
Dim. : 260-346 x 10-14 μm ; apex 1,5 μm (fig. 901-902)
St. 21, 25, 26, 28, 31, 32
- Closterium lanceolatum* Kütz. ex Ralfs
Dim. : 250 x 40 μm ; apex 7,5 μm (fig. 903)
St. 24, 26, 34
- Closterium leibleinii* Kütz. ex Ralfs
Dim. : 175-210 x 26-35 μm ; apex 6 μm (fig. 904-905)
St. 5, 22, 25, 26, 28, 31, 32, 34
- Closterium lineatum* Ehr. ex Ralfs
Dim. : 341-860 x 18-43 μm ; apex 6 μm (fig. 906-908)
St. 22, 26, 28
- Closterium lunula* var. *maximum* Borge
Dim. : 617 x 196 μm ; apex 20 μm (fig. 909)
St. 34
- Closterium macilentum* Bréb. ex Ralfs
Dim. : 470 x 12,5 μm ; apex 5 μm (fig. 910)
St. 28
- Closterium moniliferum* f. *giganteum* Först
Dim. : 472 x 87,5 μm ; apex 10 μm (fig. 911)
St. 26, 28

- Closterium navicula* (Bréb.) Lütkem.
Dim. : 44 x 12,5µm; apex 5 µm (fig. 912)
St. 25
- Closterium nematodes* var. *tumidum* G.S. West
Dim. : 130-138 x 19-25 µm; apex 4 µm (fig. 913)
St. 26
- Closterium nordstedtii* Chod.
Dim. : 252 x 10 µm ; apex 2,5 µm (fig. 914)
St. 26, 31
- Closterium parvulum* Naeg.
Dim. : 63-99 x 9-11 µm ; apex 2 µm (fig. 915-916)
St. 25, 28
- Closterium ralfsii* var. *gracilius* (Mask.) W. Krieg.
Dim. : 303 x 20 µm ; apex 5 µm (fig. 917)
St. 28
- Closterium ralfsii* var. *hybridum* Rabh.
Dim. 400-710 x 23-56 µm ; apex 6-10 µm (fig. 918-919)
St. 26, 28, 32
- Closterium striolatum* Ehr. ex Ralfs
Dim. : 282-297 x 25-27 µm; apex 5 µm (fig. 920-921)
St. 25, 28, 31
- Closterium toxon* West
Dim. : 145 x 7,5 µm; apex 3 µm (fig. 922)
St. 21
- Closterium tumidum* Johnson var. *tumidum*
Dim. : 66 x 10,5 µm; apex 3 µm (fig. 923)
St. 26
- Closterium tumidum* var. *nylandicum* Grönbl.
Dim. : 97,5 x 6,5 µm ; apex 1,5 µm (fig. 924)
St. 32
- Closterium venus* Kütz. ex Ralfs
Dim. : 54 x 9 µm ; apex 1,5 µm (fig. 925)
St. 25, 26, 32, 34
- Cosmarium abbreviatum* f. *minus* (West & West) Krieg. & Gerl.
Dim. : 11 x 10,5 µm; isthme 2,5 µm (fig. 926)
St. 19, 28
- Cosmarium* cf. *alatum* Kirchn.
Dim. : 32,5 x 31 µm; isthme 10,5 µm (fig. 927)
St. 29, 32
- Cosmarium amoenum* var. *tumidum* Wolle
Dim. : 39 x 19 µm; isthme 16 µm (fig. 928)
St. 28
- Cosmarium angulosum* (Rabh.) W. & G.S. West
Dim. : 13 x 8 µm; isthme 6,5 µm (fig. 929)
St. 19, 26
- Cosmarium asphaerosporum* Nordst. var. *asphaerosporum*
Dim. : 14 x 12,5 µm; isthme 7,5 µm (fig. 930)
St. 5, 25, 26
- Cosmarium asphaerosporum* var. *strigosum* Nordst.
Dim. : 13 x 10 µm; isthme 3,8 µm (fig. 931)
St. 28

- Cosmarium binum* Nordst.
Dim. : 64-66 x 44-48 μm ; isthme 20 μm (fig. 932-933)
St. 28, 32
- Cosmarium bireme* var. *barbadense* G.S. West
Dim. : 11 x 11 μm ; isthme 3 μm (fig. 934)
St. 26, 28
- Cosmarium candianum* Delp.
Dim. : 51 x 45 μm ; isthme 20 μm (fig. 935)
St. 25, 32, 33, 34
- Cosmarium connatum* Bréb. ex Ralfs
Dim. : 64 x 51 μm ; isthme 36 μm (fig. 936)
St. 31, 34
- Cosmarium contractum* Kirchn.
Dim. : 27-30 x 19-21 μm ; isthme 9 μm (fig. 937)
St. 25, 26, 28, 29
- Cosmarium decoratum* f. *major* Bourr.
Dim. : 102-130 x 60-80 μm ; isthme 37-41 μm (fig. 939)
St. 25, 26, 27, 28, 29, 34
- Cosmarium depressum* (Naeg.) Lundell
Dim. : 25-30 x 25-30 μm ; isthme 6-8,5 μm (fig. 940)
St. 25, 26, 27, 28, 32
- Cosmarium garollense* Roy & Bisset
Dim. : 36 x 32,5 μm ; isthme 10 μm (fig. 941)
St. 28
- Cosmarium granatum* var. *delpontei* Gutw.
Dim. : 29 x 19 μm ; isthme 5 μm (fig. 942)
St. 32
- Cosmarium hammeri* var. *protuberans* West & West
Dim. : 34 x 27,5 μm ; isthme 7 μm (fig. 943)
St. 29
- Cosmarium impressulum* Elfving
Dim. : 20,5 x 12,5 μm ; isthme 5,5 μm (fig. 944)
St. 25
- Cosmarium margaritifera* (Turp.) Ralfs
Dim. : 47 x 40 μm ; isthme 14 μm (fig. 938)
St. 28
- Cosmarium meneghinii* Bréb. ex Ralfs
Dim. : 18 x 14 μm ; isthme 4 μm (fig. 945)
St. 25, 26, 31
- Cosmarium minimum* West & West
Dim. : 10,5 x 10 μm ; isthme 1,2 μm (fig. 946)
St. 28
- Cosmarium moniliforme* (Turp.) Ralfs
Dim. 29,5 x 20 μm ; isthme 6,5 μm
St. 26,28
- Cosmarium obsoletum* (Hantzsch) Reinsch
Dim. : 44 x 48 μm ; isthme 15,5 μm (fig. 947)
St. 18, 26, 27, 28, 29, 34
- Cosmarium pachydermum* var. *minus* Nordst.
Dim. : 65,5-72,5 x 52-57 μm ; isthme 26 μm (fig. 948)
St. 25, 26

- Cosmarium phaseolus* var. *elevatum* Nordst.
Dim. : 25 x 25 μm ; isthme 10 μm (fig. 949)
St. 25,26
- Cosmarium quadratum* var. *aplanatum* Insam & Krieger
Dim. : 16 x 11 μm ; isthme 3 μm (fig. 950)
St. 27
- Cosmarium quadrum* var. *minus* Nordst.
Dim. : 51 x 45 μm ; isthme 15 μm (fig. 951)
St. 28, 34
- Cosmarium regnellii* Wille var. *regnellii*
Dim. : 16,5 x 13 μm ; isthme 4 μm (fig. 952)
St. 5, 19, 26, 28, 29
- Cosmarium regnellii* var. *minimum* Eichl. & Gutw.
Dim. : 11,5 x 11 μm ; isthme 5 μm (fig. 953)
St. 25, 26, 28
- Cosmarium regnesi* Reinsch
Dim. : 11 x 9 μm ; isthme 5 μm (fig. 954)
St. 26, 28
- Cosmarium retusifforme* (Wille) GutW. var. *retusifforme*
Dim. : 15 x 11 μm ; isthme 4 μm (fig. 955)
St. 25
- Cosmarium retusifforme* var. *incrassatum* Gutw.
Dim. 24 x 21,5 μm ; isthme 8 μm (fig. 956)
St. 25
- Cosmarium sphagnicolum* West & West
Dim. : 7 x 7 μm ; isthme 4 μm (fig. 957)
St. 28
- Cosmarium subimpresulum* Borge
Dim. : 25,5 x 23 μm ; isthme 6 μm (fig. 958)
St. 25, 32
- Cosmarium sublateriundulatum* West & West
Dim. : 41 x 37 μm ; isthme 12 μm (fig. 959)
St. 28
- Cosmarium undulatum* Corda ex Ralfs
Dim. : 59 x 44 μm ; isthme 20 μm (fig. 960)
St. 25
- Euastrum bidentatum* Naeg.
Dim. : 42 x 26 μm ; isthme 8 μm (fig. 963)
St; 28, 34
- Euastrum binale* (Turp.) Ehr. ex Ralfs var. *binale*
Dim. : 14 x 12,5 μm ; isthme 4 μm (fig. 961)
St. 28
- Euastrum binale* var. *sectum* Turn.
Dim. : 24 x 15 μm ; isthme 4 μm (fig. 962)
St. 22, 25, 28
- Euastrum dubium* var. *tropicum* (West & West) Krieger
Dim. : 36 x 22,5 μm ; isthme 5 μm (fig. 965)
St. 34
- Euastrum elegans* (Bréb.) ex Ralfs
Dim. : 28 x 21 μm ; isthme 4 μm (fig. 964)
St. 28

Euastrum platycerum Reinsch

Dim. : 43 x 35-38 μm ; isthme 9 μm (fig. 966)

St. 28, 34

Euastrum sphyroides Nordst.

Dim. : 49 x 39 μm sans épines; 42 μm avec épines; isthme 9 μm (fig. 967)

St. 28

Euastrum spinulosum Delp.

Dim. : 52 x 46-50 μm ; isthme 13,5 μm (fig. 969) . La fig. n° 968 représente une forme intermédiaire entre *E. sphyroides* et *E. spinulosum*

St. 32, 34

Hyalotheca dissiliens (Sm.) Bréb.

Dim. : 8 x 15,5 μm (fig. 970)

St. 25, 26, 28, 31, 34

Micrasterias crux-melitensis f. *evoluta* Turn.

Dim. : 92,5 x 101 μm ; isthme 15 μm (fig. 971)

St. : 25,26

Micrasterias mahabureshwariensis Hobson

Dim. : 150 x 98 μm ; isthme 25 μm

St. 28, 34

Micrasterias radians Turn.

Dim. : 111 x 105 μm ; isthme 15 μm (fig. 972). Cette espèce ressemble à la précédente mais en diffère par les incisions plus largement ouvertes

St. 26

Micrasterias rotata f. *evoluta* Turn.

Dim. : 227,5 x 206 μm ; isthme 26 μm (fig. 973)

St. 32

Micrasterias truncata var. *pusilla* G.S. West

Dim. : 52 x 59 μm ; isthme 15 μm (fig. 974)

St.31

Penium cylindrus var. *attenuatum* Racib.

Dim. : 70 x 20 μm (fig. 975)

St. 25

Penium margaritaceum (Ehr.) Bréb. ex Ralfs

Dim. : 107,5 x 17 μm (fig. 976)

St. 25

Pleurotaenium caldense Nordst.

Dim. : 522-600 x 26-32 μm (fig. 977-978)

St. 26, 28

Pleurotaenium ehrenbergii (Bréb.) De Bary var. *ehrenbergii*

Dim. : 381-470 x 20-26 μm ; apex 19 μm (fig. 979)

St. 25, 26, 27, 28

Pleurotaenium ehrenbergii var. *undulatum* Schaarschmidt

Dim. : 470-572 x 25-40 μm ; apex 25 μm (fig. 980-981)

St. 26, 28, 34

Pleurotaenium maximum (Reinsch) Lundell

Dim. : 990 x 60 μm ; apex 42 μm (fig. 983)

St. 5, 26, 34

Pleurotaenium ovatum Nordst.

Dim. : 290-313 x 72 μm ; apex 25 μm (fig. 984)

St. 25, 26, 28, 29, 32

Onychonema laeve Nordst.

Dim. : 16 x 24 μm (fig. 982)

St. 34

Spondylosium tetragonum W. West

Dim. : 9-10 x 8 μm (fig. 985)

St. 26, 28

Staurastrum erasum Bréb.

Dim. : 36 x 37 μm ; isthme 10 μm

St. 25

Staurastrum furcatum (Ehr.) Bréb.

Dim. : 40-42 x 33-37,5 μm ; isthme 15 μm (fig. 986)

St. 26, 28, 34

Staurastrum gladiosum Turn.

Dim. : 40 x 35 μm sans épines; 53 x 47 μm avec épines; isthme 16 μm (fig. 987)

St. 34

Staurastrum gracile Ralfs

Dim. : 27,5 x 46 μm ; isthme 7 μm

St. 26, 28, 34

Staurastrum hexacerum (Ehr.) Wittr.

Dim. : 23 x 29 μm avec épines; isthme 7,5 μm (fig. 988-989)

St. 28

Staurastrum cf. *minutissimum* var. *convexum* West & West

Dim. : 17,5-20 x 20-24 μm ; isthme 6 μm (fig. 990)

St. 26, 28

Staurastrum subtiliferum Roy & Bisset

Dim. : 24 x 21 μm sans épines; 29 x 29 μm avec épines (fig. 991)

St. 34

Xanthidium subtrilobum var. *inornatum* Skuja

Dim. : 73 x 68 μm ; isthme 15 μm (fig. 992)

St. 32

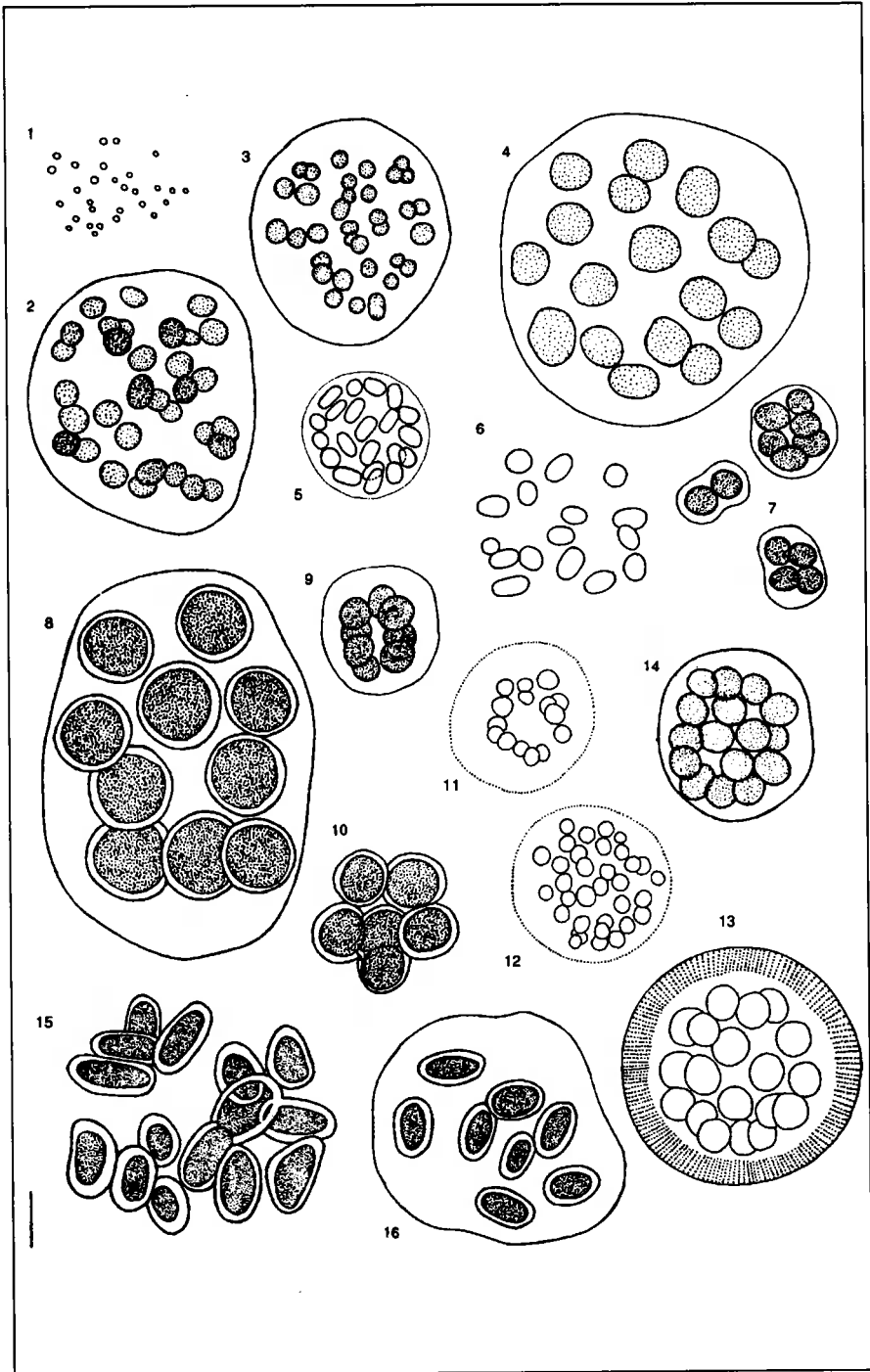


Planche 1

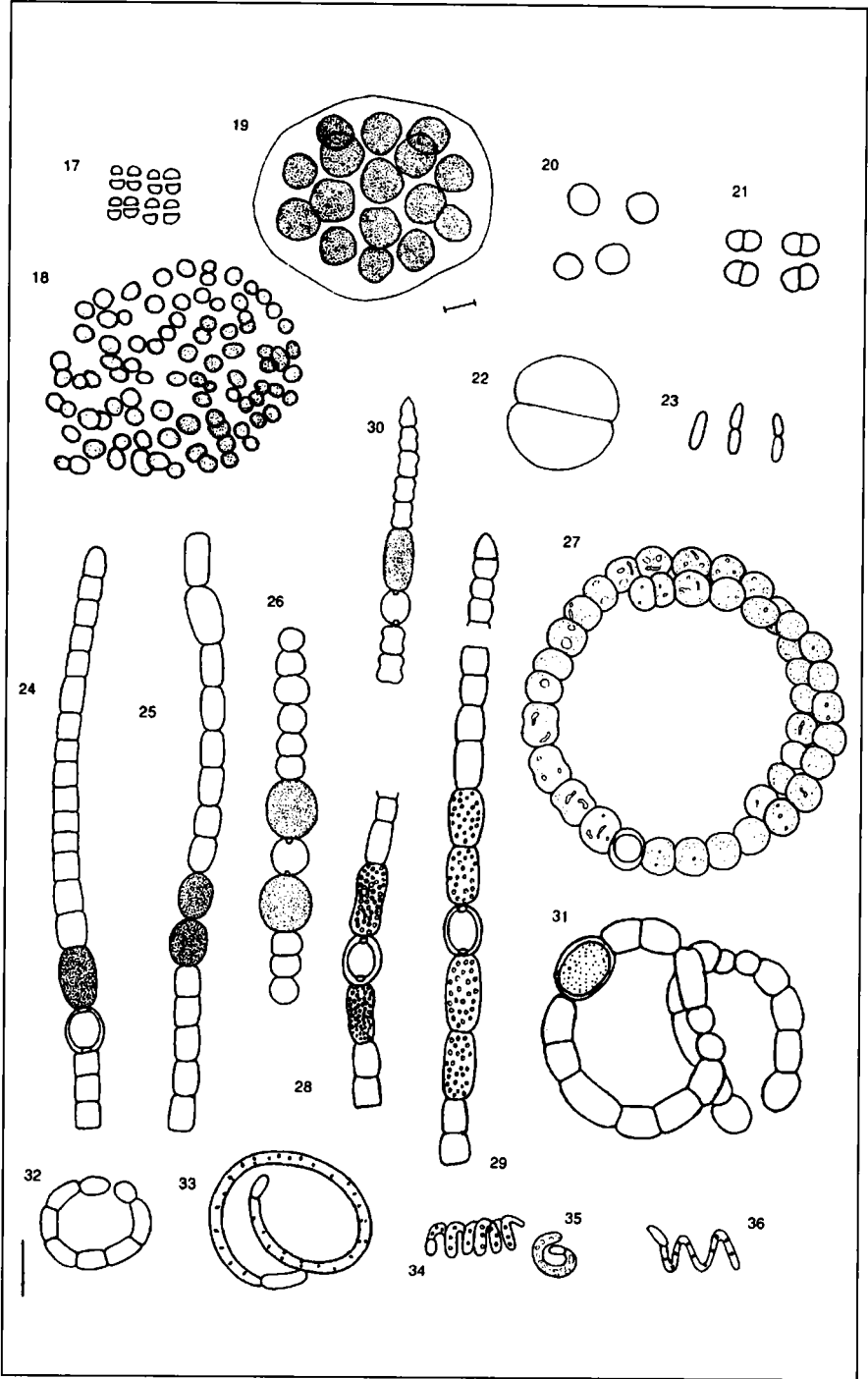


Planche 2

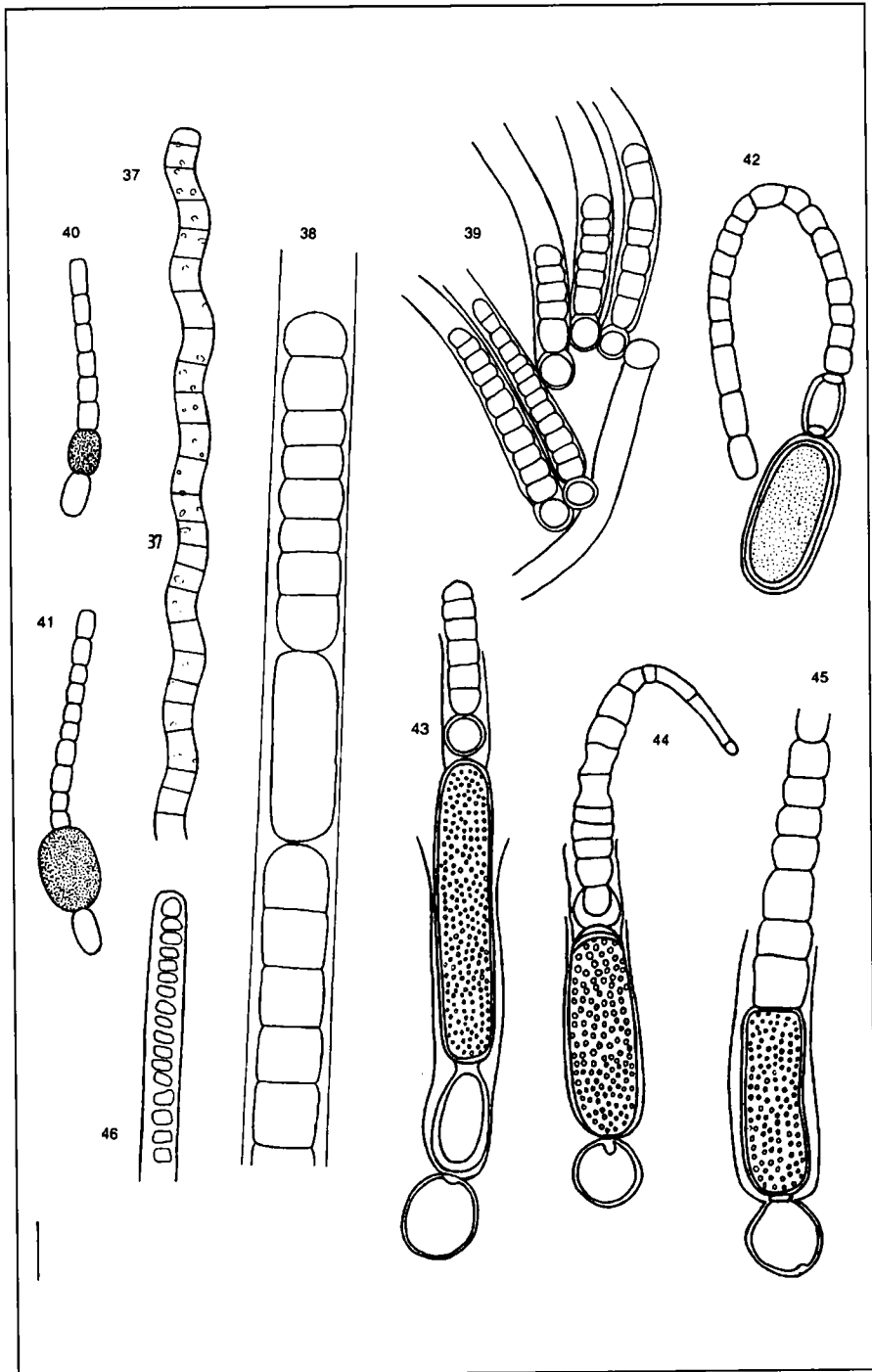


Planche 3

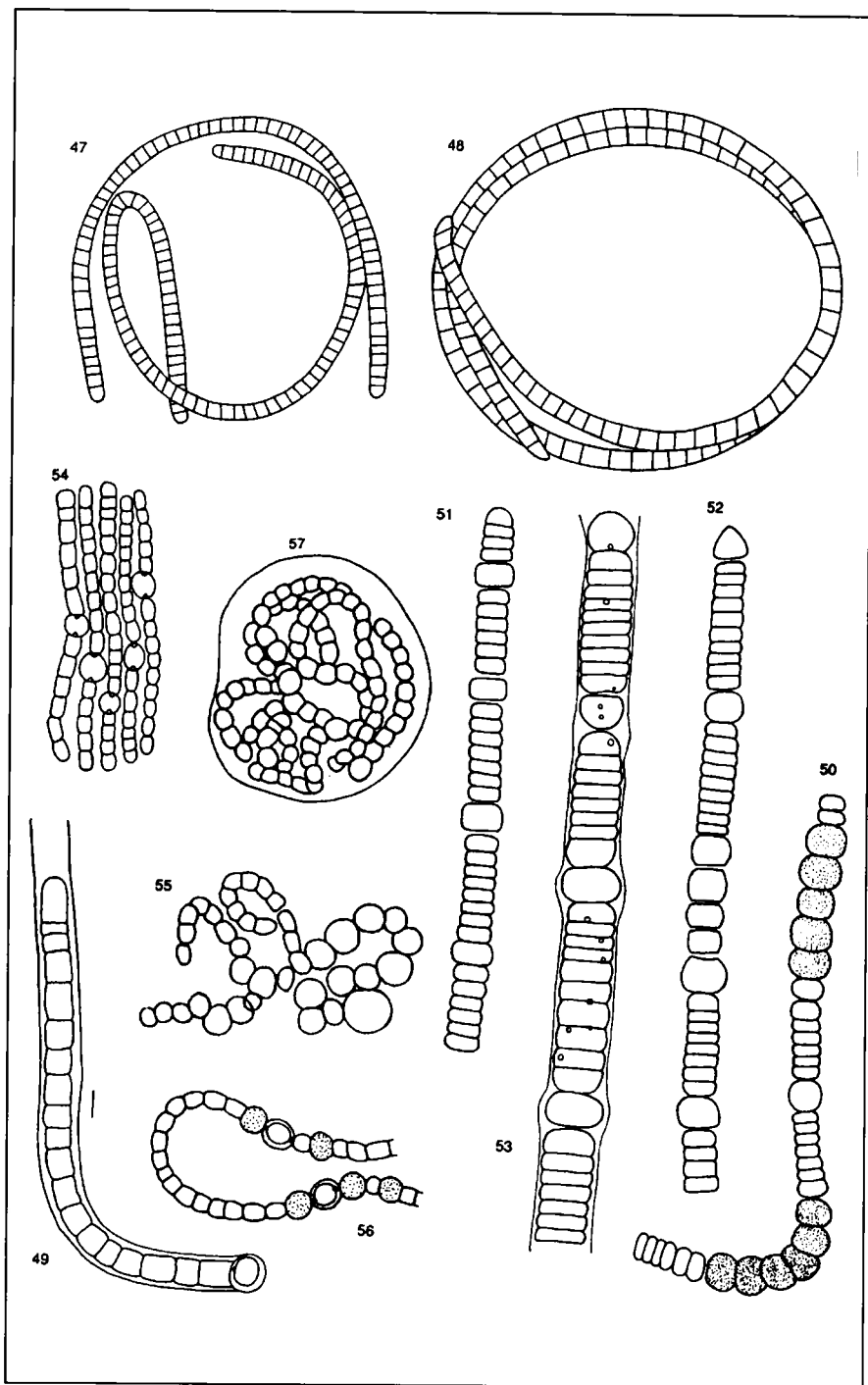


Planche 4

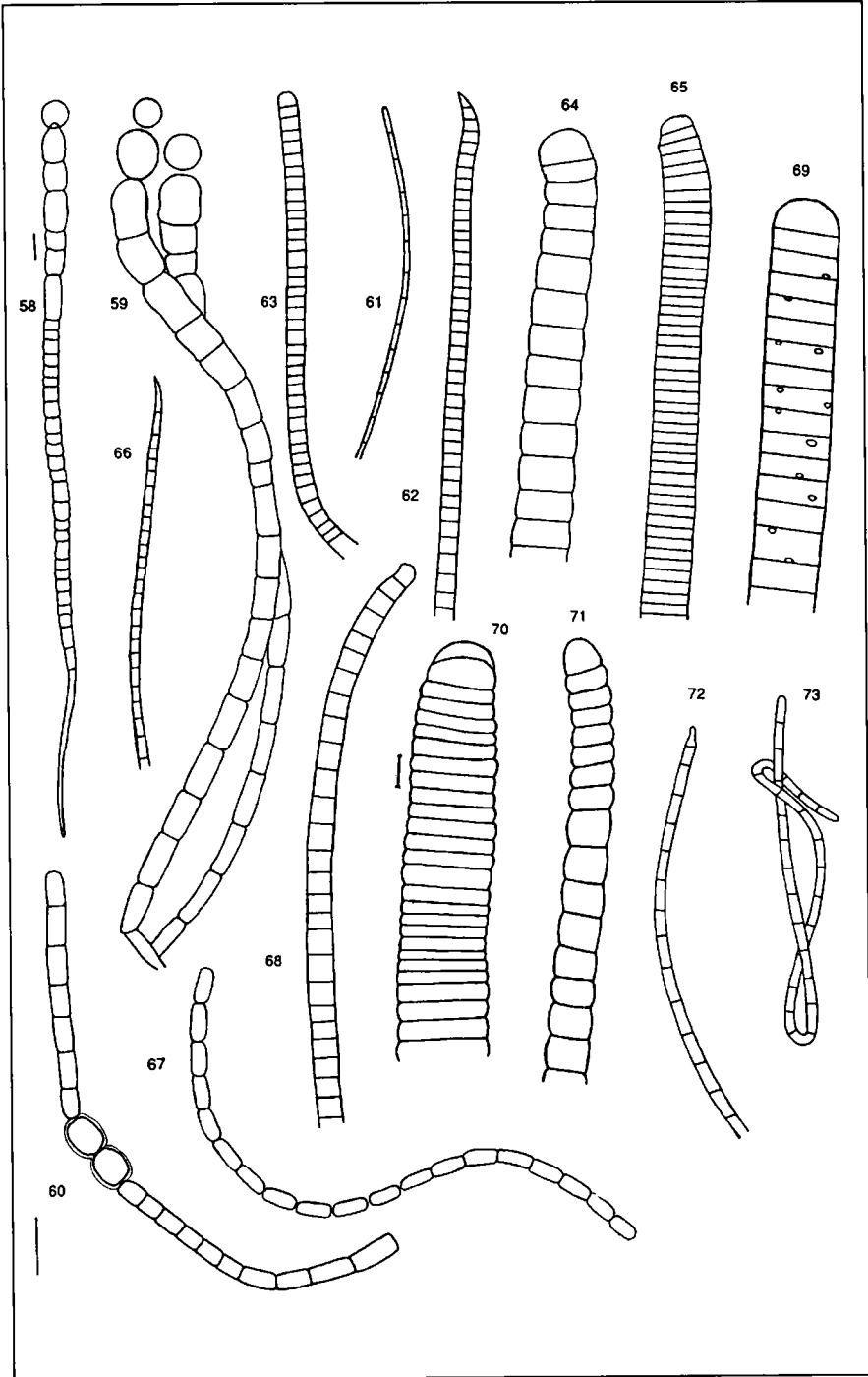


Planche 5

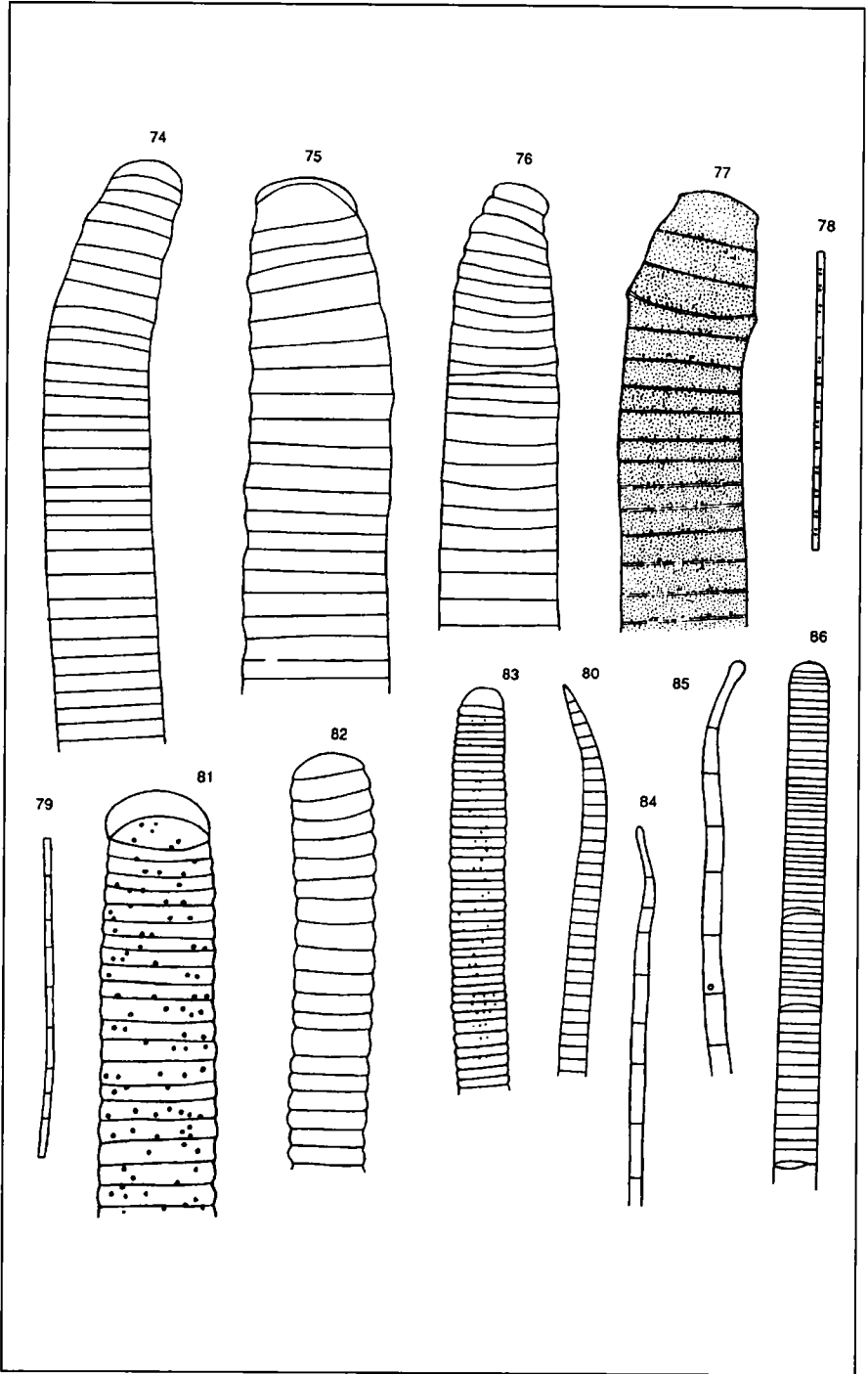


Planche 6

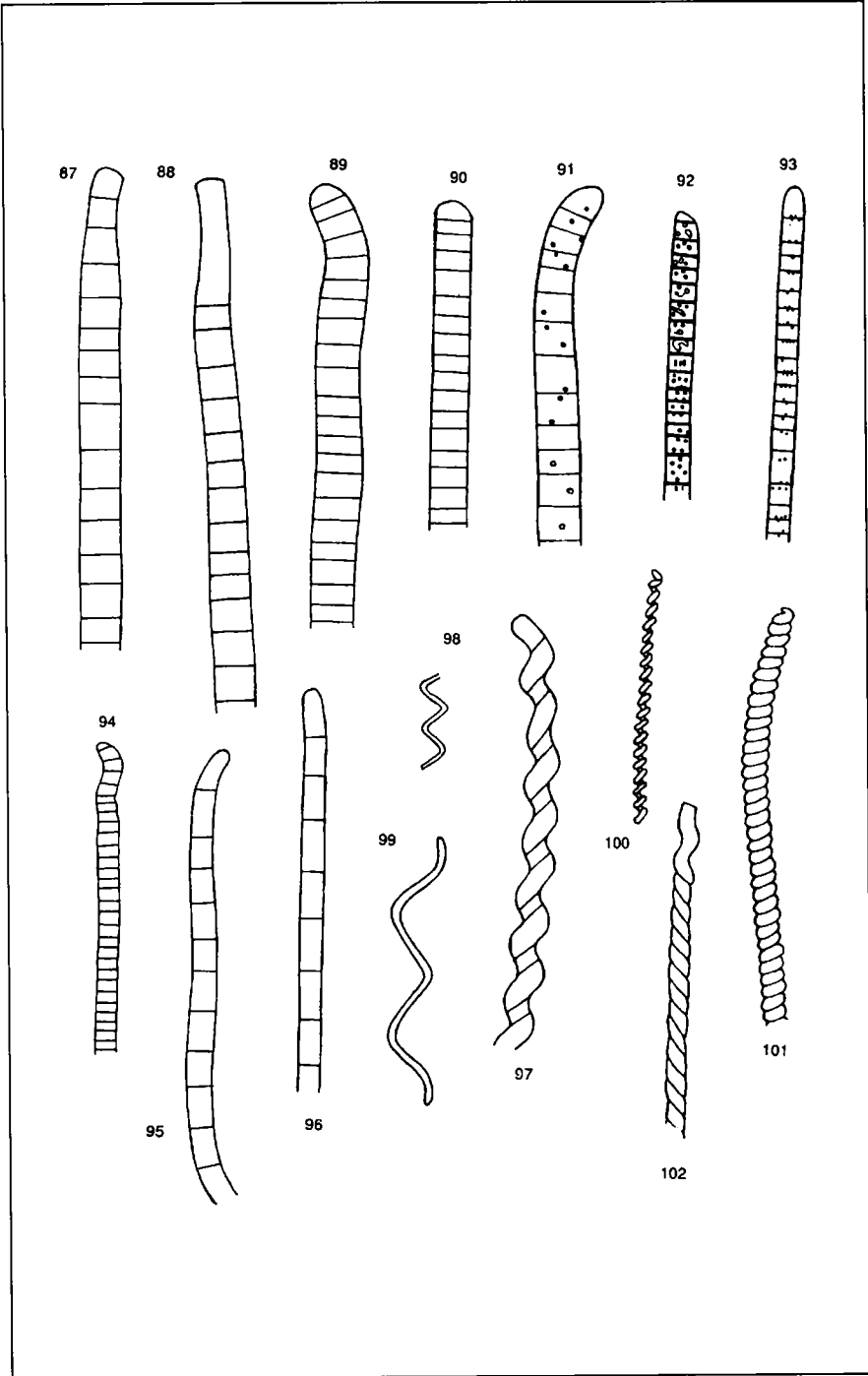


Planche 7

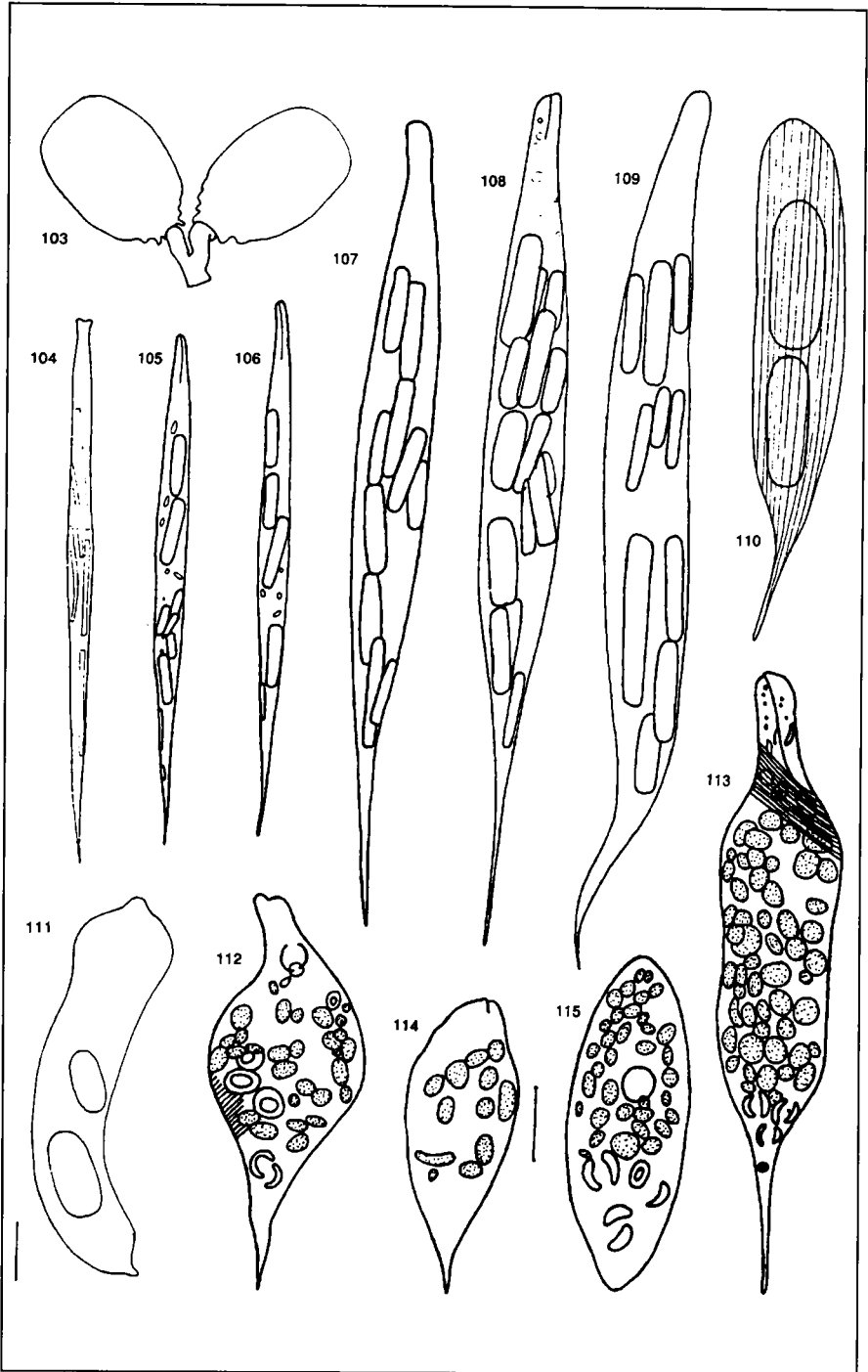


Planche 8

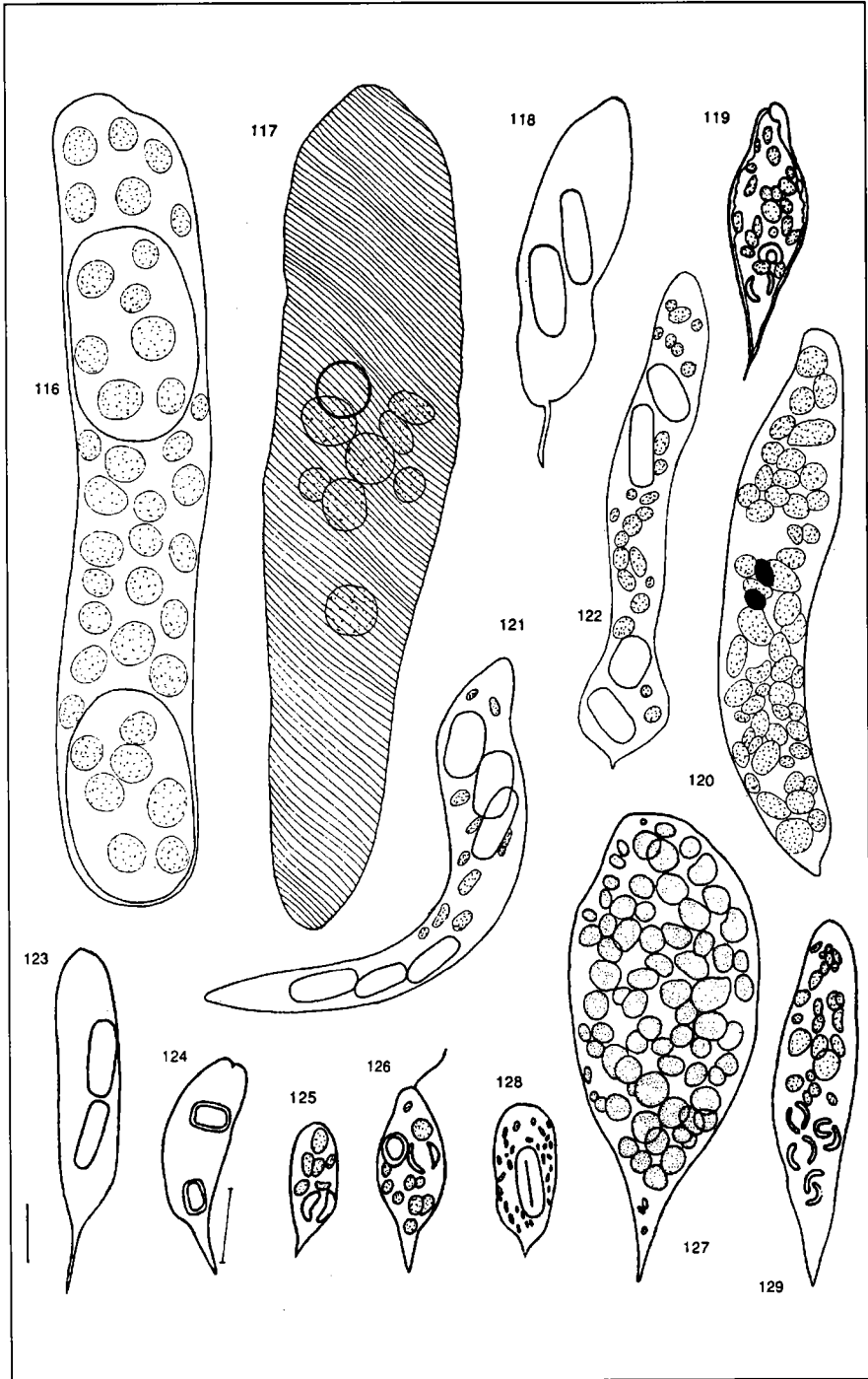


Planche 9

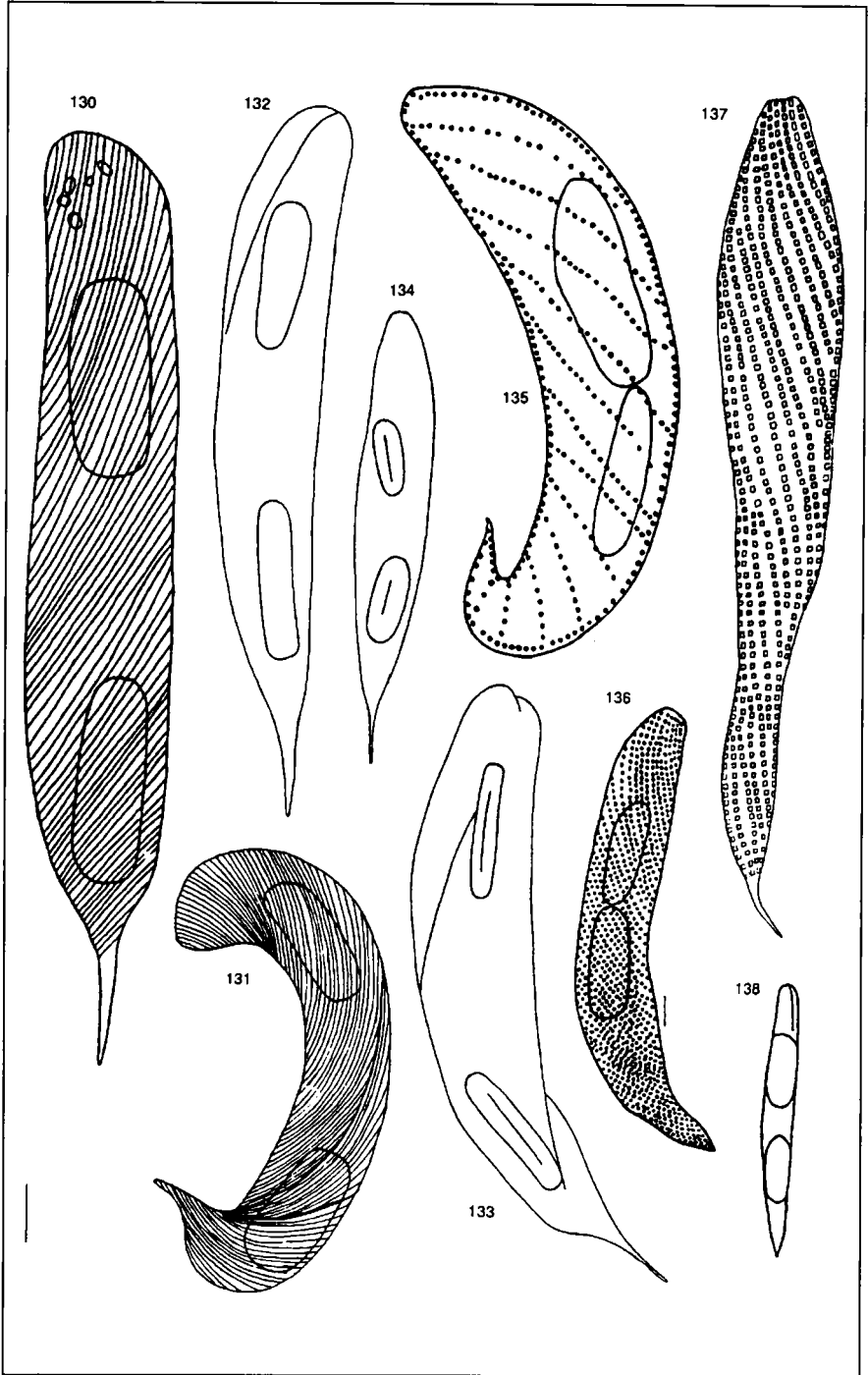


Planche 10

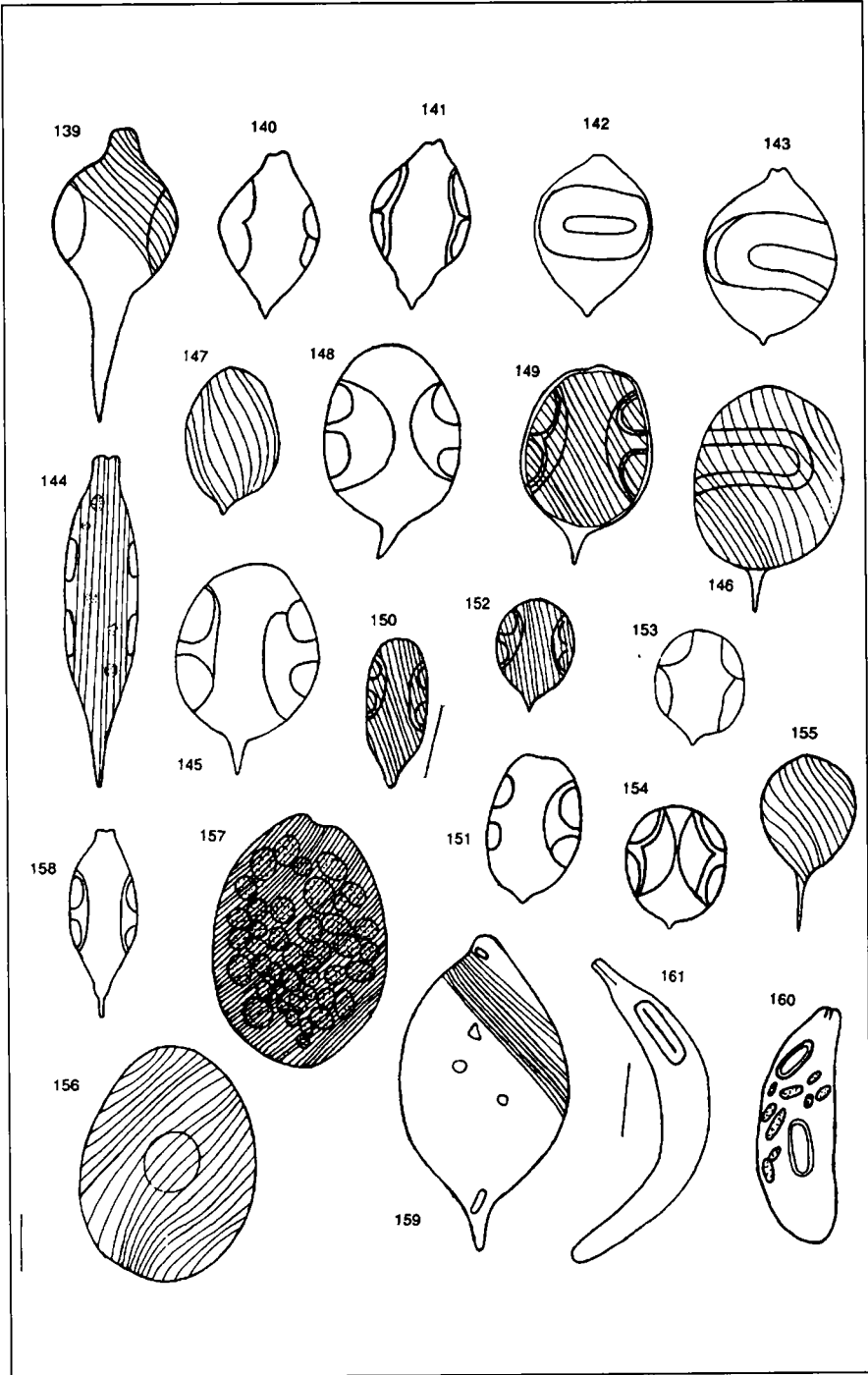


Planche 11

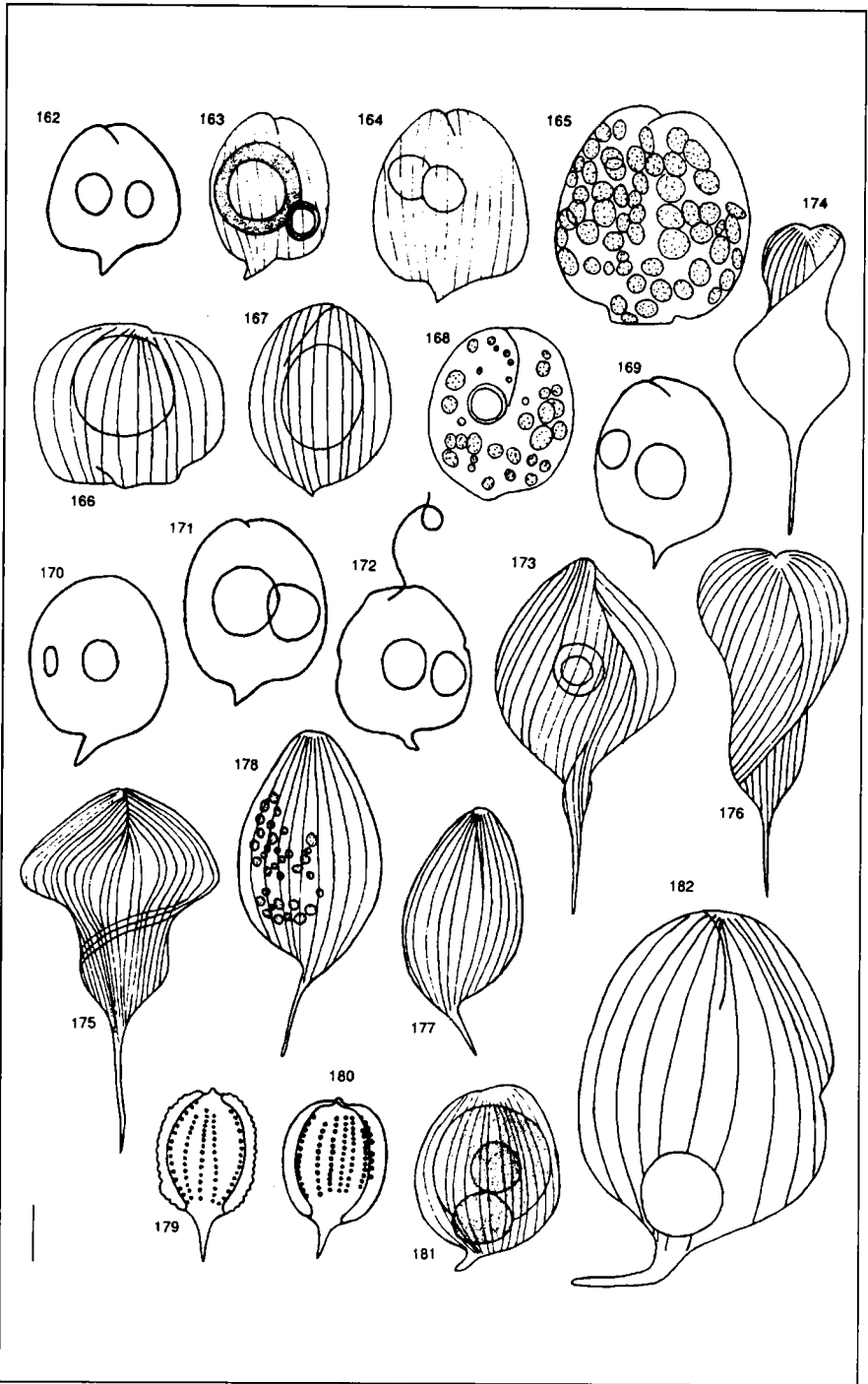


Planche 12

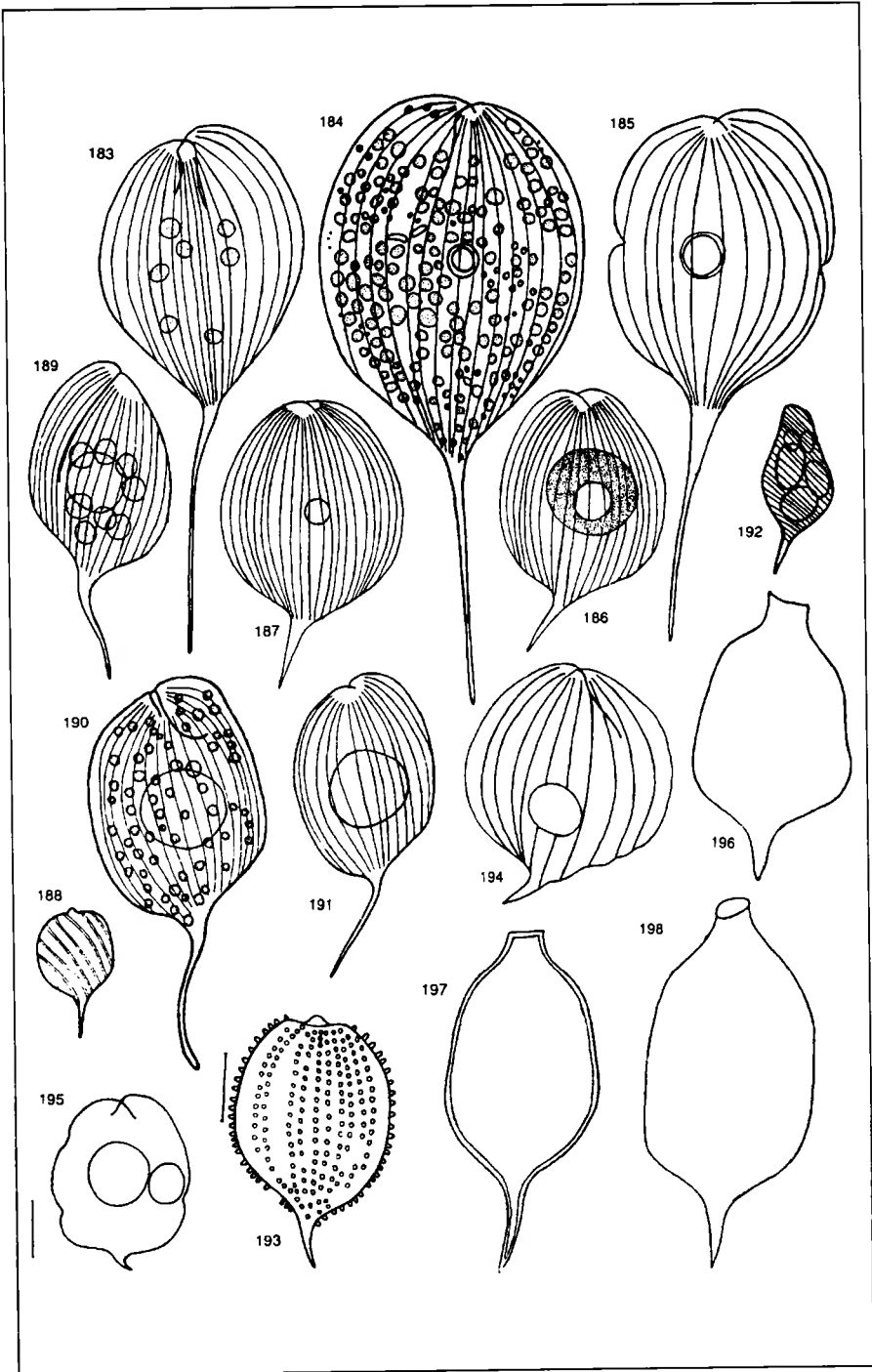


Planche 13

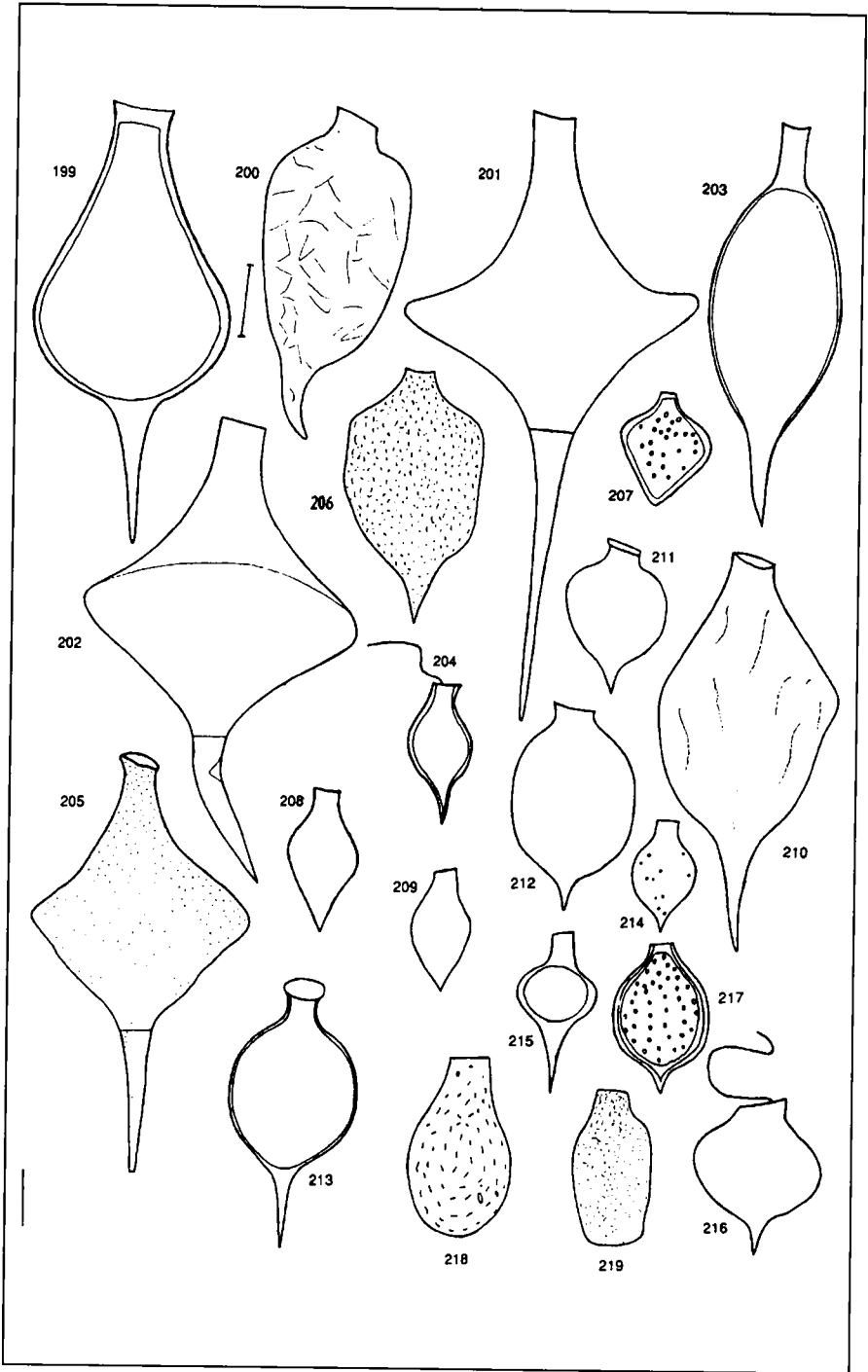


Planche 14

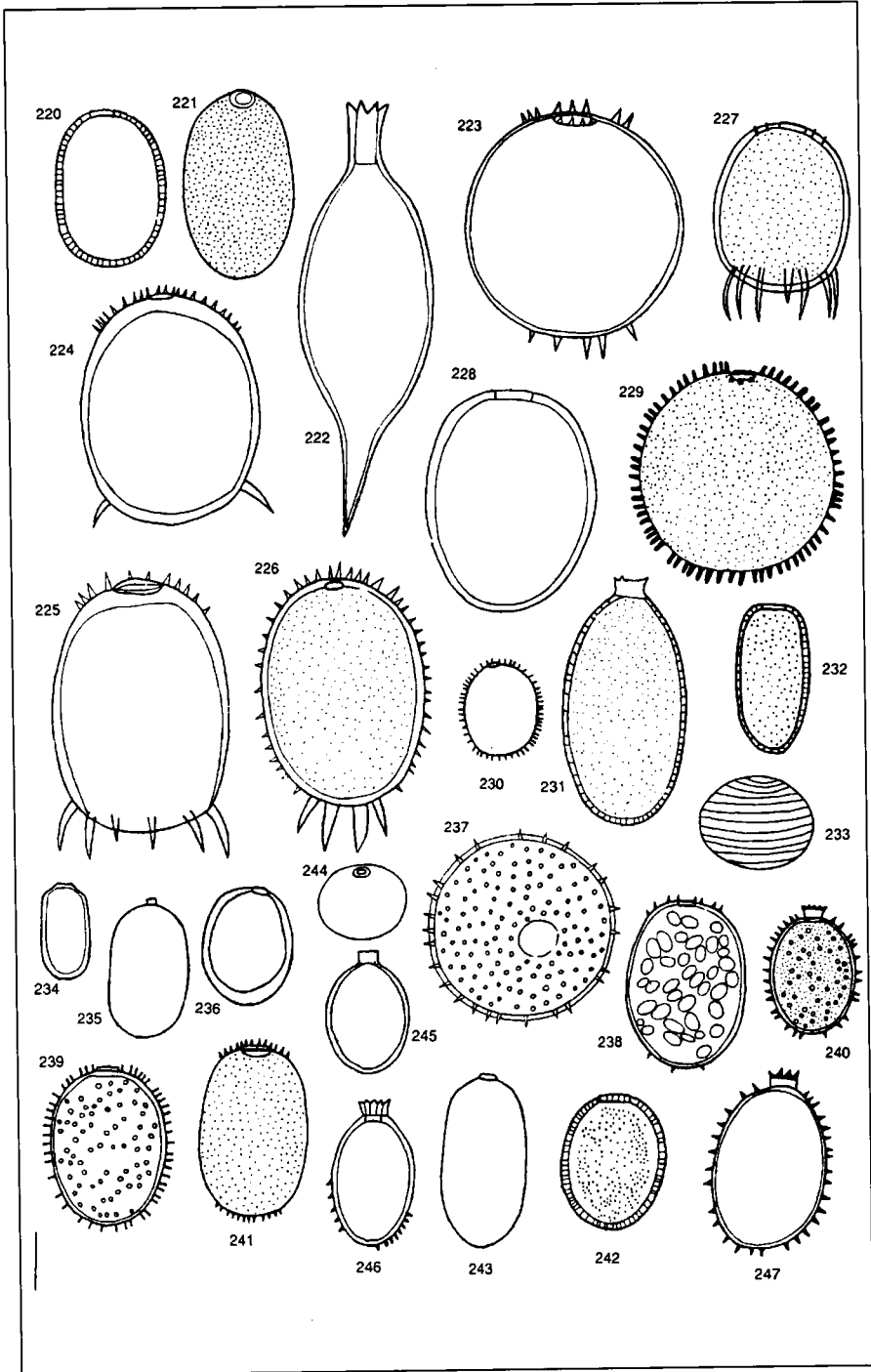


Planche 15

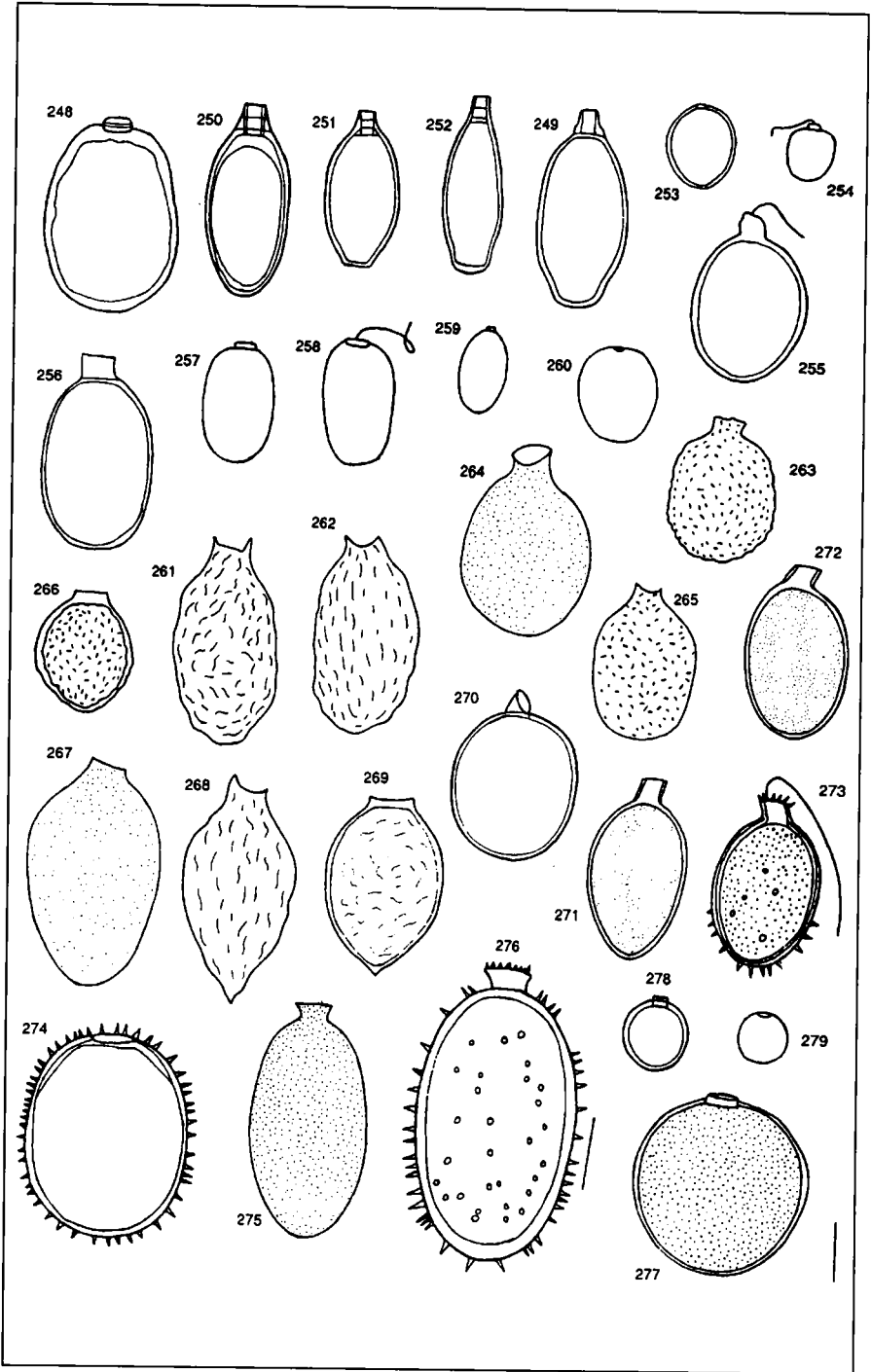


Planche 16

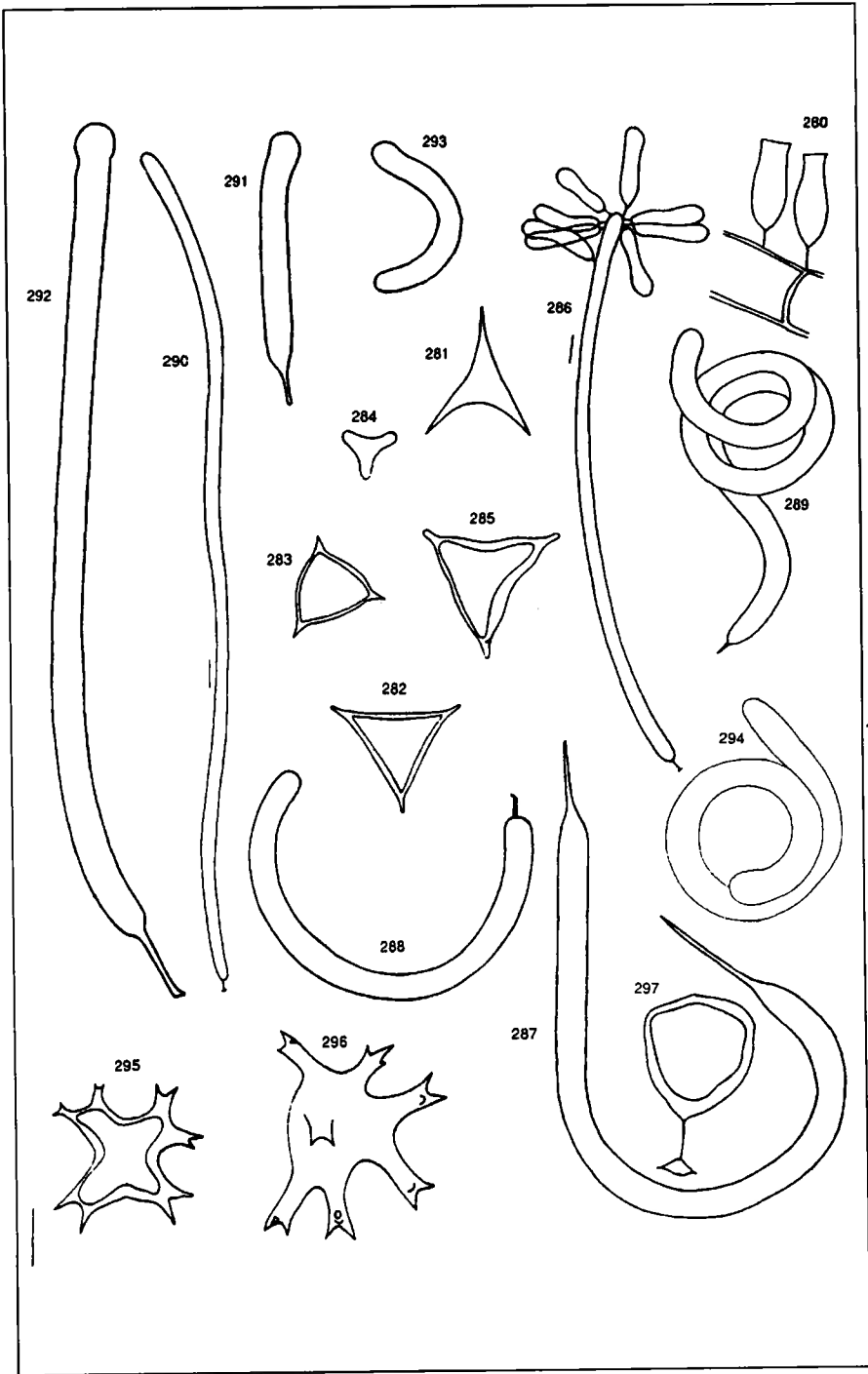


Planche 17

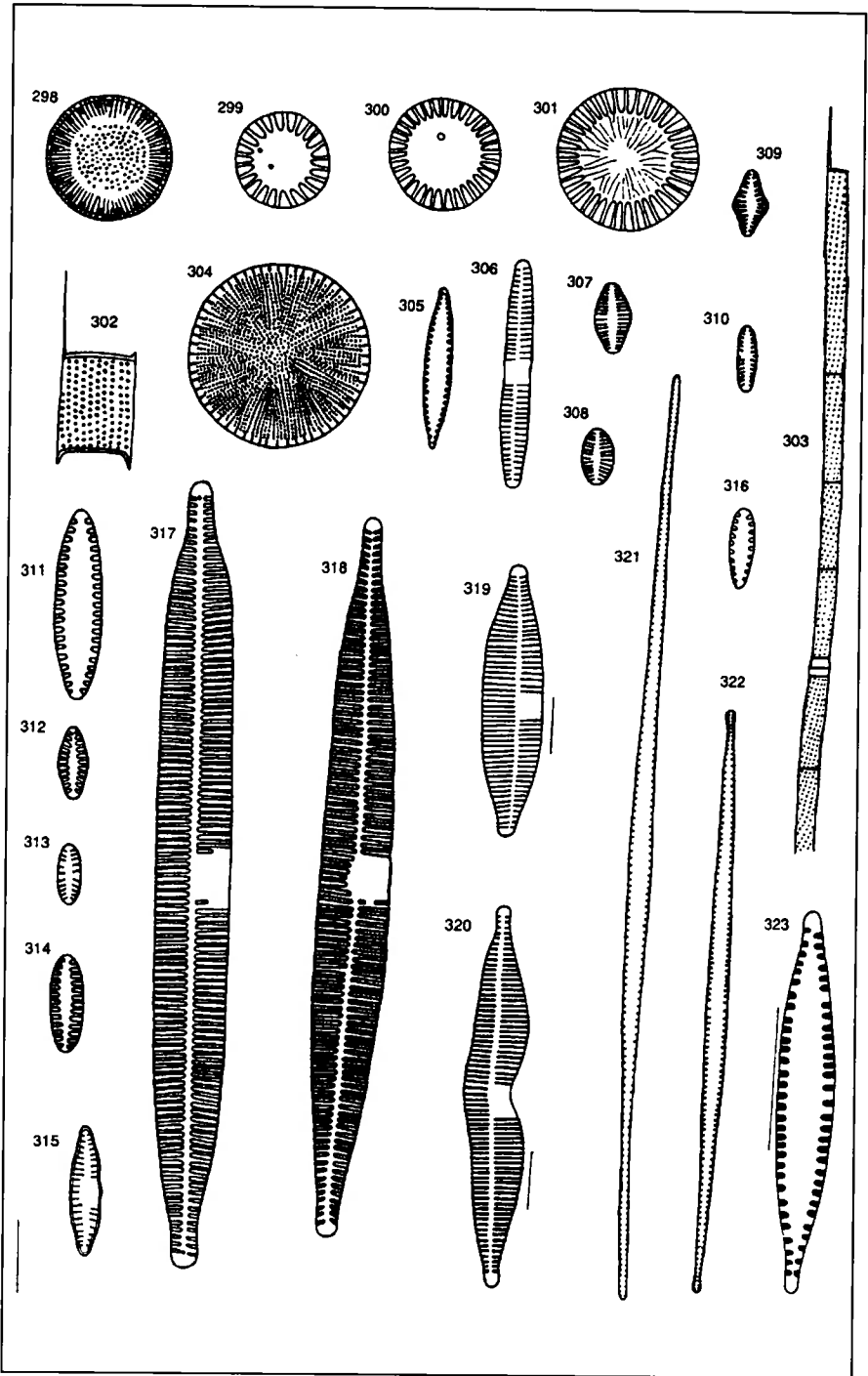


Planche 18

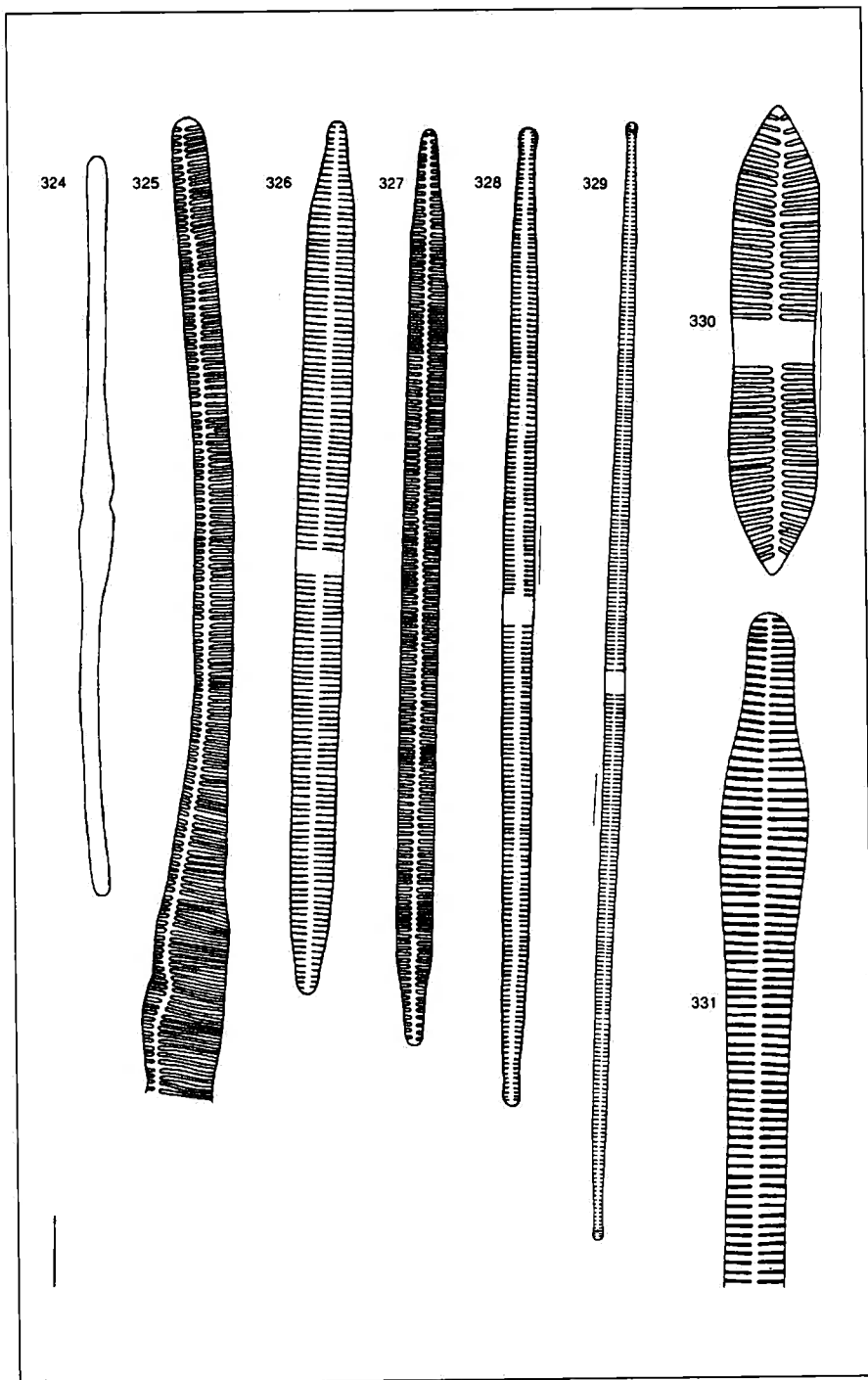


Planche 19

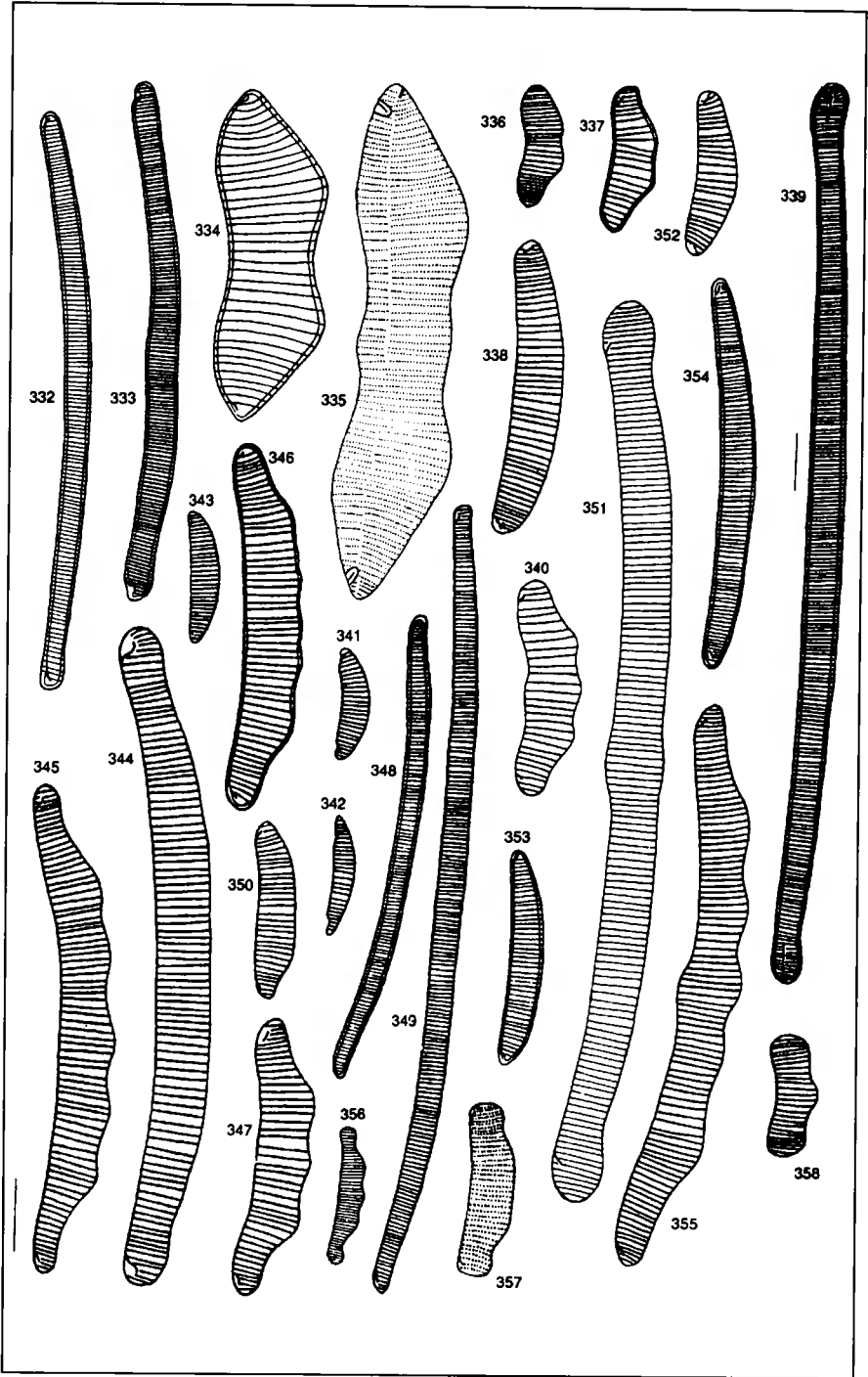


Planche 20

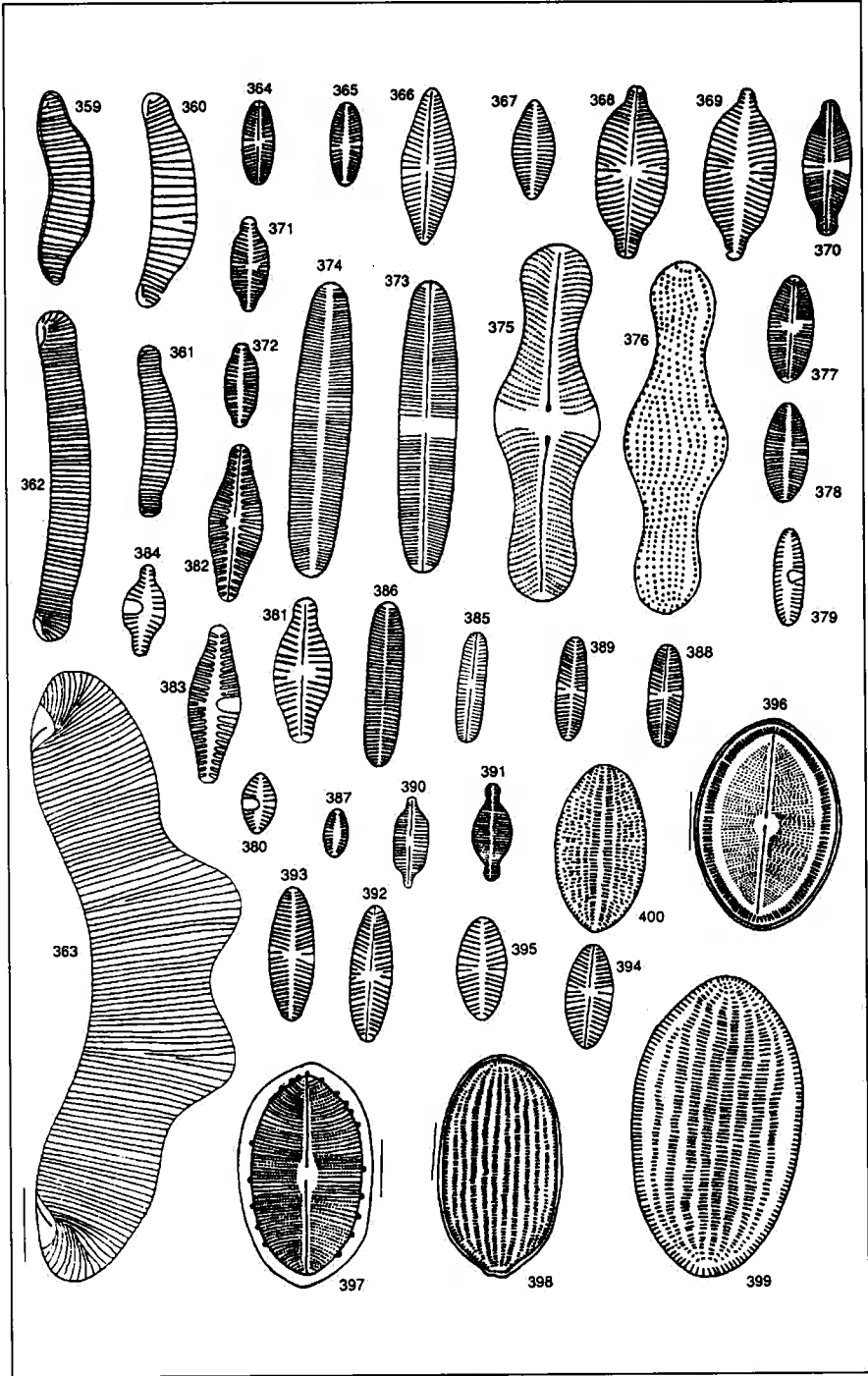


Planche 21

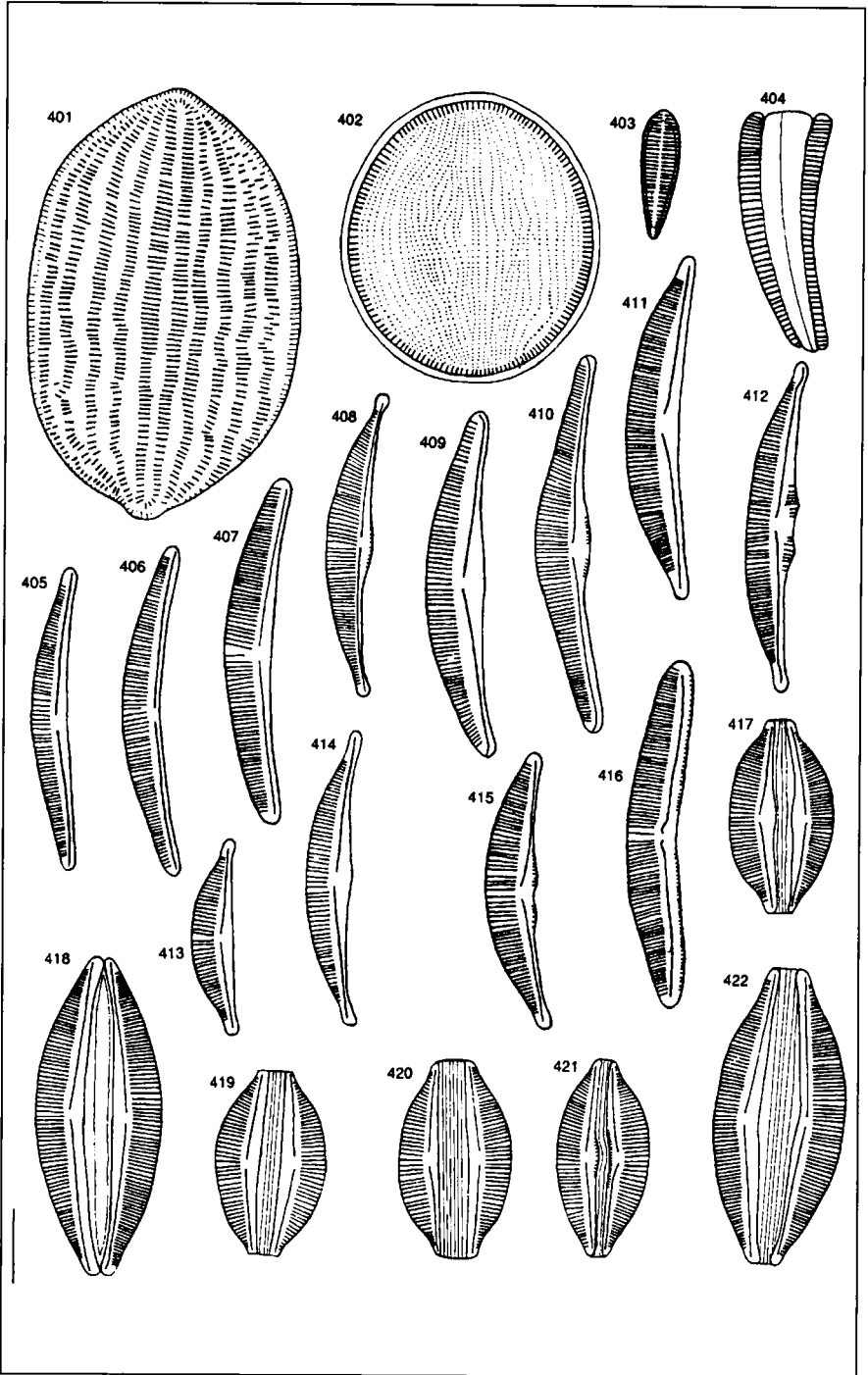


Planche 22

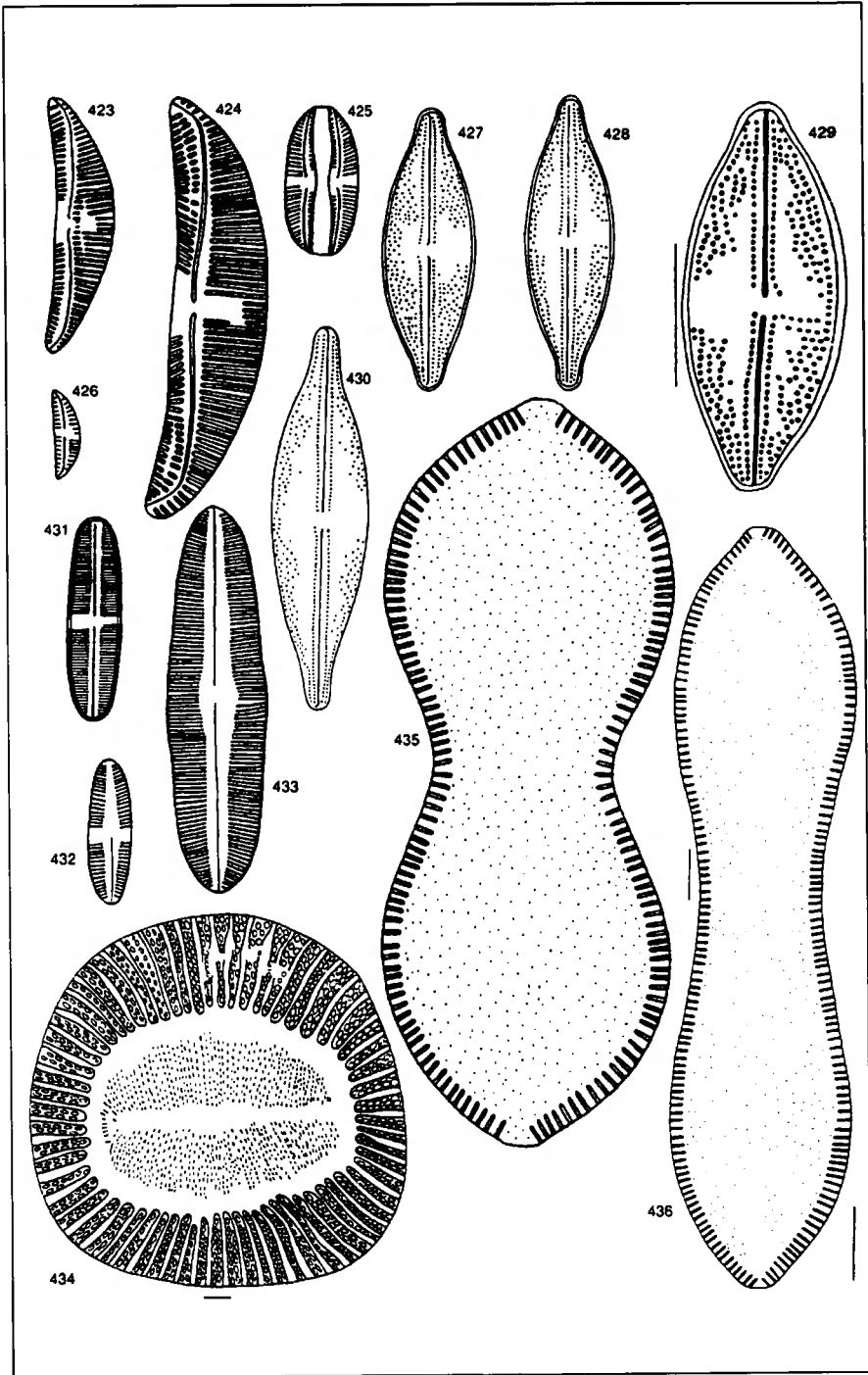


Planche 23

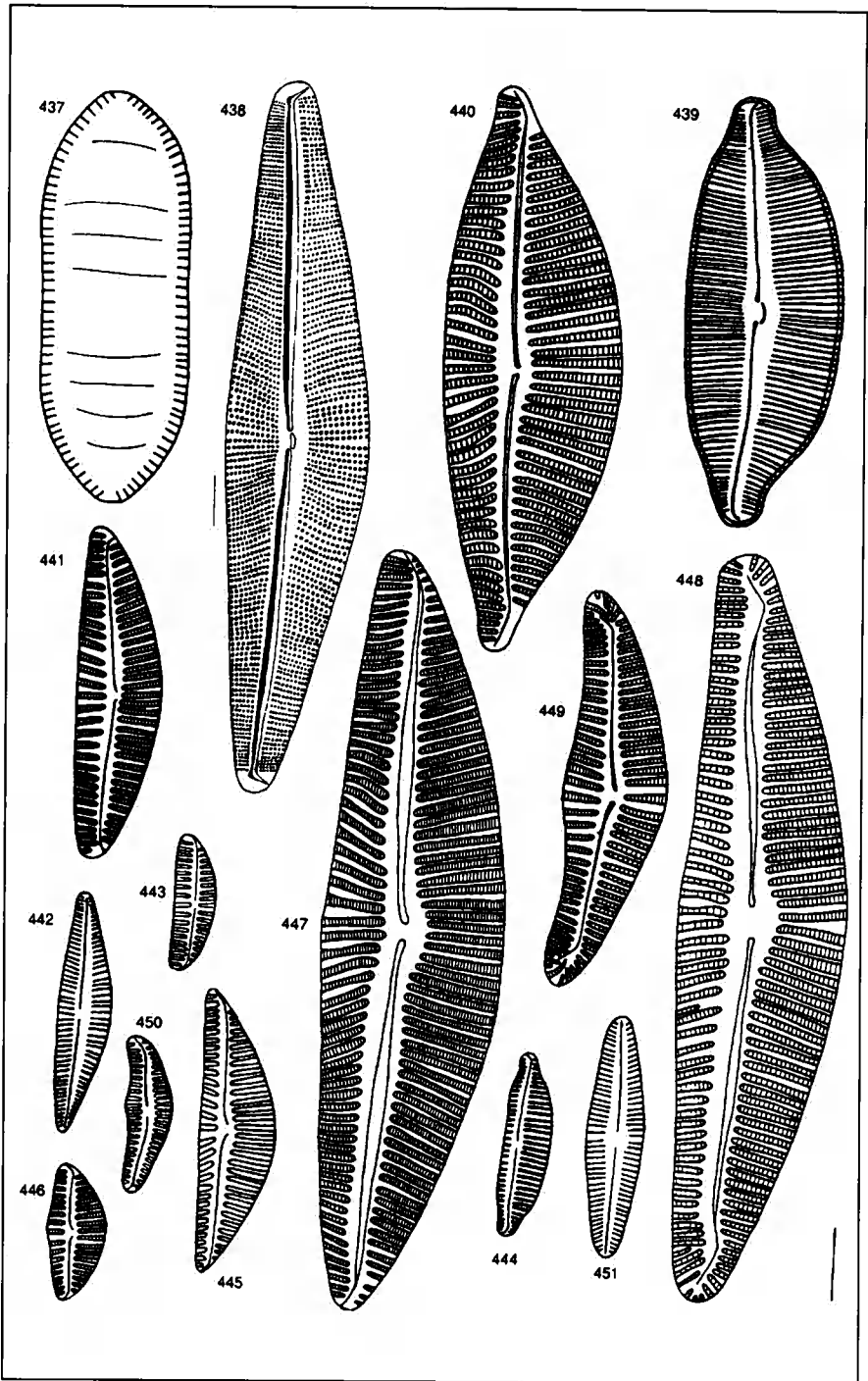


Planche 24

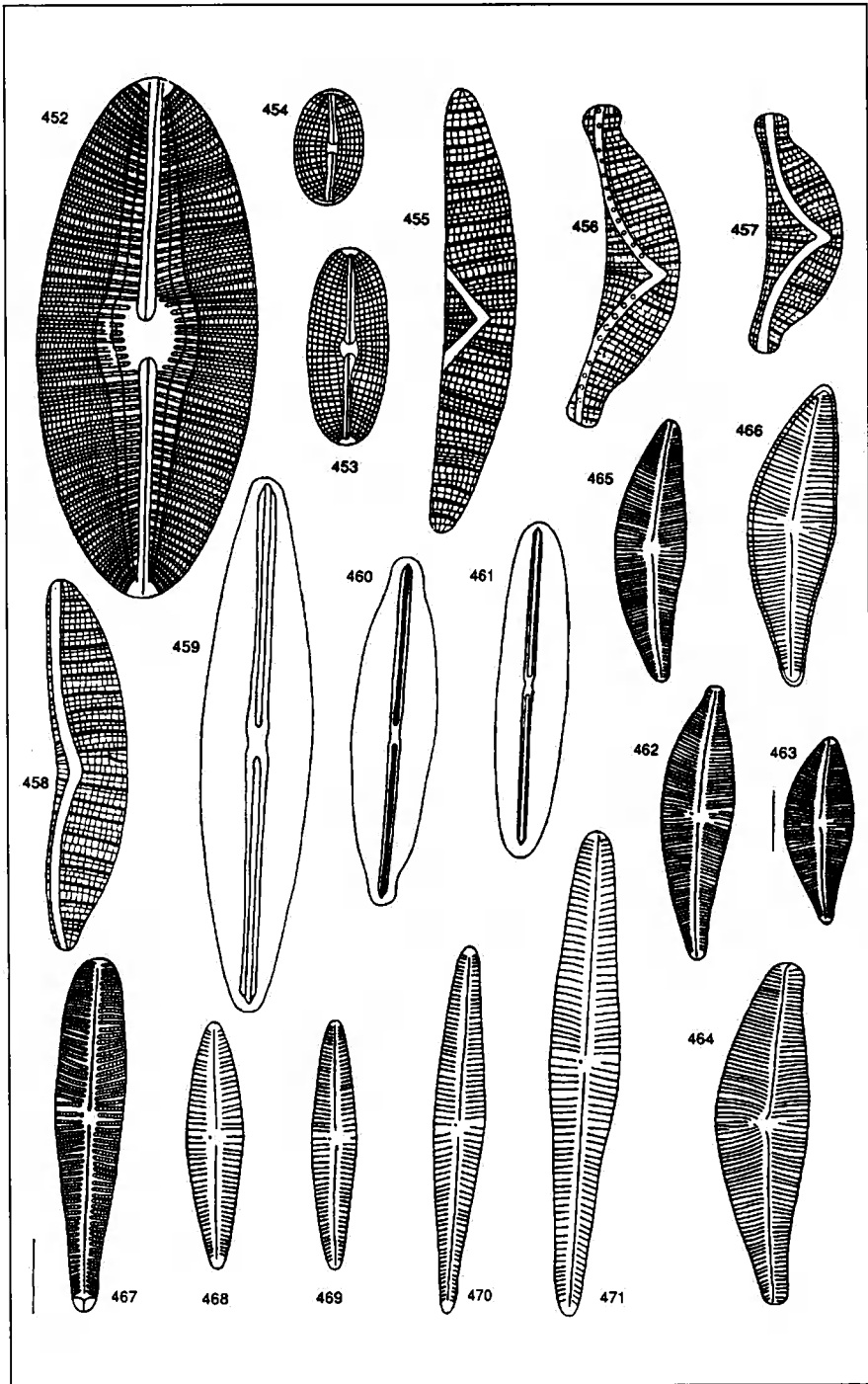


Planche 25

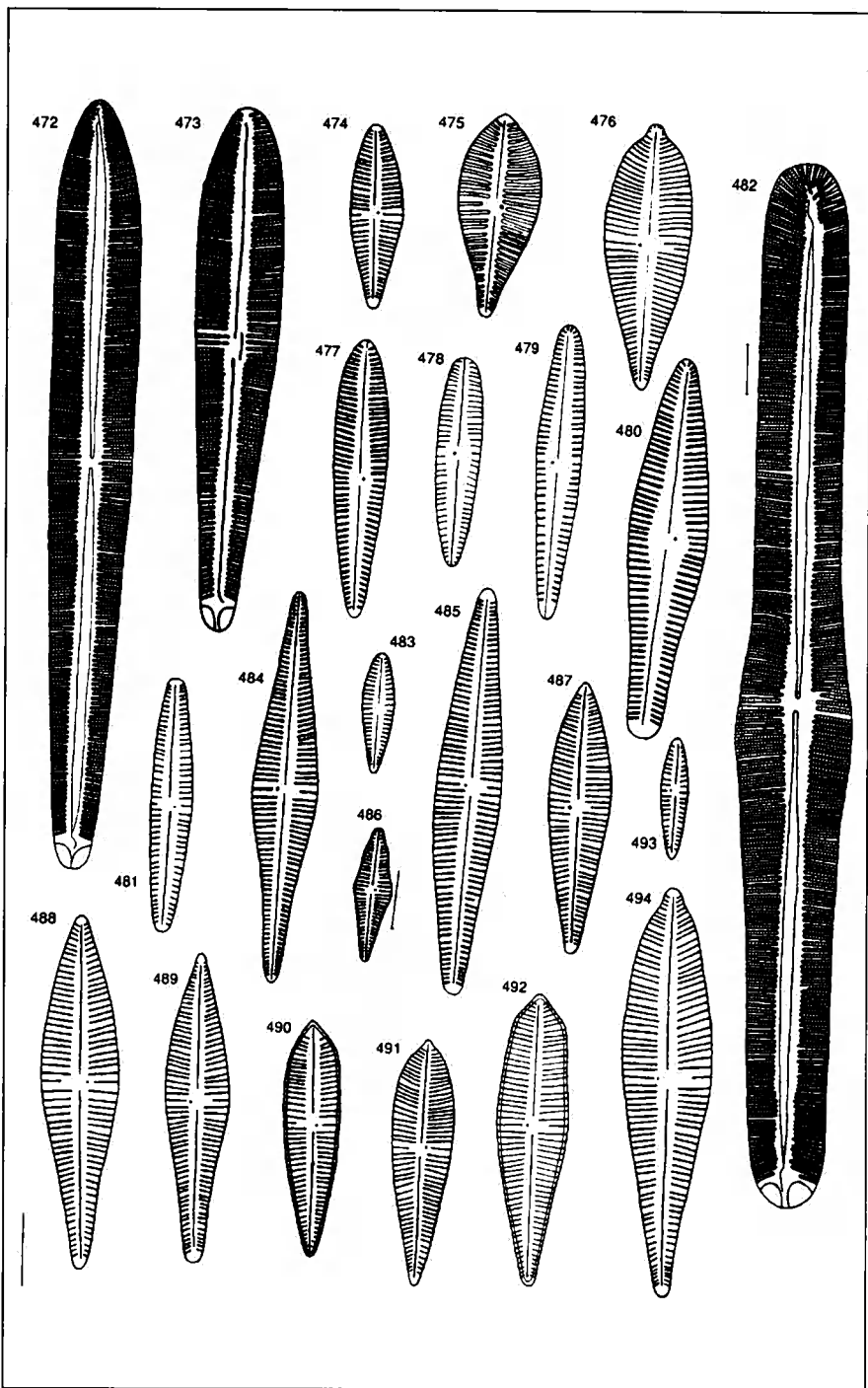


Planche 26

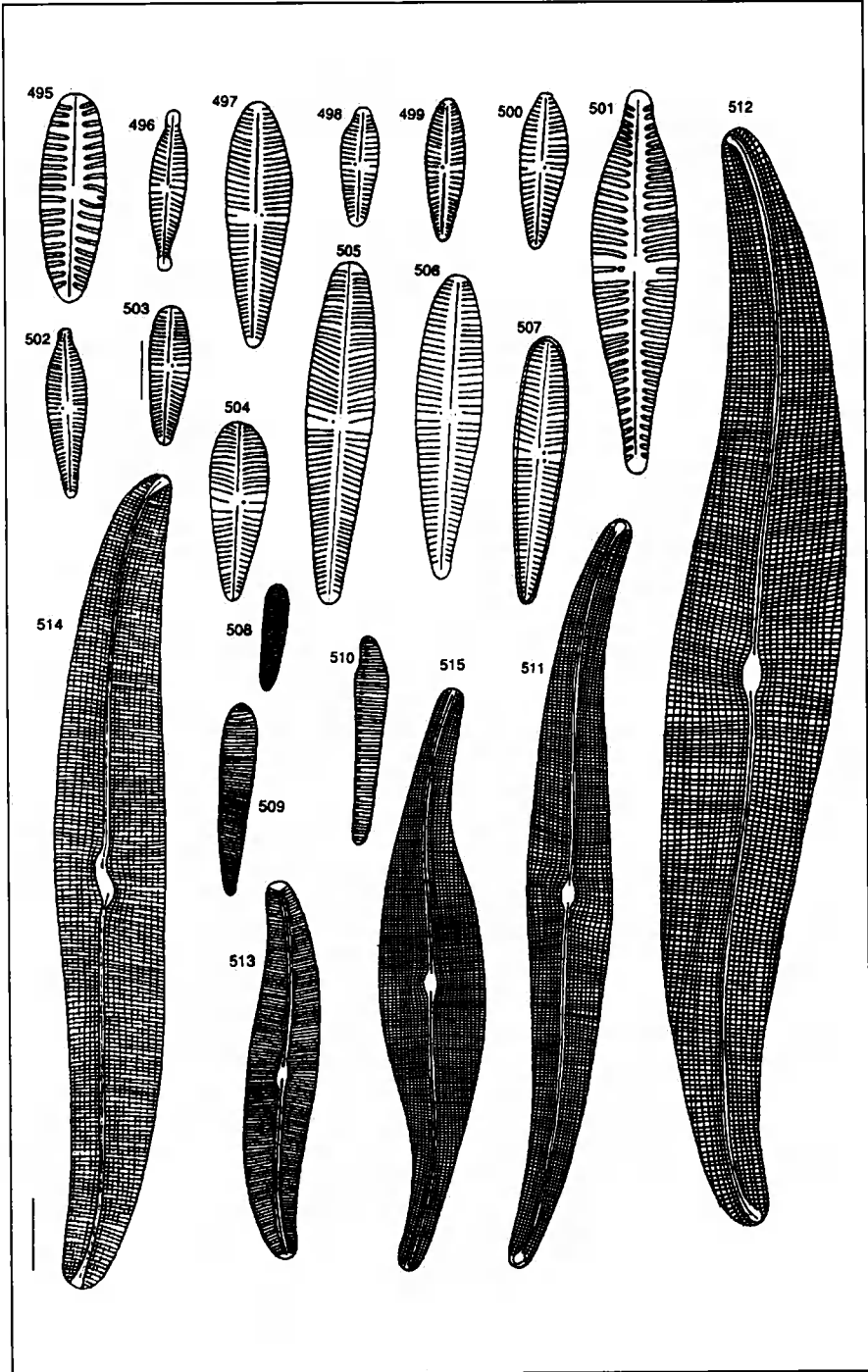


Planche 27

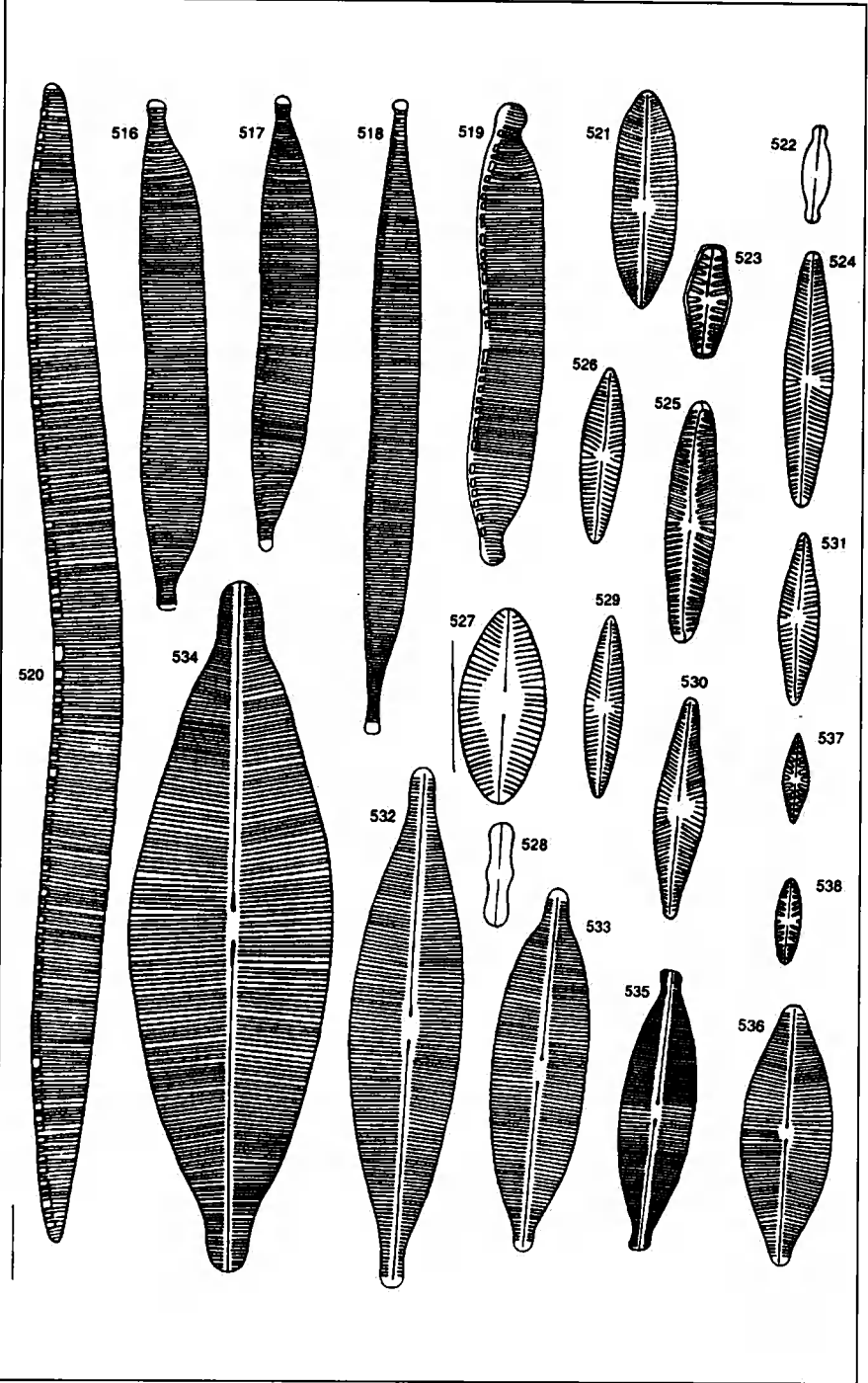


Planche 28

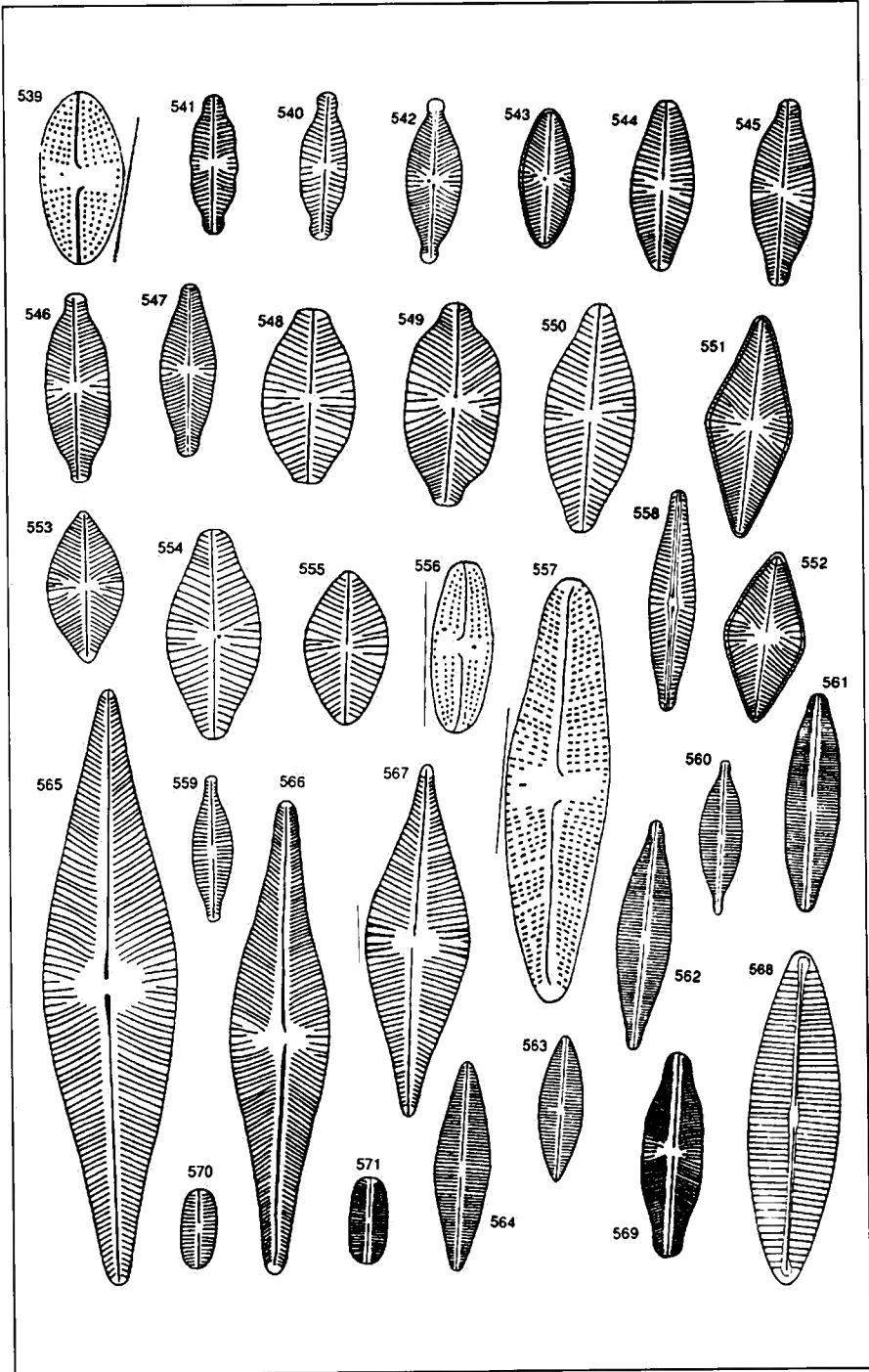


Planche 29

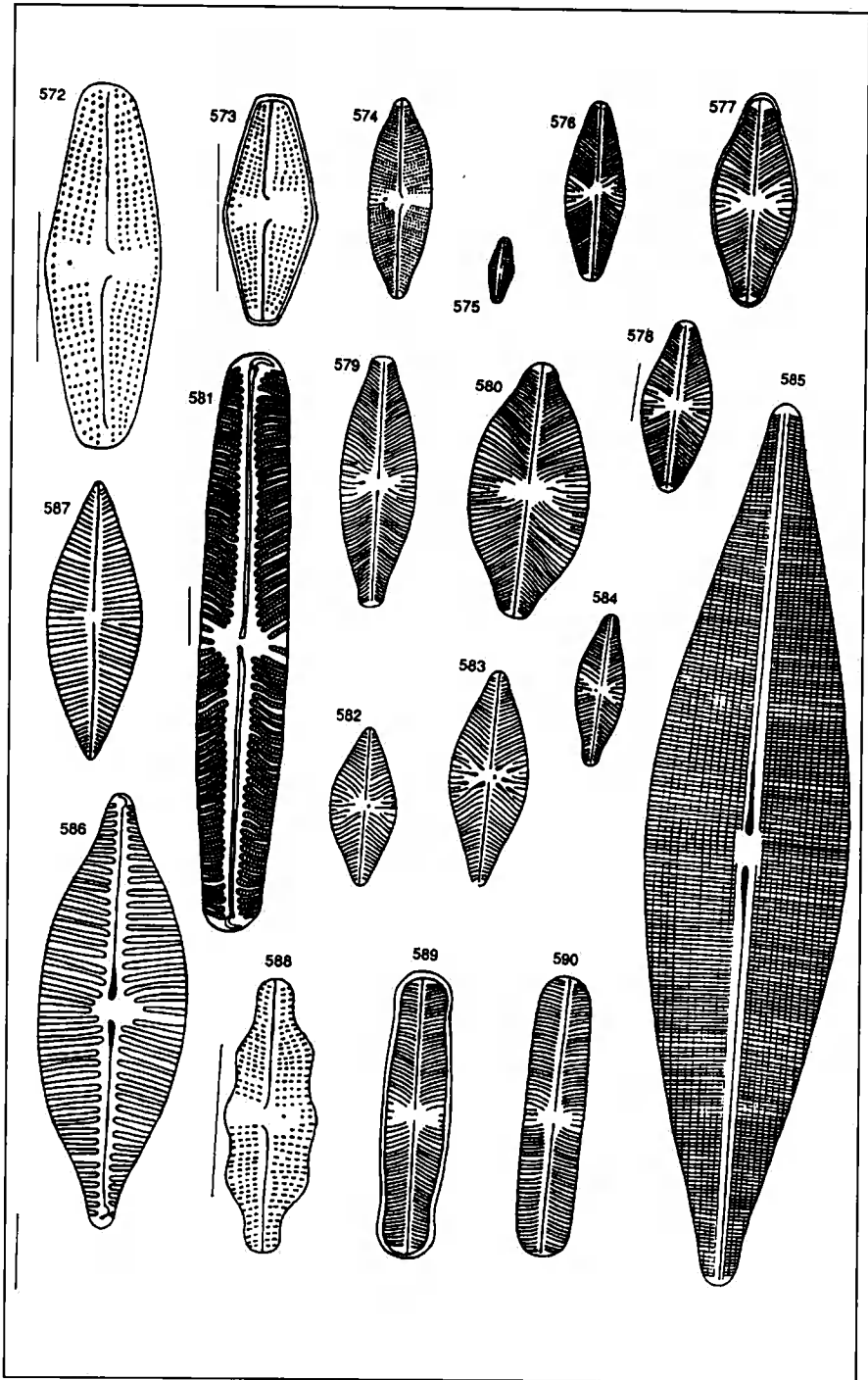


Planche 30

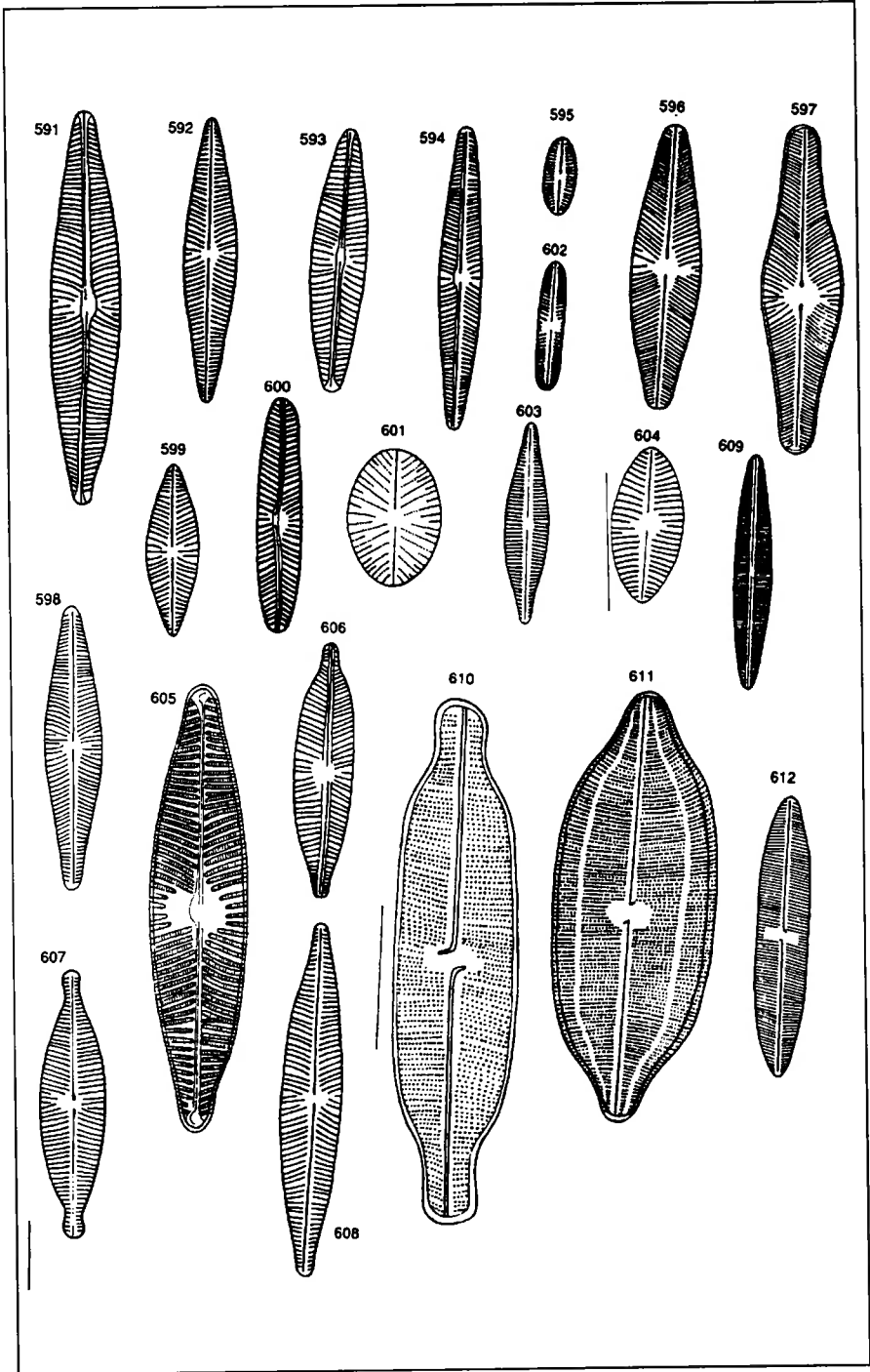


Planche 31

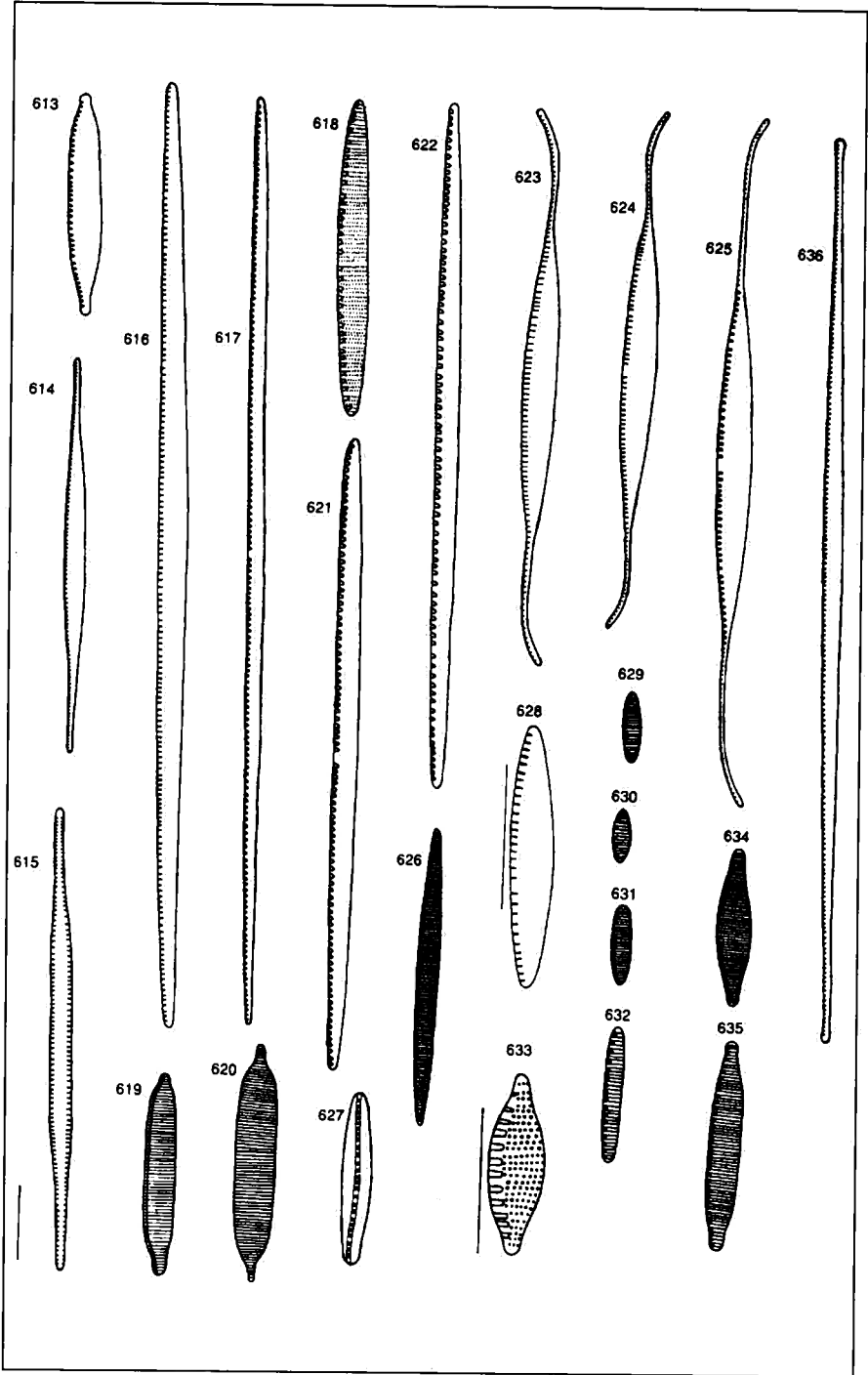


Planche 32

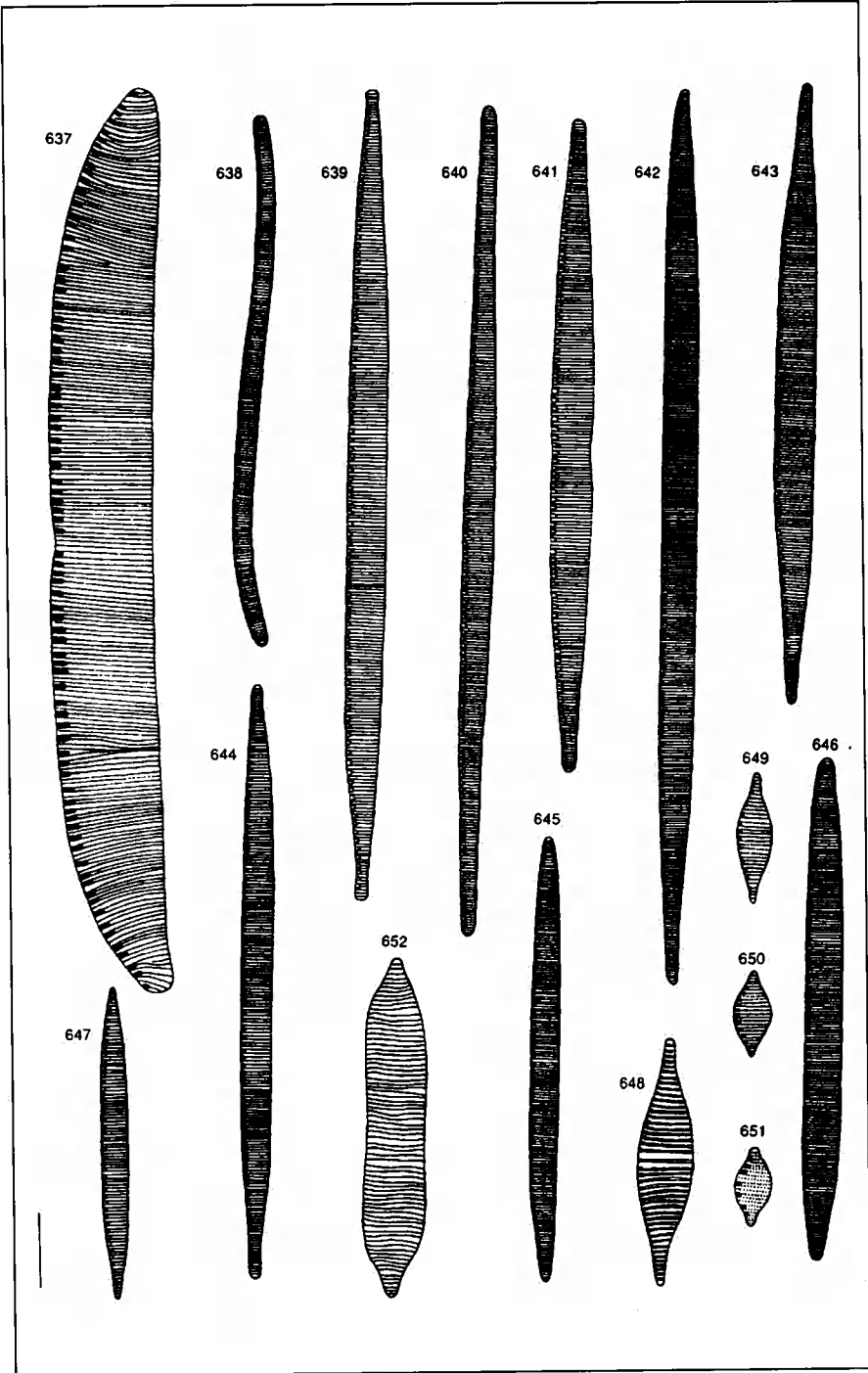


Planche 33

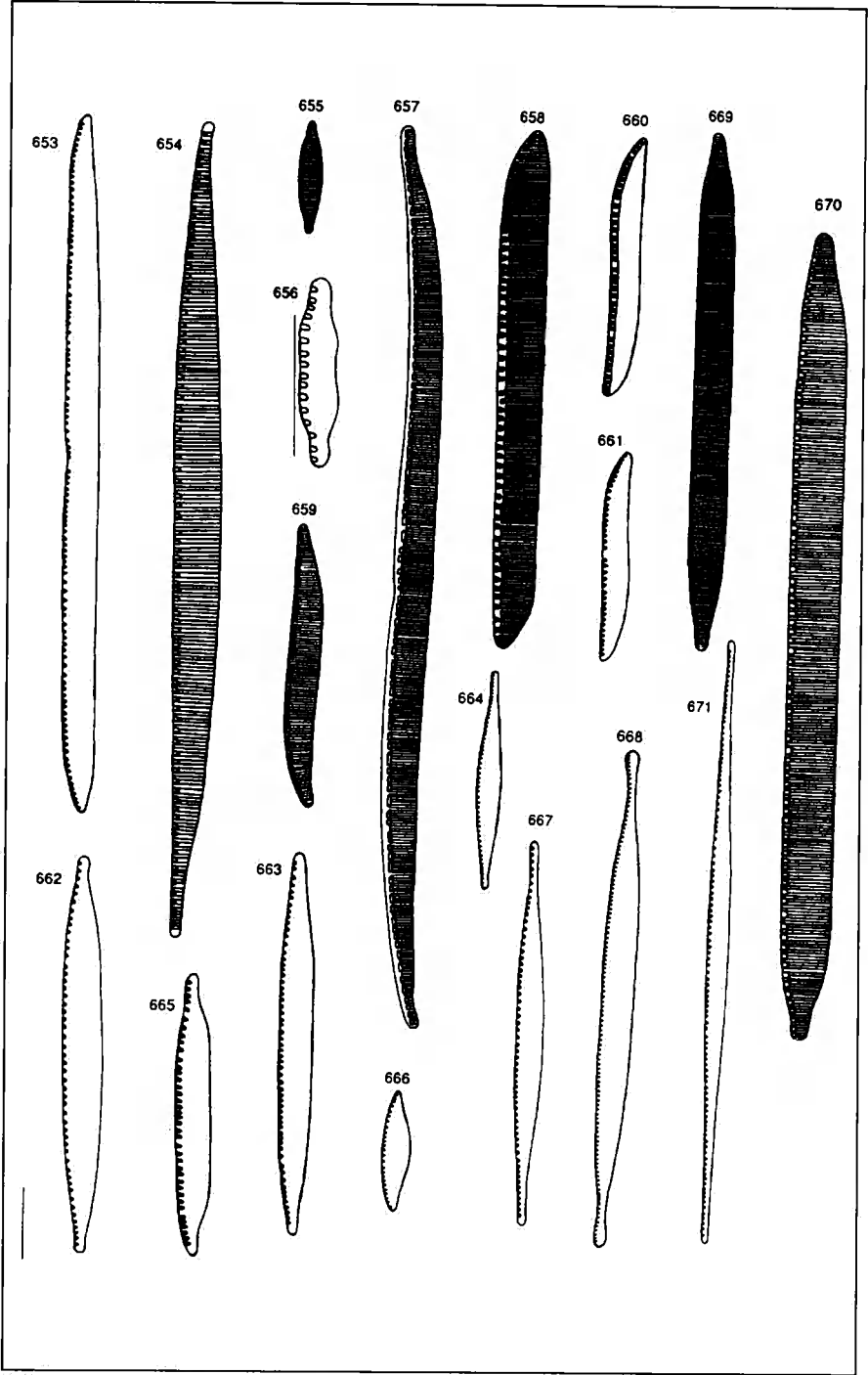


Planche 34

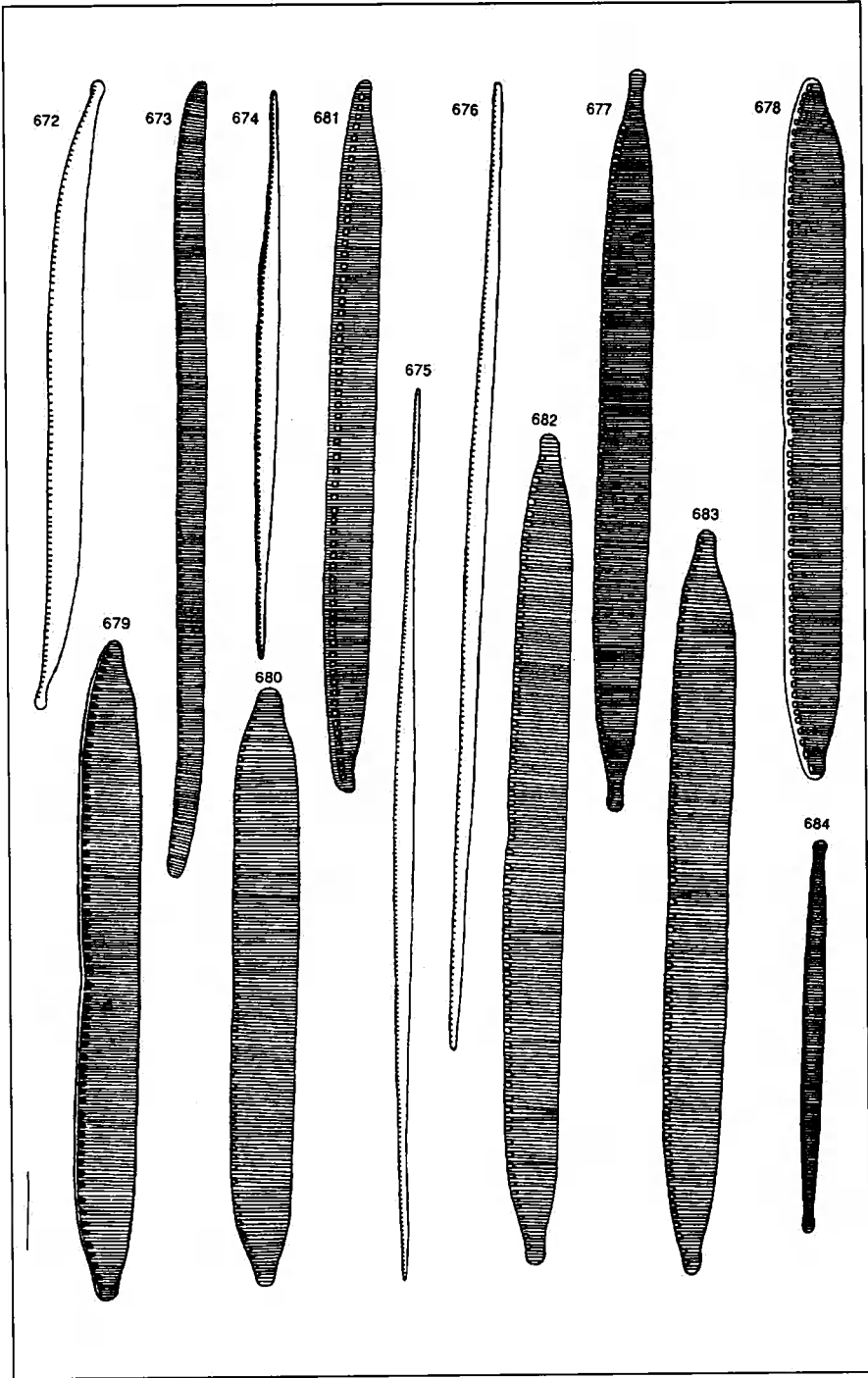


Planche 35

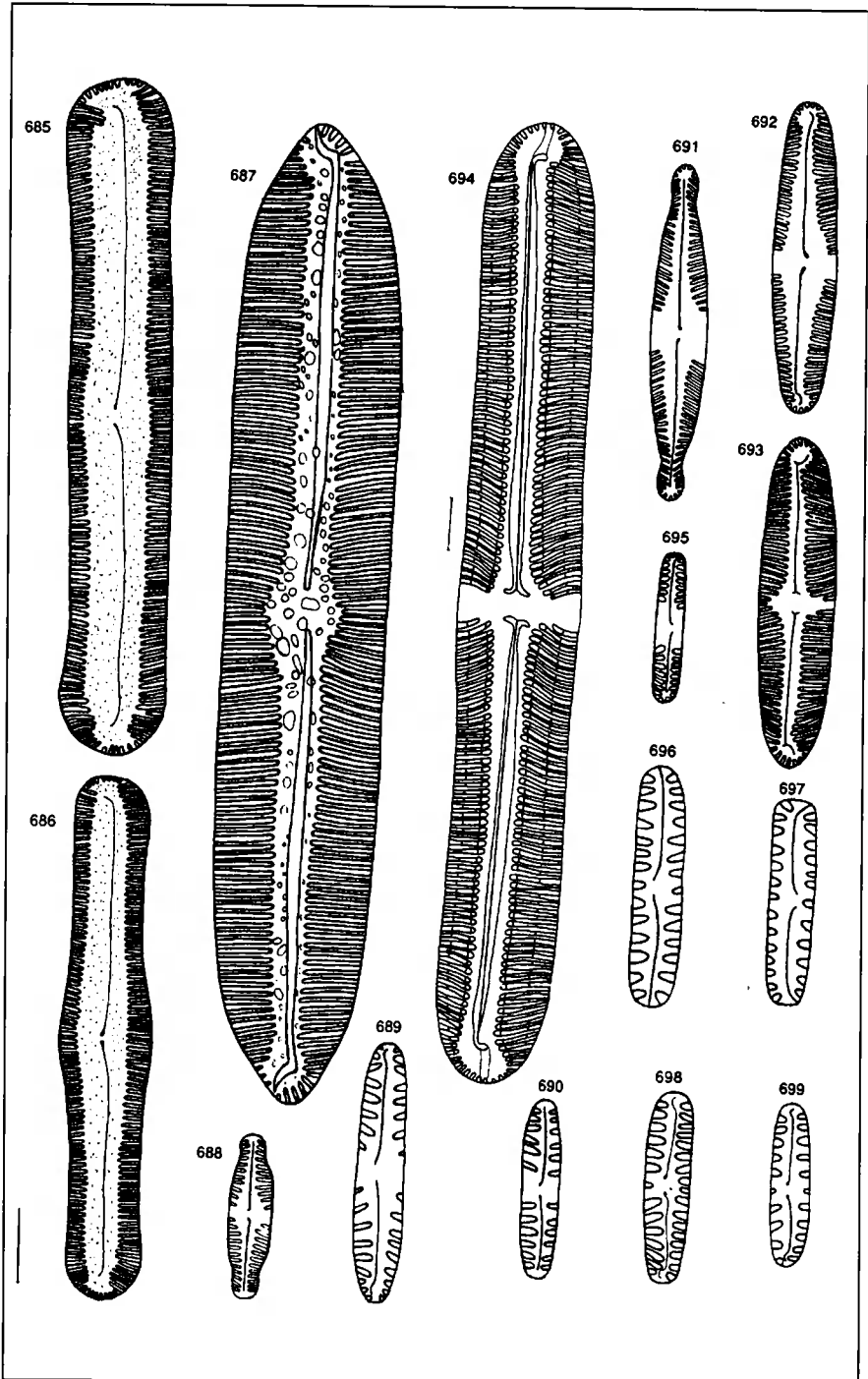


Planche 36

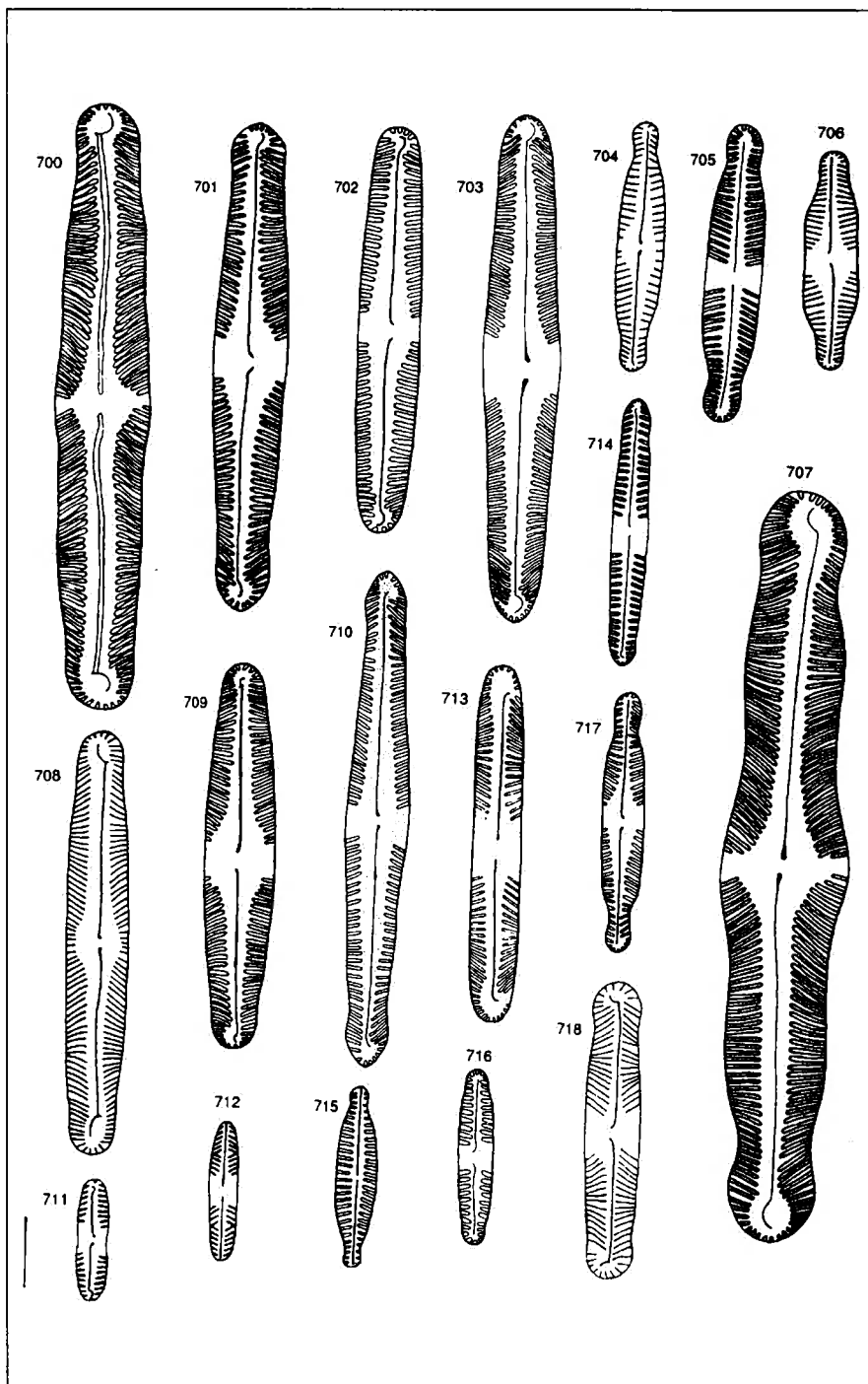


Planche 37

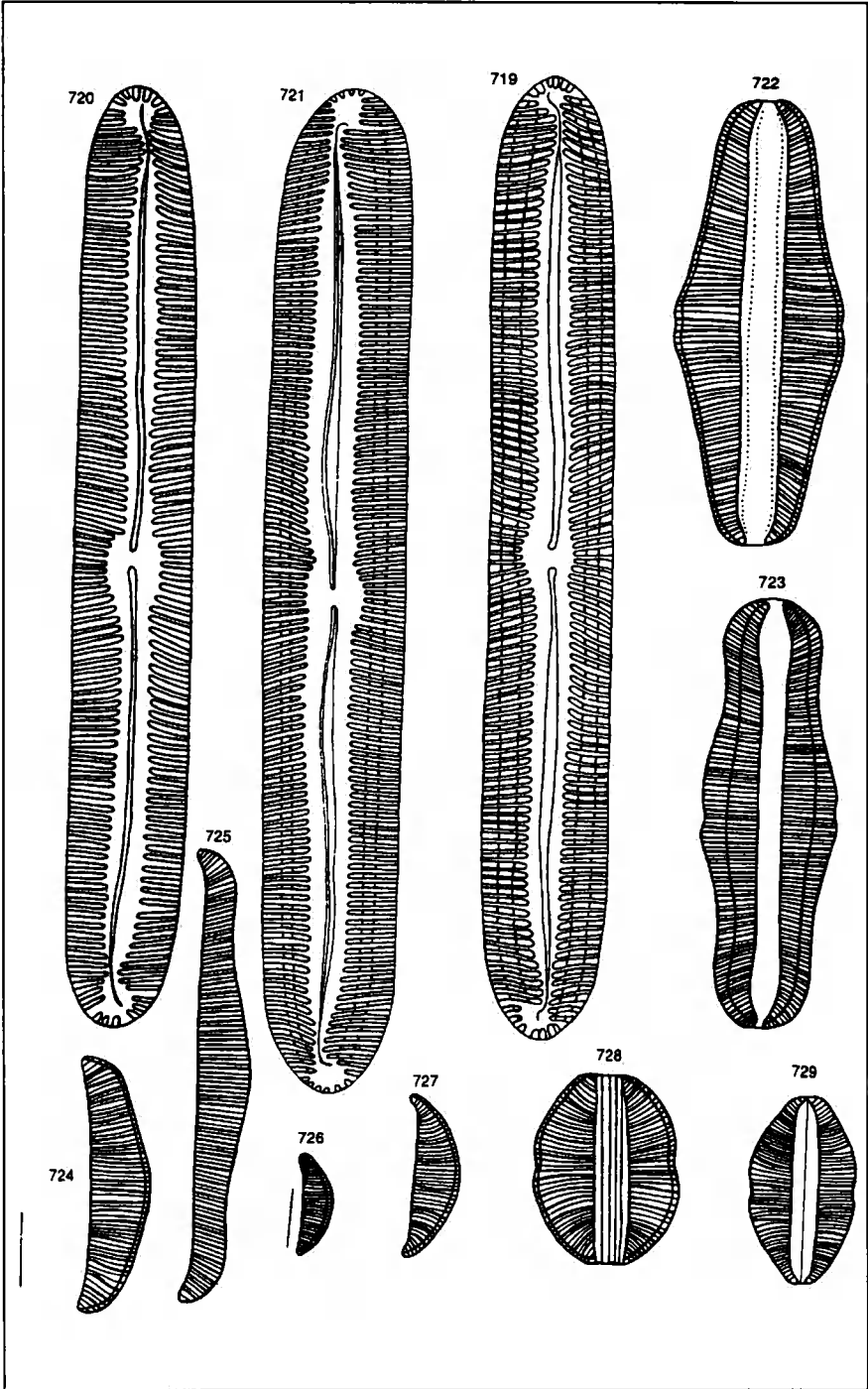


Planche 38

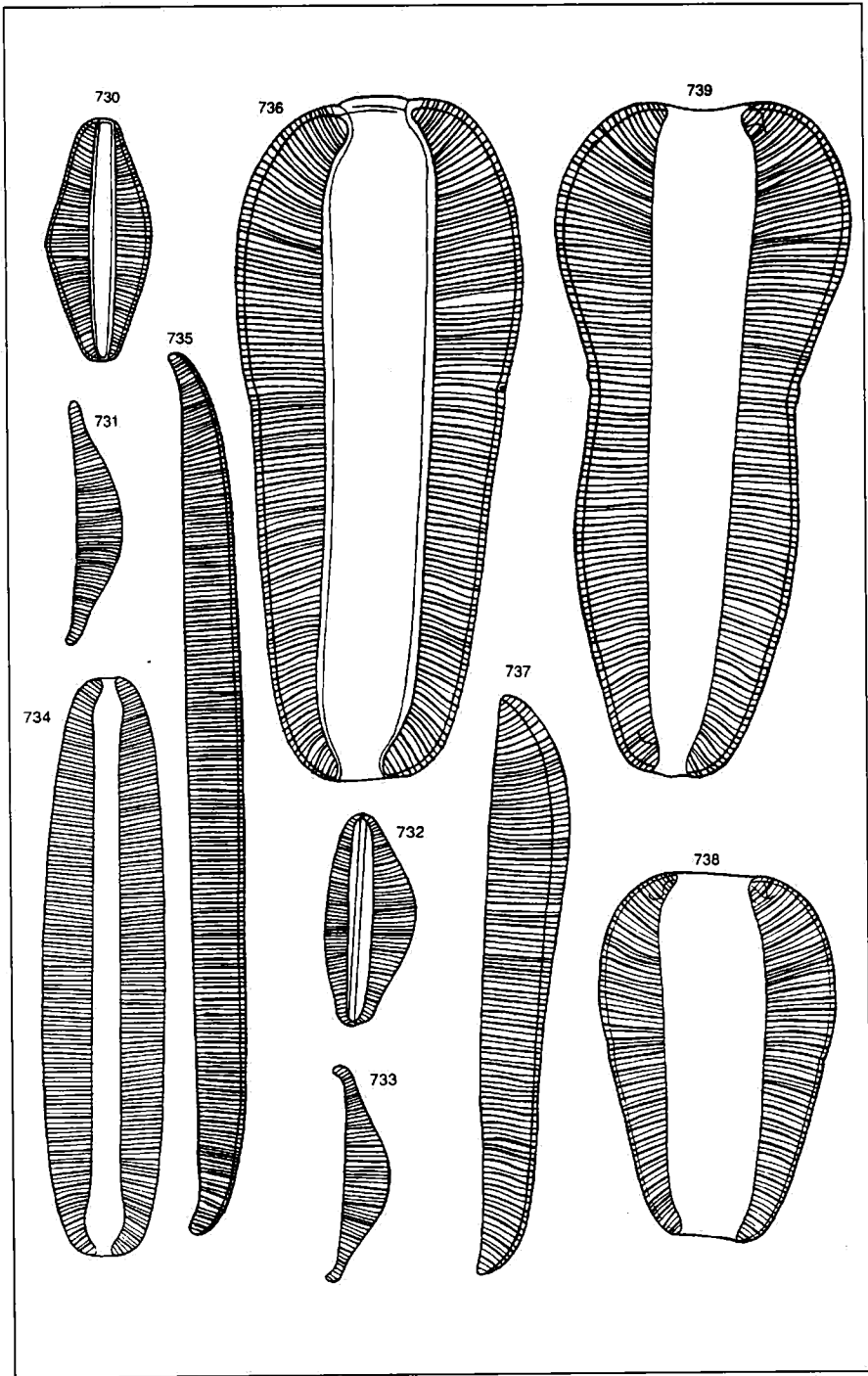


Planche 39

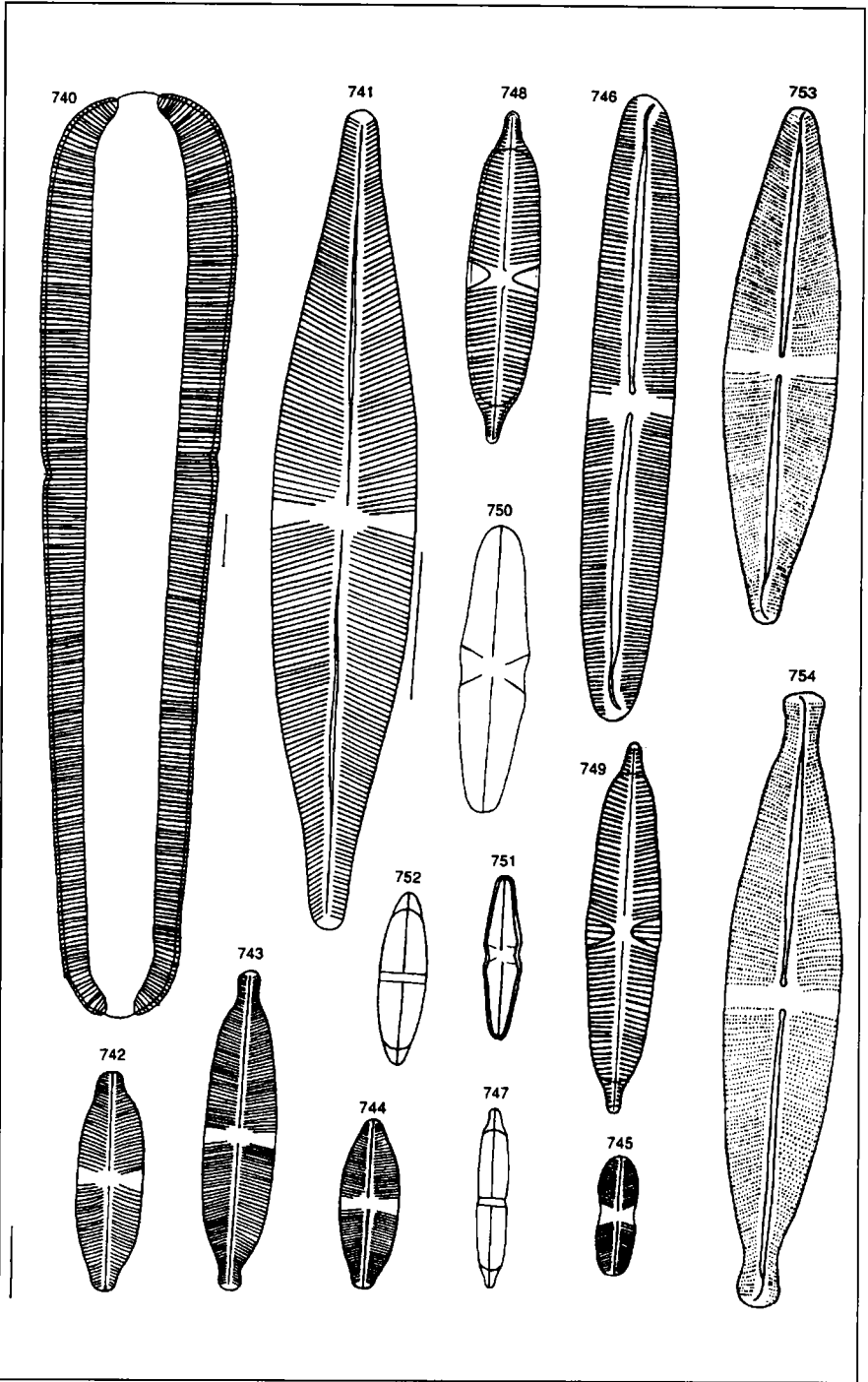


Planche 40

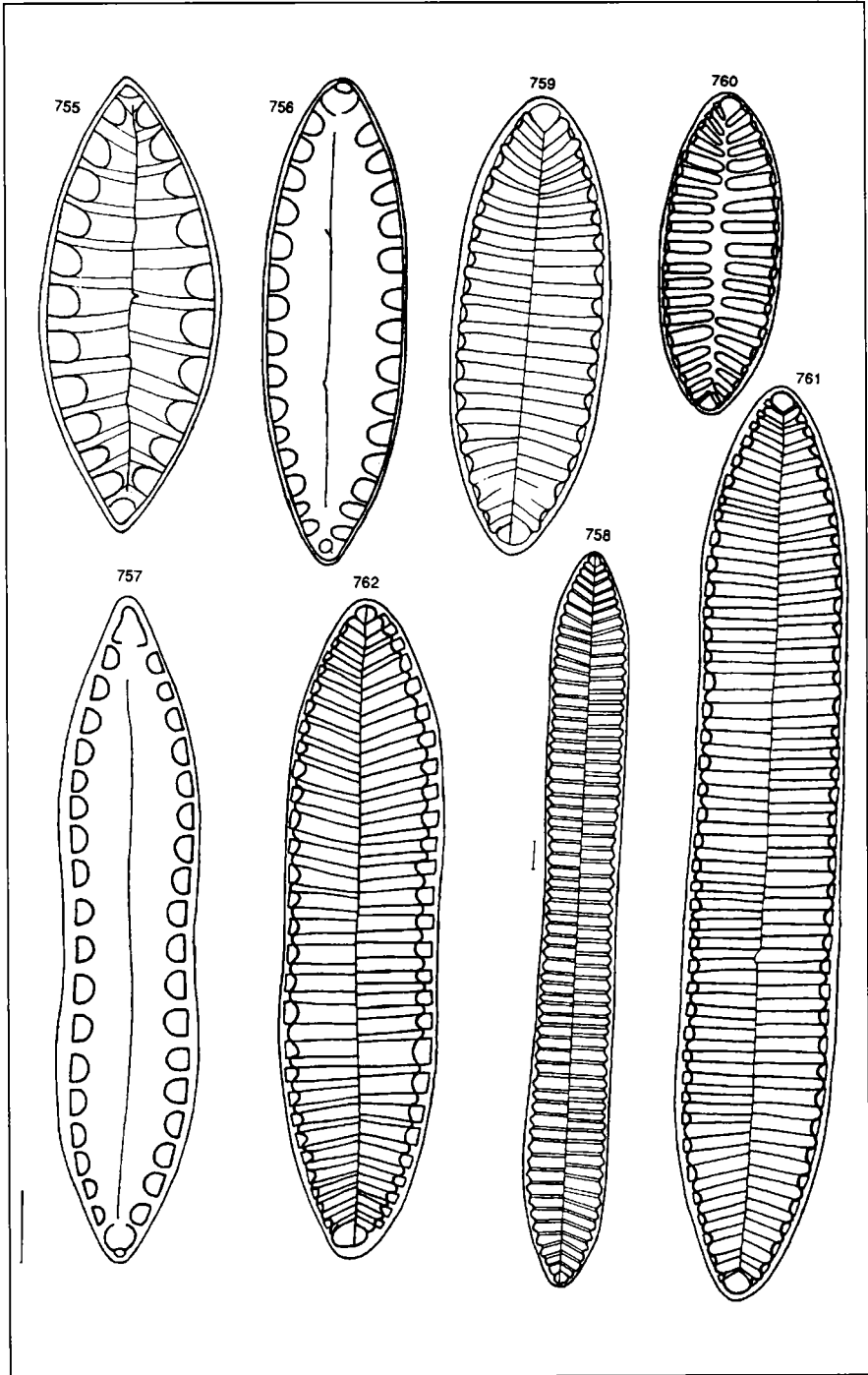


Planche 41

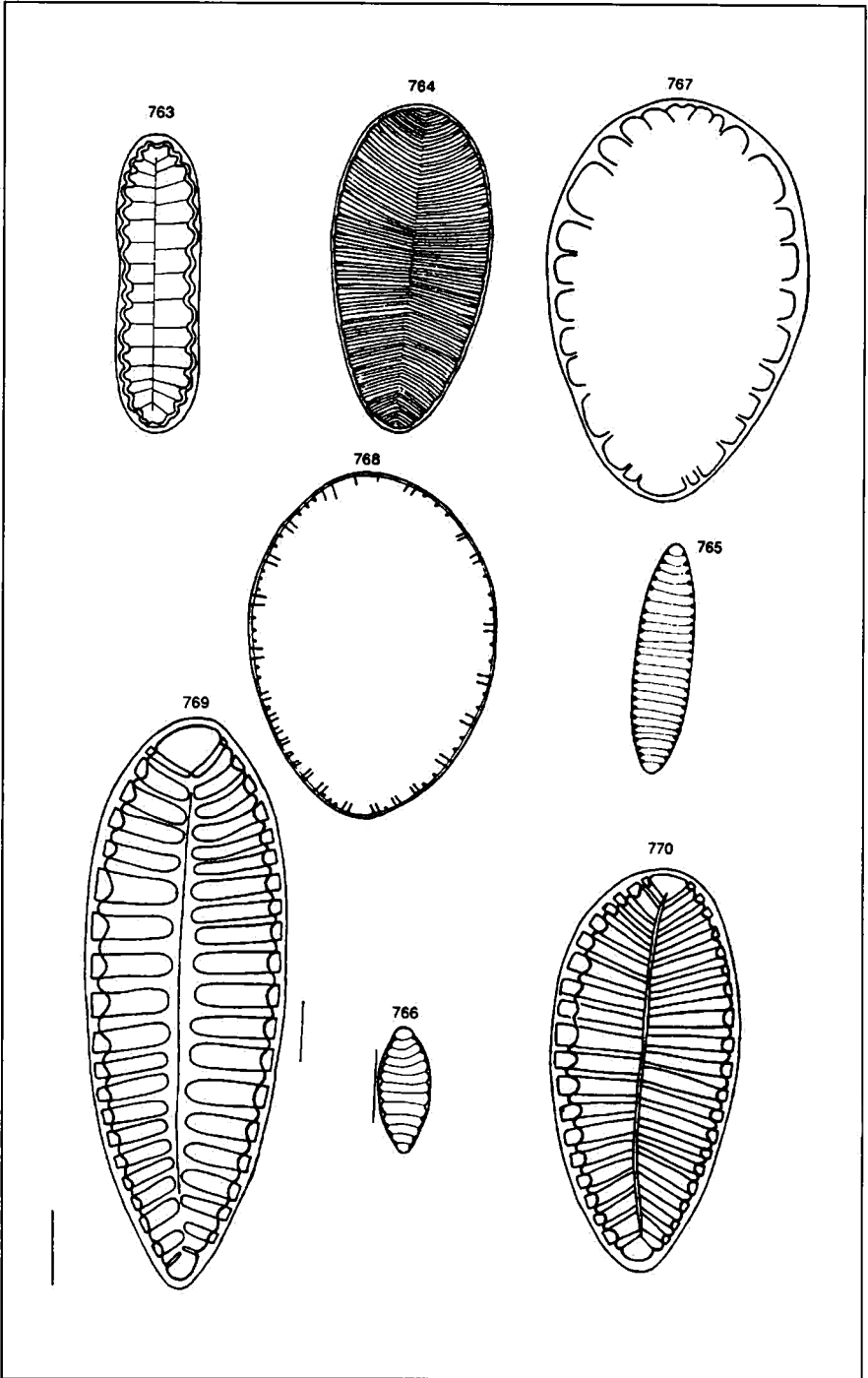


Planche 42

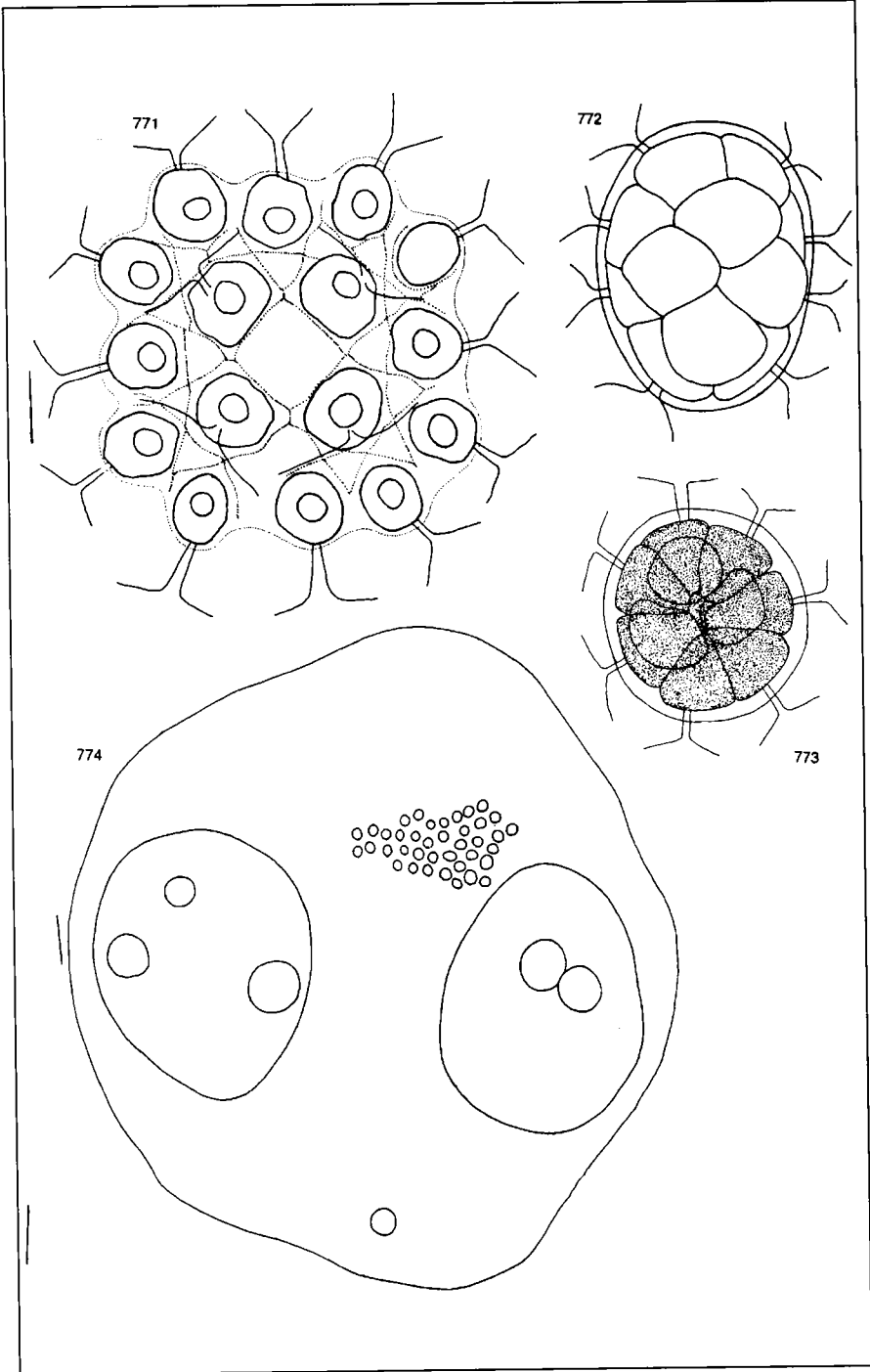


Planche 43

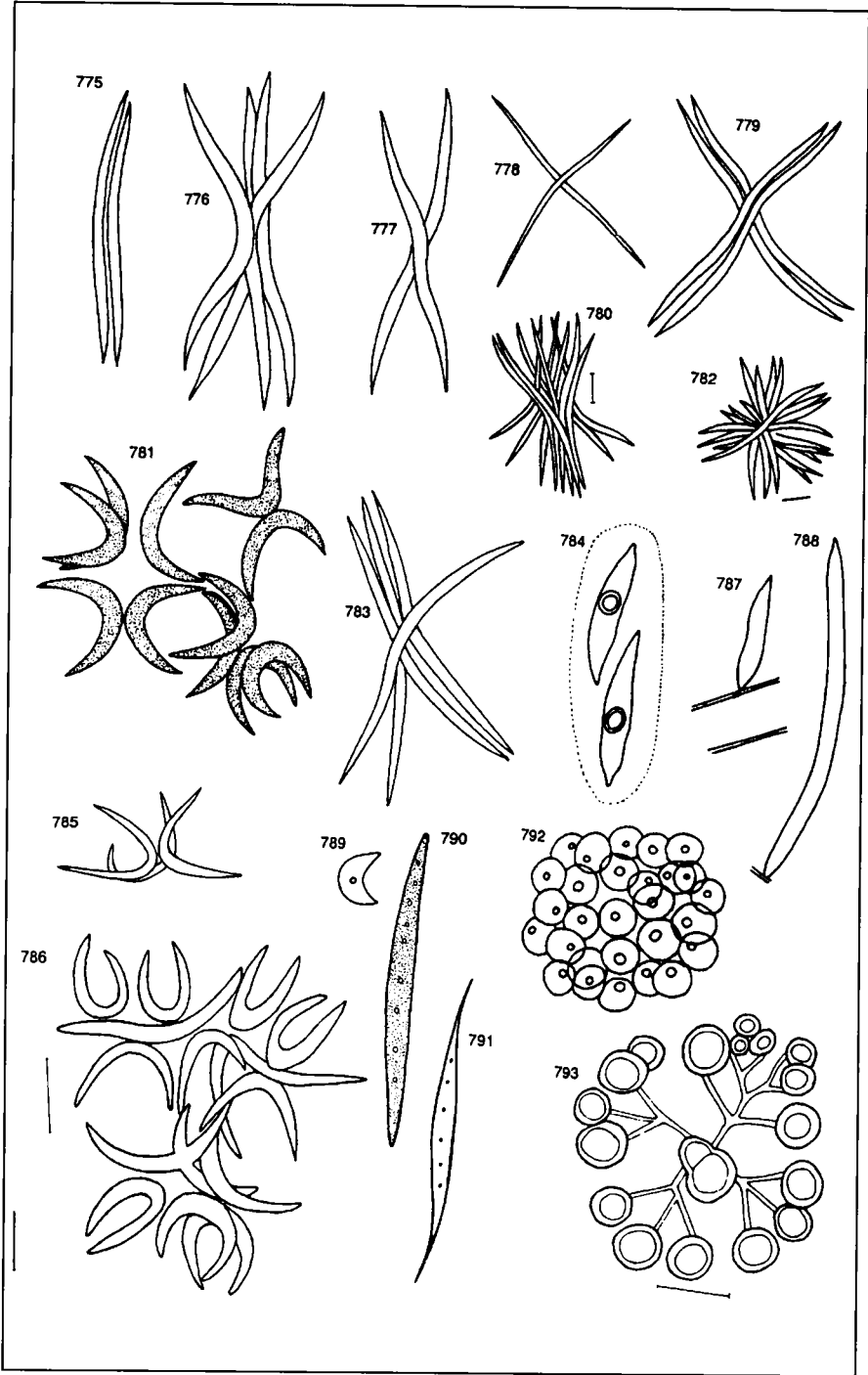


Planche 44

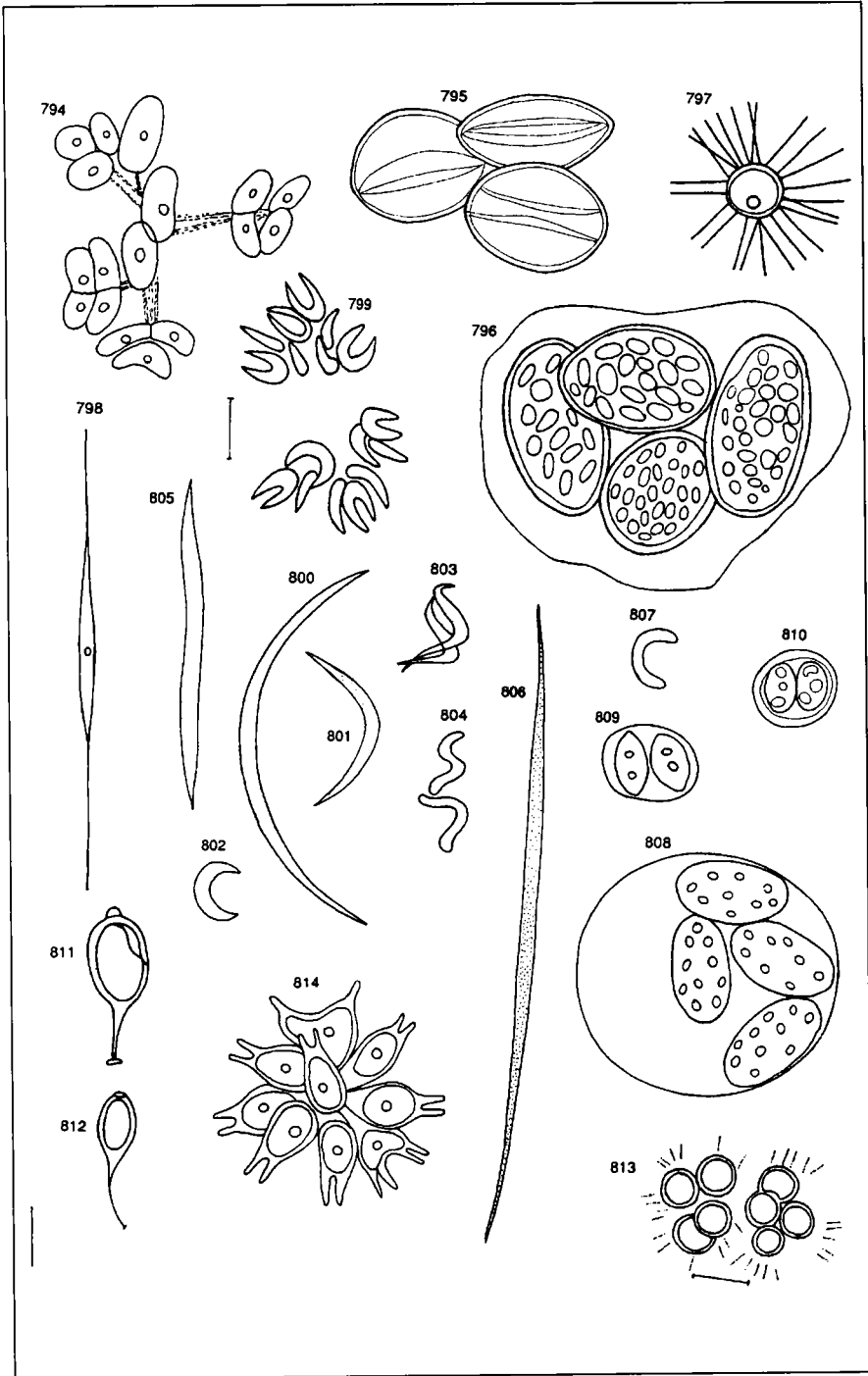


Planche 45

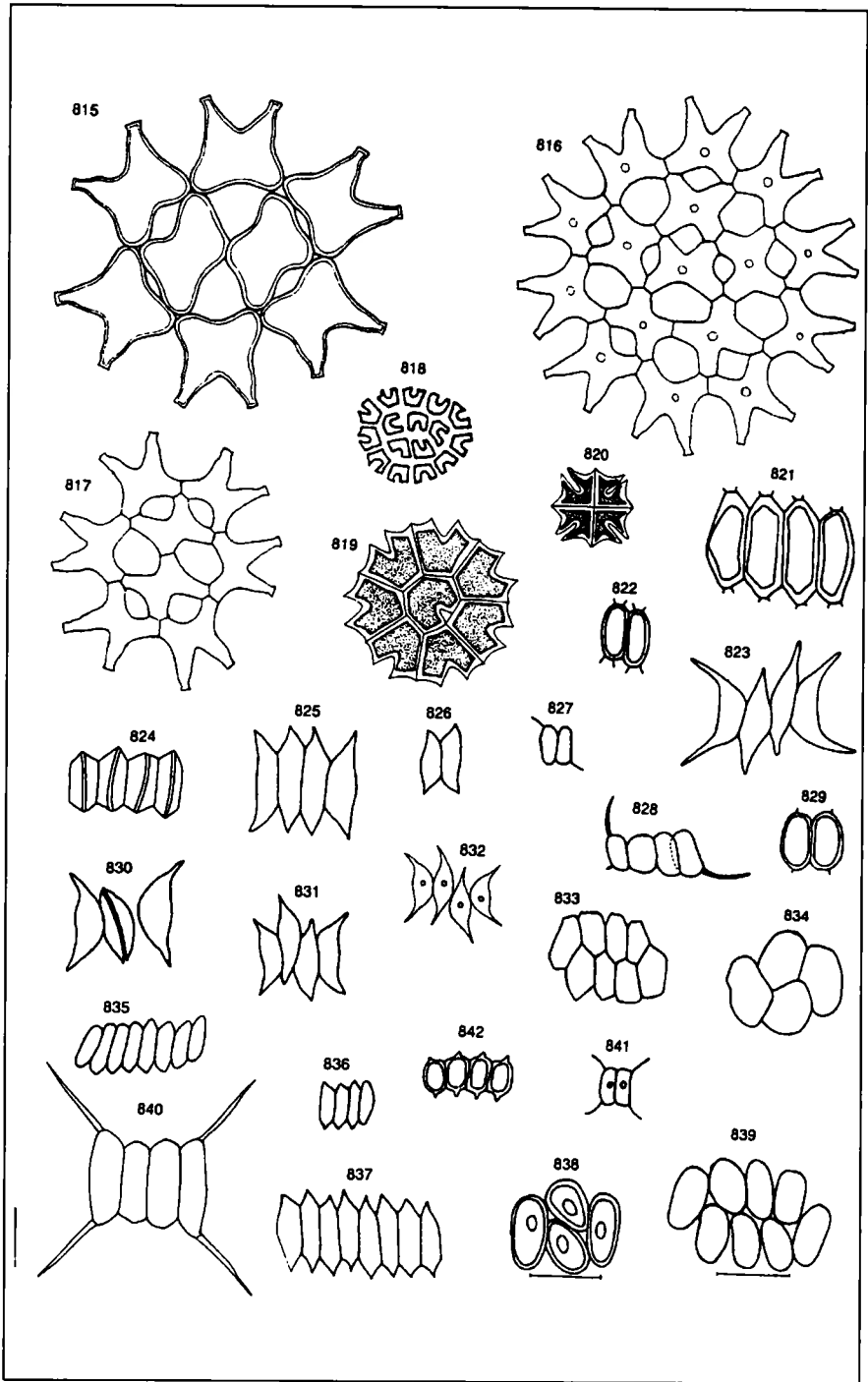


Planche 46

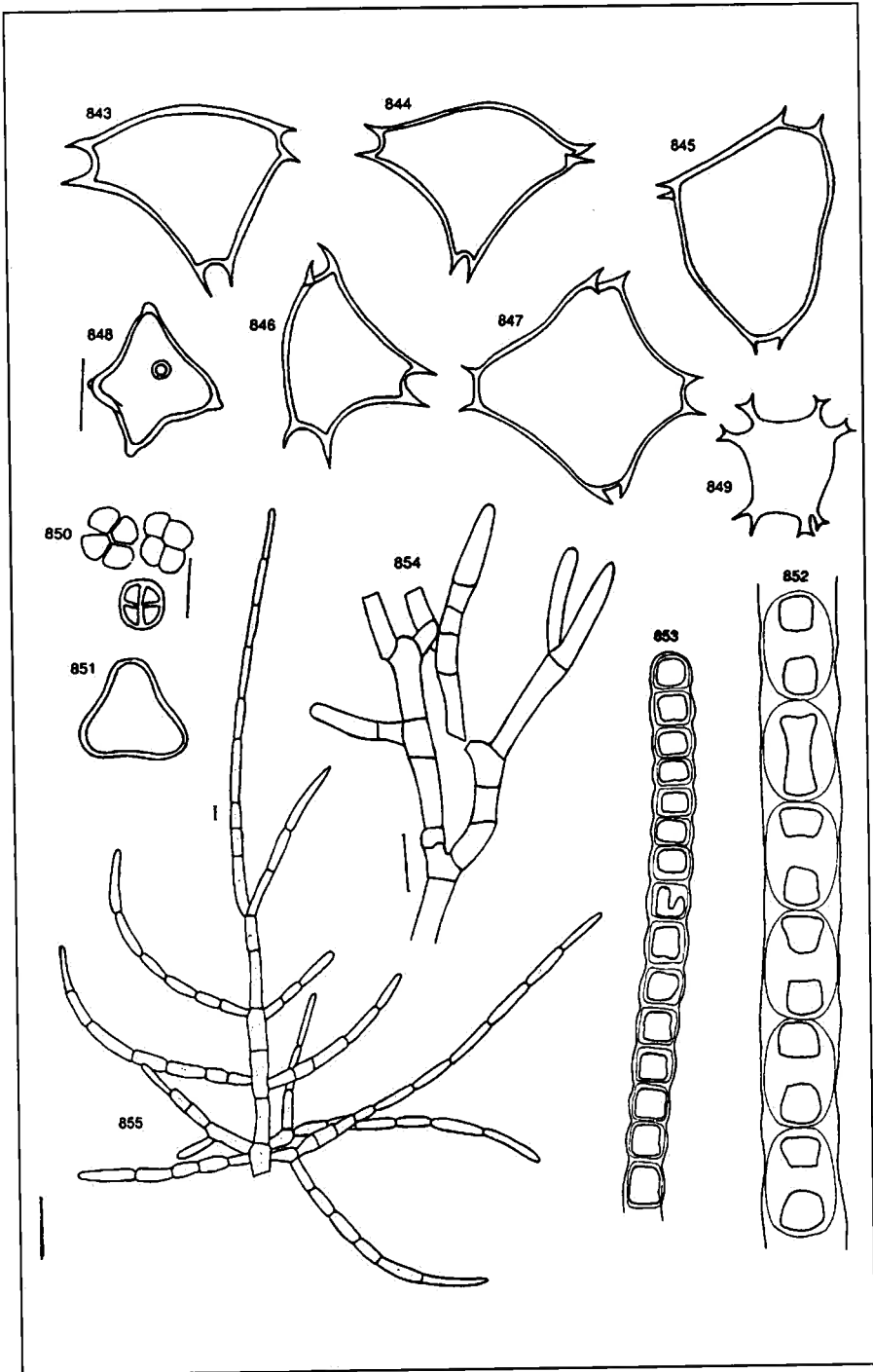


Planche 47

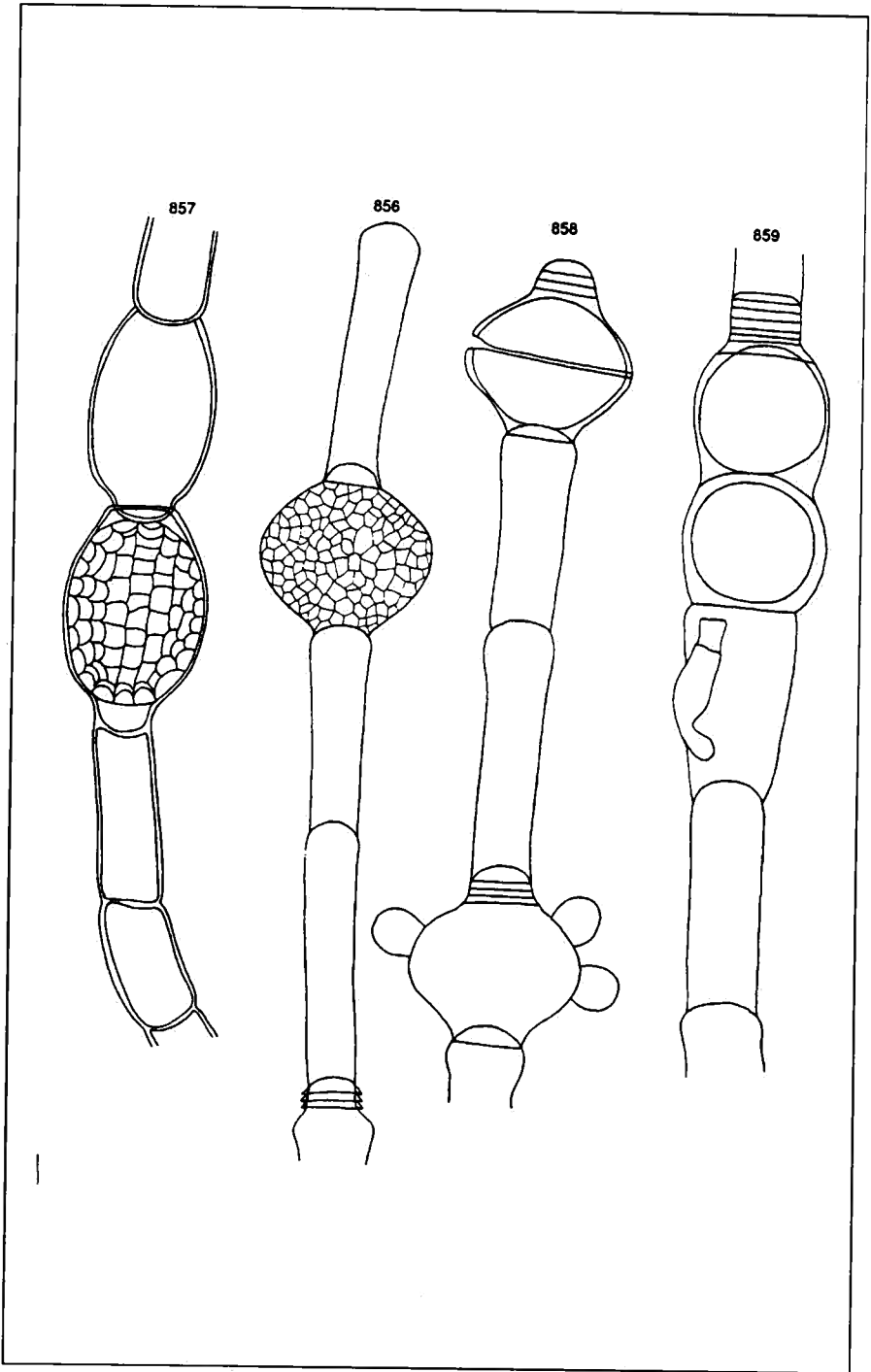


Planche 48

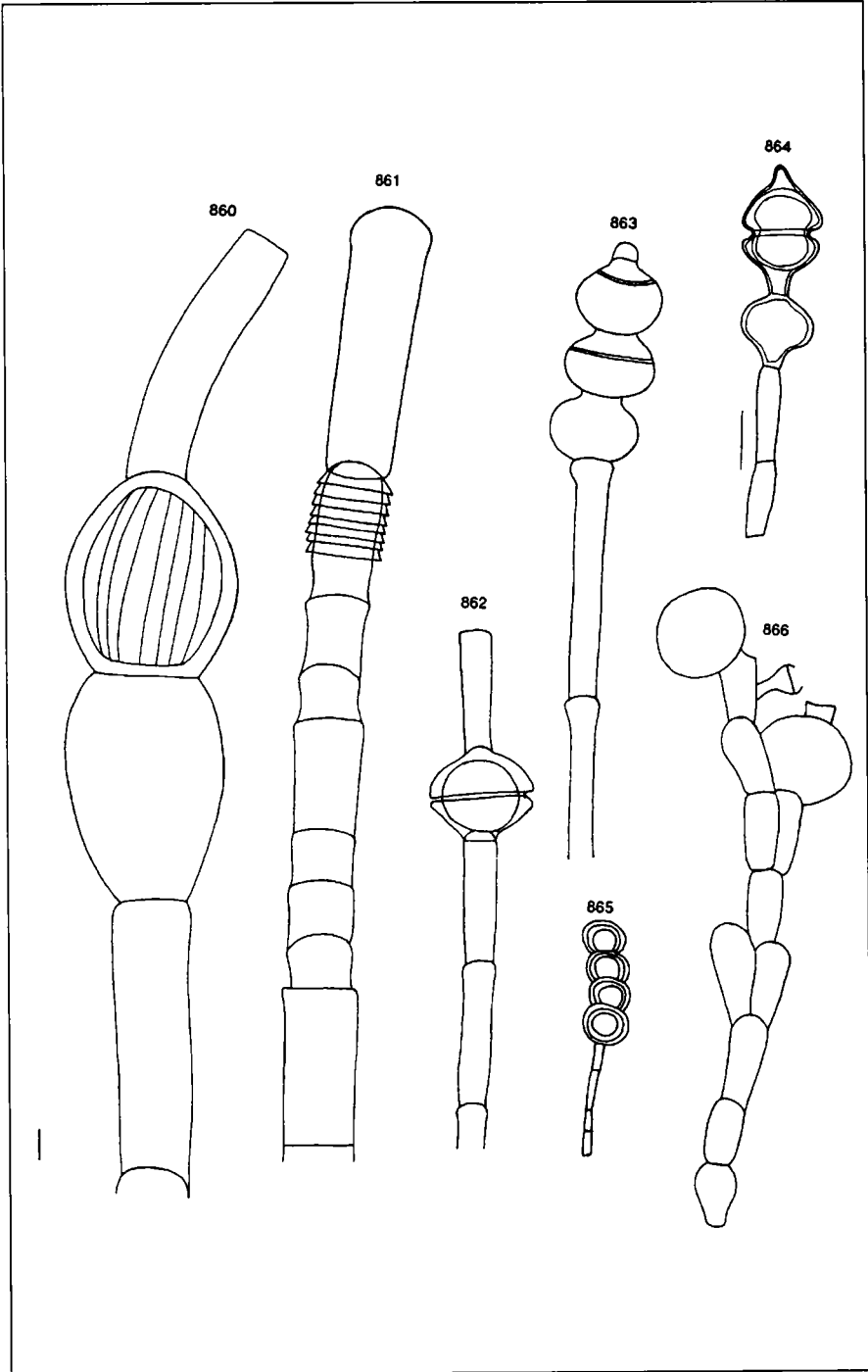


Planche 49

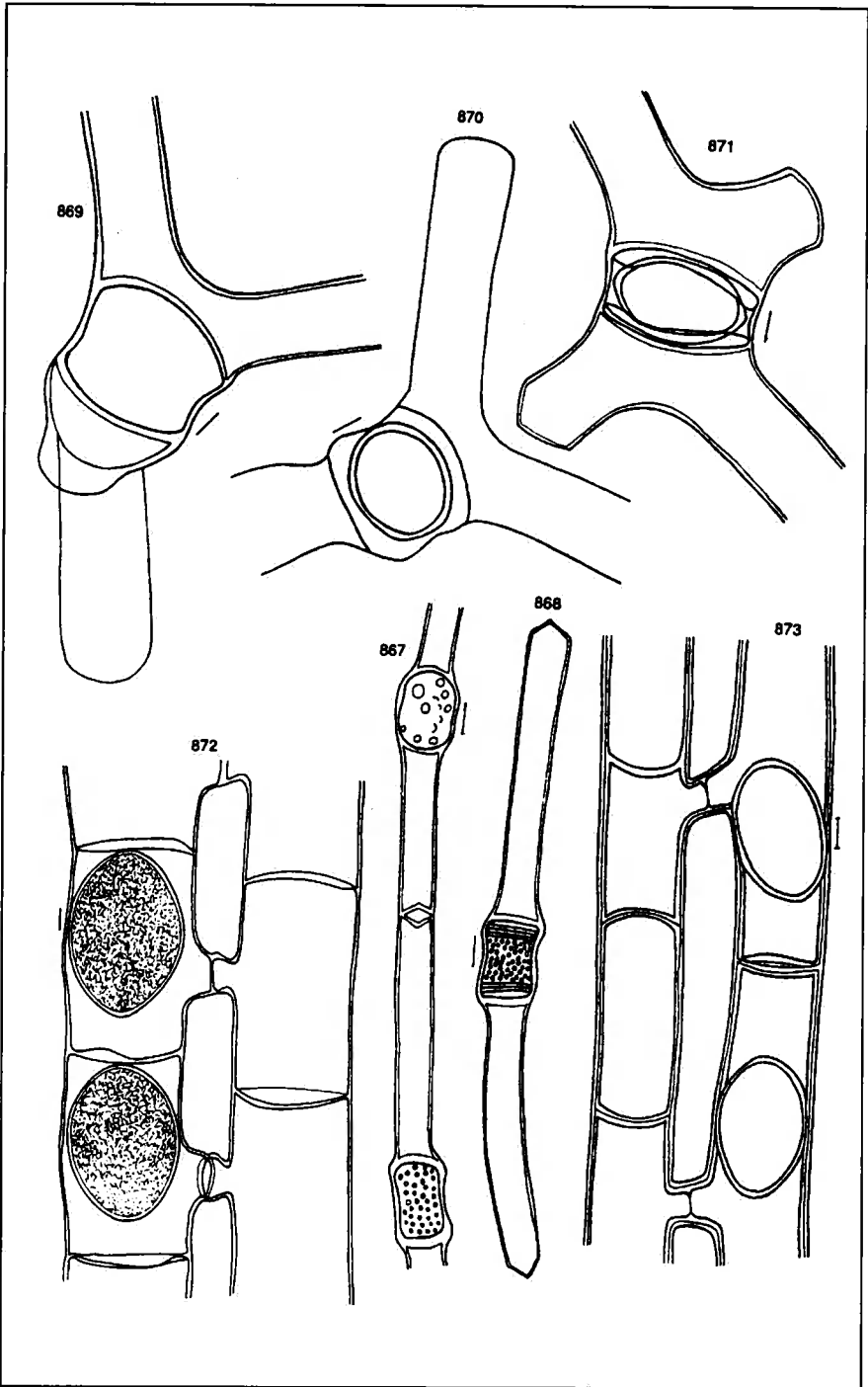


Planche 50

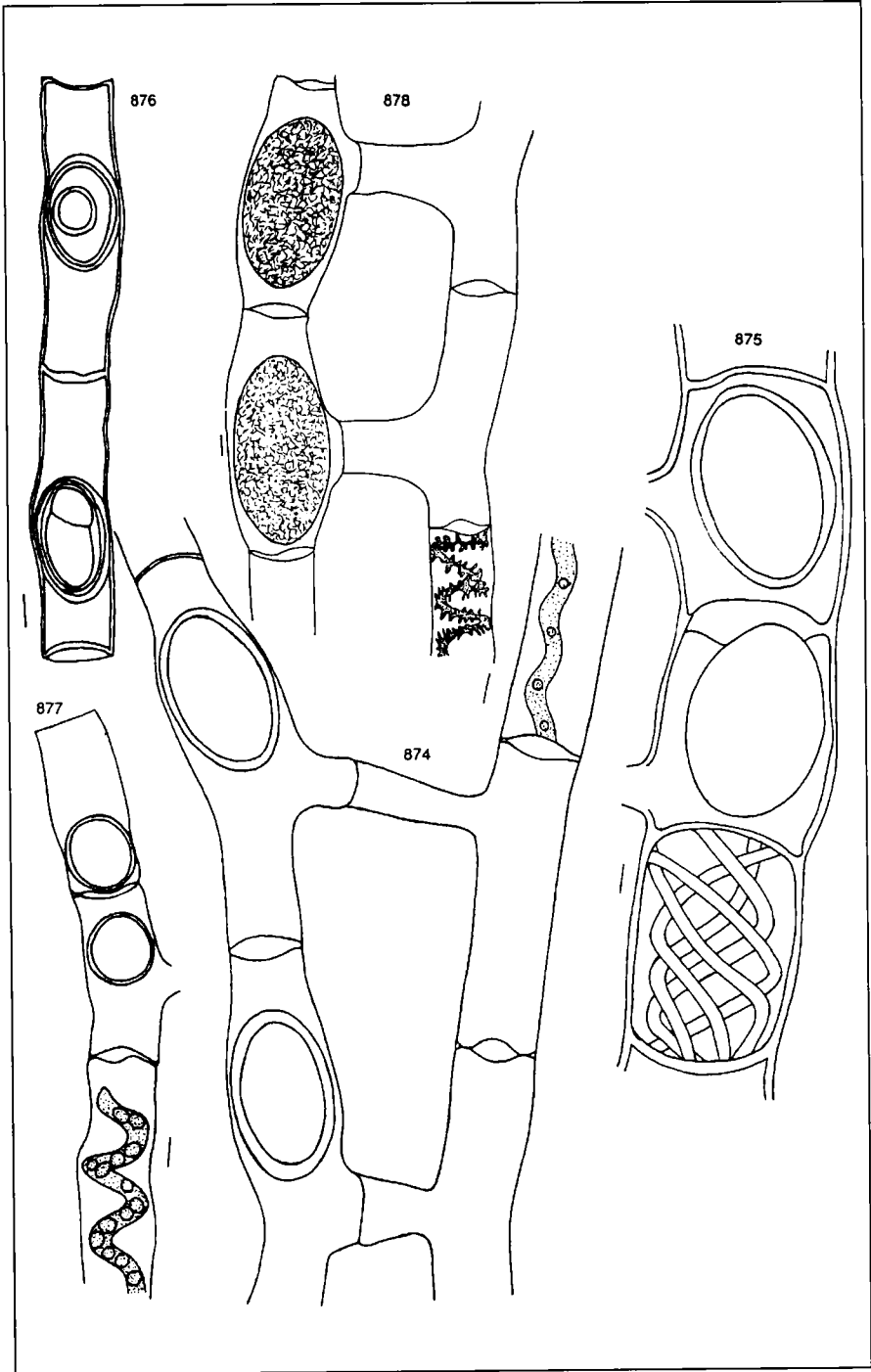


Planche 51

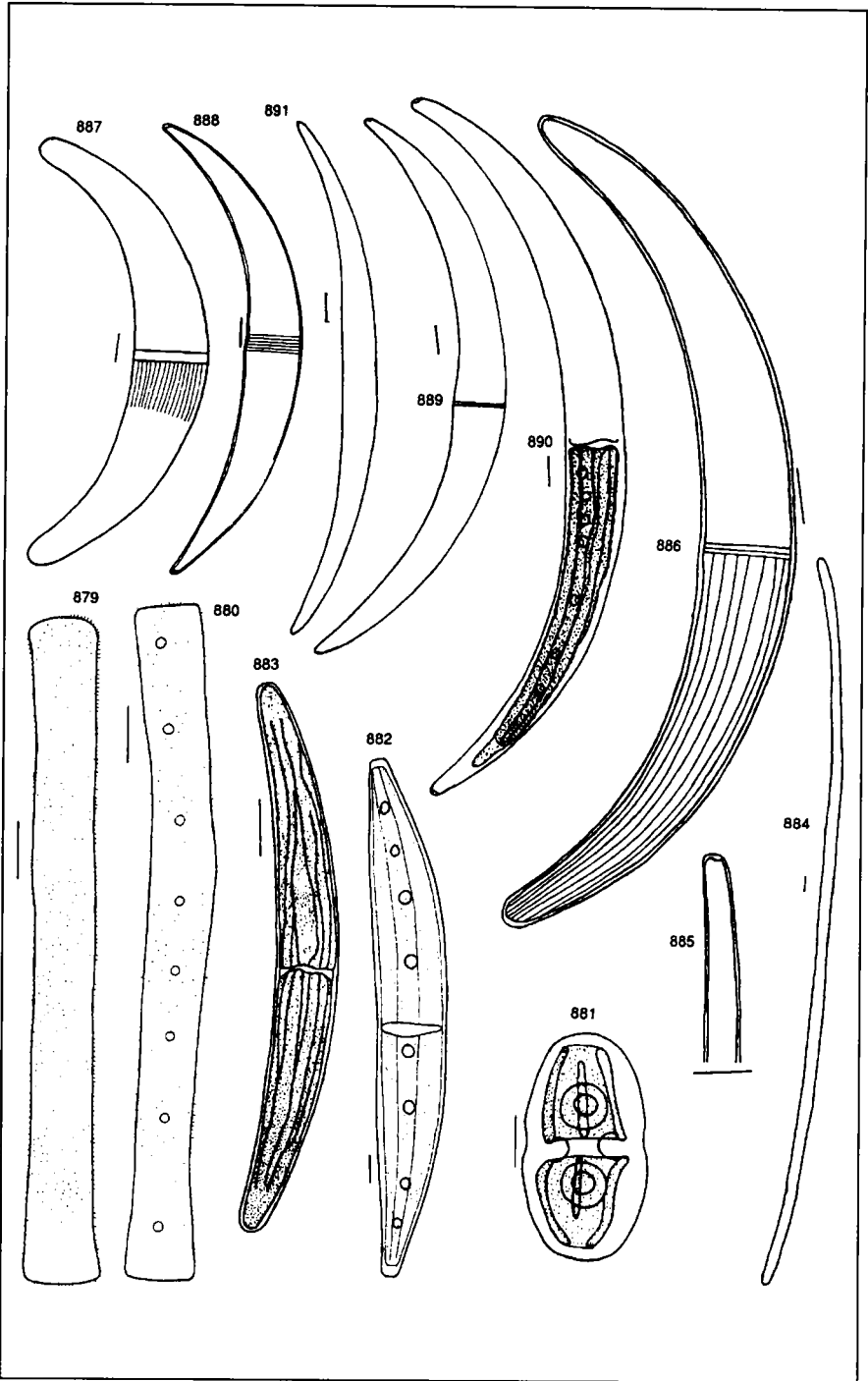


Planche 52

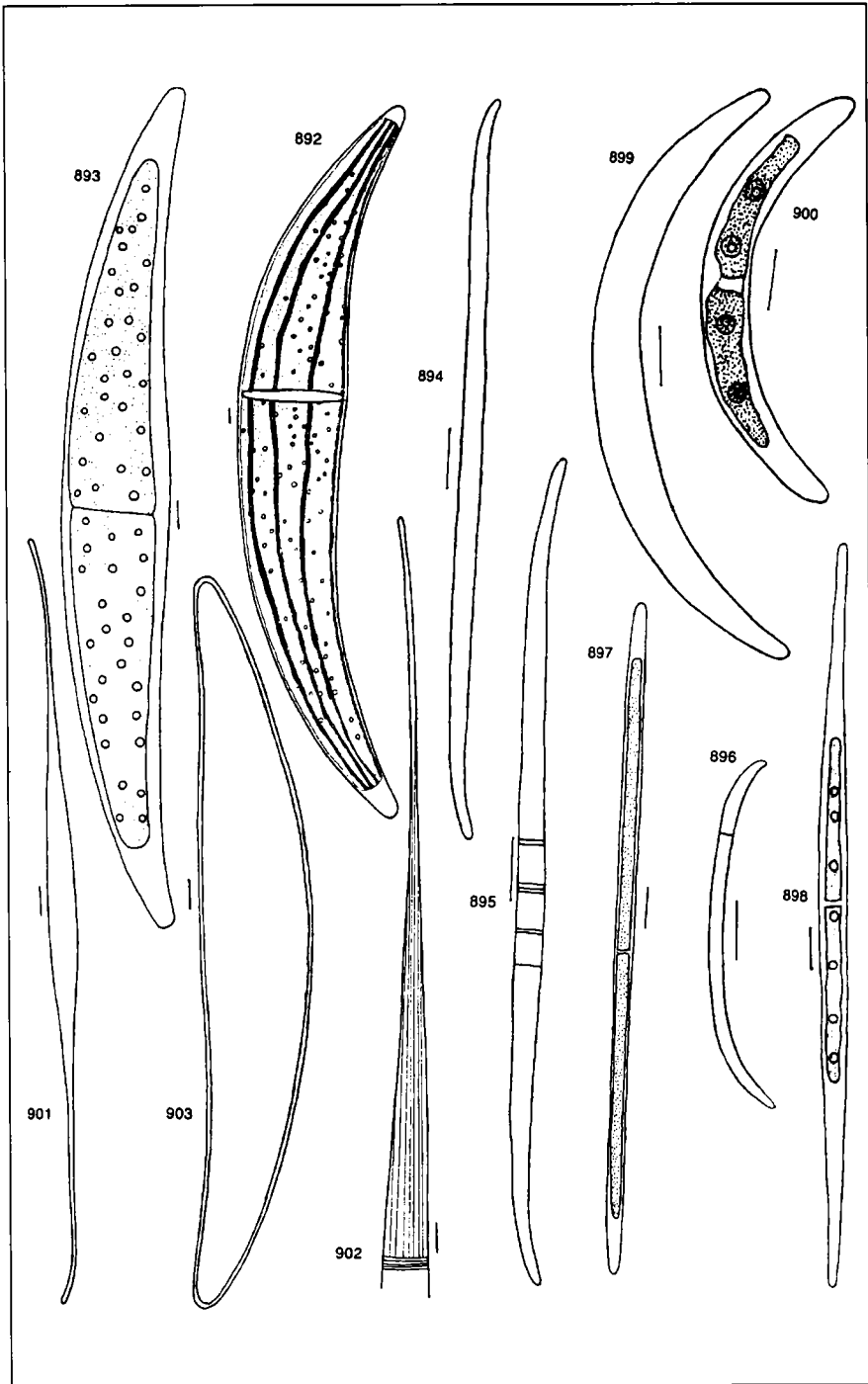


Planche 53

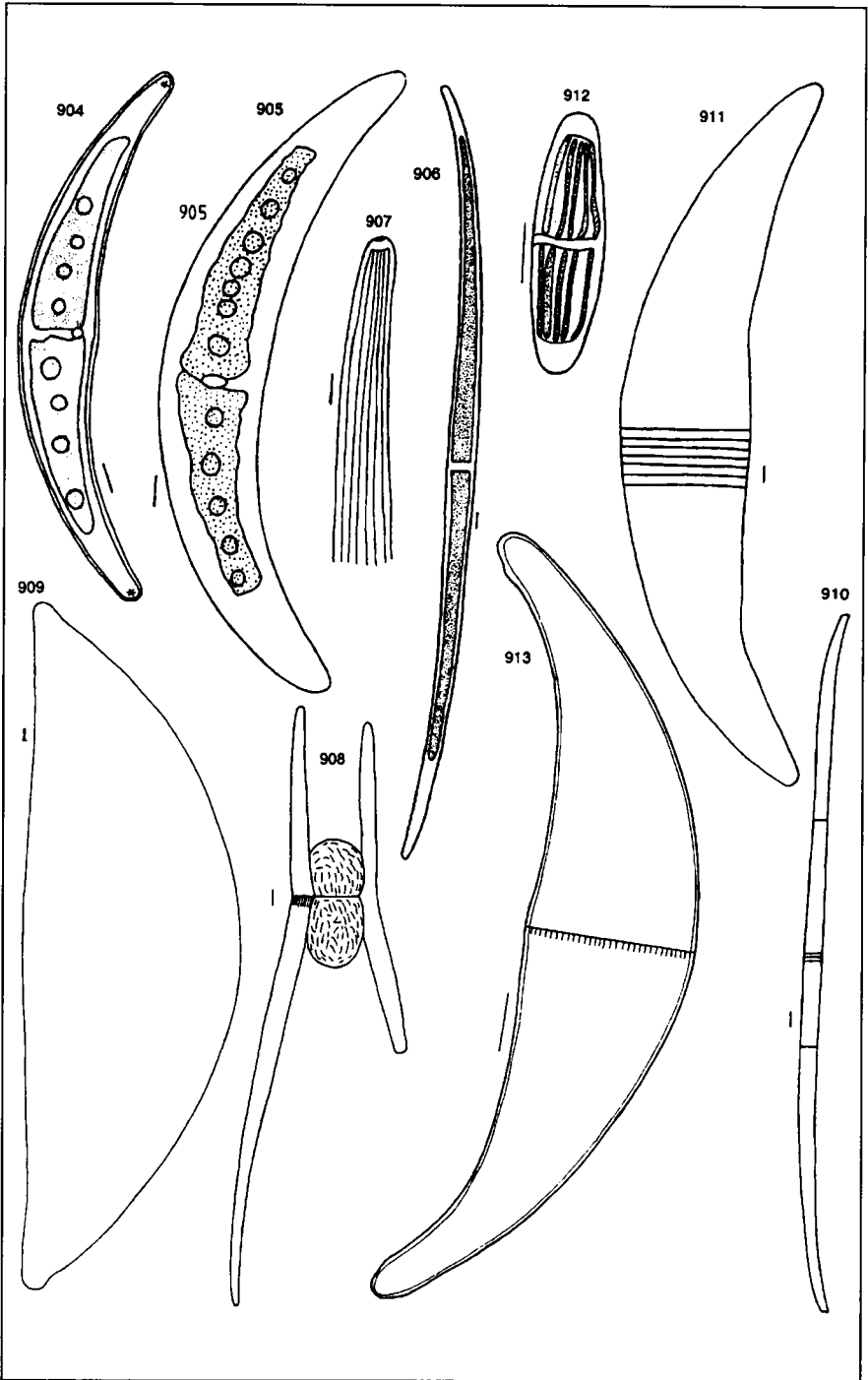


Planche 54

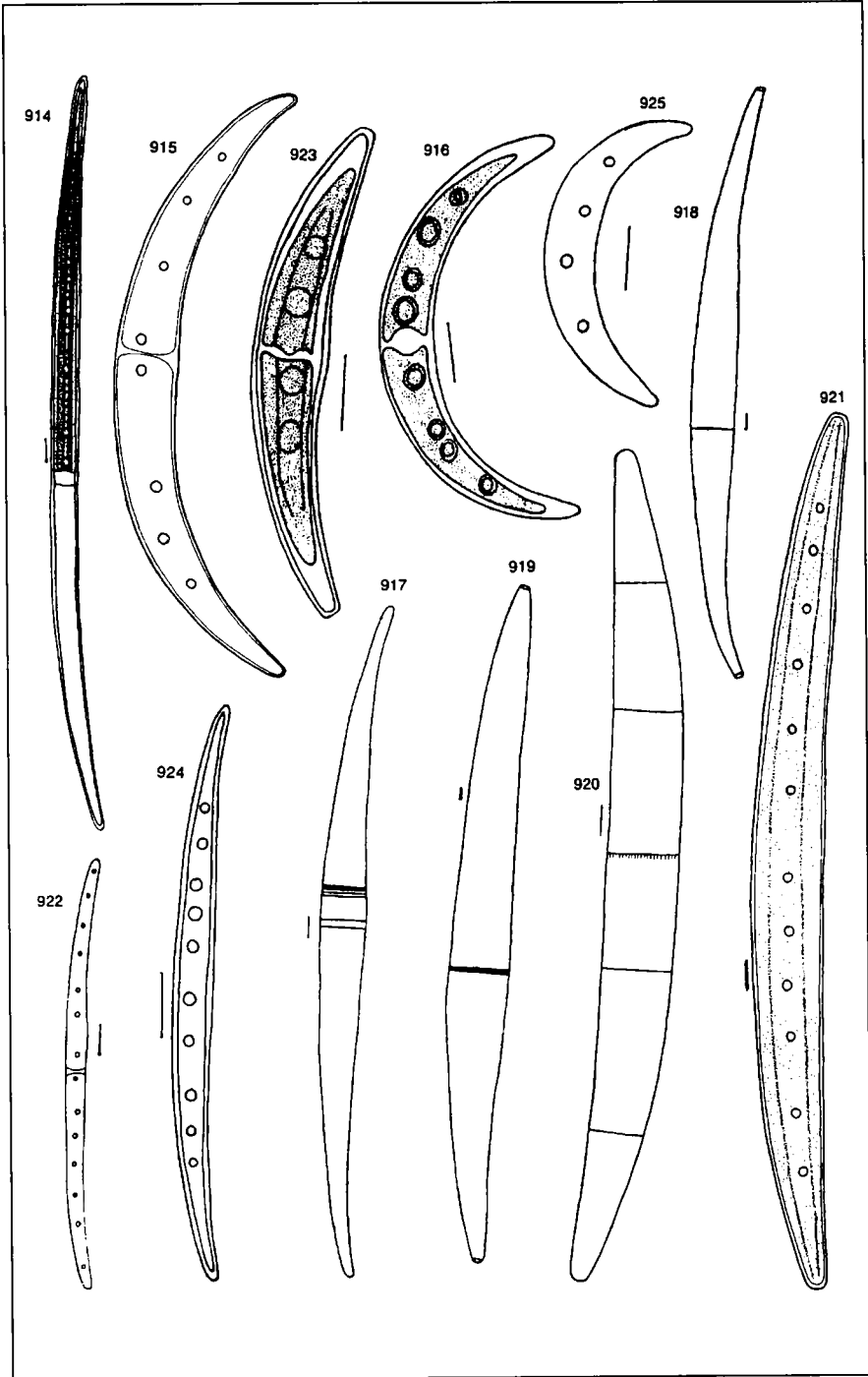


Planche 55

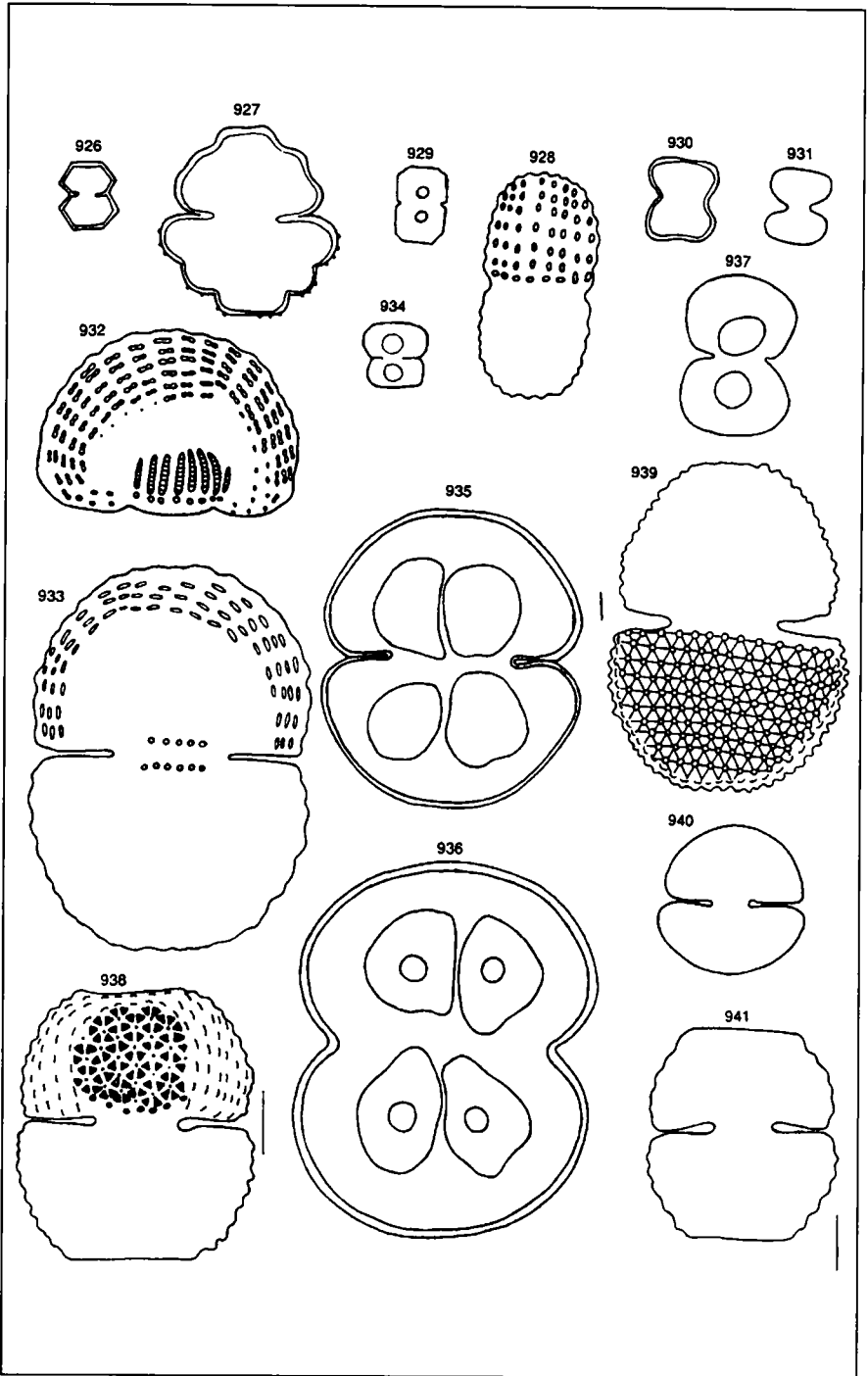


Planche 56

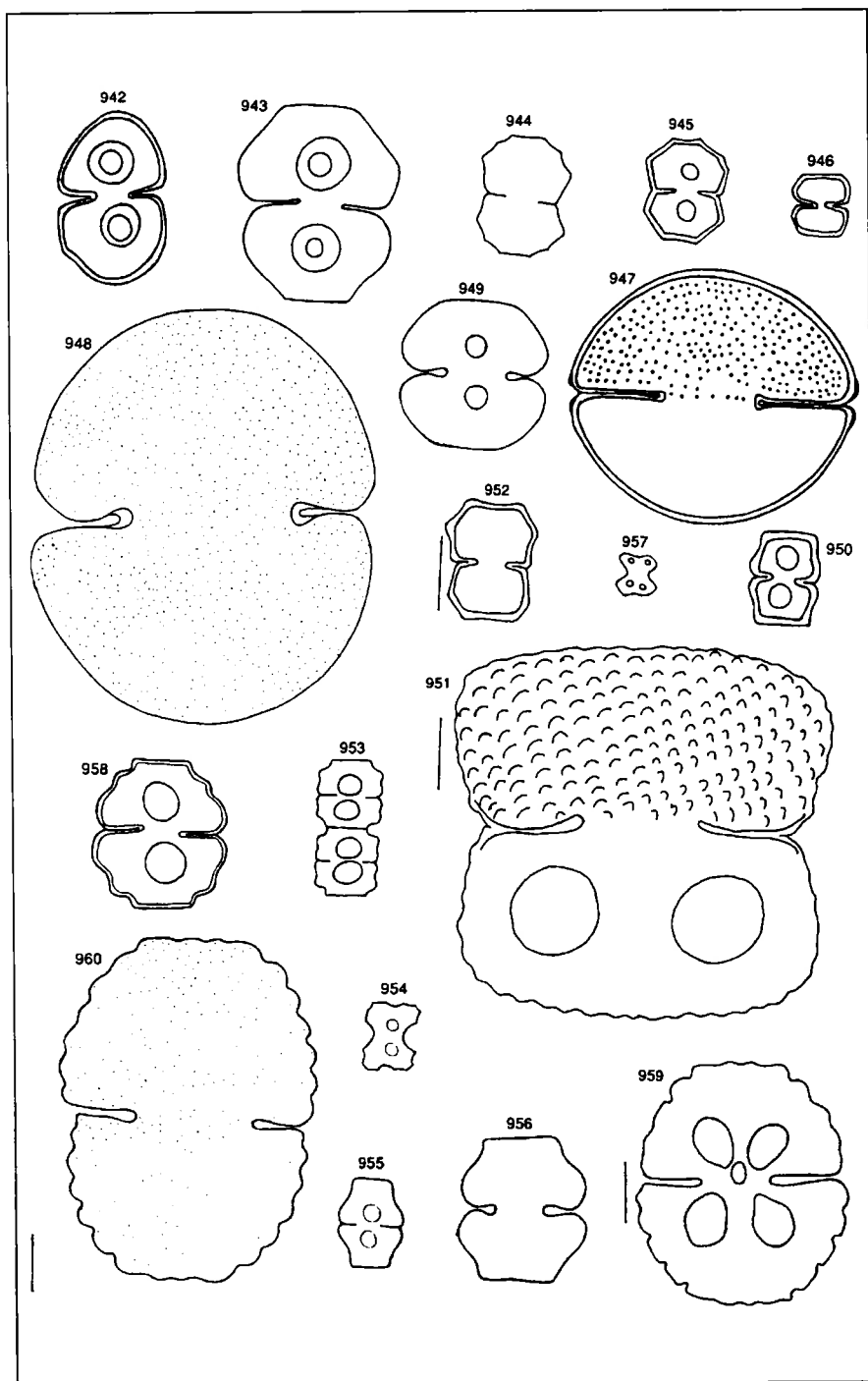


Planche 57

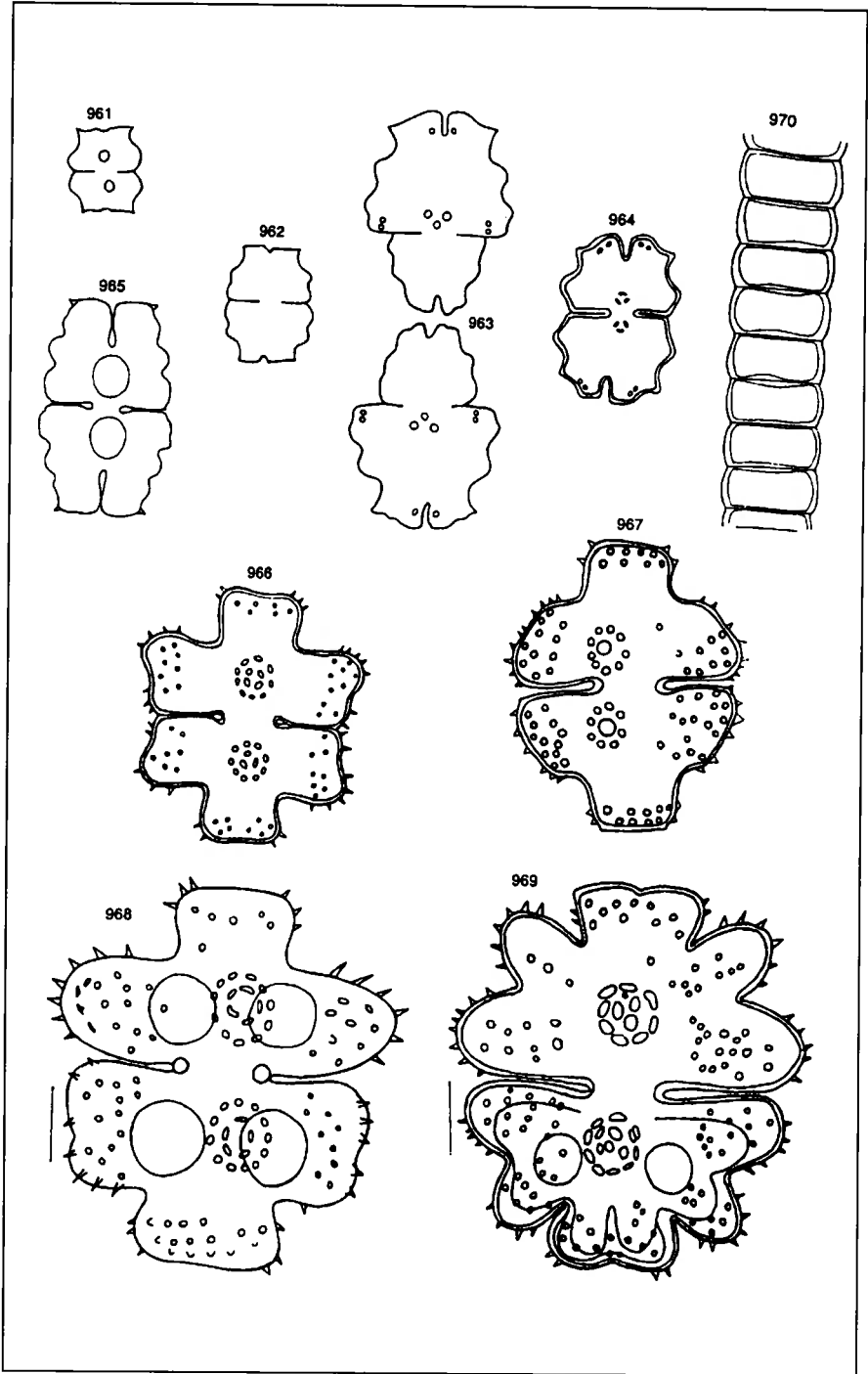


Planche 58

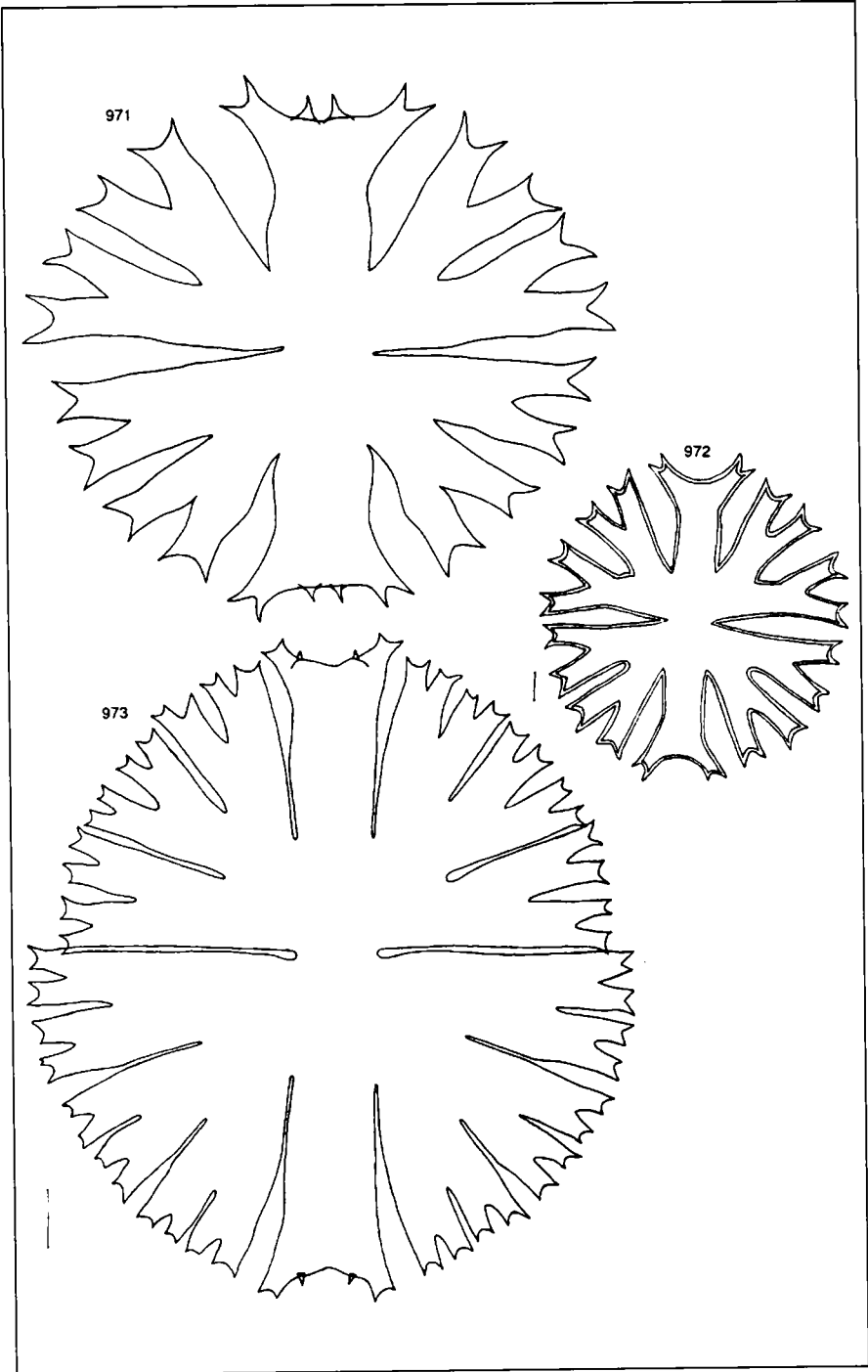


Planche 59

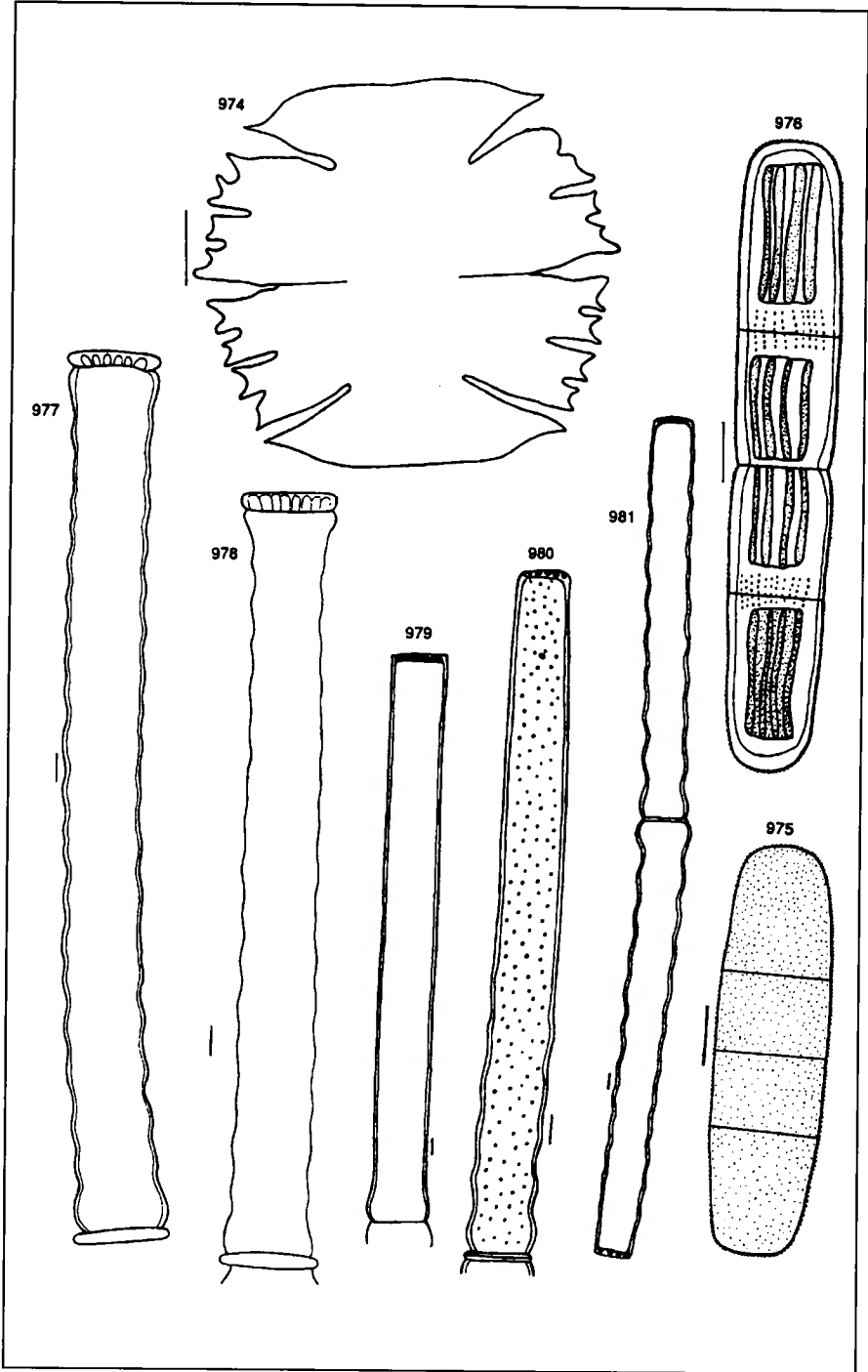


Planche 60

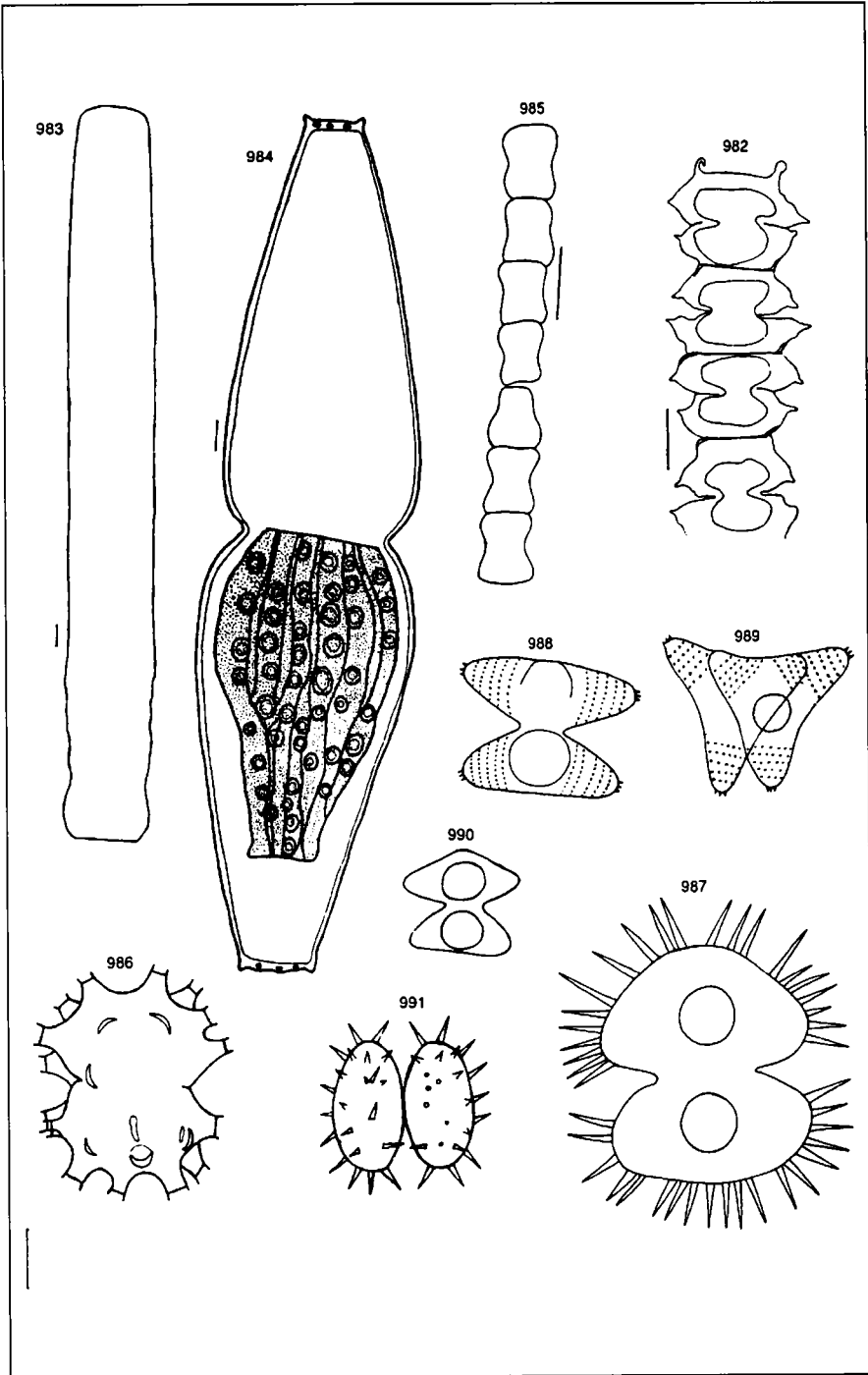
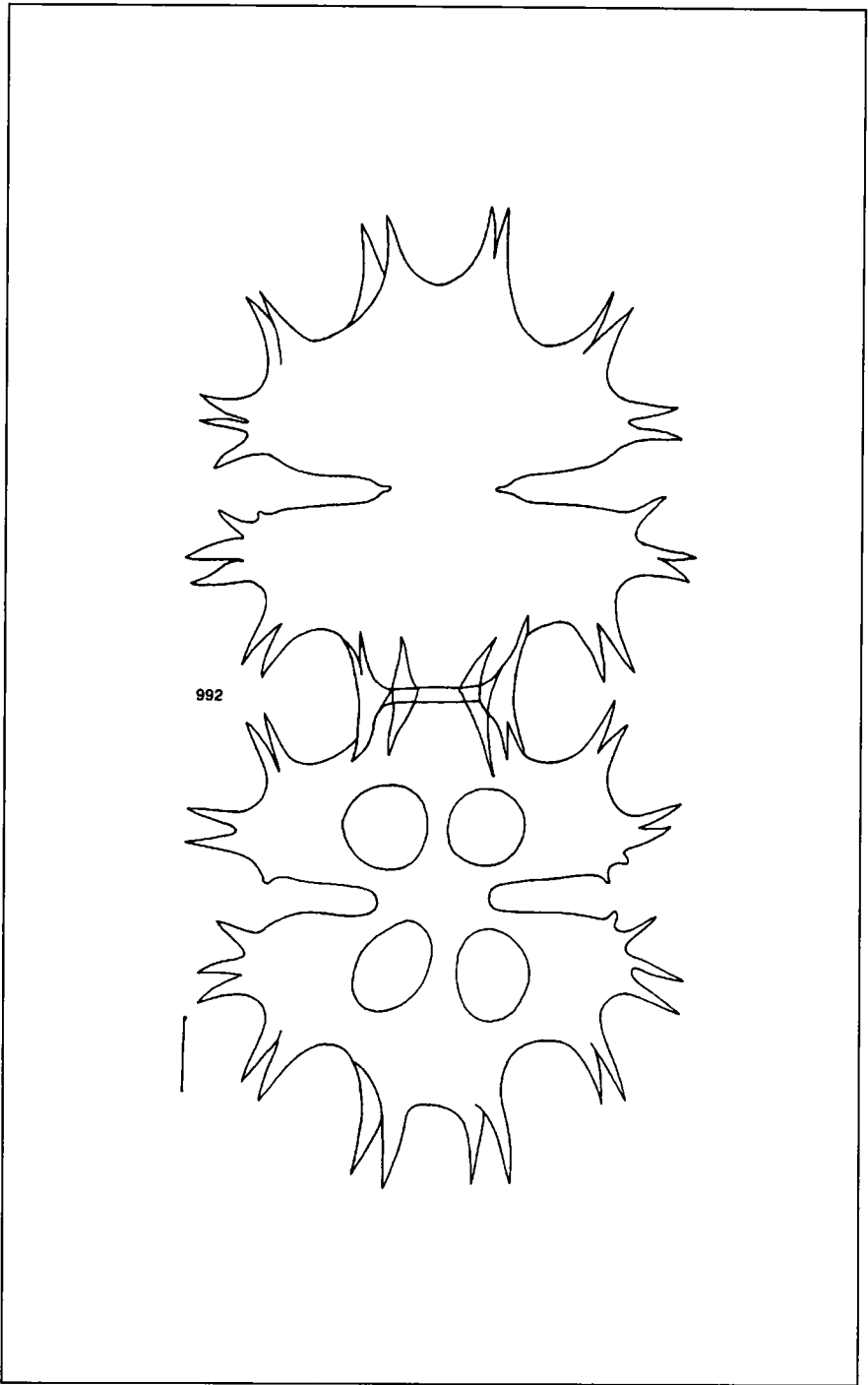
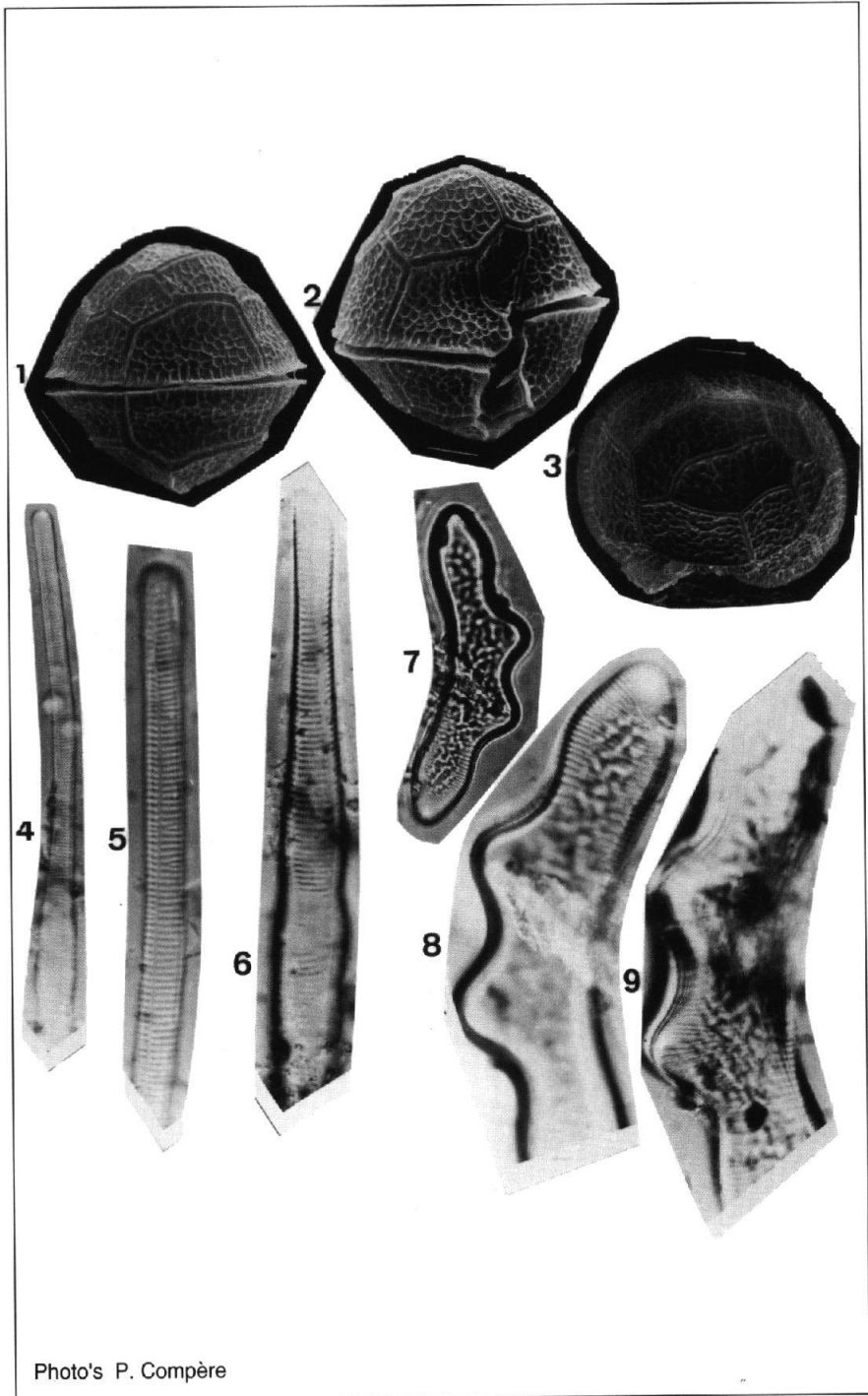


Planche 61



992

Planche 62



Photo's P. Compère

Planche 63

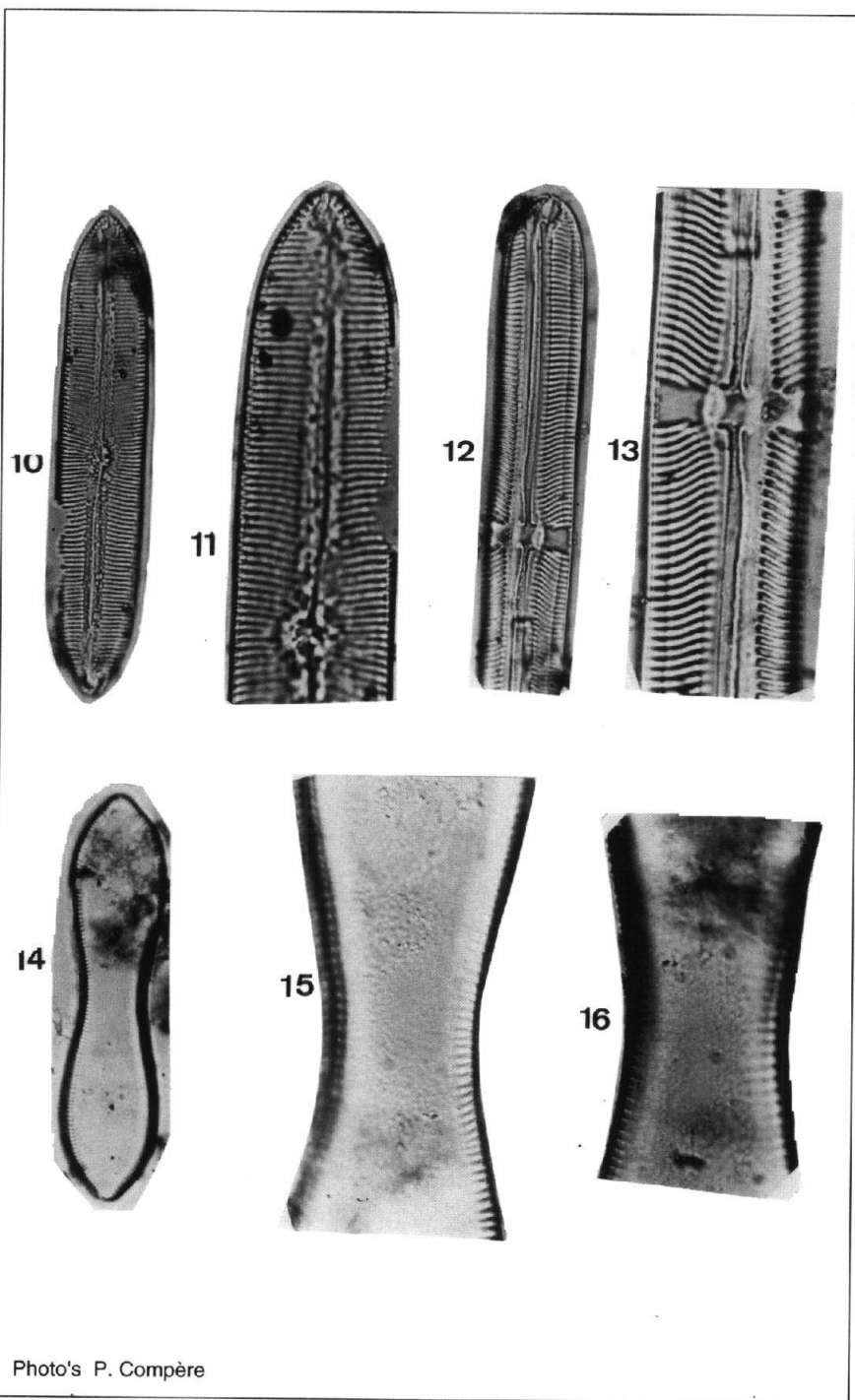


Planche 64

