

UNIVERSITE DU QUEBEC A TROIS-RIVIERES

MEMOIRE PRESENTE A
UNIVERSITE DU QUEBEC A TROIS-RIVIERES

COMME EXIGENCE PARTIELLE
DE LA MAITRISE EN SCIENCES DE L'ENVIRONNEMENT

PAR
SUZANNE DUPUIS

STRUCTURE ET DYNAMIQUE DES COMMUNAUTES PERIPHYTIQUES
D'UN COURS D'EAU DE LA BASSE-AURICIE
EN RELATION AVEC
LA VITESSE DU COURANT
ET L'ENSOLEILLEMENT

JUILLET 1984

Université du Québec à Trois-Rivières

Service de la bibliothèque

Avertissement

L'auteur de ce mémoire ou de cette thèse a autorisé l'Université du Québec à Trois-Rivières à diffuser, à des fins non lucratives, une copie de son mémoire ou de sa thèse.

Cette diffusion n'entraîne pas une renonciation de la part de l'auteur à ses droits de propriété intellectuelle, incluant le droit d'auteur, sur ce mémoire ou cette thèse. Notamment, la reproduction ou la publication de la totalité ou d'une partie importante de ce mémoire ou de cette thèse requiert son autorisation.

Remerciements

Je tiens d'abord à exprimer mes remerciements et ma gratitude envers mon directeur de recherche, monsieur Antoine Aubin, pour sa collaboration et ses judicieux conseils apportés tout au long de ce travail.

Mes remerciements vont également à madame Josée Brunelle pour son travail soutenu et sa bonne humeur lors des travaux sur le terrain et au laboratoire.

Je remercie tout le personnel du Groupe de Recherche sur les Insectes Piqueurs pour leur appui et leurs innombrables conseils autant techniques que professionnels.

Je remercie monsieur Marc Bisson de m'avoir permis l'accès aux laboratoires de l'INRS-eau ainsi que monsieur Bernard Veilleux pour son aide technique lors des analyses physico-chimiques.

Je remercie aussi madame Louise Achard qui a si gentiment accepté de vérifier les identifications d'algues.

J'adresse mes plus sincères remerciements à madame Fernande Boisvert qui a accepté la tâche fastidieuse de dactylographie du manuscrit et dont la patience et la cordialité n'ont jamais fait défaut.

Ce projet a bénéficié d'une bourse du Conseil de Recherche en Sciences Naturelles et en Génie du Canada et d'une bourse post-grade de la Direction générale de l'Enseignement Supérieur du Gouvernement du Québec.

Table des matières

Remerciements	i
Table des matières	ii
Liste des tableaux	iv
Liste des figures	v
Introduction	1
Chapitre premier - Description des sites	9
Station 1	10
Station 2	12
Station 3	12
Station 4	13
Chapitre II - Matériel et méthodes	14
2.1 Type de substrat	15
2.2 Plan d'échantillonnage	16
2.3 Périphyton	18
2.3.1 Chlorophylle <u>a</u>	18
2.3.2 Densité et composition spécifique	20
. densité	20
. composition spécifique	23
2.4. Physico-chimie	23
Chapitre III - Résultats	27
3.1 Physico-chimie	28
3.1.1 Paramètres uniformes pour l'ensemble des stations	28
. éléments nutritifs	28
. turbidité, oxygène dissous	30
. température, rayonnement	30
3.1.2 Vitesse du courant et intensité lumineuse	33
. vitesse du courant	33
. intensité lumineuse	36

Table des matières (suite)

3.2	Périphyton	39
3.2.1	Chlorophylle <u>a</u>	39
	. variation des replicats	39
	. moyenne saisonnière	39
	. courbes d'accumulation de la chlorophylle <u>a</u>	41
3.2.2	Phéophytine <u>a</u>	50
3.2.3	Densité	51
3.2.4	Composition spécifique	57
	. variation saisonnière des groupes d'algues	59
	. analyse factorielle des correspondances	63
	. variation saisonnière des espèces	69
3.3	Invertébrés	74
Chapitre IV - Discussion		77
4.1	Chlorophylle <u>a</u> et densité	78
	Variation des replicats	78
	Comparaison avec d'autres études	80
	La chlorophylle <u>a</u> en tant qu'estimateur de la biomasse	83
	Dynamique de la colonisation et de l'accumulation du périphyton	85
4.2	Composition spécifique	90
	Nombre d'espèces	90
	Analyse factorielle des correspondances	90
	Adaptations physiques au courant	91
Conclusion		103
Bibliographie		108
Appendices		120

Liste des tableaux

Tableau 1.	Sommaire des principales caractéristiques physiques des stations	13
Tableau 2.	Nombre de cellules et abondance relative des espèces les plus importantes numériquement lors du comptage successif des cellules	22
Tableau 3.	Variation induite sur la densité totale et sur la densité des espèces les plus importantes numériquement lors de trois recomptages d'un même échantillon	24
Tableau 4.	Méthodes et appareils utilisés pour les analyses physico-chimiques	25
Tableau 5.	Valeurs moyennes et extrêmes des paramètres physico-chimiques pour la période de mai à novembre 1981	29
Tableau 6.	Variation des replicats à chacune des sous-stations	40
Tableau 7.	Variation saisonnière de la colonisation et de l'accumulation de la biomasse à chacune des stations	49
Tableau 8.	Moyenne des pourcentages en phéophytine <u>a</u> à chacune des sous-stations	51
Tableau 9.	Corrélation entre la concentration de chlorophylle <u>a</u> et la densité	58
Tableau 10.	Nombre d'espèces et pourcentage des grands groupes taxonomiques du périphyton de la rivière Machiche	59
Tableau 11.	Corrélation entre les axes factoriels et les paramètres physico-chimiques	68
Tableau 12.	Concentration de chlorophylle <u>a</u> et densité cellulaire provenant d'autres études	81
Tableau 13.	Répartition du nombre d'espèces de diatomées pennées selon la classification de Karsten (1928) à chacune des stations	98

Liste des figures

Figure 1.	Contribution relative des différentes sources de production en fonction de la dimension du cours d'eau	2
Figure 2.	Principaux facteurs influençant les communautés périphytiques	4
Figure 3.	Carte de localisation de la rivière Machiche et des sites étudiés	11
Figure 4.	Représentation schématique de la stratégie d'échantillonnage	17
Figure 5.	Unités de mesure des différents types morphologiques	21
Figure 6.	Variation bimensuelle de la turbidité (A), de la concentration et du taux de saturation de l'oxygène dissous (B)	31
Figure 7.	Variation hebdomadaire des températures moyennes et extrêmes de l'air (Environnement Canada, station de Shawinigan) et de l'eau	32
Figure 8.	Variation journalière des précipitations (Environnement Canada, station de Shawinigan) et variation hebdomadaire du débit	34
Figure 9.	Variation hebdomadaire du rayonnement solaire (Environnement Canada, station de Montréal) . . .	35
Figure 10.	Variation hebdomadaire de la vitesse du courant aux sous-stations 1.1 et 1.2 et à la station 2	36
Figure 11.	Variation hebdomadaire de la vitesse du courant aux sous-stations 3.1 et 3.2	37
Figure 12.	Variation hebdomadaire de la vitesse du courant aux sous-stations 4.1 et 4.2	37
Figure 13.	Valeurs moyennes et extrêmes et intervalle de confiance à 95% de la vitesse du courant à chacune des sous-stations, pour la période de mai à novembre 1981	38

Liste des figures (suite)

Figure 14.	Valeurs moyennes et extrêmes et intervalle de confiance à 95% de la concentration de chlorophylle <u>a</u> à chacune des sous-stations, pour la période de mai à novembre 1981	41
Figure 15.	Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T ₀) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la station 1	43
Figure 16.	Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T ₀) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la station 2	44
Figure 17.	Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T ₀) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la sous-station 3.1	45
Figure 18.	Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T ₀) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la sous-station 3.2	46
Figure 19.	Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T ₀) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la station 4.	47
Figure 20.	Variation saisonnière de la densité et du nombre d'espèces (A), de la fréquence du nombre d'espèces des grands groupes taxonomiques (B) et de l'abondance relative des grands groupes taxonomiques (C) à la station 1.	52
Figure 21.	Variation saisonnière de la densité et du nombre d'espèces (A), de la fréquence du nombre d'espèces des grands groupes taxonomiques (B) et de l'abondance relative des grands groupes taxonomiques (C) à la station 2.	53
Figure 22.	Variation saisonnière de la densité et du nombre d'espèces (A), de la fréquence du nombre d'espèces des grands groupes taxonomiques (B) et de l'abondance relative des grands groupes taxonomiques (C) à la station 3.	54

Liste des figures (suite)

Figure 23.	Variation saisonnière de la densité et du nombre d'espèces (A), de la fréquence du nombre d'espèces des grands groupes taxonomiques (B) et de l'abondance relative des grands groupes taxonomiques (C) à la station 4.	55
Figure 24.	Valeurs moyennes et extrêmes et intervalle de confiance à 95% de la densité à chacune des stations, pour la période de mai à novembre 1981 . . .	56
Figure 25.	Valeurs moyennes et extrêmes et intervalle de confiance à 95% du nombre d'espèces à chacune des stations, pour la période de mai à novembre 1981	60
Figure 26.	Nombre d'espèces en fonction de la densité à chacune des stations	62
Figure 27.	Analyse factorielle des correspondances taxastations	64
Figure 28.	Variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure à la station 1. . .	70
Figure 29.	Variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure à la station 2. . .	71
Figure 30.	Variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure à la station 3. . .	72
Figure 31.	Variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure à la station 4. . .	73
Figure 32.	Variation saisonnière de la densité des larves d'insectes récoltées sur les substrats de colonisation aux différentes stations	75
Figure 33.	Représentation schématique des communautés périphytiques à la station 1	94
Figure 34.	Représentation schématique des communautés périphytiques à la station 2	95
Figure 35.	Représentation schématique des communautés périphytiques à la station 3	96
Figure 36.	Représentation schématique des communautés périphytiques à la station 4	97

Introduction

Dans tous les écosystèmes, qu'ils soient aquatiques ou terrestres, les végétaux en tant que producteurs primaires sont à la base de la chaîne alimentaire; leur production détermine celle des autres niveaux trophiques. Dans les écosystèmes lotiques, les algues fixées à des substrats submergés contribuent à une part importante de la production, plus particulièrement dans les petits cours d'eau où elles constituent les principaux producteurs primaires et souvent la seule source de matière organique végétale autochtone (figure 1).

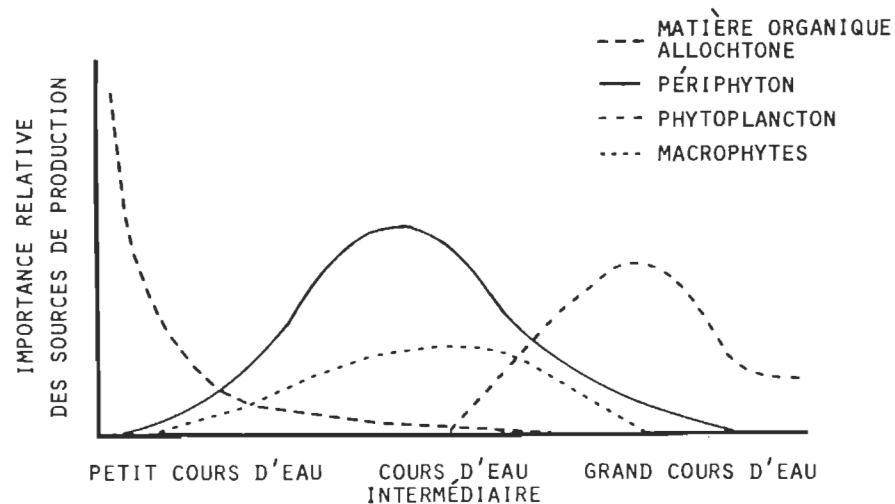


Fig. 1 - Contribution relative des différentes sources de production en fonction de la dimension du cours d'eau. (Tiré de Benfield, 1981)

Le périphyton qui se présente comme une couche visqueuse plus ou moins épaisse, de couleur brune ou verte et qui recouvre les substrats sub-

mergés (roches, troncs d'arbres, macrophytes) constitue une microcommunauté complexe composée en majeure partie d'algues auxquelles viennent s'ajouter quelques consommateurs (protozoaires) et décomposeurs (bactéries, champignons).

Depuis les années 1960, le périphyton a fait l'objet de nombreuses études où l'on a tenté de déterminer l'influence de différents facteurs du milieu sur ces communautés (figure 2). La température est le facteur majeur réglant leur croissance et leur variation saisonnière (Dunn *in* Horner, 1978; Patrick et Reimer, 1966; Phinney et McIntire, 1965). Cependant, d'autres facteurs influencent le périphyton. Ainsi, McIntire (1966b) a démontré la sensibilité extrême des communautés périphytiques aux basses concentrations en oxygène dissous. La biomasse et la production du périphyton sont favorisées par une acidification (pH de 7.0 à 4.0) (Moreau, communication personnelle). La turbidité affecte le périphyton d'une part, en réduisant la quantité de lumière parvenant aux algues. Ainsi, on observe des productions et des biomasses plus élevées en milieu peu turbide (Cushing *et al.*, 1983; Peters *et al.*, 1968; McConnell et Sigler, 1959). D'autre part, l'effet érosif des particules en suspension favorise le détachement des algues du substrat (Horner, 1978; Sladeckova, 1964).

Certains éléments minéraux inhibent ou favorisent la croissance des algues. Les eaux pauvres en calcium ont généralement une flore peu diversifiée (quelques myxophycées) comparativement aux communautés se développant dans des eaux bien tamponnées (Butcher, 1949). Bien que les différentes espèces d'algues réagissent différemment aux métaux, les diatomées sont géné-

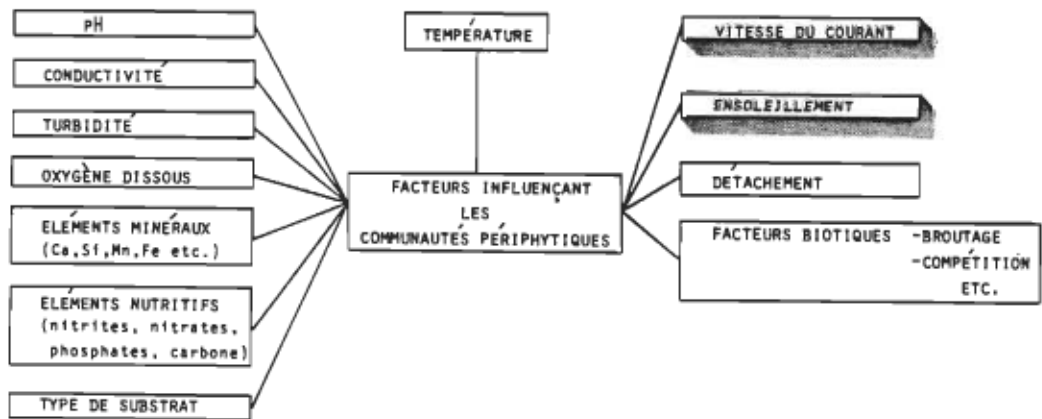


Fig. 2 - Principaux facteurs influençant les communautés périphytiques. (Tiré de Weitzel, 1979)

ralement plus sensibles que les algues bleues et les algues vertes (Patrick et Reimer, 1966).

Le périphyton a été et est encore beaucoup utilisé en tant qu'indicateur de la qualité de l'eau, de la pollution organique en particulier. Les milieux riches en éléments nutritifs supportent de plus grandes biomasses que les milieux oligotrophes (Cuker, 1983; Tilley et Haushild, 1975; Brehmer et al, 1969). Il y a une relation inverse entre la diversité des communautés et la pollution organique (Descy, 1976; Cairns et al., 1972; Williams, 1964).

Parallèlement à cet axe de recherche, les chercheurs ont tenté de standardiser les méthodes d'échantillonnage, ce qui a mené à l'utilisation des substrats artificiels pour la colonisation par le périphyton. Ceux-ci montrent une meilleure reproductibilité des résultats comparativement aux subs-

trats naturels ainsi qu'une plus grande flexibilité au niveau des choix des sites (Cairns et al., 1979).

Par ailleurs, des études ont été menées dans des cours d'eau artificiels avec des conditions contrôlées et constantes, éliminant de cette façon l'extrême variabilité temporelle et spatiale de ces facteurs dans les cours d'eau naturels. McIntire et son équipe (1966a, 1966b, 1968a, 1968b, 1973) notamment ont étudié l'influence de plusieurs facteurs du milieu, dont la vitesse du courant et l'intensité lumineuse, sur la biomasse, la structure, la composition spécifique et le métabolisme du périphyton. Les travaux de McIntire et la majorité de ceux portant sur la vitesse du courant concernent des vitesses inférieures à 50 cm/s. McIntire (1968b) a montré qu'à des vitesses allant de 9 à 38 cm/s, les biomasses accumulées après quatre semaines sont comparables mais que l'exportation est plus importante à vitesse élevée.

Peu d'études portent sur le périphyton des zones rapides des cours d'eau. Parmi celles-ci, notons celles de Shortreed et Stockner (1983), Wehr (1981), Horner (1978), Cattaneo et Ghittori (1975), Reisen et Spencer (1970), Ball et al. (1969), Butcher (1932). Horner (1978) a observé que les vitesses inférieures à 50 cm/s favorisent la colonisation et l'accumulation du périphyton et qu'aux vitesses élevées, les biomasses périphytiques sont faibles. Ball et al. (1969) ont observé les biomasses maximales à des vitesses variant de 30,5 à 61 cm/s et les biomasses minimales, entre 91,5 et 137 cm/s. Butcher (1932) a observé des communautés plus diversifiées aux basses vitesses comparativement à celles qui se développent aux vitesses élevées.

L'intensité lumineuse qui est en grande partie fonction du couvert forestier, règle la biomasse et la structure des communautés périphytiques. McIntire (1968a) a montré que les communautés se développant à 7 000 lux ont plus de chlorophylle a que celles croissant à 1 500 lux. Ces intensités lumineuses sont cependant de beaucoup inférieures à celles qu'on observe lors du plein ensoleillement d'été. Hornick et al. (1981) a montré que les petits cours d'eau, à cause de l'influence du couvert forestier qui réduit la pénétration de la lumière, montrent des productions plus faibles que les cours d'eau de plus grande dimension. Lyford et Gregory (1975) ont observé des taux de croissance et des biomasses plus élevés suite à une coupe de bois et ont attribué ce phénomène à l'augmentation de l'intensité lumineuse. Shortreed et Stockner (1983) n'ont cependant pas observé de différences dans la quantité de chlorophylle a suite à l'enlèvement du couvert forestier. O'Quinn et Sullivan (1983) ont montré que les communautés croissant à la lumière sont plus diversifiées que celles croissant en milieu ombragé.

L'objectif principal de notre recherche est de comparer la structure et la dynamique des communautés périphytiques se développant dans des habitats qui présentent des conditions différentes de vitesse de courant et d'ensoleillement. Afin de s'assurer une homogénéité intrastationnelle au niveau des autres facteurs influençant les communautés périphytiques, nos quatre stations se trouvent sur un même cours d'eau, la rivière Machiche située à Saint-Boniface de Shawinigan.

Plusieurs voies d'eau du Bouclier canadien sont caractérisées par une alternance de zones calmes et de petits rapides où la vitesse du courant

peut atteindre jusqu'à 250 cm/s en période de crue. Pour cette raison, il est pertinent d'étudier les communautés se développant à des vitesses de courant élevées et les sites que nous avons choisi d'étudier dans le cadre de cette étude présentent de grands écarts de vitesse entre eux allant de 5 à 120 cm/s. En ce qui concerne l'intensité lumineuse, nous avons sélectionné deux stations en milieu ouvert et deux autres sous couvert forestier.

La dynamique du périphyton nous est révélée dans un premier temps par sa biomasse déterminée par la concentration de chlorophylle a et par l'accumulation de la biomasse en fonction du temps. Dans un deuxième temps, une analyse qualitative et une estimation de la densité nous permettent de caractériser la structure et la dynamique de la flore périphytique en fonction des différences abiotiques prévalant à chaque station.

La présente étude constitue une première contribution à la connaissance de la flore algale périphytique des petits cours d'eau de la Mauricie. A ma connaissance, seulement deux autres études ont été consacrées à ces communautés dans le sud du Québec. Les travaux de Munteanu et Maly (1981) concernent la microdistribution des diatomées dans un petit cours d'eau situé près de Lennoxville. Moreau (communication personnelle) étudie l'impact de l'acidification sur les communautés périphytiques du Parc des Laurentides et ce, dans des dispositifs en conditions semi-naturelles.

Notre étude s'inscrit au sein du groupe de recherche sur les insectes piqueurs dans le cadre de recherches visant à expliquer la biodynamique des écosystèmes lotiques, gîtes de développement des larves de mouches noires (Diptera: Simuliidae).

Peu d'études concernent l'influence des facteurs biotiques tels que le broutage par les invertébrés benthiques ou les poissons (Cattaneo, 1983; Sumner et McIntire, 1982; Kesler 1981; Hunter, 1980). Cet aspect ne peut être évalué dans le cadre de cette étude mais son importance sera soulignée lors de la discussion.

Chapitre premier
Description des sites

Pour atteindre notre objectif de départ, nous avons sélectionné quatre stations sur le tronçon supérieur de la rivière Machiche située à Saint-Boniface-de-Shawinigan, comté de Shawinigan, à 25 km au nord-ouest de Trois-Rivières ($46^{\circ}32' \text{ N}$, $72^{\circ}52' \text{ O}$) (figure 3). Prenant sa source dans le Bouclier Canadien, ce cours d'eau d'ordre 2 coule dans l'axe nord-sud et draine, sur la majeure partie de sa course des zones boisées et vient rejoindre la rivière Yamachiche (Bassin de drainage de 275 km^2) à la hauteur de Saint-Etienne-des-Grès.

A cet endroit, le sous-sol est constitué d'un complexe de gneiss et de paragneiss dérivant en grande partie de l'anorthosite et de l'anorthosite-gabbro riches en fer. Une mince couche de till composé de fragments de roches précambriennes de dimensions variables repose directement sur la roche de fond (Béland, 1961).

Chacune des stations correspond à une combinaison des facteurs étudiés, vitesse du courant et ensoleillement lequel est fonction du couvert forestier (tableau 1).

Station 1

Le long de son parcours, la rivière Machiche est caractérisée par une alternance de zones calmes et de petits rapides. La station 1, située à 1,25 km en aval du Lac Héroux offre un courant rapide ($115 \pm 45 \text{ cm/s}$) et un substrat constitué d'un assemblage de blocs et de gros gravier colonisés

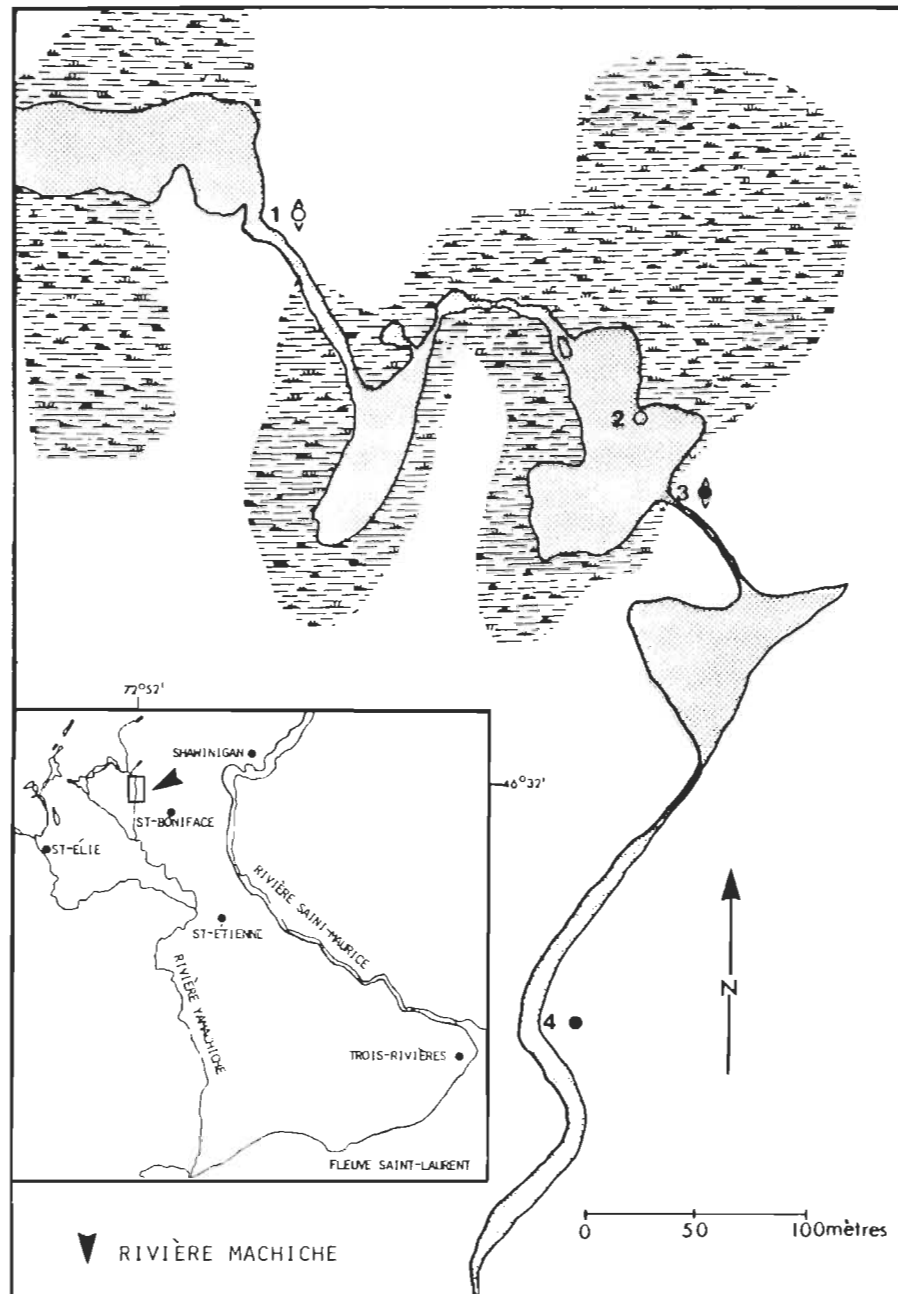


Fig. 3 - Carte de localisation de la rivière Machiche et des sites étudiés.

par de longues traînées d'algues vertes filamenteuses telles que Draparnaldia plumosa, Oedogonium spp. où les roches affleurent. Bien que les rives du cours d'eau soient bordées de bouleaux (Betula alleghaniensis, B. papyrifera), de peupliers (Populus tremuloides), de sapins (Abies balsamea), la largeur du cours d'eau à cet endroit (6 ± 2 m) permet un plein ensoleillement de la station. La profondeur est de 12 ± 11 cm.

Station 2

A 100 mètres en aval de la station 1, le lit du cours d'eau s'élargit et donne naissance à une immense zone calme où un courant faible (8 ± 3 cm/s) favorise le dépôt de sable fin et de limon. La largeur du cours d'eau à la station 2 est de 13 ± 1 m et la profondeur de 38 ± 11 cm. La végétation riveraine est composée principalement d'essences arbustives telles que le myrique baumier (Myrica gale), l'aulne rugueux (Alnus rugosa) et quelques saules surmontant des espèces herbacées (Glyceria grandis, Glyceria melicaria, Carex crinita, Calamagrostis canadensis).

Station 3

Suite à cette zone lente, une dénivellation du terrain crée une série de petits rapides et de cascades délimitant une zone de courant rapide (90 ± 40 cm/s) qui constitue la station 3. La largeur est de 4 ± 2 m et un couvert forestier dense où s'entremêlent épinette noire (Picea mariana), sapin (Abies balsamea) et bouleau (B. papyrifera, B. alleghaniensis) limite de beaucoup la pénétration de la lumière alors que cette station ne reçoit que 10% du plein ensoleillement. La profondeur y est

Tableau 1
Sommaire des principales caractéristiques
physiques des stations

Station	Vitesse (cm/s)	Profondeur (cm)	Largeur (m)	Recouvrement (%)
1	115 ± 45*	12 ± 11	6 ± 2	0
2	8 ± 3	38 ± 11	13 ± 1	0
3	90 ± 40	20 ± 11	4 ± 2	90
4	40 ± 25	25 ± 11	5 ± 1	75

* moyenne ± écart-type

de 20 ± 11 cm et le substrat est essentiellement composé de blocs et de gros gravier. A l'été, quelques roches étaient colonisées par des algues vertes filamenteuses.

Station 4

A 500 mètres en aval de la station 3, la rivière ralentit sa course et s'achemine à travers des massifs denses d'aulne rugueux (Alnus rugosa) relayé dans la forêt avoisinante par du sapin et de l'épinette. La station 4 est caractérisée par une vitesse lente à intermédiaire (40 ± 25 cm/s) et une pénétration de la lumière réduite par une couverture végétale importante alors qu'elle ne reçoit que 25% du plein ensoleillement. Le substrat est composé de sable et de gravier et à l'été, les plus grosses roches sont colonisées par des mousses aquatiques (Fontinalis antipyretica). La largeur est de 5 ± 1 mètres et la profondeur de 25 ± 11 cm.

Chapitre II
Matériel et méthodes

2.1 Type de substrat

Le type de substrat intervient sur le développement et la structure des communautés périphytiques soit par sa nature ou par sa position. Dans cette étude, nous avons opté pour les substrats artificiels qui montrent une meilleure reproductibilité des résultats comparativement aux substrats naturels qui, à cause de l'irrégularité de leur surface, rendent l'échantillonnage d'une surface connue difficile (Cairns et al., 1979).

En plus d'offrir des conditions initiales d'habitat homogènes, les communautés implantées sur des substrats artificiels montrent la même composition spécifique, les espèces dominantes et les associations algales demeurant comparables à celles qu'on retrouve sur les substrats naturels (Fontaine, 1983; Shortreed et Stockner, 1983; Tuchman et Stevenson, 1980; Cattaneo et Kalff, 1979). La résistance au bris, le caractère inerte ainsi que la facilité à échantillonner ont guidé notre choix vers le plexiglass. Ce type de substrat largement utilisé par plusieurs chercheurs travaillant en eau courante, s'avère non sélectif (Weber et MacFarland, 1981; Peters et al., 1968; Grzenda et al., 1968). Les substrats de plexiglass utilisés pour la colonisation par le périphyton offrent une surface de 100 cm^2 (20 cm X 5 cm X 0,03 cm) et sont disposés horizontalement et parallèles à la direction du courant. Les lames de plexiglass sont fixées à un cadre de fer à l'aide de vis et d'écrous, lequel est solidement ancré au fond du cours d'eau à l'aide de câbles d'acier. Nous avons fait quelques prélève-

ments sur les substrats naturels (roches) et même si nous n'avons pas effectué d'analyse élaborée pour le démontrer, les communautés périphtiques étaient comparables à celles que nous récoltions sur les substrats de plexiglass.

2.2 Plan d'échantillonnage

A chacune des stations, deux séries de substrats de plexiglass sont placées à des endroits présentant des conditions identiques de lumière et de vitesse du courant, ce qui correspond aux sous-stations R_1 et R_2 sur la figure 4 et que nous identifierons comme étant les sous-stations 1.1, 1.2, 2.1, 2.2, 3.1, 3.2, 4.1 et 4.2.

La période d'échantillonnage s'étend des mois de mai à novembre 1981. La méthode consiste à placer une série de substrats dans le cours d'eau à un moment donné, ce qui correspond au temps T_0 , au début de chaque mois. Le périphyton accumulé est récolté après que les substrats ont séjourné 2, 3, 4, 6 et 8 semaines dans le cours d'eau. Nous grattons soigneusement les plaques de plexiglass à l'aide d'une lame de rasoir et le périphyton ainsi récolté est déposé dans des piluliers. Nous ajoutons quelques gouttes d'eau et de lugol (solution iodo-iodurée) aux échantillons destinés à l'identification et au comptage alors que nous conservons au froid et à l'obscurité dans une glacière ceux qui serviront au dosage de la chlorophylle a.

A chaque sous-station, les échantillons sont toujours récoltés en double c'est-à-dire provenant de deux substrats adjacents, ce qui correspond aux replicats "r".

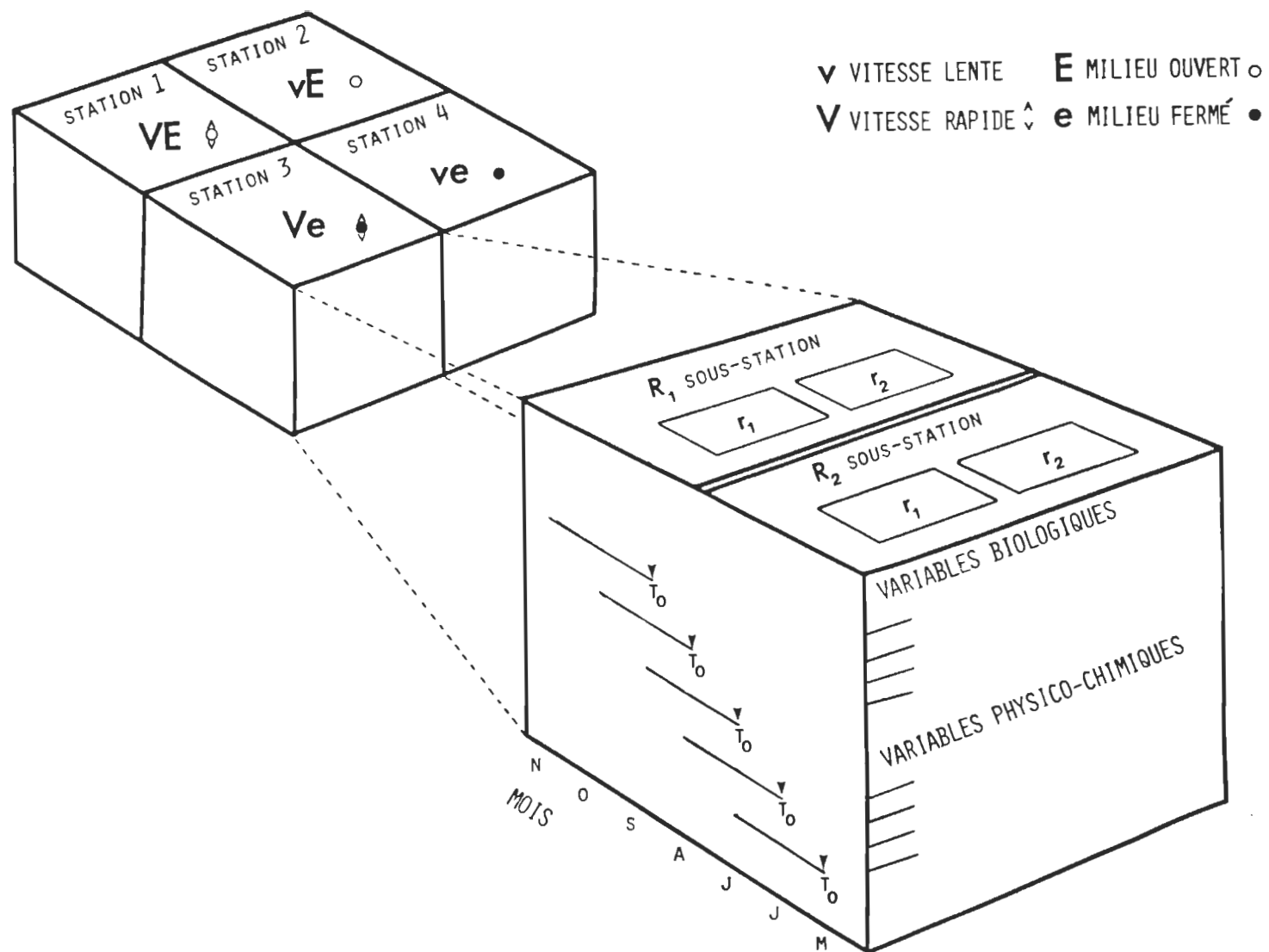


Fig. 4 - Représentation schématique de la stratégie d'échantillonnage.

Lors de nos visites hebdomadaires, nous mesurons la vitesse du courant à l'aide d'un courantomètre à hélice de la Compagnie General Oceanics Inc. (modèle 2030), la profondeur d'eau et la largeur du cours d'eau à trois endroits à chacune des stations. Un thermomètre au mercure minima-maxima Taylor ayant une précision de $\pm 0,1^{\circ}\text{C}$ nous fournit les variations stationnelles de la température de l'eau et la température de l'air est notée à chaque visite sur le terrain.

Nous avons également recueilli des échantillons d'eau sur une base bimensuelle, pour fins d'analyse de pH, de la conductivité, de la turbidité, de l'oxygène dissous, des nitrates-nitrites ($\text{NO}_3 - \text{NO}_2$), de l'orthophosphate (PO_4^{-3}) et du carbone organique total et dissous. Ces échantillons sont conservés au froid et à l'obscurité jusqu'au moment de l'analyse.

2.3 Périphyton

2.3.1 Chlorophylle a

Les 352 échantillons de périphyton récoltés lors de cette étude et destinés au dosage de la chlorophylle a et de la phéophytine a sont congelés et la concentration des pigments y est déterminée à l'intérieur d'un délai de 30 jours selon la méthode standard décrite par l'American Public Health Association (1974) à l'exception que le carbonate de magnésium n'est pas ajouté (Holm - Hansen, 1978).

Après avoir ajouté 3 ml d'acétone 90% au concentré périphytique, nous soumettons les échantillons déposés sur bain de glace aux ultra-sons (Sonicateur Megason Ultrasonic Disintegrator) à raison de trois séries consécutives de trente secondes. Congélation et ultra-sons visent à briser les cellules (Strickland et Parsons, 1968).

Les échantillons sont transférés dans des tubes à centrifuger et, dépendamment de leur concentration, nous ajoutons de 2 à 10 ml d'acétone et notons le volume total. Afin de parfaire l'extraction des phytopigments, nous laissons reposer les échantillons à 4°C durant au moins vingt heures. Après une centrifugation à 4000 G durant quinze minutes à l'aide d'une centrifugeuse réfrigérée Sorvall, nous déterminons les densités optiques de l'extrait acétonique avec un spectrophotomètre "Varian Techtron modèle 635" à 663, 645, 630 et 750 nm, cette dernière longueur d'onde corrigeant la turbidité. Le 0 d'absorbance est ajusté avec l'acétone 90%. Toutes ces manipulations sont faites avec une lumière d'appoint de couleur verte.

Les densités optiques à 663 nm avant et après acidification avec HCl 1N nous permettent de calculer les concentrations de chlorophylle a et de phéophytine a selon les formules suivantes:

$$\text{Ch } \underline{a} = \frac{26,73 (663_b - 663_a) \times V}{S}$$

$$\text{Ph } \underline{a} = \frac{26,73 [1,7 (663_a) - (663_b)] \times V}{S}$$

[Ch a] : concentration de chlorophylle a en mg/m²

[Ph a] : concentration de phéophytine a en mg/m²

663_b et 663_a: densités optiques de l'extrait acétonique avant et après acidification respectivement

V : volume de l'extrait (L)

S : surface du substrat (m²)

2.3.2 Densité et composition spécifique

Pour l'analyse qualitative et l'estimation de la densité, nous avons observé les échantillons d'une seule sous-station (R) par station, totalisant 54 pour l'ensemble de la saison. Les échantillons de périphyton analysés avaient un minimum de quatorze jours de colonisation, cet intervalle de temps s'avérant suffisant pour l'établissement d'une communauté naturelle sur des substrats introduits en eau courante (Hoagland et al., 1982; Weber et MacFarland, 1981; Tuchman et Stevenson, 1980; Weitzel et al., 1979).

Densité

Pour l'estimation de la densité des algues périphytiques (nombre de cellules/m²), chacun des échantillons préservé au lugol est préalablement dilué si nécessaire, agité et versé dans une chambre à sédimentation fabriquée par la Compagnie Wild dont le volume est complété à 10 ml. Après trois heures de sédimentation (Lund et al., 1958), nous examinons les échantillons à l'aide d'un microscope inversé et à contraste de phase de marque Nikon modèle M muni d'oculaires 10 X et d'un objectif 40 X. Nous identifions les algues à l'espèce ou au genre et dénombrons les organismes dans des champs choisis au hasard le long d'un transect d'une largeur de 180 µm délimité par un micromètre oculaire, jusqu'au décompte de 200 individus obtenant ainsi une précision d'environ 15% (Lund et al., 1958).

Pour les espèces coloniales, nous considérons une cellule comme étant une unité dans le cas des diatomées et des chlorophycées alors qu'une surface de $18\ \mu\text{m} \times 18\ \mu\text{m}$ constitue une unité dans le cas des myxophycées et des colonies bactériennes étant donné la petite taille de leurs cellules et leur nombre élevé dans une colonie évitant de cette façon de surestimer leur densité. En ce qui concerne les colonies filamenteuses, que ce soit chez les chlorophycées ou les myxophycées, une longueur de $18\ \mu\text{m}$ délimite une unité cellulaire (figure 5).

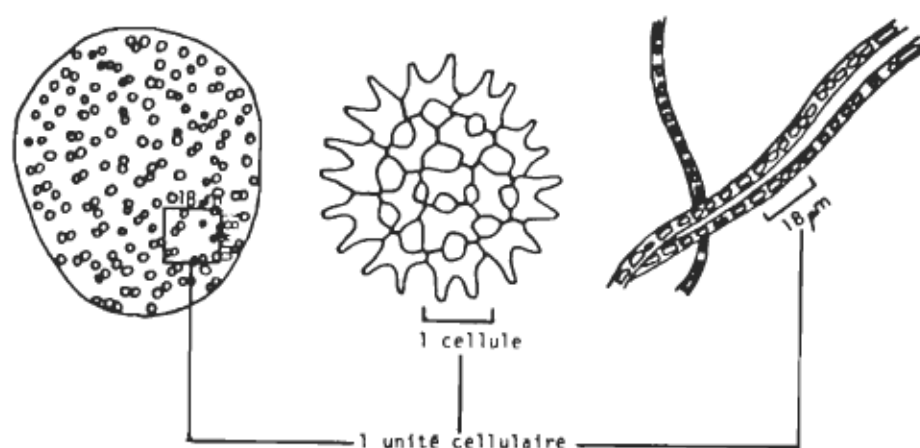


Fig. 5 - Unités de mesure des différents types morphologiques.

La méthode de comptage utilisée lors de cette recherche vise à évaluer l'abondance des taxa qui contribuent de façon significative à la biomasse et à la production de la communauté. Le tableau 2 nous démontre clairement qu'un décompte de 200 individus est suffisant pour atteindre le but visé puisque la proportion relative des taxa les plus importantes numériquement ne varie pas de façon significative après comptage successif de

Tableau 2

Nombre de cellules et abondance relative
des espèces les plus importantes numériquement
lors du comptage successif des cellules

Echantillon	Nombre de cellules comptées	Nombre de cellules et abondance (%)			
Station 4		<u>T. flocculosa</u>	<u>S. ulna</u>	<u>G. angustatum</u>	
(19/5/81)	20	15 (75)		3 (15)	
15 espèces	40	29 (73)	1 (3)	5 (13)	
	60	46 (77)	3 (5)	5 (8)	
	80	58 (73)	5 (6)	8 (10)	
	100	70 (70)	10 (10)	11 (11)	
	150	108 (72)	14 (9)	13 (9)	
	200	148 (74)	14 (7)	16 (8)	
	250	182 (73)	25 (10)	23 (9)	
	300	214 (71)	30 (10)	24 (8)	
	350	261 (75)	36 (10)	29 (8)	
	400	296 (74)	39 (10)	34 (9)	
Station 2		<u>T. flocculosa</u>	<u>P. tenue</u>	<u>A. falcatus</u> var. <u>mirabilis</u>	
(9/9/81)	20	2 (10)			
74 espèces	40	3 (8)		2 (5)	
	60	5 (8)	3 (5)	6 (10)	
	80	5 (6)	6 (8)	7 (9)	
	100	7 (7)	7 (7)	7 (7)	
	150	10 (7)	8 (5)	7 (5)	
	200	16 (8)	8 (4)	9 (5)	
	250	18 (7)	9 (4)	10 (4)	
	300	23 (8)	12 (4)	12 (4)	
	350	29 (8)	15 (4)	14 (4)	
	400	33 (8)	21 (5)	15 (4)	

150 cellules et ce, pour un échantillon comportant peu d'espèces (15 espèces) et un autre plus diversifié (74 espèces). De plus, le coefficient de variation pour trois recomptages d'un même échantillon ne dépasse pas 20% (tableau 3).

Composition spécifique

Afin de parfaire l'identification des diatomées, nous déposons quelques gouttes d'échantillon sur une lame de verre et brûlons la matière organique à 480°C durant quinze minutes, ce qui libère les frustules de leur contenu et en facilite l'identification. Ces échantillons sont montés dans le Permunt et observés au microscope Wild M 20 muni d'oculaires 10 X et d'un objectif 100X.

Les ouvrages généraux utilisés pour l'identification des algues sont Bourrelly (1966b, 1968, 1970) et Prescott (1962). D'autres ouvrages plus spécifiques ont été consultés pour des groupes particuliers: Patrick et Reimer (1966, 1975) et Hustedt (1930) pour les diatomées, Irénée-Marie (1939) pour les desmidiées, Huber-Pestalozzi (1940) pour les chrysophycées et Huber-Pestalozzi (1938) pour les myxophycées.

2.4 Physico-chimie

Le tableau 4 indique les méthodes et les appareils utilisés dans cette étude pour mesurer les paramètres physico-chimiques.

Tableau 3

Variation induite sur la densité totale
et sur la densité des espèces les plus importantes numériquement
lors de 3 recomptages d'un même échantillon

Echantillon	Densité	Moyenne (n. cell./m ²)	Ecart-type	Coefficient de variation (%)
Station 4 (8/6/81)	Totale	1,55 X 10 ⁹	0,25 X 10 ⁹	16,98
	<u>I. flocculosa</u>	3,28 X 10 ⁸	0,54 X 10 ⁸	16,59
	<u>G. angustatum</u>	1,50 X 10 ⁸	0,11 X 10 ⁸	7,03
	<u>S. ulna</u>	3,53 X 10 ⁸	0,66 X 10 ⁸	18,81
	<u>A. linearis</u> var. <u>pusilla</u>	1,93 X 10 ⁸	0,32 X 10 ⁸	16,47
Station 2 (9/9/81)	Totale	2,97 X 10 ⁹	0,58 X 10 ⁹	19,44
	<u>I. flocculosa</u>	1,87 X 10 ⁸	0,29 X 10 ⁸	15,44
	<u>P. tenue</u>	1,60 X 10 ⁸	0,17 X 10 ⁸	10,82
	<u>A. falcatus</u> var. <u>mirabilis</u>	1,20 X 10 ⁸	0,17 X 10 ⁸	14,43

A l'intérieur d'un délai de 24 heures après leur récolte, les échantillons d'eau destinés à l'analyse des éléments nutritifs dissous, orthophosphate et carbone organique sont filtrés sur Millipore Type HA 0,45 µm préalablement rincés à l'eau distillée-déminéralisée. Les concentrations de nitrate-nitrite (NO₃ - NO₂) et d'orthophosphate (PO₄⁻³) sont déterminées avec un auto-analyzer II (AAII) de Technicon selon les méthodes de réduction au cuivre-cadmium et de coloration par

Tableau 4
Méthodes et appareils utilisés
pour les analyses physico-chimiques

Paramètre	Méthode	Appareil
pH		pHmètre Fisher Accumet modèle 230
Conductivité		Conductivimètre MyronL DS modèle EP
Turbidité		Turbidimètre Hellige
Oxygène dissous	Winkler:titration au thiosulfate	
$\text{NO}_3\text{-NO}_2$	Réduction au cuivre- cadmium	Auto-analyzer II de Technicon
PO_4	Coloration à l'acide ascorbique	Auto-analyzer II de Technicon
Carbone organique	Combustion de la matière oragnique	Beckman Total organic carbon Analyzer modèle 915 A
Température		Thermomètre minima- maxima Taylor
Vitesse du courant		Courantomètre à hélice General Oceanics inc. modèle 2030

l'acide ascorbique respectivement. Un analyseur de carbone Beckman modèle 915 nous fournit les concentrations de carbone organique total et dissous.

Pour chacune de ces analyses, une courbe d'étalonnage est établie avec des solutions de concentration connue de l'élément à doser et nous déterminons les concentrations de trois aliquots par échantillon.

Pour l'évaluation de la quantité de lumière admise sous couvert forestier, nous avons mesuré l'intensité lumineuse aux quatre stations simultanément, à cinq reprises entre 11h00 et 12h00 le 28 juillet 1981, à l'aide d'un posemètre Sekonic modèle L-28 C2.

Nous avons déterminé le % de recouvrement par la végétation aux stations 3 et 4 selon la formule suivante:

$$\frac{\text{Intensité lumineuse (station 3, station 4)} \times 100}{\text{Intensité lumineuse en milieu ouvert}}$$

Chapitre III

Résultats

3.1 Physico-chimie

3.1.1 Paramètres uniformes pour l'ensemble des stations

La caractérisation des communautés périphytiques en fonction de la vitesse du courant et de l'intensité lumineuse requiert des conditions uniformes des autres paramètres physico-chimiques, pour l'ensemble des stations. Une analyse de variance a montré qu'il n'y a pas de différence significative ($p < 0,05$) entre les stations pour le pH, la conductivité, la turbidité, les éléments nutritifs, l'oxygène dissous et la température.

L'appendice 1 contient les valeurs des différentes variables mesurées durant toute la période d'échantillonnage et le tableau 5 en présente les valeurs moyennes et extrêmes. L'eau de la rivière Machiche a un pH légèrement acide et une conductivité faible avec des valeurs moyennes de 6,19 et 29 $\mu\text{mhos/cm}$ respectivement.

Eléments nutritifs

Alors que les phosphates (PO_4^{-3}) et les carbones organiques total et dissous varient peu au cours de la saison, la teneur en nitrates-nitrites ($\text{NO}_3 - \text{NO}_2$) est plus élevée durant les mois de juillet et août où elle atteint 0,048 mg/L. Les valeurs moyennes de 0,034, 0,010, et 8,89 mg/L en nitrate, en phosphate et en carbone organique respectivement traduisent la

Tableau 5
Valeurs moyennes et extrêmes
des paramètres physico-chimiques
pour la période de mai à novembre 1981

Paramètre	Minimum	Moyenne (mois)	± écart-type	Maximum (mois)
pH		6,19	± 0,27	
	5,7	(mai)		6,7 (septembre)
Conductivité (μ mhos/cm)		29	± 3	
	25	(mai)		35 (novembre)
Turbidité (mg/L SiO ₂)		28	± 15	
	5	(mai)		50 (novembre)
Oxygène dissous (mg/L)		8,4	± 1,7	
	6,0	(juillet)		11,8 (novembre)
NO ₃ -NO ₂ (mg/L) ²		0,034	± 0,011	
	0,018	(septembre)		0,048 (août)
PO ₄ (mg/L)	*			0,013 (septembre)
Carbone organique dissous (mg/L)		8,89	± 1,99	
	6,77	(mai)		11,72 (septembre)

* Souvent sous la limite de détection (0,010 mg/l) voir appendice 1.

pauvreté des eaux de la rivière Machiche en éléments nutritifs assimilables par les algues périphytiques. Notons que la concentration de phosphate était souvent sous la limite de détection.

Turbidité, oxygène dissous

La turbidité montre des fluctuations de grande amplitude, variant de 5 à 50 unités et augmente du début à la fin de la saison d'échantillonnage.

La teneur en oxygène dissous relativement élevée au mois de mai avec des taux de saturation supérieurs à 90%, décline à l'été où l'on enregistre une valeur minimale de 6,0 mg/L et un taux de saturation de 71% à la fin juillet. A l'automne, on note les valeurs maximales de 11,0 et 11,8 mg/L et des taux de saturation variant de 80 à 93% (figure 6).

Température, rayonnement solaire, débit

Parmi les facteurs régissant le développement du périphyton, la température s'avère l'un des plus importants (Dunn in Horner, 1978; Bott et al. in Horner, 1978; McIntire, 1966b; Kevern et Ball, 1965).

La température n'intervient pas au niveau du contrôle des variations intrastationnelles du développement du périphyton puisqu'une analyse de variance ($p < 0,05$) a démontré l'homogénéité thermique des stations. L'écart maximal noté d'un site à l'autre ne dépasse pas 3°C pour les températures minimale, maximale et moyenne et ce, durant toute la saison d'échantillonnage. Selon Phinney et McIntire (1965), une différence de 2 - 3°C n'aurait pas d'effet sur la biomasse du périphyton.

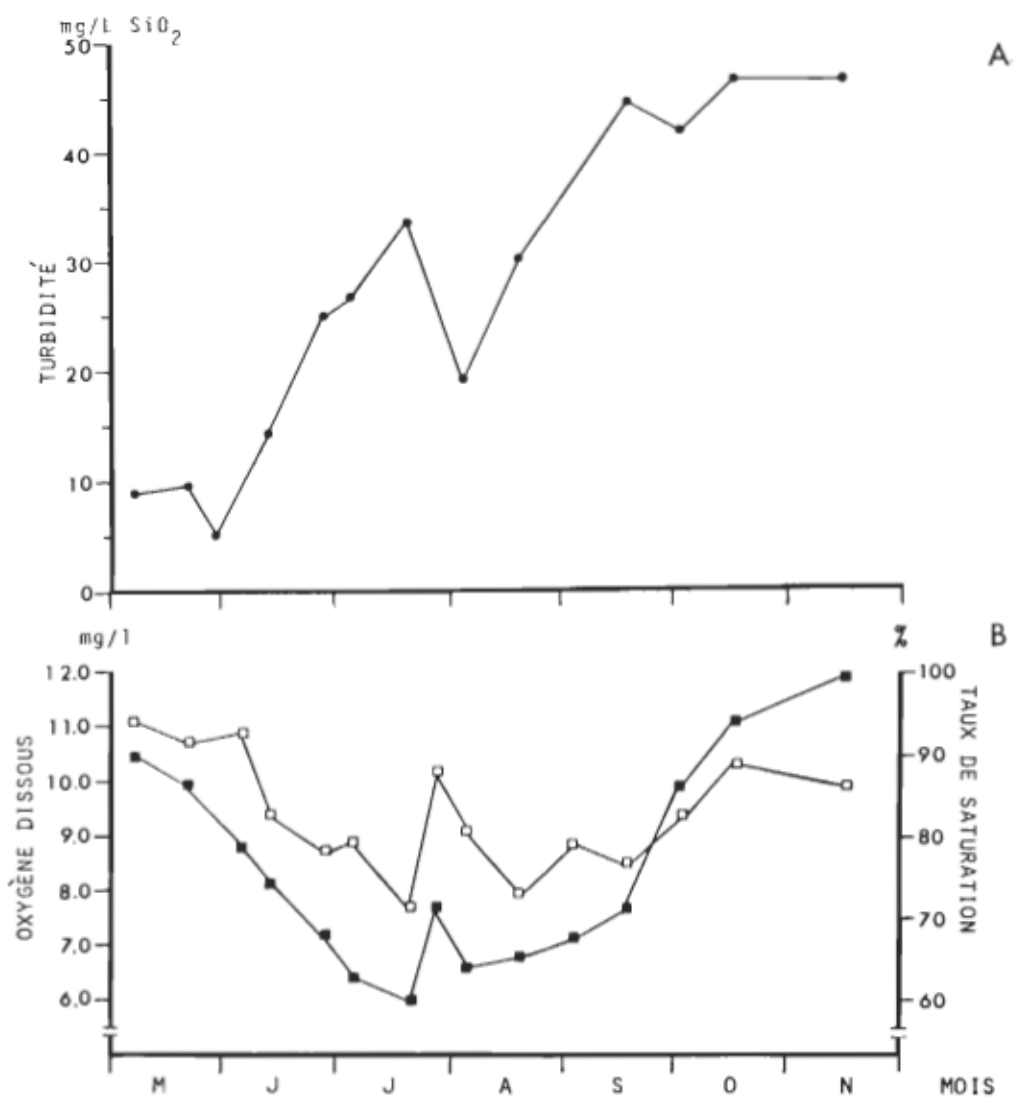


Fig. 6 - Variation bimensuelle de la turbidité (A), de la concentration (■) et du taux de saturation (□) de l'oxygène dissous (B).

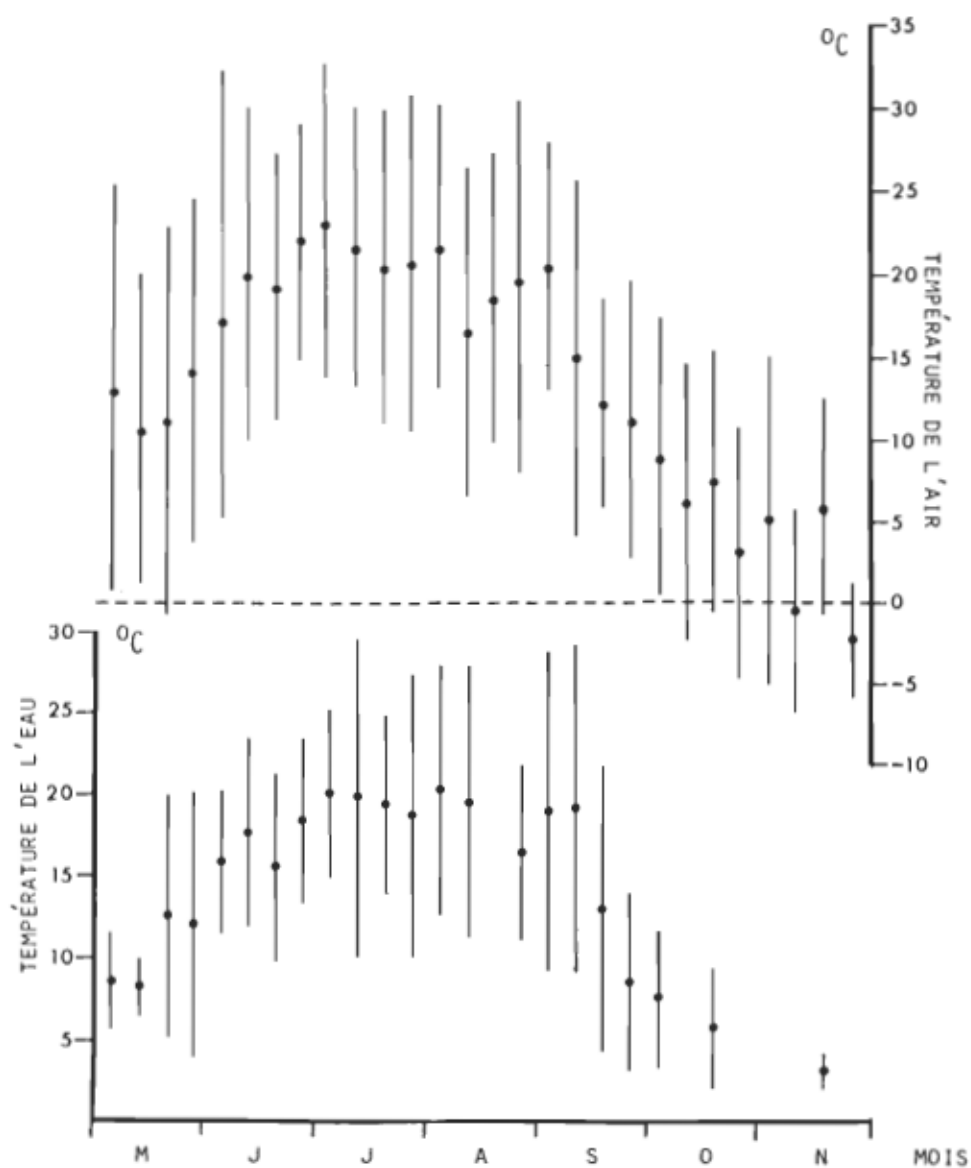


Fig. 7 - Variation hebdomadaire des températures moyennes et extrêmes de l'air (Environnement Canada, station de Shawinigan) et de l'eau.

Le régime thermique des sites prospectés suit sensiblement la température de l'air (figure 7). Au printemps, le réchauffement des eaux est relativement rapide, la température moyenne passant de 7°C à 16°C de mai à juin, alors que la crue printanière est à son déclin (figure 8). À l'été, la température moyenne se situe autour de 20°C et il n'est pas rare de noter des températures dépassant 25°C . La température maximale atteinte est de 30°C aux mois de juillet et septembre au moment où la profondeur d'eau est à son minimum et le débit relativement stable.

À la fin de septembre, la diminution du rayonnement solaire (figure 9) provoque une chute brusque de température qui décroît graduellement par la suite jusqu'à une valeur moyenne de 3°C avec de faibles écarts minima et maxima au mois de novembre.

Nous avons enregistré un débit maximum printanier de $5,1 \text{ m}^3/\text{s}$. Suite à la débâcle, le niveau de l'eau a montré de légères fluctuations et, si on exclut le débit spectaculaire de $5,3 \text{ m}^3/\text{s}$ enregistré à la troisième semaine d'août, le débit moyen pour le reste de la saison est de $0,83 \text{ m}^3/\text{s}$. Il est à noter que des précipitations atteignant 95 mm à la fin de juin ne se reflètent pas dans la valeur du débit enregistré, ceci étant dû à un décalage de deux jours entre les précipitations et la mesure du niveau d'eau.

3.1.2 Vitesse du courant et intensité lumineuse

Vitesse du courant

Les figures 10 à 12 présentent la variation saisonnière de la vitesse aux différentes sous-stations. La figure 13 présente la moyenne,

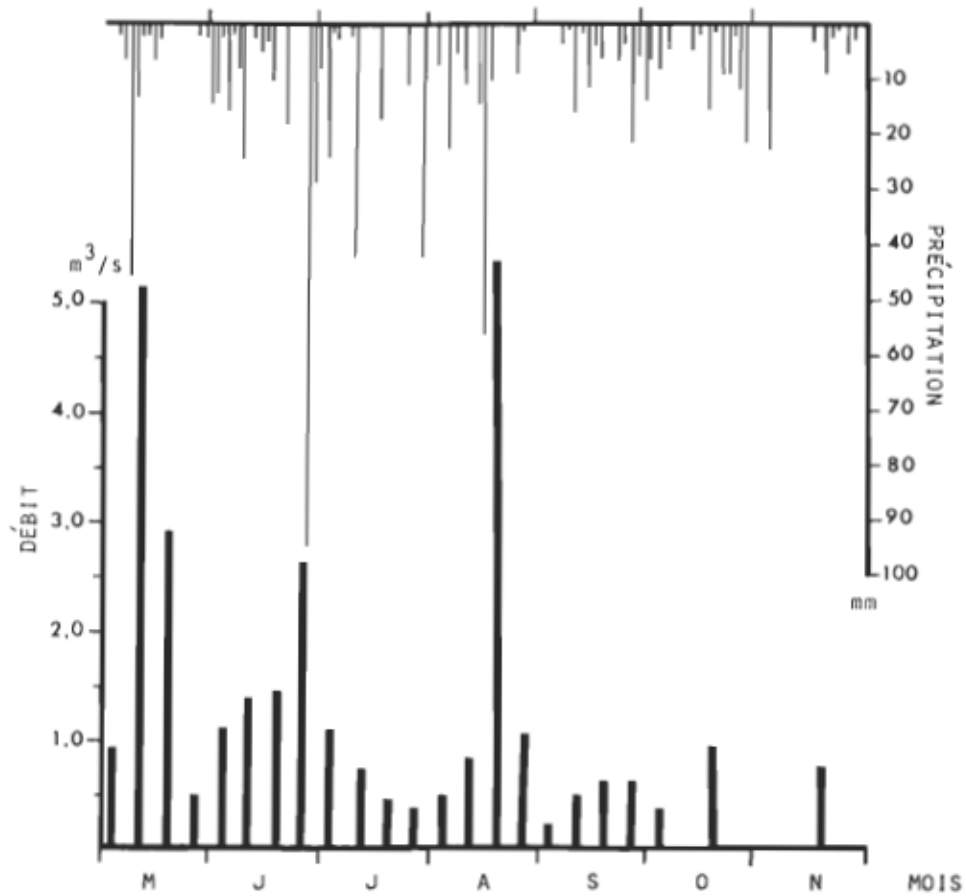


Fig. 8 - Variation journalière des précipitations (Environnement Canada, station de Shawinigan) et variation hebdomadaire du débit.

son intervalle de confiance ($P < 0,95$) et l'étendue de la vitesse du courant à chacune des sous-stations. Les moyennes saisonnières de la vitesse du courant s'établissent à 100 et 116 cm/s aux sous-stations 1.1 et 1.2 respectivement avec des valeurs maximales de 200 et 250 cm/s observées lors de la crue de la troisième semaine d'août. La moyenne saisonnière à la station 2 est inférieure à 10 cm/s et la valeur maximale observée est de 20 cm/s.

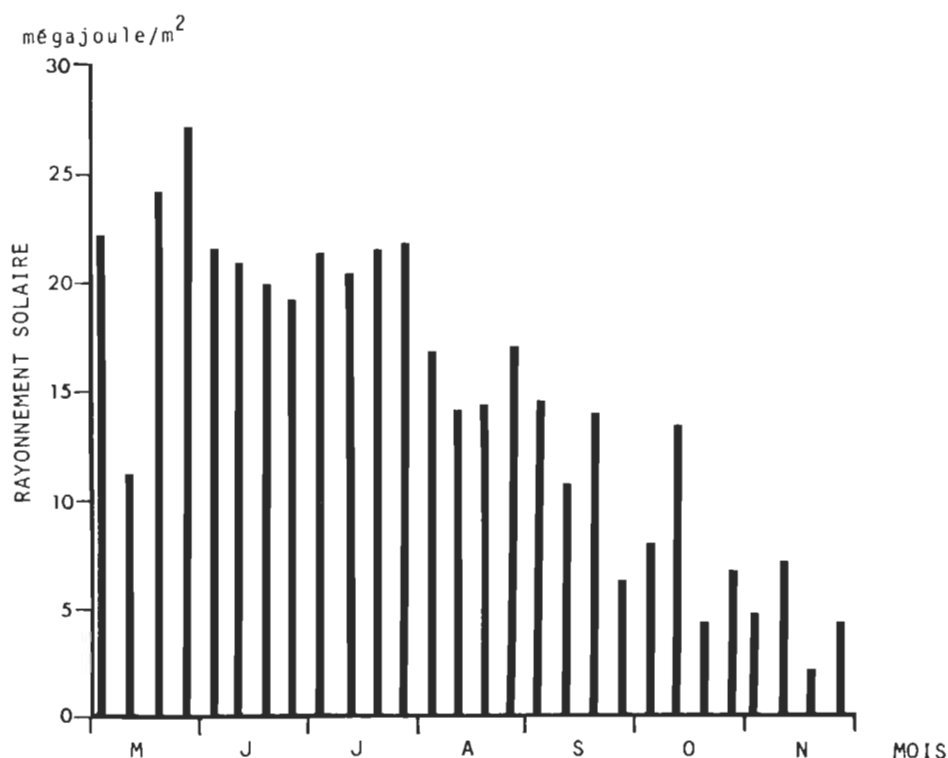


Fig. 9 - Variation hebdomadaire du rayonnement solaire (Environnement Canada, station de Montréal).

En ce qui concerne les sites 3.1 et 3.2, bien qu'ils présentent sensiblement les mêmes patrons saisonniers, la vitesse à la sous-station 3.2 demeure inférieure durant toute la saison à celle de la sous-station 3.1. (figure 11). Le test de comparaison multiple de Student-Newman-Keuls a d'ailleurs regroupé la sous-station 3.2 avec la station 4. Sous cet aspect, nous ne pouvons donc considérer les sous-stations 3.1 et 3.2 comme de véritables replicats, leur moyenne saisonnière s'établissant respectivement à 96 et 56 cm/s et leur valeur maximale à 220 et 140 cm/s.

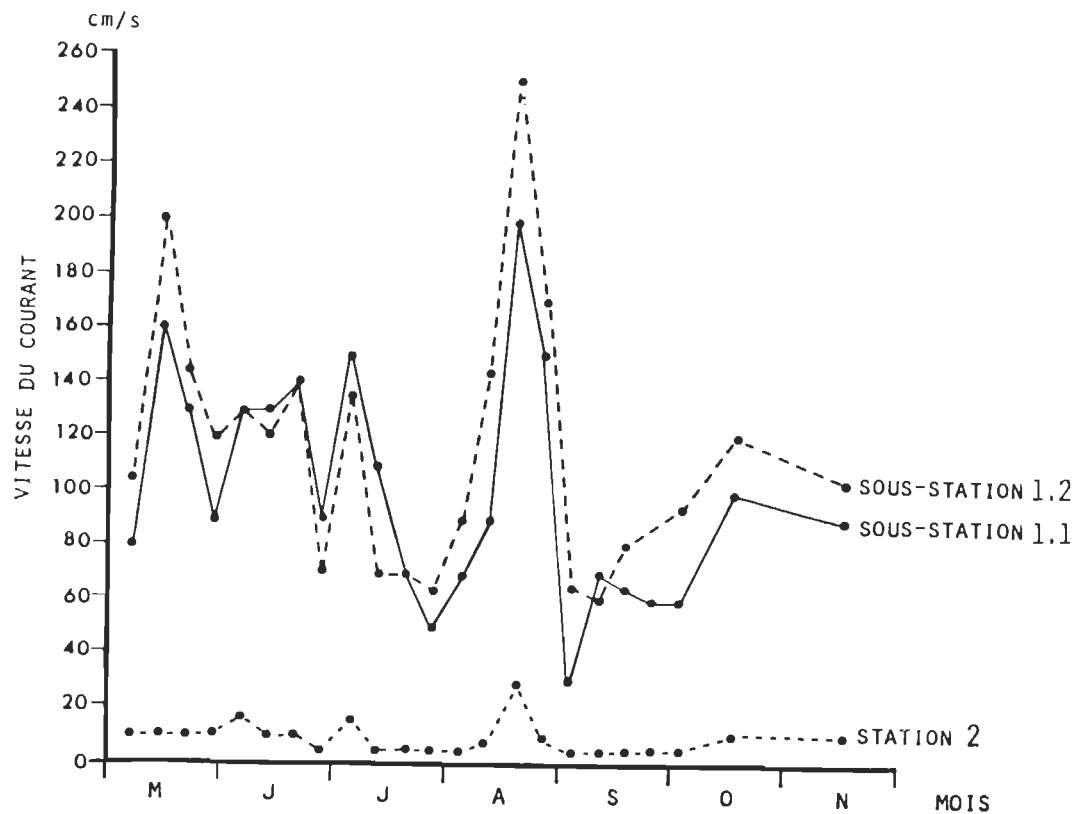


Fig. 10 - Variation hebdomadaire de la vitesse du courant aux sous-stations 1.1 et 1.2 et à la station 2.

La station 4 avec la sous-station 3.2 présentent une vitesse de courant intermédiaire si on les compare aux autres stations alors que les vitesses moyennes saisonnières sont de 44 et 40 cm/s pour les sites 4.1 et 4.2 respectivement et la valeur maximale de 130 cm/s.

Intensité lumineuse

En ce qui concerne la quantité de lumière parvenant au périphyton, elle est maximale à la station 2, les substrats étant localisés à une dizaine de mètres de la rive bordée d'arbustes et de broussailles. La station 1 située en milieu ouvert voit cependant sa quantité de lumière réduite par la végétation riveraine en fin d'après-midi seulement.

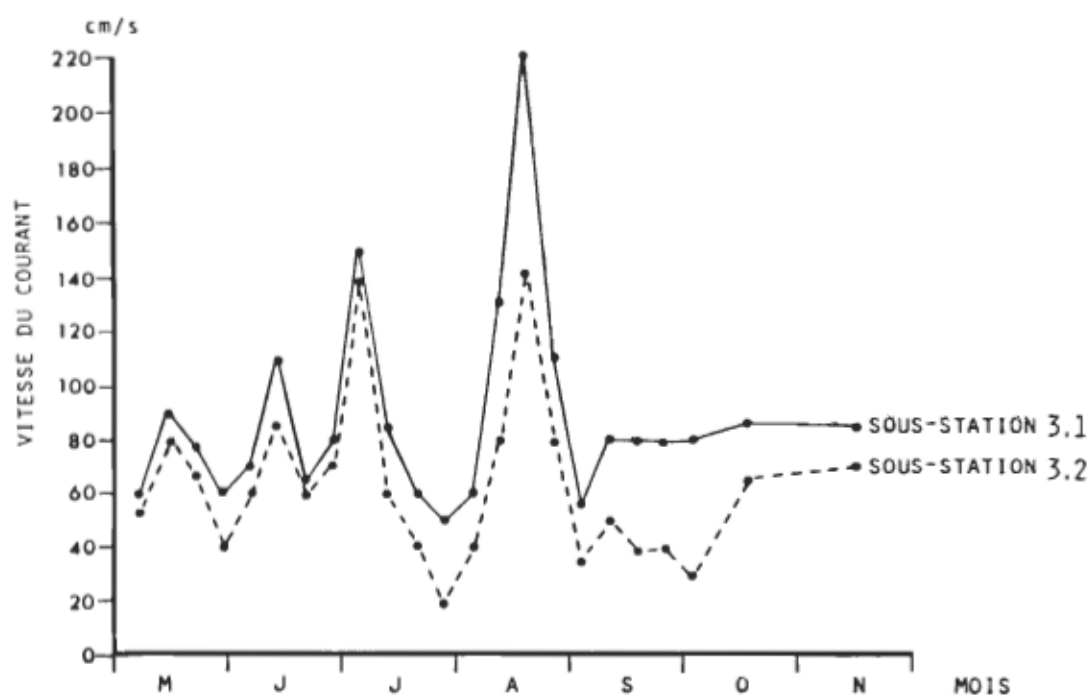


Figure 11 - Variation hebdomadaire de la vitesse du courant aux sous-stations 3.1 et 3.2

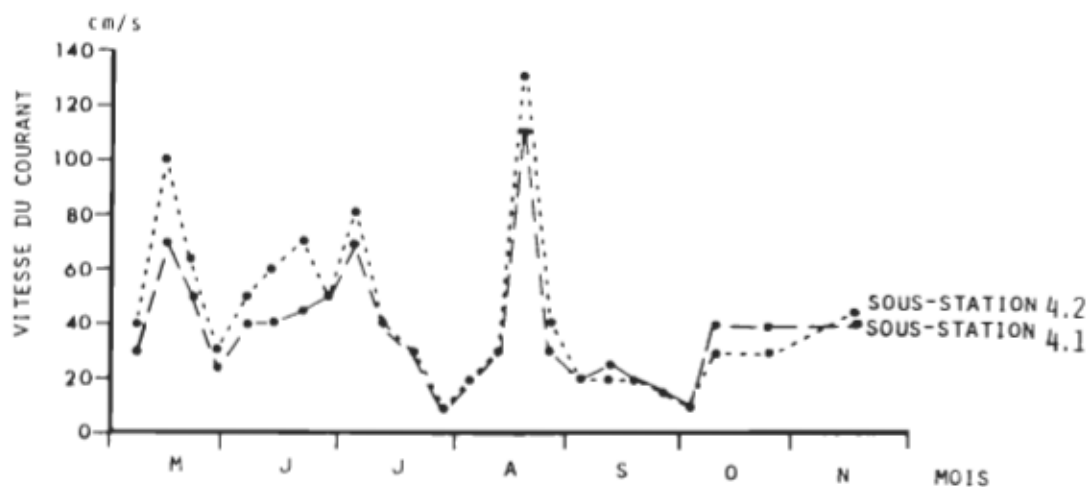


Fig. 12 - Variation hebdomadaire de la vitesse du courant aux sous-stations 4.1 et 4.2.

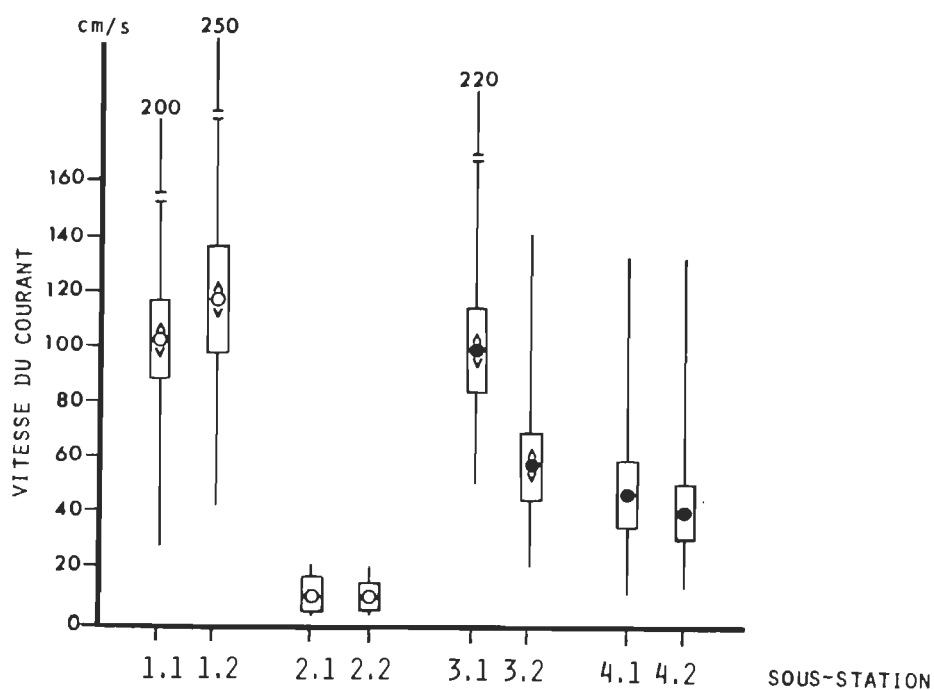


Fig. 13 - Valeurs moyennes et extrêmes (trait vertical) et intervalle de confiance à 95% (rectangle vertical) de la vitesse du courant à chacune des sous-stations, pour la période de mai à novembre 1981.

Aux stations 3 et 4, un couvert forestier dense obstrue la lumière de façon appréciable alors que le recouvrement par la végétation est de 90 et 75% respectivement. Il est à noter que la feuillaison a lieu dans les deux premières semaines de juin et la chute des feuilles entre la première et la troisième semaine d'octobre.

3.2 Périphyton

3.2.1 Chlorophylle a

Variation des replicats

L'appendice 2 présente toutes les valeurs de chlorophylle a mesurées au cours de la saison d'échantillonnage ainsi que les coefficients de variation associés aux replicats (r) provenant de deux plaques de plexiglass adjacentes, distantes de seulement quelques centimètres. Ces coefficients sont élevés, et il n'est pas rare de rencontrer des variations de 100% particulièrement aux stations à courant rapide.

La moyenne de ces coefficients varie selon la sous-station considérée (tableau 6). Les sites à courant très rapide 1.1, 1.2 et 3.1 montrent une plus grande variabilité que ceux à courant intermédiaire ou lent, atteignant 76% dans le cas de la sous-station 3.1.

Dans ce travail, chaque valeur de chlorophylle a présentée est la moyenne des replicats et toutes les analyses ont été faites avec ces valeurs.

Moyenne saisonnière

La figure 14 présente la valeur moyenne, son intervalle de confiance ($P < 0,95$) et l'étendue de la concentration de chlorophylle a à chaque sous-station pour toute la saison d'échantillonnage. La valeur minimale enregistrée est de $0,01 \text{ mg/m}^2$ et la valeur maximale atteint $19,22 \text{ mg/m}^2$.

Tableau 6
Variation des replicats
à chacune des sous-stations

Sous-station	\bar{V}
1.1	44,4
1.2	52,7
2.1	35,5
2.2	47,8
3.1	76,3
3.2	37,7
4.1	38,9
4.2	49,4

$$V = \frac{S}{\bar{X}} \cdot 100\% \quad \bar{V} = \frac{\sum_{i=1}^n V}{n}$$

Les moyennes saisonnières sont significativement plus grandes ($p < 0,05$) en milieu fermé avec des valeurs allant de 2,79 à 4,64 mg/m², qu'en milieu ouvert où elles varient de 0,98 à 1,47 mg/m². De plus, les valeurs maximales atteintes sont nettement supérieures dans les milieux fermés où elles varient de 12,19 à 19,22 mg/m², comparativement aux sites ouverts où elles ne dépassent pas 5,77 mg/m².

Il est à noter que ces valeurs sont la moyenne de deux replicats (r) provenant de deux substrats adjacents et que, dans le cas des milieux

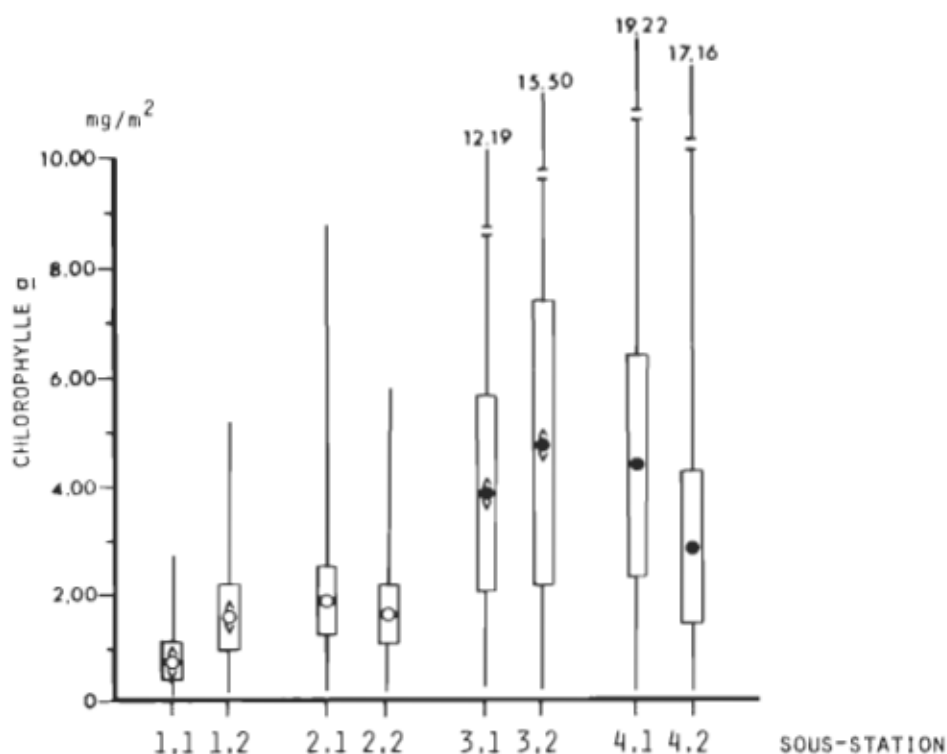


Fig. 14 - Valeurs moyennes et extrêmes (trait vertical) et intervalle de confiance à 95% (rectangle vertical) de la concentration de chlorophylle a à chacune des sous-stations, pour la période de mai à novembre 1981.

ouverts, nous avons observé la plus grande concentration de chlorophylle a soit $5,77 \text{ mg/m}^2$ à la sous-station 2.2 à la première semaine d'octobre tandis qu'elle s'élève à $27,05 \text{ mg/m}^2$ à la sous-station 4.2 au début de juin.

Courbes d'accumulation de la chlorophylle a

En ce qui concerne les courbes d'accumulation de la chlorophylle a, nous avons regroupé les replicats (r) de chaque station, leur patron d'accumulation étant comparables sauf à la station 3 où nous considérerons toujours indépendamment les deux sous-stations 3.1 et 3.2. Tel que mentionné précédemment, ces deux sous-stations se distinguent par leur vitesse de courant.

Pour chaque station, nous présentons les courbes d'accumulation de la biomasse à partir du moment où ils sont introduits dans le cours d'eau, ce qui correspond aux T_0 . Une autre figure représente la biomasse accumulée après que les substrats ont séjourné 2, 3, 4, 6 et 8 semaines, dans le cours d'eau aux différents moments de la saison (figures 15, 16, 17, 18 et 19). Cette dernière vise à séparer et à mettre en évidence deux phénomènes différents, la colonisation initiale d'un substrat nu et l'accumulation du périphyton proprement dite.

Quand on introduit des substrats nus dans un milieu, ils se recouvrent d'abord d'une couche organique, de bactéries et d'hyphes de champignons. Par la suite, ce sont des algues colonisatrices, des diatomées surtout qui viennent s'implanter, se multiplient et finissent par couvrir toute la surface de substrat. Cette colonisation initiale peut prendre de trois à quinze jours selon Hoagland et al. (1982) et Blinn et al. (1980), dépendamment de la saison et du type de milieu considéré. Ce n'est qu'après cette période de préconditionnement du substrat par les sécrétions des bactéries et des algues que le substrat est physiquement adéquat pour l'implantation des autres algues c'est-à-dire celles qui se développent naturellement sur les autres substrats dans le milieu.

Les courbes d'accumulation de la chlorophylle a en fonction du temps (figures 15 à 19) indiquent qu'une période de trois à quatre semaines est nécessaire à la colonisation. Par la suite (quatre à huit semaines), les biomasses accumulées seraient relativement stables; les biomasses à six et huit semaines se rapprochent sensiblement de celles qu'on observe après quatre semaines.

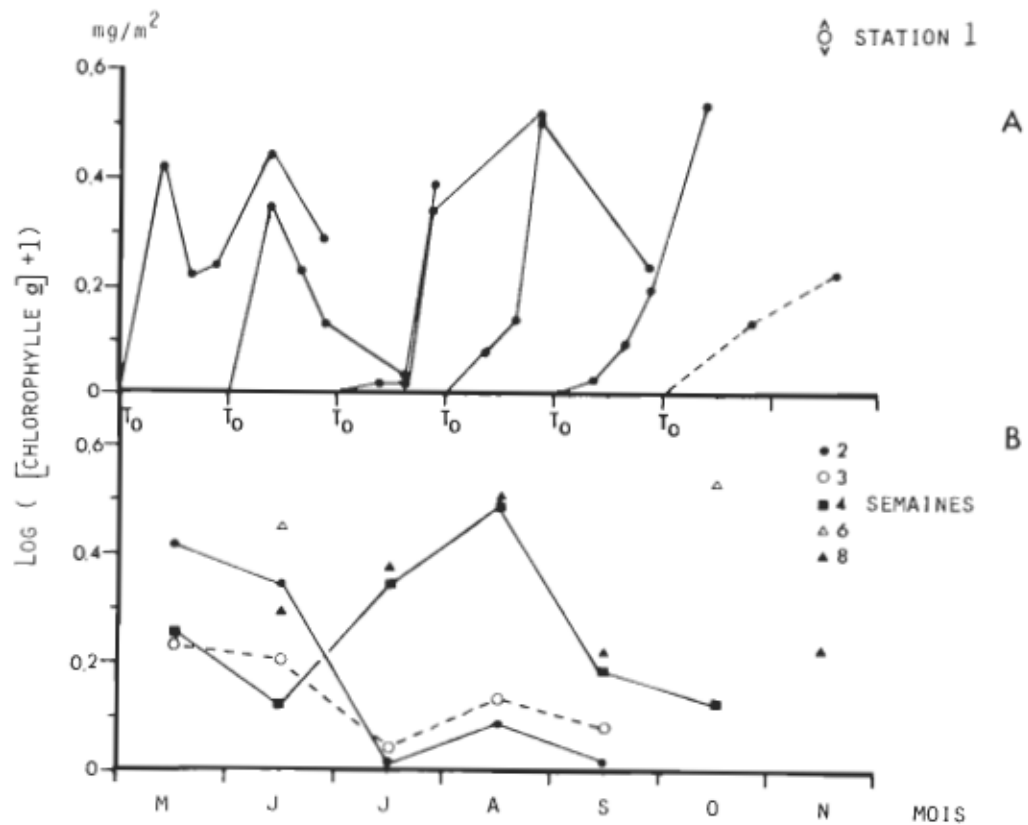


Fig. 15 - Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T_0) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la station 1.

On note cependant qu'à l'automne, la biomasse augmente de façon appréciable entre la quatrième et la sixième semaine. Nous avons d'ailleurs observé les concentrations maximales de chlorophylle a à la première semaine d'octobre, après six semaines d'accumulation, avec 2,99 et 4,53 mg/m^2 aux stations 1 et 2 respectivement. Aux stations ombragées, les valeurs maximales sont atteintes à la fin de mai et au début de juin avec 13,96 mg/m^2 (trois semaines d'accumulation) et 12,33 mg/m^2 (deux semaines d'accumulation) pour les stations 4 et 3.2 respectivement. A la sous-station

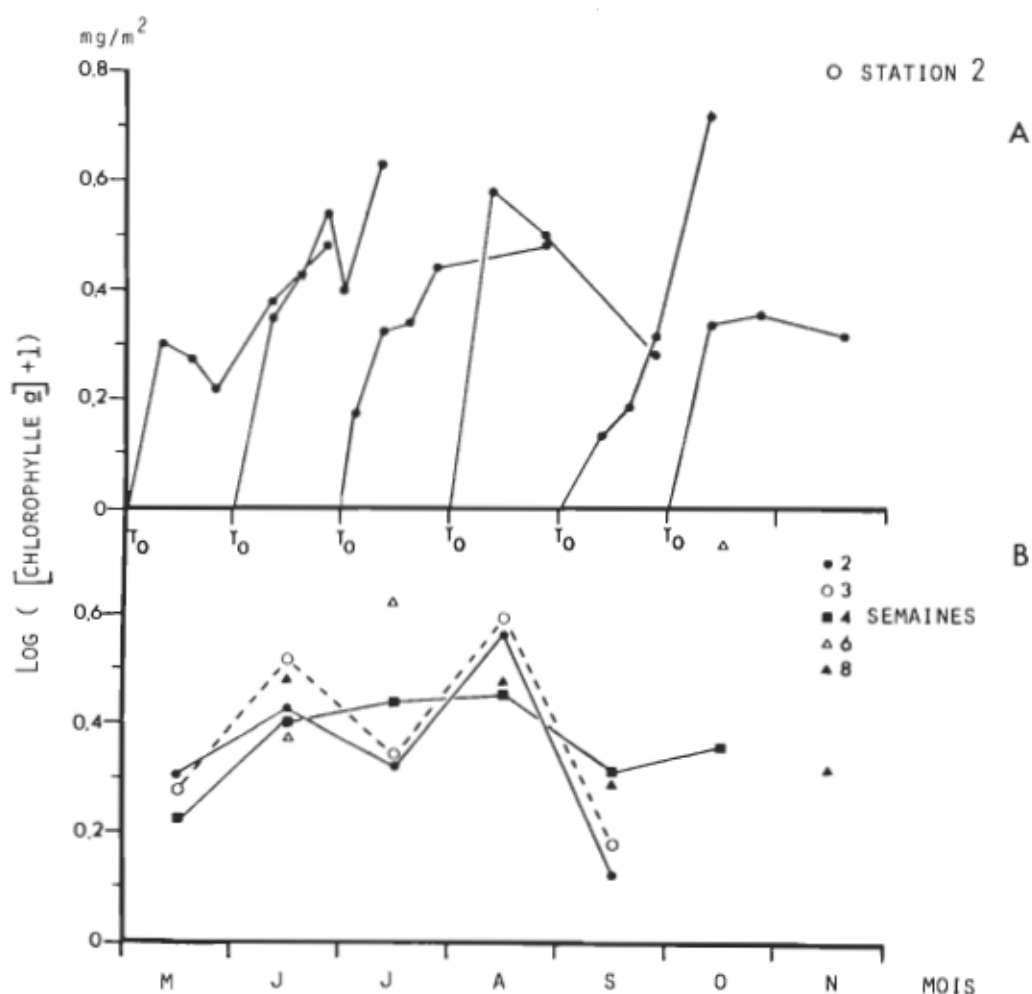


Fig. 16 - Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T_0) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la station 2.

3.1, nous observons la valeur maximale de $10,03 \text{ mg/m}^2$ à la fin de juillet après quatre semaines d'accumulation.

Si nous considérons la biomasse accumulée après quatre semaines, celle-ci atteint sa valeur maximale de $2,23 \text{ mg/m}^2$ et de $1,94 \text{ mg/m}^2$ au mois d'août aux stations 1 et 2 respectivement. A la station 2, cette biomasse ne

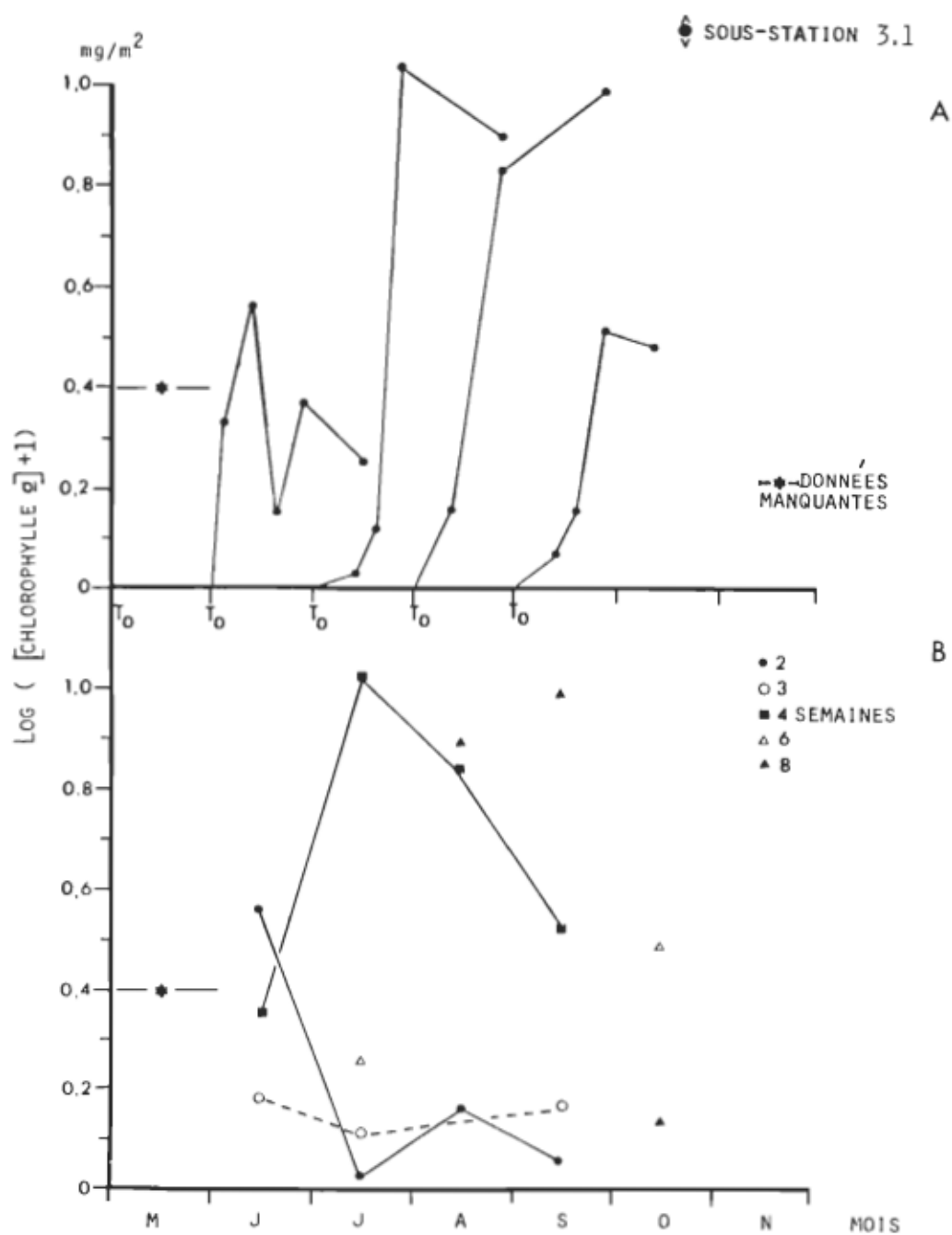


Fig. 17 - Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T_0) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la sous-station 3.1.

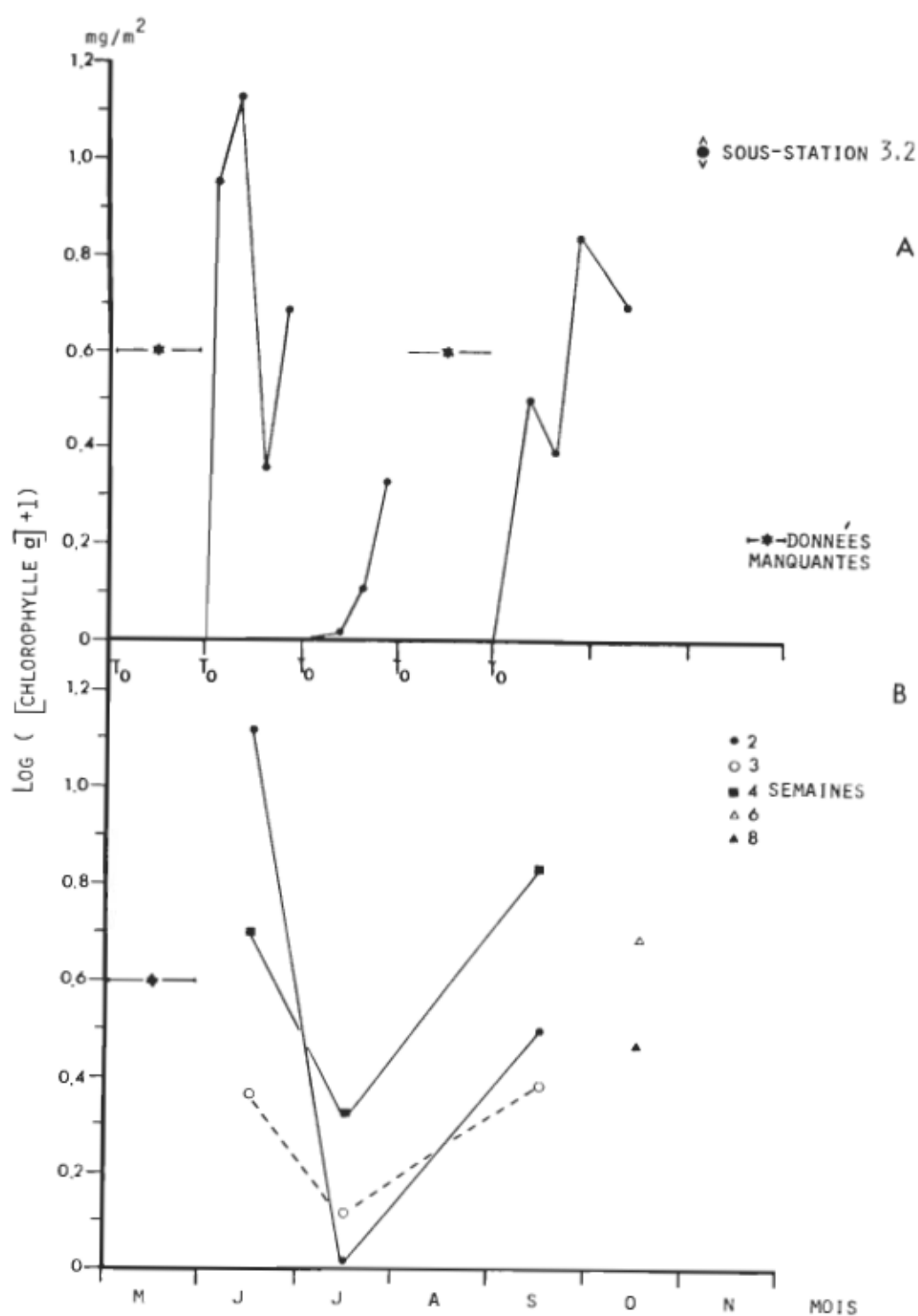


Fig. 18 - Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T_0) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la sous-station 3.2.

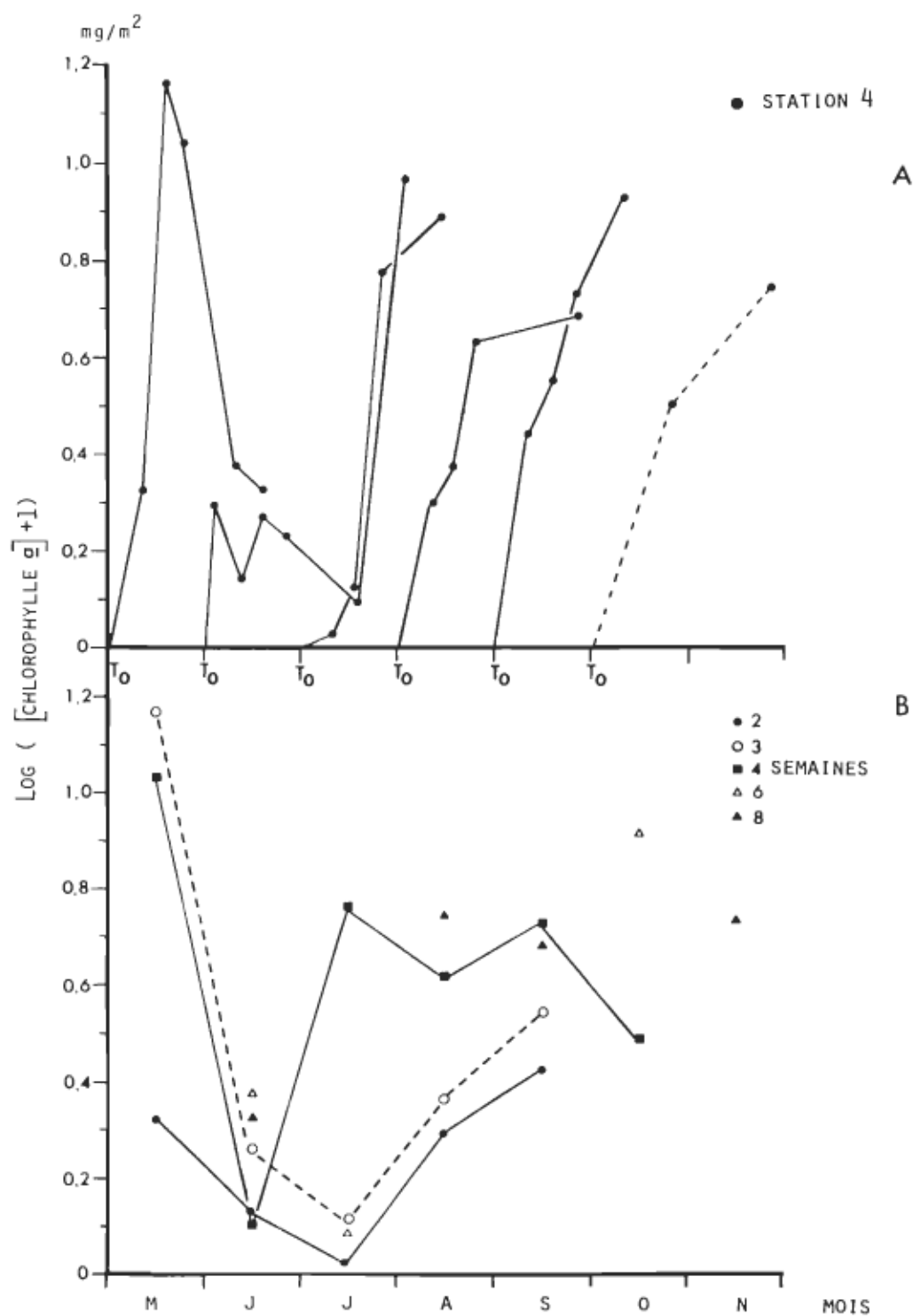


Fig. 19 - Biomasse accumulée à partir du moment où les substrats sont introduits dans le cours d'eau (T_0) (A) et biomasse accumulée après 2, 3, 4, 6 et 8 semaines (B) à la station 4.

montre que de légères fluctuations au cours de la saison. A la sous-station 3.2, cette biomasse atteint une valeur maximale de $5,83 \text{ mg/m}^2$ en septembre. A la station 4, la biomasse accumulée au bout de quatre semaines montre des fluctuations importantes au cours de la saison et elle atteint sa valeur maximale de $17,16 \text{ mg/m}^2$ en mai.

Le tableau 7 résume les inductions saisonnières enregistrées à toutes les stations pour l'ensemble de la saison. On constate qu'aux stations 1, 3 et 4, d'une part la colonisation initiale, c'est-à-dire la biomasse accumulée au bout de deux semaines est la plus faible en juillet et d'autre part l'accumulation entre la deuxième et la quatrième semaine est la plus élevée pour l'ensemble de la saison, également en juillet.

Lorsque la biomasse accumulée après quatre semaines est inférieure à celle accumulée après deux semaines, le rapport entre ces deux biomasses est inférieur à 1, comme c'est le cas aux mois de mai et juin où l'on a observé un déclin des populations d'algues, sauf à la station 4 en mai.

A la station 2, station de courant lent ($5 - 10 \text{ cm/s}$), la biomasse accumulée sur les substrats résulte beaucoup plus de la sédimentation que d'une véritable colonisation par des algues qui se fixent au substrat. D'ailleurs, les substrats étaient souvent recouverts d'une couche de sédiments, ce qui en rendait l'échantillonnage difficile et occasionnait des pertes. La "colonisation" est maximale en août. Les faibles valeurs d'accumulation entre la deuxième et la quatrième semaine seraient en grande partie liées à un artéfact d'échantillonnage.

Tableau 7
Variation saisonnière de la colonisation
et de l'accumulation de la biomasse
à chacune des stations

Station	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre
1	1,71	1,20	0,03	0,18	0,07	*
	0,34	0,27	38,12	12,54	8,16	**
2	1,04	1,15	1,17	2,79	0,38	1,18
	0,07	0,93	1,70	0,70	2,91	1,07
3.1		2,79	0,10	0,44	0,24	
	★	0,48	105,30	13,54	9,65	
3.2		12,33	0,10		2,10	
	★	0,32	17,26	★	2,76	
4	1,05	0,38	0,06	0,97	1,79	
	11,42	0,97	97,64	4,67	2,36	

* Chlorophylle a accumulée après 2 semaines (mg/m^2)

** Chlorophylle a accumulée après 4 semaines
Chlorophylle a accumulée après 2 semaines

★ Données manquantes

Afin de relier la concentration de chlorophylle a avec les conditions physico-chimiques et plus particulièrement la vitesse du courant, nous avons effectué des régressions multiples. Une seule s'est avérée significative ($p < 0,001$). L'ensoleillement des sites et la température expliquent 18,6% de la variance de la concentration de chlorophylle a. ($n = 197$ cas).

$$\text{Equation: } \log [\text{Chlorophylle } \underline{a}] = 0,670 - 0,190 (\text{ensoleillement}) \\ - 0,009 (\text{température})$$

Etape	1	2
Variable	Ensoleillement	Température
R^2	0,094	0,186
F	10,93	11,66

3.2.2 Phéophytine a

Dans le but de connaître "l'état de santé" des communautés algales, nous avons déterminé le pourcentage en phéophytine a des concentrés périphytiques, d'après la formule suivante:

$$\frac{\text{Ph } \underline{a}}{\text{Ch } \underline{a} + \text{Ph } \underline{a}} \times 100$$

Ces teneurs varient de 0 à 100% et fluctuent de façon aléatoire si bien qu'on ne peut les relier ni au temps d'accumulation, ni à la saison. Cependant, si l'on considère les teneurs moyennes à chaque sous-station pour la saison (tableau 8), on remarque qu'elles sont plus basses aux sta-

Tableau 8

Moyenne des pourcentages en phéophytine a
à chacune des sous-stations

Sous-station	Moyenne (%)
1.1	14,2
1.2	8,3
2.1	35,3
2.2	33,3
3.1	10,2
3.2	9,9
4.1	17,5
4.2	19,5

tions à courant rapide 1 et 3, variant de 8,3 à 14,2% alors qu'à la station 2, station de courant lent, elles atteignent 35,3%.

3.2.3 Densité

La densité cellulaire des communautés périphytiques varie de $1,1 \times 10^7$ cellules/m² à $3,6 \times 10^9$ cellules/m². Nous avons observé cette valeur maximale à la station 2 à la fin du mois de septembre (figure 21 A). Cette station montre des densités relativement élevées avec une valeur minimale de $5,7 \times 10^8$ cellules/m² en juillet, et qui varient peu comparativement aux autres stations où nous observons des fluctuations importantes

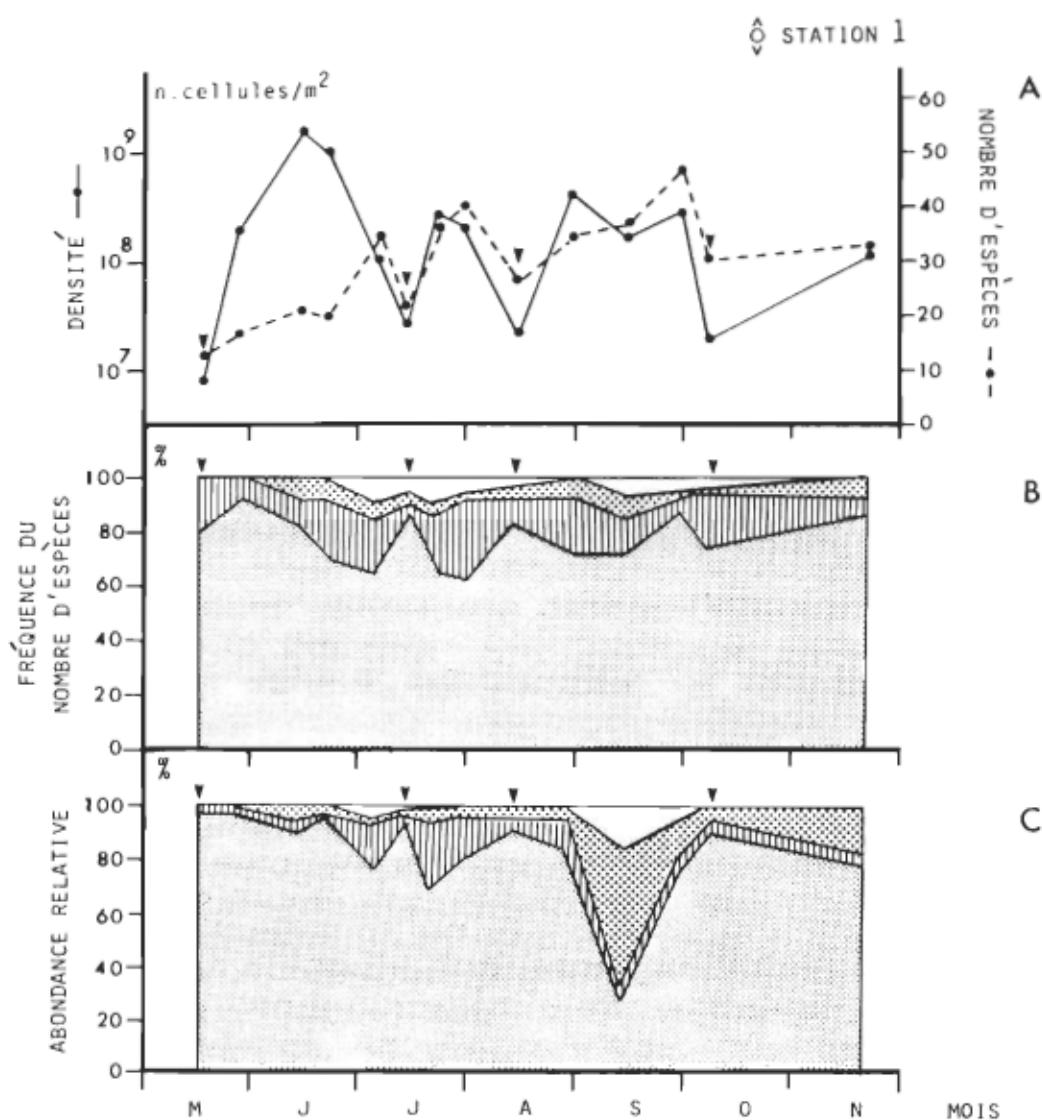


Fig. 20 - Variation saisonnière de la densité et du nombre d'espèces (A), de la fréquence du nombre d'espèces des grands groupes taxonomiques (B) et de l'abondance relative des grands groupes taxonomiques (C) à la station 1.

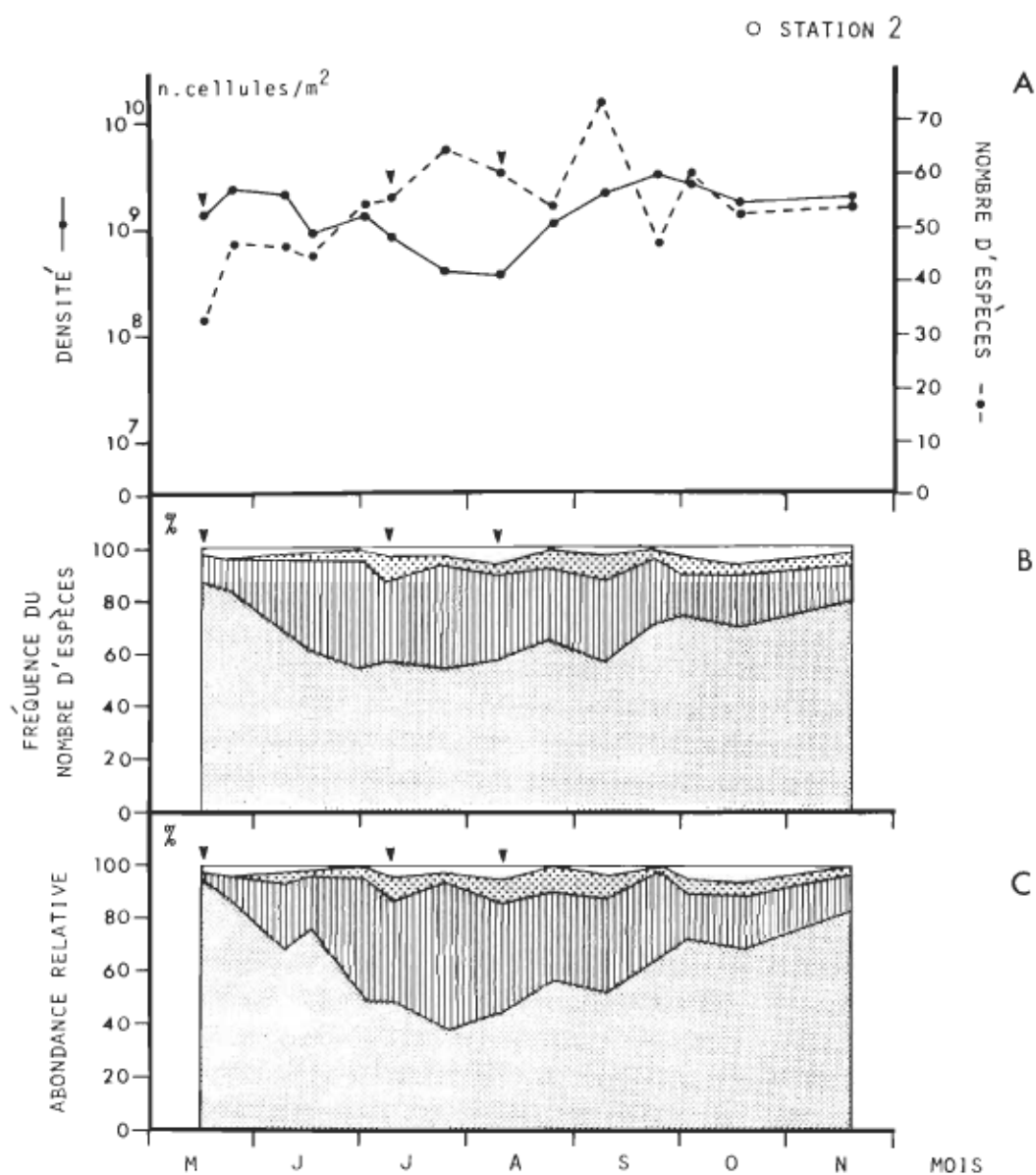


Fig. 21 - Variation saisonnière de la densité et du nombre d'espèces (A), de la fréquence du nombre d'espèces des grands groupes taxonomiques (B) et de l'abondance relative des grands groupes taxonomiques (C) à la station 2.

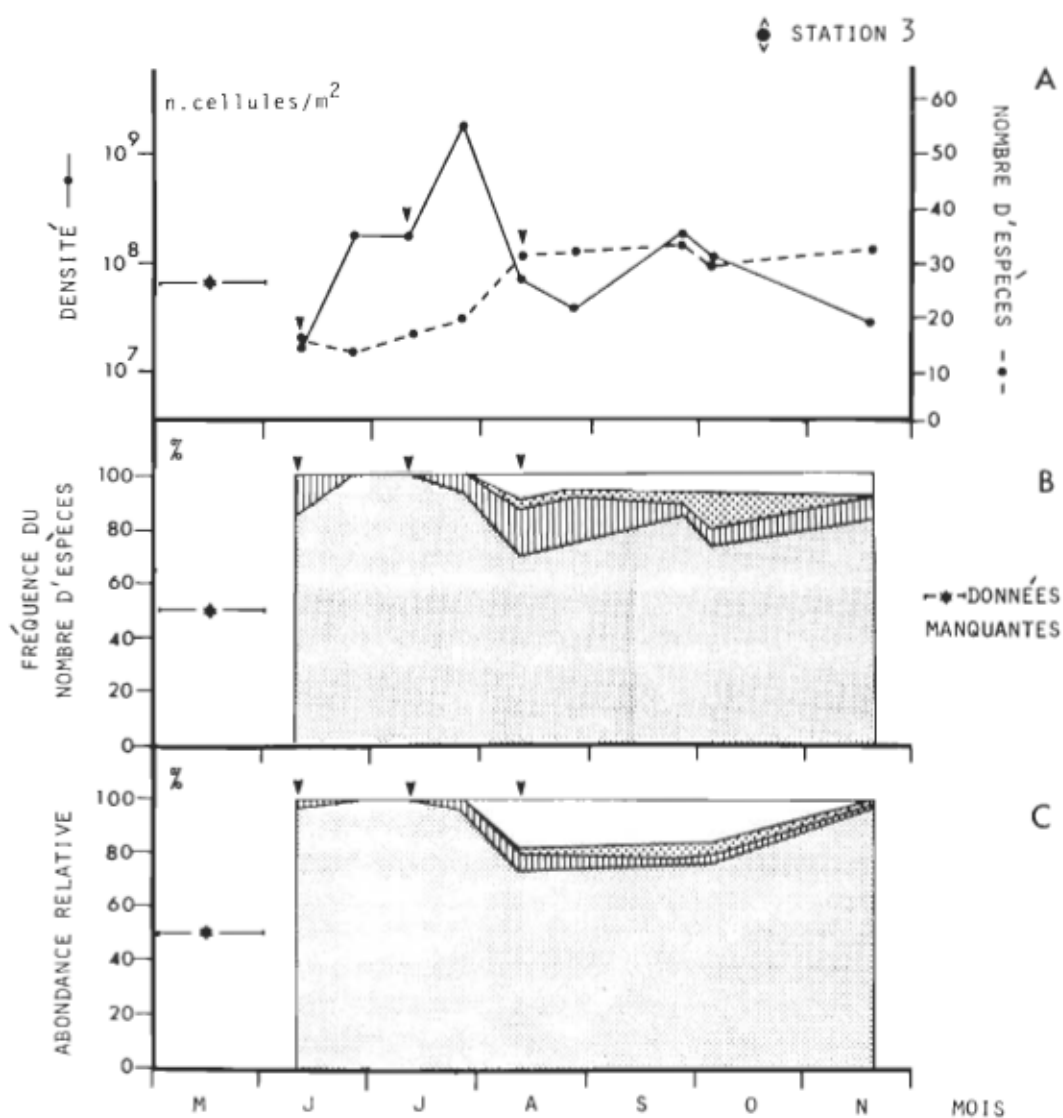


Fig. 22 - Variation saisonnière de la densité et du nombre d'espèces (A), de la fréquence du nombre d'espèces des grands groupes taxonomiques (B) et de l'abondance relative des grands groupes taxonomiques (C) à la station 3.

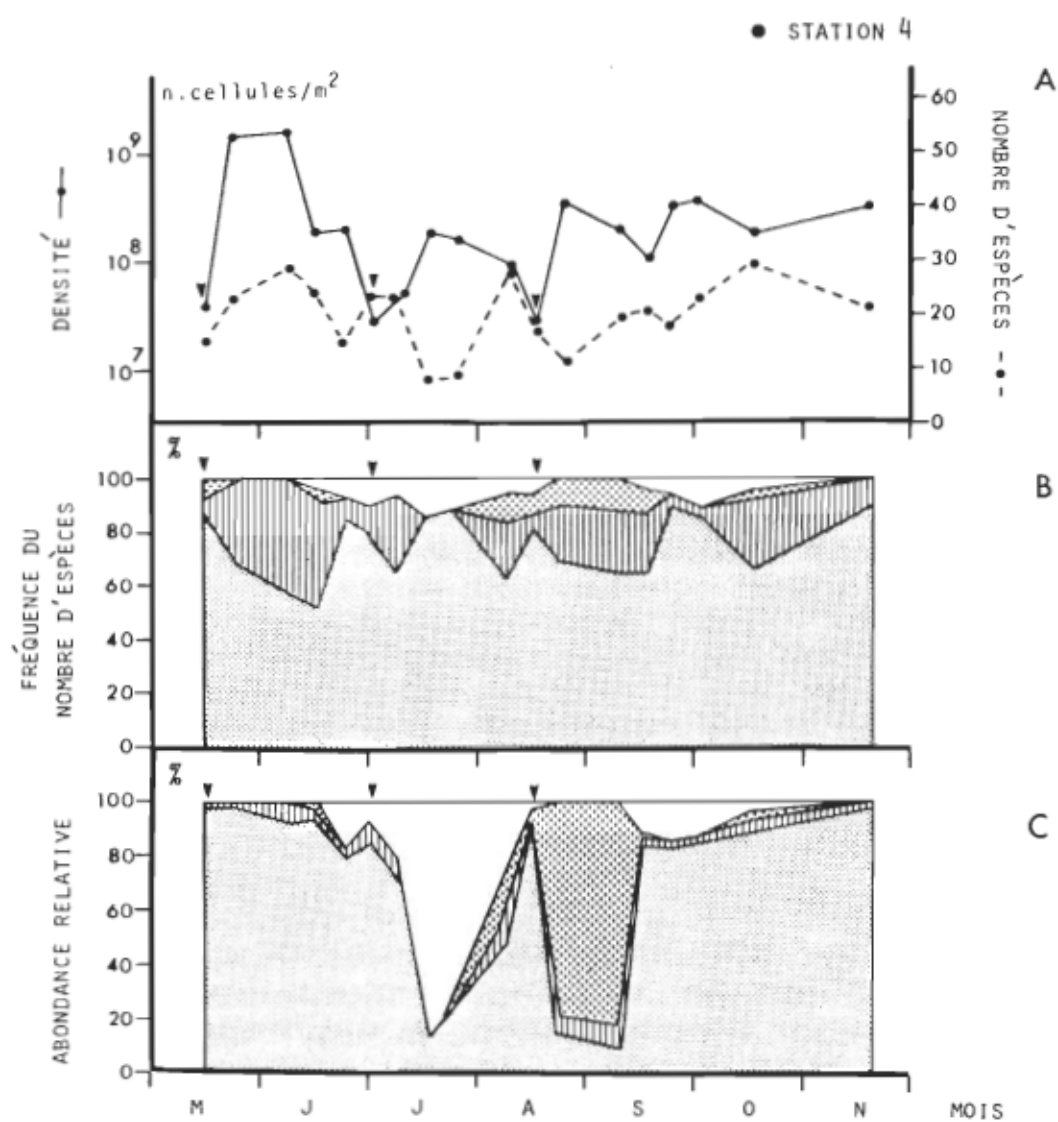


Fig. 23 - Variation saisonnière de la densité et du nombre d'espèces (A), de la fréquence du nombre d'espèces des grands groupes taxonomiques (B) et de l'abondance relative des grands groupes taxonomiques (C) à la station 4.

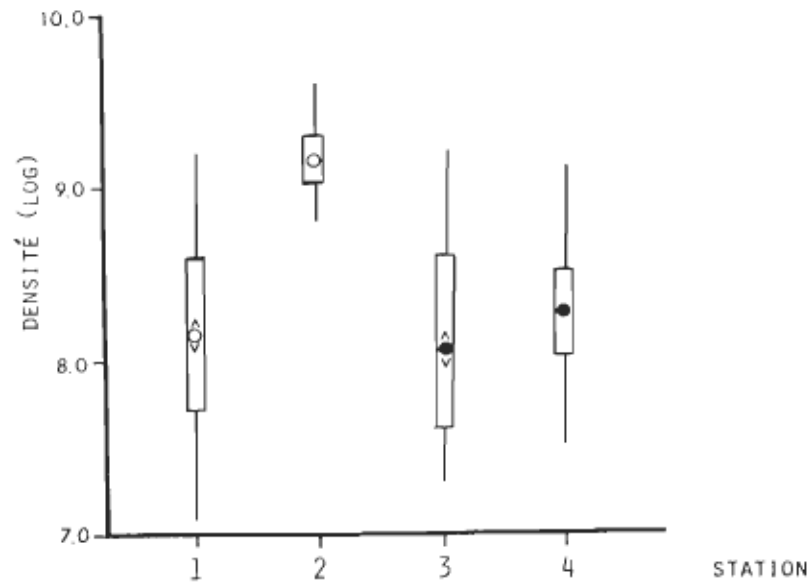


Fig. 24 - Valeurs moyennes et extrêmes (trait vertical) et intervalle de confiance à 95% (rectangle vertical) de la densité à chacune des stations, pour la période de mai à novembre 1981.

durant toute la saison. Une analyse de variance et le test de comparaison multiple de Student-Newman-Keuls ont montré que la station 2 diffère significativement ($p < 0,05$) des autres stations sous cet aspect (figure 24).

A la station 1, nous observons une valeur minimale de $1,1 \times 10^7$ cellules/m² en mai (2 semaines d'accumulation) et une valeur maximale de $1,6 \times 10^9$ cellules/m² en juin (4 semaines d'accumulation et des fluctuations importantes au cours de la saison. Il est à noter que les "creux" observés en juillet et en août peuvent être attribués à un temps de colonisation insuffisant de quatorze jours des échantillons analysés. En effet,

si l'on se réfère aux courbes d'accumulation de la chlorophylle a pour cette station (figure 15), on remarque qu'à ces mois, la colonisation initiale est très lente; la biomasse accumulée au bout de deux semaines est faible.

A la station 3, nous observons une valeur minimale de $2,0 \times 10^7$ cellules/m² (1 semaine d'accumulation) et une valeur maximale de $1,7 \times 10^9$ cellules/m² en juillet (4 semaines d'accumulation).

A la station 4, après le maximum de mai-juin avec $1,3 \times 10^9$ cellules/m², la densité fluctue de façon irrégulière le reste de la saison. La valeur minimale de $3,4 \times 10^7$ cellules/m² est observée en août après huit semaines d'accumulation. Le "creux" observé en juin peut être attribué au temps de colonisation de quatorze jours de l'échantillon analysé.

Le tableau 9 présente les résultats de l'analyse de corrélation entre la concentration de chlorophylle a (transformé en $\log + 1$) et la densité (\log). La corrélation entre ces paramètres est significative pour l'ensemble des stations et pour les stations 1,3 et 4 individuellement, alors qu'elle ne l'est pas à la station 2.

3.2.4 Composition spécifique

Nous avons identifié 234 taxa composant la flore périphytique de la rivière Machiche (Appendice 3). De ceux-ci, 119 (51%) sont des diatomées (Diatomophyceae), 91 (39%) des algues vertes (Chlorophyceae), 16 (7%) des algues bleues (Myxophyceae), 6 (3%) sont des chrysophytes (Chrysophyta) et

Tableau 9
Corrélation entre la
concentration de chlorophylle a
et la densité

	Coefficient de corrélacion
Toutes stations	0,399 ***
Station 1	0,542 *
Station 2	0,048 NS
Station 3	0,837 **
Station 4	0,596 **

Seuil de signification * : $P < 0,05$
 ** : $P < 0,01$
 *** : $P < 0,001$
 NS : Non significatif

2 (1%) sont des pyrrophytes (Pyrrophyta).

Si l'on se réfère au tableau 10, on remarque que le nombre d'espèces est plus important en milieu ouvert avec 110 et 183 espèces aux stations 1 et 2 respectivement, qu'en milieu fermé avec 58 et 89 espèces aux stations 3 et 4 respectivement. A la station 2, les algues vertes comptent 71 espèces soit 39% du nombre total.

Tableau 10

Nombre d'espèces et pourcentage
des grands groupes taxonomiques
du périphyton de la rivière Machiche

Station	<u>Diatomophyceae</u> nombre (%)	<u>Chlorophyceae</u> nombre (%)	<u>Myxophyceae</u> nombre (%)	Autres nombre (%)	Total
1	70 (64)	28 (25)	8 (7)	4 (4)	110
2	99 (54)	71 (39)	7 (4)	5 (3)	183
3	43 (74)	9 (16)	4 (7)	3 (3)	58
4	58 (65)	25 (28)	3 (3)	3 (3)	89
Total	119 (51)	91 (39)	16 (7)	8 (3)	234

Variation saisonnière des groupes d'algues

Le nombre d'espèces ainsi que la proportion relative des différents groupes d'algues varient au cours de la saison et selon les stations. A la station 2, parallèlement à une densité relativement élevée durant toute la saison, le nombre d'espèces varie de 33 en mai à 74 en septembre (figure 21 A). Une analyse de variance et le test de comparaison multiple de Student-Newman-Keuls ont montré que le nombre d'espèces à cette station est significativement ($p < 0,05$) plus élevé qu'aux autres stations (figure 25). Bien que les diatomées représentent plus de 55% des espèces dans tous les échantillons, leur nombre variant de 28 à 45, les algues vertes contribuent pour une part

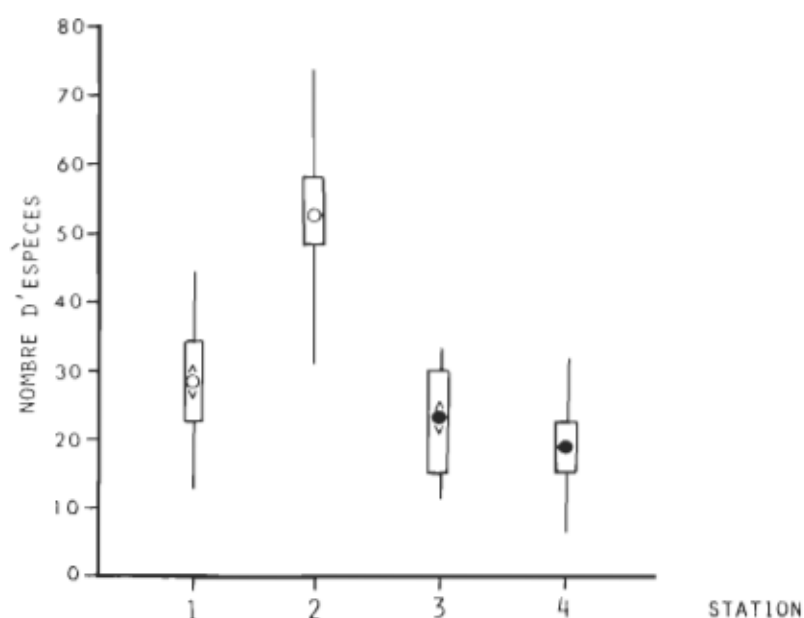


Fig. 25 - Valeurs moyennes et extrêmes (trait vertical) et intervalle de confiance à 95% (rectangle vertical) du nombre d'espèces à chacune des stations, pour la période de mai à novembre 1981.

importante à la densité, leur abondance relative atteignant 58% à la fin juillet (figure 21C). Le nombre d'espèces d'algues bleues varie de 1 à 6 et elles contribuent peu à la densité, leur abondance relative ne dépassant pas 10%.

A la station 1, le nombre d'espèces varie de 12 en mai à 45 en septembre (figure 20A). L'abondance relative des diatomées est supérieure à 90% en mai et en juin. En juillet, les algues vertes prennent de l'importance contribuant jusqu'à 28% du nombre total de cellules. En septembre, ce sont les algues bleues qui dominent les communautés périphytiques, leur abondance relative atteignant 52% (figure 20 C).

A la station 3, le nombre d'espèces varie de 12 en mai à 32 en septembre (figure 22 A). Les diatomées dominent le périphyton en nombre d'espèces et en nombre de cellules durant toute la saison, leur abondance relative étant toujours supérieure à 75% (figure 22 B, C). Les algues vertes et les algues bleues montrent toujours des densités relativement faibles. Des bactéries et des thalles d'algues bleues apparaissent au début d'août, contribuant à plus de 18% de la densité jusqu'au début d'octobre et sont présents dans les échantillons de novembre. Notons également qu'à l'occasion, nous avons observé quelques protozoaires à cette station.

A la station 4, le nombre d'espèces varie de 7 en juillet à 28 en octobre et la variation saisonnière des différents groupes d'algues et des bactéries est de grande amplitude (figure 23). Les diatomées dominent le périphyton en mai, juin, octobre et novembre avec une abondance relative supérieure à 85%. Le nombre d'espèces d'algues vertes est relativement élevé, atteignant 11 au début de juin. Cependant elles n'apparaissent jamais en grande quantité. Bien que les algues bleues soient représentées par un maximum de trois espèces, des thalles de Chamaesiphon sp. dominent les communautés périphytiques en août-septembre leur abondance relative atteignant 86%. Les bactéries contribuent à 89% du nombre total de cellules en juillet.

Une analyse de corrélation a montré que 33% de la variation de la densité est expliquée ($p < 0,001$) par le nombre d'espèces présentes (figure 26). Ainsi, aux stations éclairées et plus particulièrement à la station 2, le nombre d'espèces et la densité demeurent élevés durant toute la saison. Aux stations ombragées où le nombre d'espèces est plus faible,

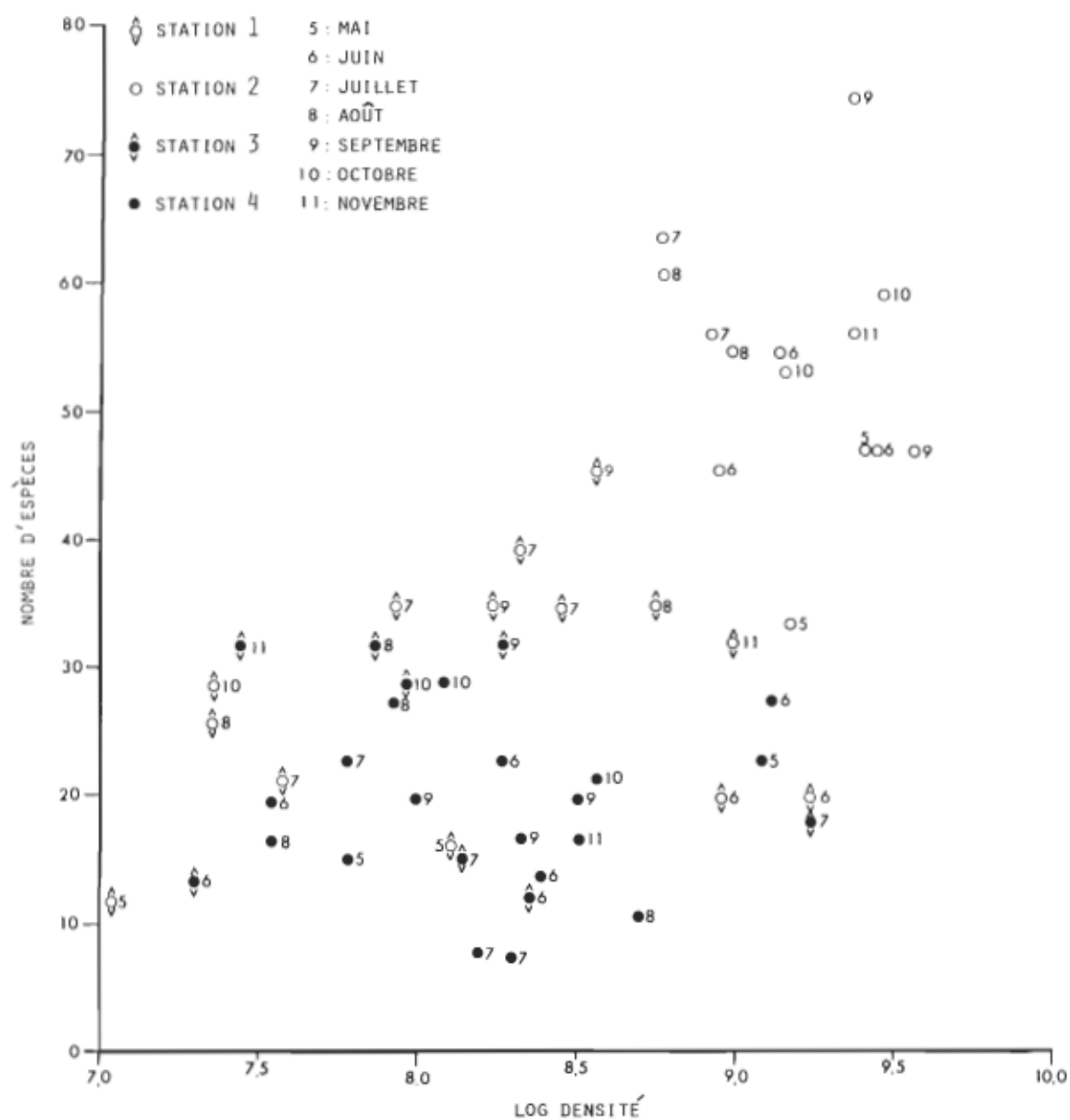


Fig. 26 - Nombre d'espèces en fonction de la densité à chacune des stations.

on observe des densités élevées dans les échantillons de mai et juin seulement. A la station 1, le nombre d'espèces et la densité fluctuent de façon aléatoire au cours de la saison.

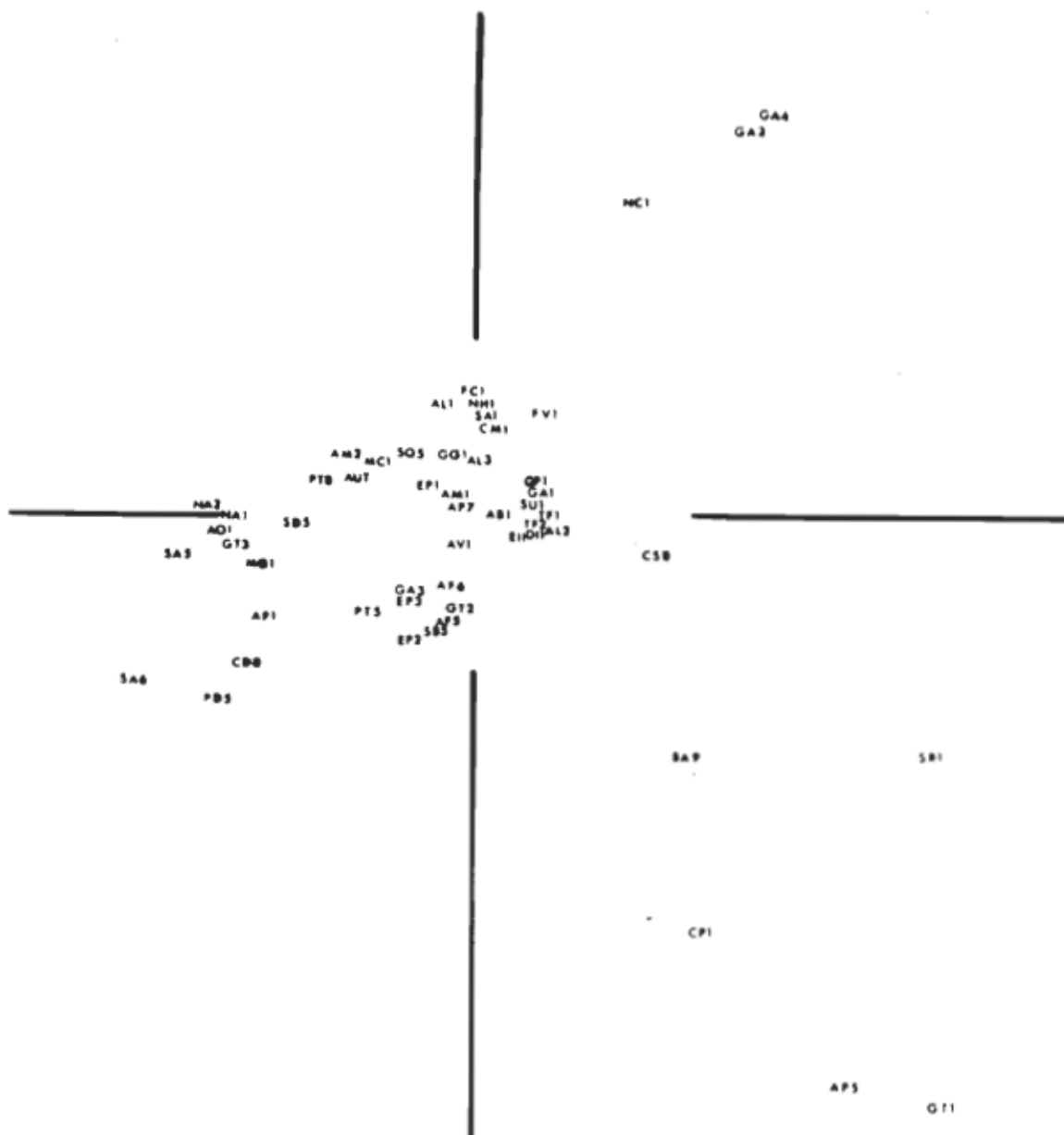
Analyse factorielle des correspondances

Dans le but de voir s'il y a une différence au niveau de la composition spécifique entre les stations, nous avons soumis nos données à une méthode d'analyse multivariée, l'analyse factorielle des correspondances (Benzecri, 1973). Cette méthode classe simultanément dans un même espace factoriel les cas (échantillons) et les variables (espèces) et permet d'extraire des facteurs représentant les relations entre ces deux ensembles.

La matrice de départ comporte 54 cas, correspondant aux échantillons des quatre stations au cours de la saison et la densité de 54 espèces dont 36 sont des diatomées. Leur densité a été transformée en \log_{10} . Notons que les descripteurs utilisés dans cette analyse correspondent aux taxa qui présentent une abondance relative supérieure à 2% du nombre total de cellules dans au moins un échantillon.

La figure 27 présente le résultat du classement simultané des stations et des espèces. Le premier axe factoriel explique 11,5%, le deuxième 9,3% et les trois premiers axes cumulés 30,5% de la variance des données.

En ce qui concerne l'ordination des stations, bien que le nuage de points soit peu dispersé, cette analyse a regroupé les échantillons d'une même station. Cependant, quelques échantillons, particulièrement ceux de



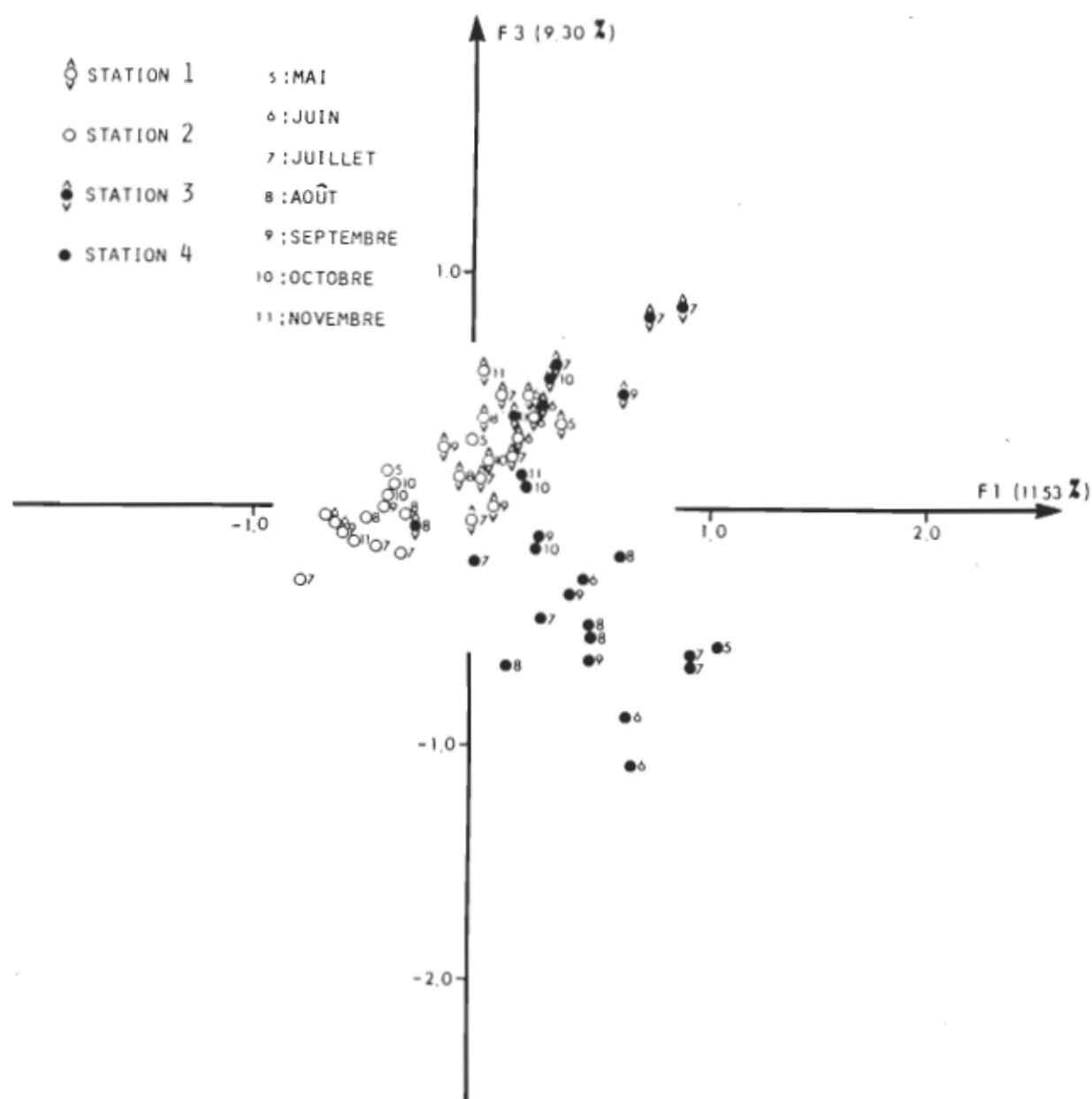


Fig. 27 - Analyse factorielle des correspondances taxa-stations.

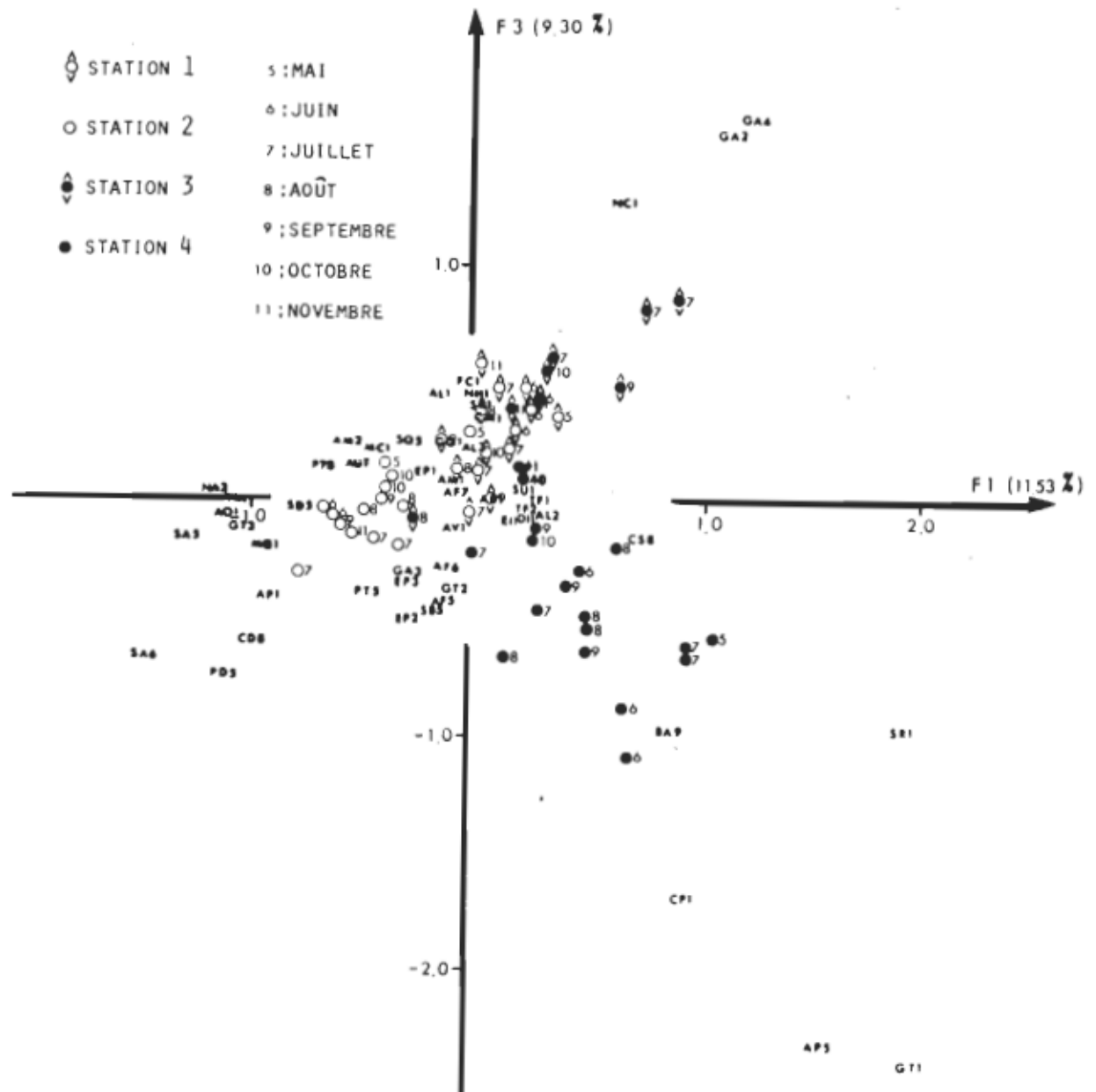


Fig. 27 - Analyse factorielle des correspondances taxa-stations.

Légende de la figure 27

AL1: <u>Achnanthes linearis</u>	NA1: <u>Nitzschia acicularis</u>
AL2: <u>A. linearis</u> var. <u>pusilla</u>	NA2: <u>N. amphibia</u>
AL3: <u>A. linearis</u> var. <u>curta</u>	NH1: <u>N. holsatica</u>
AM1: <u>A. minutissima</u>	SA1: <u>Synedra acus</u>
AM2: <u>A. microcephala</u>	SU1: <u>S. ulna</u>
A01: <u>Amphora ovalis</u>	SR1: <u>S. radians</u>
AF1: <u>Asterionella formosa</u>	TF1: <u>Tabellaria fenestrata</u>
CP1: <u>Cocconeis placentula</u>	TF2: <u>T. flocculosa</u>
CM1: <u>Cyclotella meneghiana</u>	AF5: <u>Ankistrodesmus falcatus</u>
E11: <u>Eunotia incisa</u>	AF6: <u>A. falcatus</u> var. <u>mirabilis</u>
EP1: <u>E. parallela</u>	AF7: <u>A. falcatus</u> var. <u>spirilliiformis</u>
EP2: <u>E. pectinalis</u>	AP5: <u>Arthrodesmus phimus</u>
EP3: <u>E. pectinalis</u> var. <u>minor</u>	PD5: <u>Pediastrum duplex</u>
FC1: <u>Fragilaria crotonensis</u>	PT5: <u>P. tetras</u>
FV1: <u>F. vaucheriae</u>	SA5: <u>Scenedesmus acutiformis</u>
GA1: <u>Gomphonema angustatum</u>	SA6: <u>S. arcuatus</u> var. <u>platydisca</u>
GA2: <u>G. angustatum</u> var. <u>productum</u>	SB5: <u>S. bijuga</u>
GA3: <u>G. acuminatum</u> var. <u>pusilla</u>	SD5: <u>S. dimorphus</u>
GA4: <u>G. affine</u>	SQ5: <u>S. quadricauda</u>
GG1: <u>G. gracile</u>	PT8: <u>Phormidium tenue</u>
GP1: <u>G. parvulum</u>	CD8: <u>Chroococcus dispersus</u>
GT1: <u>G. truncatum</u>	CS8: <u>Chamaesiphon sp.</u>
GT2: <u>G. truncatum</u> var. <u>capitatum</u>	BA9: Bactéries
GT3: <u>G. truncatum</u> var. <u>turgidum</u>	DI1: Autres diatomées
MG1: <u>Melosira granulata</u>	AV1: Autres algues vertes
MC1: <u>Meridion circulare</u>	AB1: Autres algues bleues
NC1: <u>Navicula cryptocephala</u>	AUT: Autres groupes d'algues

la station 1 se retrouvent au centre des axes, ce qui signifie qu'elle ne se distingue pas des autres par sa composition spécifique.

Si nous considérons l'ordination des espèces, l'analyse factorielle met en évidence un fond d'espèces communes témoignant d'une certaine ressemblance entre les communautés des différents sites. En effet, plusieurs espèces (15) d'importance majeure, c'est-à-dire dont l'abondance relative est supérieure à 10% dans au moins un échantillon sont présentes à toutes les stations. Parmi celles-ci, notons Tabellaria flocculosa, Gomphonema angustatum, Achnanthes linearis var. pusilla, toutes des diatomées qui dominent les échantillons à un moment donné. Il en est de même des algues bleues Phormidium tenue et Chamaesiphon sp. et des colonies bactériennes.

Bien qu'elles ne soient jamais dominantes, les diatomées Tabellaria fenestrata, Synedra ulna, Achnanthes linearis var. curta, Eunotia incisa, A. minutissima, A. microcephala, Gomphonema parvulum et Cocconeis placentula sont également des espèces d'importance majeure.

Le premier axe factoriel, tout en regroupant les échantillons d'une même station, discrimine les stations ombragées d'une part et la station 2 d'autre part. Le critère de séparation de cette dernière est attribuée à la présence de Scenedesmus acutiformis (SA5), Amphora ovalis (A01), Gomphonema truncatum var. turgidum (GT3), leur contribution au moment d'inertie du premier axe s'établissant à 5,0%, 5,7% et 6,1% respectivement. Également, la présence de Scenedesmus arcuatus var. platydisca (SA6), Nitzschia acicularis (NA1), Nitzschia amphibia (NA2) et Pediastrum duplex (PD5) contribuent à distinguer cette station des autres.

Le regroupement des échantillons de la station 3 est attribué à la présence de Gomphonema angustatum var. productum (GA2) et de G. affine (GA4) en juillet, août, septembre et de Navicula cryptocephala (NC1) en octobre, novembre. Alors que cette dernière espèce contribue peu au moment d'inertie et ce, sur les trois axes factoriels, la contribution des deux premières espèces s'établit à 10,3% et 9,9% sur le troisième axe.

Le regroupement des échantillons de la station 4 est attribué à la présence de Gomphonema truncatum (GT1), Synedra radians (SR1) et Arthrodesmus phimus (AP5) en mai-juin. La contribution de ces espèces au troisième axe s'établit à 10,4%, 8,7% et 1,8% respectivement. La présence de Cocconeis placentula (CP1) en août-septembre et la dominance des colonies bactériennes (BA9) en juillet relayées par Chamaesiphon sp. (CS8) contribuent à distinguer cette station des autres. Leur contribution au moment d'inertie du premier axe s'établit à 1,2%, 5,19% et 3,8% respectivement.

Afin de relier la composition en espèces avec les facteurs du milieu, nous avons fait une analyse de corrélation linéaire simple entre les trois premiers axes factoriels et les conditions physico-chimiques (Tableau 11).

Le premier axe factoriel est fortement corrélé avec l'ensoleillement des sites et le troisième axe est corrélé avec la vitesse du courant et à nouveau, l'ensoleillement des sites.

Variation saisonnière des espèces

Bien que l'analyse factorielle des correspondances ait mis en évidence un ensemble d'espèces communes à l'ensemble des stations, il y a des différences importantes au niveau de la variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure. Les figures 28 à 31 présentent la variation saisonnière des espèces dont l'abondance relative est supérieure à 10% du nombre total de cellules au moins une fois dans la saison.

A la station 1, il y a présence en assez grande abondance durant toute la saison de Tabellaria flocculosa qui domine les communautés en mai, en août où son abondance atteint 60% et en novembre (figure 28). En juin, elle est relayée par Nitzschia holsatica dont l'abondance atteint 67%. En septembre, une algue bleue filamenteuse Phormidium tenue présente une abondance de 47%.

A la station 2, plusieurs espèces sont présentes en assez grande abondance durant toute la saison. La majorité d'entre elles (10) sont des diatomées, trois sont des algues vertes et une est une algue bleue (figure 29). Tabellaria flocculosa domine les communautés au printemps et à l'automne. A l'été, elle est relayée par les algues vertes appartenant aux genres Sce-nedesmus, Ankistrodesmus et Pediastrum dont l'abondance atteint 58% en juillet et par plusieurs espèces d'Achnanthes.

A la station 3, toutes les espèces d'importance majeure sont des diatomées (figure 30). Tabellaria flocculosa et Nitzschia holsatica domi-

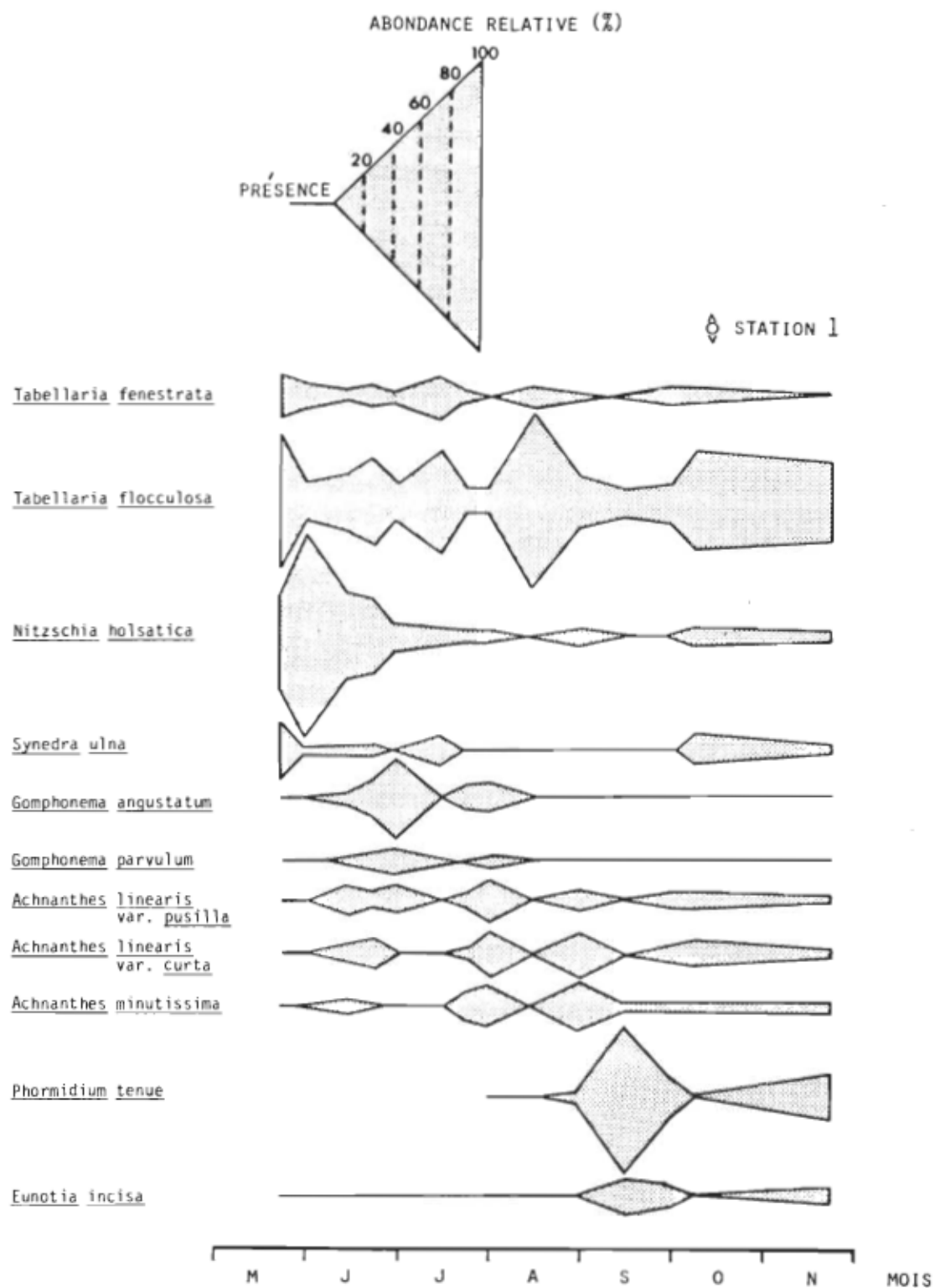


Fig. 28 - Variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure à la station 1.

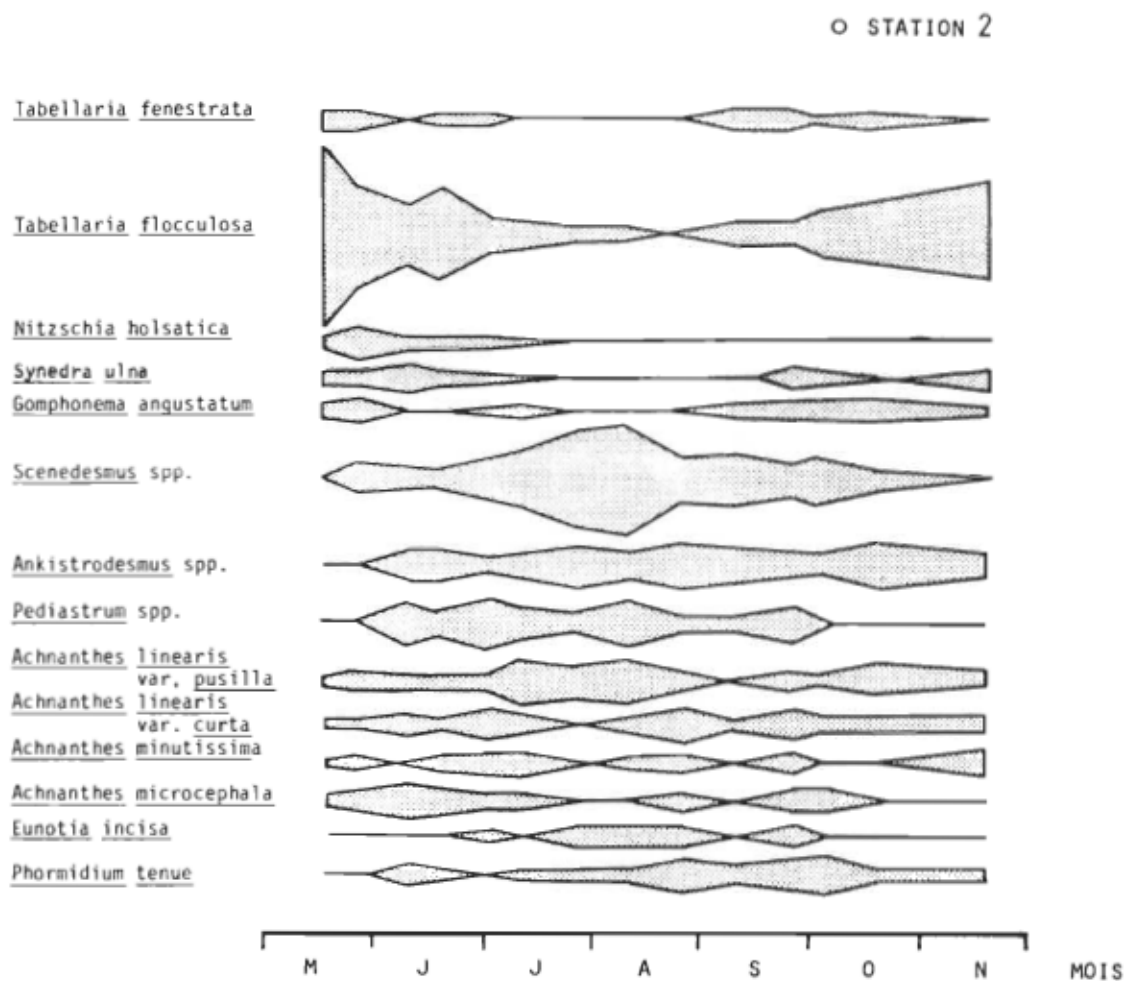


Fig. 29 - Variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure à la station 2.

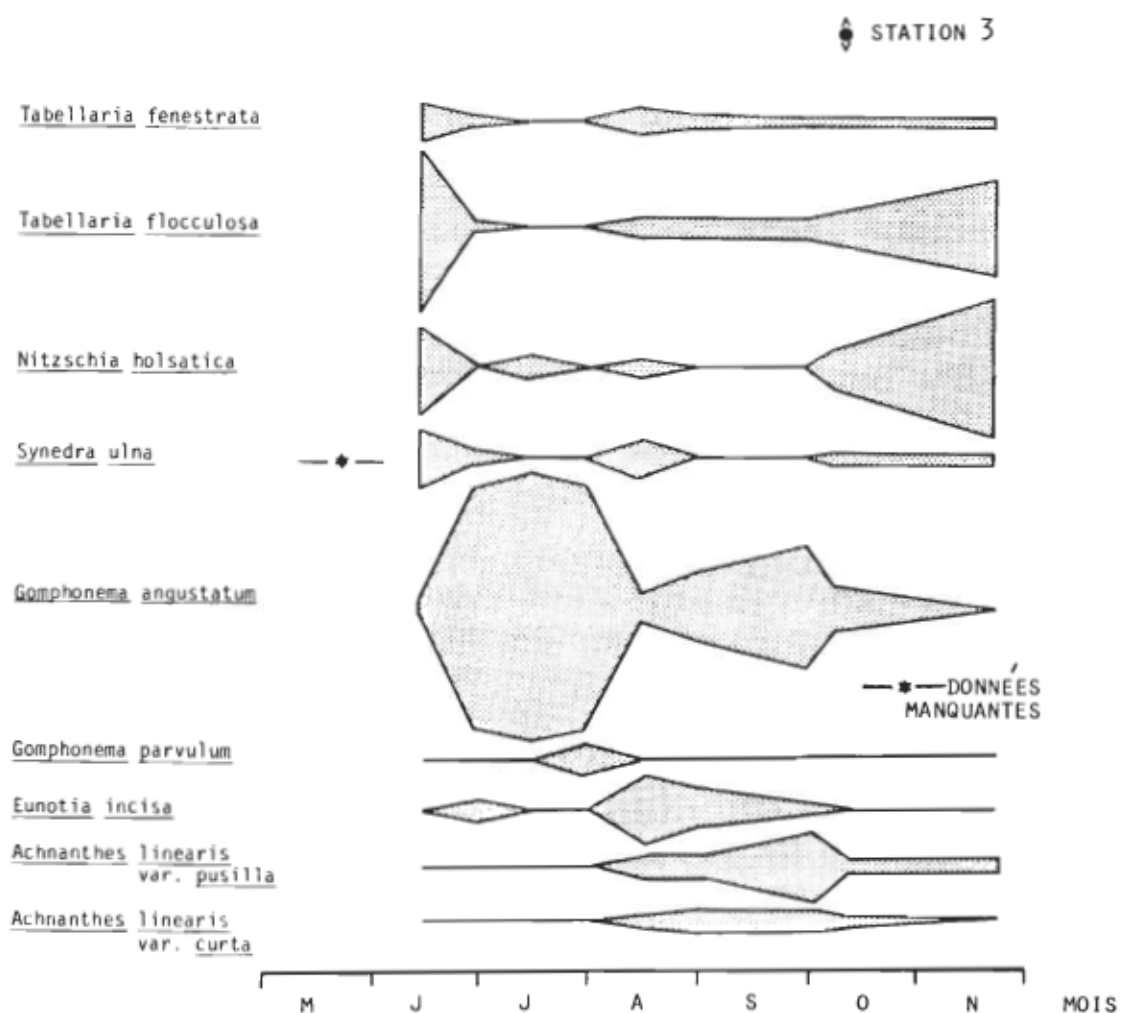


Fig. 30 - Variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure à la station 3.

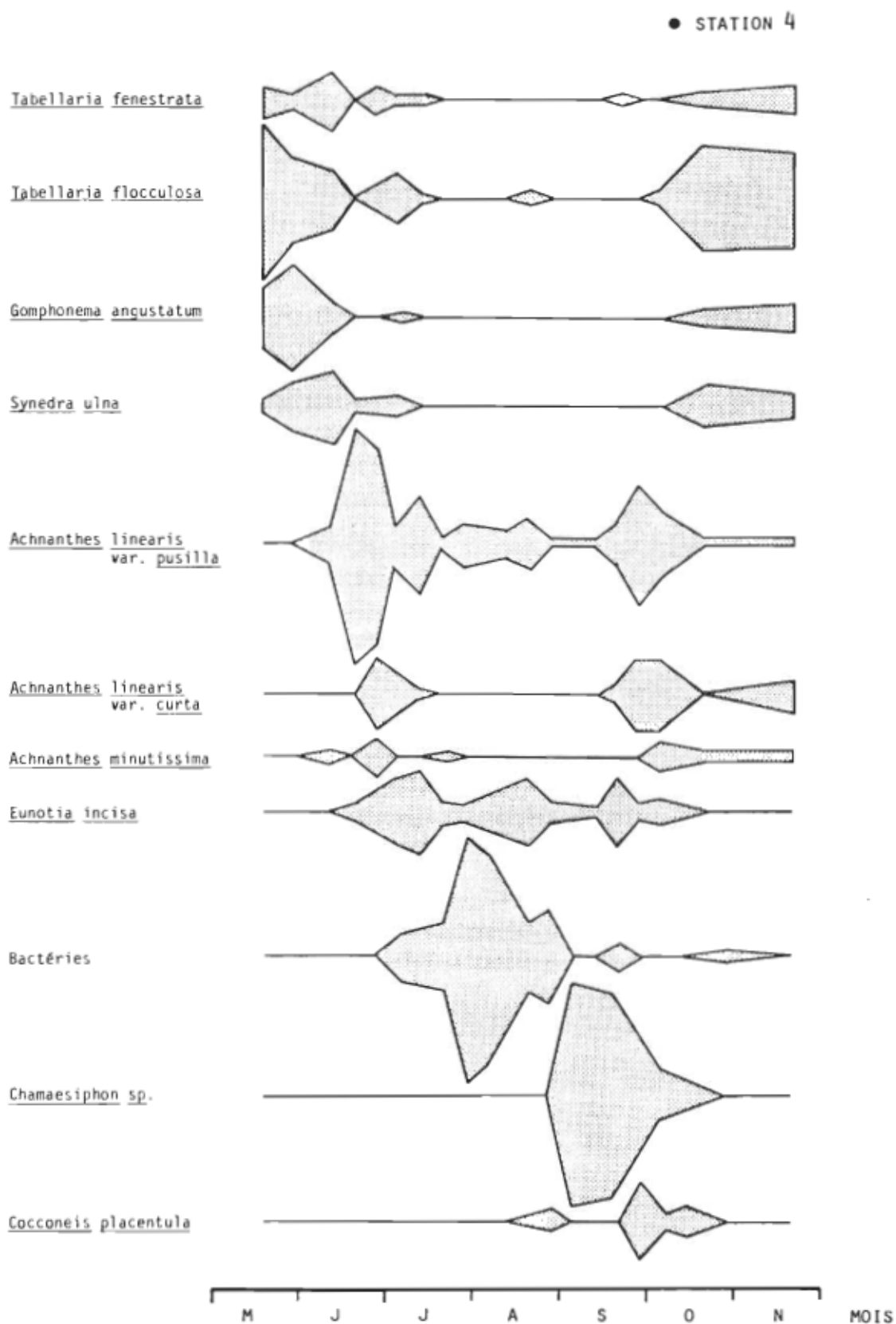


Fig. 31 - Variation saisonnière de l'abondance relative des espèces d'importance majeure à la station 4.

nent les communautés au printemps et à l'automne. Le trait marquant à cette station est la dominance de Gomphonema angustatum durant la majeure partie de la saison et son abondance dépasse 80% en juillet.

A la station 4, Tabellaria flocculosa, Synedra ulna et Gomphonema angustatum dominent les communautés au printemps et à l'automne. A l'été, ces espèces sont relayées par Achnanthes linearis var. pusilla dont l'abondance atteint 84% en juin. Cette population décline rapidement et est relayée par des colonies bactériennes qui envahissent littéralement le milieu, leur abondance atteignant 87% en juillet. Eunotia incisa est également présente en assez grande abondance à l'été et au début de l'automne. En août-septembre, ce sont des thalles de Chamaesiphon sp. qui dominent les communautés, leur abondance atteignant 80%. (figure 31).

3.3 Invertébrés

Il n'y a pas seulement des algues qui ont colonisé les substrats mais également des larves et des pupes d'insectes dont les densités ont varié au cours de la saison (figure 32). Nous avons observé les plus grandes densités aux stations de courant rapide 1 et 3 avec une moyenne saisonnière de 3,900 et 3,600 larves/m² respectivement.

Aux stations 1 et 3, les larves et les pupes de mouches noires (Diptera: Simuliidae) constituent la majeure partie des récoltes alors que la station 4, avec une moyenne saisonnière de 650 larves/m², abrite majoritairement des Chironomides. Les invertébrés brouteurs, éphémères et pléocoptères sont également plus abondants aux stations de courant rapide.

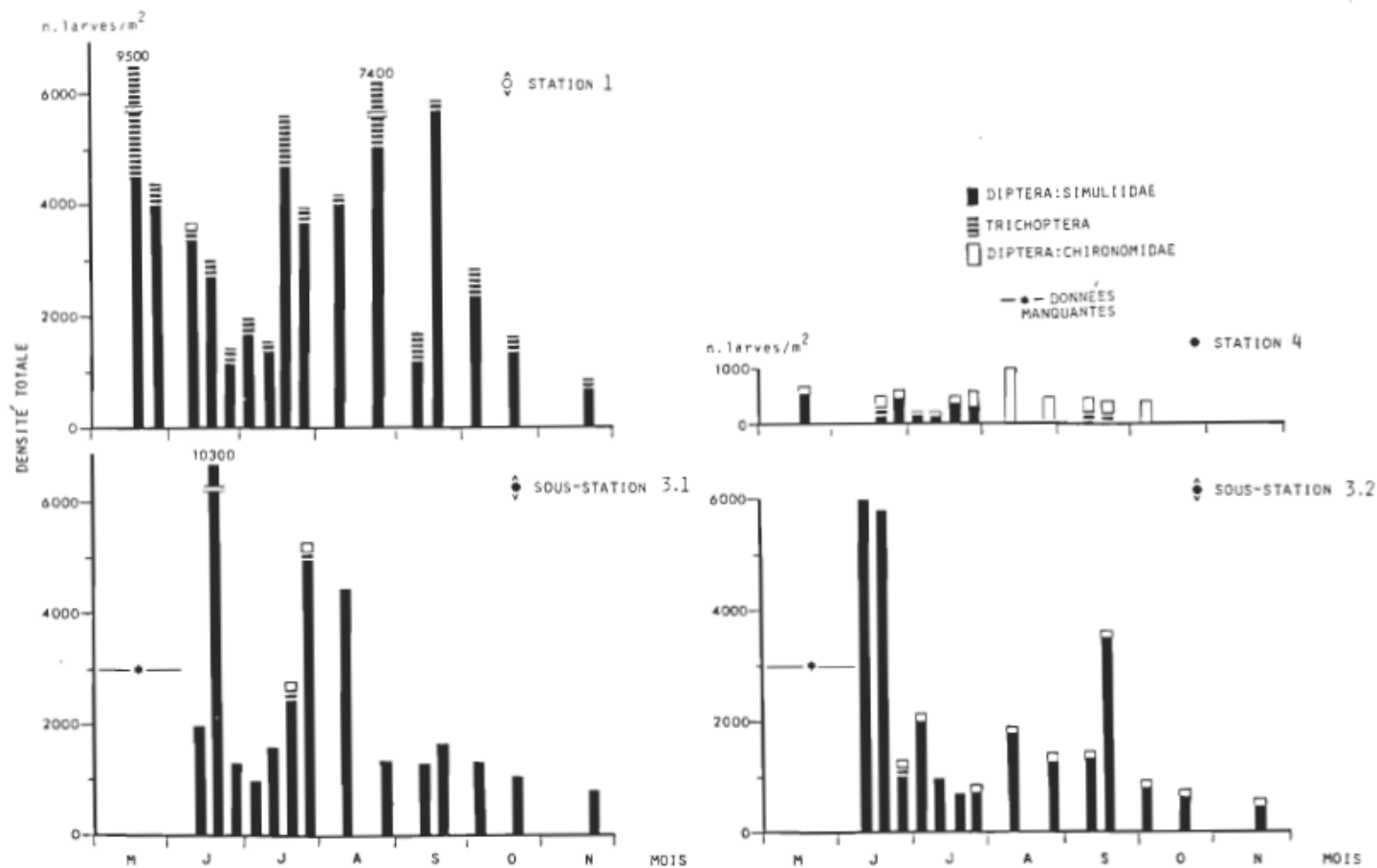


Fig. 32 - Variation saisonnière de la densité des larves d'insectes récoltées sur les substrats de colonisation aux différentes stations.

A ces stations, il importe de prendre en compte ce facteur, la biomasse y étant sous-estimée à cause, d'une part, de l'espace occupé par les invertébrés qui ont colonisé les substrats et, d'autre part, à cause de l'impact du broutage sur les communautés périphytiques.

Chapitre IV

Discussion

4.1 Chlorophylle a et densité

Variation des replicats

La variation observée dans la quantité de chlorophylle a entre deux replicats est élevée et les coefficients de variation atteignent parfois 100%, particulièrement aux stations à courant rapide. Weitzel et al. (1979) rapportent des valeurs de 20 à 25% pour deux replicats, celles de Horner (1978) atteignent 55%, Dilks et Meier (1981) obtiennent 34% de variation pour huit replicats et Wyllie et Jones (1981), 82% pour vingt replicats.

Cette variation résulte d'une part de la méthode d'analyse employée et d'autre part, des conditions prévalant en eau courante. La sensibilité de la méthode de dosage de la chlorophylle a est de l'ordre de $0,2 \text{ mg/m}^2$ et la précision décroît de façon appréciable à des concentrations inférieures (Strickland et Parsons, 1968). Dans cette étude, les teneurs en chlorophylle a sont parfois très faibles, près de la limite de détection. Une autre source d'erreur peut être imputée aux nombreuses manipulations (sonication, centrifugation) et plus particulièrement aux dilutions qui peuvent introduire des erreurs importantes.

Cependant, la grande variabilité des replicats obtenue dans cette étude reflète les observations faites lors de nos visites sur le terrain. En effet, des substrats de plexiglass ayant été introduits au même moment

dans le cours d'eau montrent de grandes différences dans l'accumulation du périphyton et ce, même si les plaques sont distantes de seulement quelques centimètres. Munteanu et Maly (1981) ont démontré l'effet du courant sur la microdistribution du périphyton. Les diatomées sont distribuées au hasard sur des lames de verre disposées perpendiculairement à la direction du courant alors que les côtés "amont" et "aval" sont plus fortement colonisés que le centre des lames disposées parallèlement à la direction du courant. Ils attribuent cette distribution en mosaïque aux conditions hydrauliques extrêmement variables si l'on considère une surface de l'ordre du m^2 et même du cm^2 avec des zones où le courant est quasi nul et d'autres, très turbulent. Ce mode de microdistribution du courant crée une multitude de microhabitats et les algues s'y répartissent selon leurs exigences propres.

Korte et Blinn (1983) soutiennent que la distribution en mosaïque du périphyton n'est pas seulement attribuable à la variation spatiale de la vitesse du courant mais aussi au fait que des "microcosmes de détritus" sont interceptés au hasard par les substrats dans le milieu. Ces amas sont des assemblages complexes de bactéries, de champignons et d'algues (Paerl, 1980) qui sont détachés par l'action du courant et transportés en aval. Ces microcosmes jouent un rôle important au niveau de la colonisation, le développement des organismes y étant plus rapide que chez les cellules isolées.

Une autre cause de variation entre les replicats est la présence d'invertébrés sur les substrats de colonisation qui montrent, tout comme le périphyton, une distribution spatiale hétérogène et des densités relativement grandes dans les zones de courant rapide.

Il n'est donc pas surprenant d'obtenir des coefficients de variation élevés pour deux replicats, l'hétérogénéité extrême de la distribution spatiale du périphyton étant un phénomène bien caractéristique des écosystèmes lotiques.

Comparaison avec d'autres études

Le tableau 12 rapporte les valeurs de chlorophylle a et de densité provenant d'études sur le périphyton de différents écosystèmes lotiques. La variabilité des résultats obtenus est fonction d'une part de la variété des méthodes et des techniques utilisées puisqu'aucune approche généralisée pour l'échantillonnage n'a encore été développée et d'autre part, du type de cours d'eau considéré et des conditions y prévalant.

On remarque que, dans la majorité des cas, les valeurs de chlorophylle a et de densité rapportées de diverses études se sont révélées supérieures aux nôtres. Cet état de fait résulte du caractère oligotrophe du cours d'eau étudié, les milieux pauvres en éléments nutritifs supportant de moins grandes biomasses (Tilley et Haushild, 1975). La plupart des autres études se rapportent à des milieux plus riches en éléments nutritifs. De plus, la nature inerte de la roche en place (gneiss et paragneiss) lui confère une pauvreté en substances minérales qui se reflète dans les faibles conductivités mesurées.

Par ailleurs, Hornick et al. (1981) obtiennent, pour des cours d'eau comparables au nôtre du point de vue nutritif et de leur dimension, une concentration moyenne de chlorophylle a de beaucoup supérieure à la valeur maximale que nous avons observée. Ce résultat peut être attribuable au substrat

Tableau 12

Concentration de chlorophylle a et densité cellulaire
provenant d'autres études

Référence	Aire d'étude	Description du cours d'eau	Type de substrat	Paramètre mesuré
Blinn <u>et al.</u> (1980)	Arizona	Vitesse: 20 à 30 cm/s Cond.: 280 μ mhos/cm NO ₃ -N: 0,04 mg/L PO ₄ -P: 0,09 mg/L	naturel	Densité ¹ 4,6 x 10 ⁹ à 9,2 x 10 ¹⁰
Cattaneo et Ghittori (1975)	Italie	Vitesse: 70 à 95 cm/s Rivière eutrophe	lames de verre	Ch <u>a</u> ² 4,0 à 70,0
Eloranta et Kunnas (1979)	Finlande	Vitesse: 5 à 32 cm/s pH: 6,3 à 6,6 cond.: 33 à 55 μ mhos/cm P total: 0,028 mg/L	cellulose	Ch <u>a</u> 1,6 à 22,6 Densité 4,0 x 10 ⁷ à 1,8 x 10 ¹⁰
Ennis et Albright (1982)	Yukon	NO ₃ -NO ₂ : 0,02 à 0,28 mg/L P total: 0,002 à 0,117 mg/L	naturel	Densité 3 x 10 ⁷ à 2 x 10 ¹⁰
Haack et Mcfeters (1982)	Montana	Ruisseau alpin oligotrophe	naturel	Ch <u>a</u> généralement inférieur à 15,0 atteint 43,0
Horner (1978)	Washington	Vitesse: 5 à 140 cm/s pH: 6,6 à 7,6 cond.: 66 à 198 μ mhos/cm NO ₃ -NO ₂ : 1,03 mg/L PO ₄ : 0,002 à 0,091 mg/L DOC: 0,012 mg/L	naturel	Ch <u>a</u> 0,5 à 523,2
Hornick <u>et al.</u> (1981)	Virginie	pH: 5 à 7 NO ₃ -NO ₂ : 0,029 à 0,061 mg/L PO ₄ : 0,011 à 0,013 mg/L	naturel	Ch <u>a</u> 7 à 55

Tableau 12 (suite)

Korte (1983)	Arizona	Vitesse: 0 à 30 cm/s pH: 7,5 cond.: 240 μ hos/cm NO ₃ -NO ₂ : 0,7 mg/L PO ₄ : 0,7 mg/L	plexiglass	Densité 1,4 x 10 ⁸ à 5,4 x 10 ¹⁰
Lyford et Gregory (1975)	Oregon	NO ₃ -NO ₂ : 0 à 0,11 mg/L PO ₄ : 0,05 à 0,20 mg/L	naturel	Ch <u>a</u> 1,0 à 45,0
Marker (1976)	Angleterre	NO ₃ -NO ₂ : 0,2 à 1,6 mg/L PO ₄ : 0,005 à 0,025 mg/L	naturel	Ch <u>a</u> 15 à 300
Moreau (Comm. pers.)	Québec (Parc des Laurentides)	NO ₃ -NO ₂ : 0,03 mg/L PO ₄ : limite de détection	céramique	Ch <u>a</u> 2,0 à 20,0
Munteanu et Maly (1981)	Québec (Lennoxville)	Vitesse: 40 cm/s	lames de verre	Densité 5,7 x 10 ⁸
Shortreed et Stockner (1983)	Colombie- Britannique	NO ₃ -NO ₂ : 0,002 à 0,230 mg/L P total: 0,001 à 0,028 mg/L	plexiglass	Ch <u>a</u> 0,7 à 10,0
La présente étude	Québec (Shawinigan)	Vitesse: 5 à 220 cm/s pH: 5,7 à 6,7 cond.: 25 à 35 μ hos/cm NO ₃ -NO ₂ : 0,014 à 0,048 mg/L PO ₄ : 0,007 à 0,012 mg/L	plexiglass	Ch <u>a</u> 0,12 à 27,05 Densité 1,1 x 10 ⁷ à 3,6 x 10 ⁹

1: nombre de cellules/m²
2: mg/m²

de colonisation qu'ils ont utilisé; en effet, Tuchman (1979) et Brown (1976) ont noté de plus grandes quantités de périphyton accumulé sur des substrats naturels comparativement à des substrats artificiels. Les densités supérieures aux nôtres observées par Blinn et al. (1980) seraient possiblement liées à ce facteur.

Finalement, nos valeurs se rapprochent sensiblement de celles observées par Eloranta et Kunas (1979) dans de petits cours d'eau oligotrophes et légèrement acides du centre de la Finlande. Egaleme nt, Moreau (communication personnelle) obtient des biomasses de périphyton accumulé sur des substrats de céramique comparables aux nôtres, dans un petit cours d'eau oligotrophe des Laurentides (Québec). Haack et McFeters (1982) rapportent des valeurs de chlorophylle a comparables aux nôtres pour des ruisseaux alpins oligotrophes.

La chlorophylle a en tant qu'estimateur de la biomasse

La grande différence dans les concentrations de chlorophylle a observée entre les milieux ouverts et le milieu fermés (figure 14) nous amène à discuter de la pertinence d'utiliser ce paramètre en tant qu'estimateur de la biomasse. Weitzel (1979) affirme que la chlorophylle a est un constituant cellulaire dynamique et que sa concentration dans les cellules varie en fonction des éléments nutritifs, des espèces présentes, de l'âge des cellules et de l'intensité et/ou de la disponibilité en lumière.

Parsons et al. (1961) rapportent que le rapport carbone organique/chlorophylle a peut varier par un facteur de 10 dépendant de ces conditions.

Afin de convertir les teneurs en chlorophylle a en poids organique, Wetzel et Westlake (1974) multiplient par 60 la concentration de pigments des populations non limitées par les éléments nutritifs et par 120 celle des populations limitées par les éléments nutritifs.

McIntire (1968a) a trouvé que le rapport chlorophylle a/matière organique est plus élevé chez les communautés croissant à l'ombre que chez les communautés croissant à la lumière et ce, même si la composition spécifique est identique. Steeman et Jorgensen (1968) ont fait la même observation; les teneurs en chlorophylle a sont élevées à basse intensité lumineuse et diminuent jusqu'à 7,500 lux ($2,7 \text{ g cal/cm}^2/\text{hre}$) où elles se stabilisent. Terborg et Thimann (1964) ont également observé une relation inverse entre le contenu en chlorophylle a et l'intensité lumineuse. Ceci permet aux algues de capter plus efficacement le peu de lumière disponible aux basses intensités.

On en conclut donc que la chlorophylle a est un bon estimateur de la biomasse seulement quand l'intensité lumineuse excède 7,500 lux durant la plus grande partie de la photopériode. Dans notre étude, la différence de concentration de pigment entre les sites éclairés et les sites ombragés est vraisemblablement liée à ce phénomène.

De plus, des problèmes liés à l'extraction des pigments limitent l'utilisation de la chlorophylle a en tant qu'estimateur de la biomasse ou de la densité. Riemann (1980) a montré que lorsque les diatomées constituent plus de 95% des algues présentes, le bris des cellules n'est pas nécessaire et

Marker (1972) soutient que l'extraction des pigments des diatomées est plus aisée que pour les algues vertes et les algues bleues. Or, à la station 2, les algues vertes sont présentes en assez grande abondance durant la majeure partie de la saison. C'est ce qui expliquerait l'absence de corrélation entre la concentration de chlorophylle a et la densité à cette station alors qu'elle est significative pour l'ensemble des stations et pour les stations 1, 3 et 4 où les diatomées dominent durant toute la saison (tableau 9).

Dynamique de la colonisation et de l'accumulation du périphyton

Malgré ces limites, les courbes d'accumulation de la chlorophylle a nous ont quand même permis de saisir la dynamique de la colonisation proprement dite et de l'accumulation du périphyton aux différentes stations.

McIntire (1968) a montré qu'à des vitesses allant de 9 à 38 cm/s, les biomasses accumulées après quatre semaines sont comparables mais que l'exportation est plus importante à 38 cm/s. Horner (1978) a observé qu'à des vitesses supérieures à 50 cm/s, la croissance des algues répond négativement à la vitesse et la colonisation initiale ainsi que l'accumulation sont retardées. Et comme dans l'étude de Ball et al. (1969), il n'a jamais observé des concentrations de chlorophylle a élevées à des vitesses supérieures à 100 cm/s ou près de 0 cm/s. Reisen et Spencer (1970) ont montré qu'à court terme (1 à 4 semaines), la densité des diatomées diminue avec une augmentation de la vitesse (jusqu'à 66 cm/s) et à long terme (6 semaines) les communautés réagissent positivement à une augmentation de la vitesse.

Ceci vient en contradiction avec les résultats que nous avons obtenus, les densités maximales étant observées à la station de courant lent, la station 2. Dans le cadre de cette étude, nous n'avons pu vérifier ces observations faites par d'autres chercheurs et les courbes d'accumulation de la chlorophylle a ne sont pas concluantes en ce qui concerne l'influence de la vitesse du courant, soit au niveau de la colonisation ou au niveau de l'accumulation des biomasses périphytiques.

On observe généralement des différences au niveau de la biomasse et de la composition des communautés périphytiques suite à une crue importante, dues à l'augmentation de la vitesse du courant et/ou de la turbidité (Jones, 1978; Douglas, 1958). Dans cette étude, l'impact de la crue de la troisième semaine d'août ne s'est pas fait sentir sur le périphyton, du moins après une semaine. Cet état de fait est possiblement lié aux faibles biomasses observées dans la rivière Machiche comparativement à celles rapportées dans les autres études.

A la station 2, les biomasses accumulées résultent en partie de la vitesse du courant mais d'une façon indirecte. La colonisation initiale est la plus élevée en août, possiblement à cause des conditions hydrologiques relativement stables à ce moment favorisant une sédimentation importante. Bien que les faibles valeurs d'accumulation entre la deuxième et la quatrième semaine soient en partie liées à un artéfact d'échantillonnage, on peut supposer que les faibles biomasses sont le résultat d'une activité métabolique réduite due au dépôt de sédiments sur les algues.

Si nous considérons le pourcentage en phéophytine a de nos communautés, ceux-ci sont relativement élevés. Marker (1972) soutient que la phéophytine a est quantitativement importante dans les communautés périphytiques. Le fait qu'on ait observé des quantités plus importantes à la station 2 est lié au facteur vitesse. Aux stations à courant rapide 1 et 3, le courant détache les algues mortes du substrat tandis qu'à la station 2 où la biomasse accumulée résulte de la sédimentation, elles demeurent sur le substrat et s'y accumulent.

Hoagland et al. (1982) et Blinn et al. (1980) ont montré que deux semaines de colonisation sont suffisantes pour masquer l'influence de substrats introduits dans un cours d'eau. Après cette période, les communautés sont comparables à celles qui se développent sur les substrats naturels (Castenholz, 1961). Dans notre étude, nous avons observé que les communautés ayant deux semaines de colonisation ont un nombre d'espèces et une densité plus faibles que celles ayant un temps d'accumulation supérieur. Ce fait est particulièrement frappant à la station 1 où l'abondance relative des diatomées qui colonisent les substrats avant les algues vertes et les algues bleues (Paul et al. 1977) est plus élevée dans les communautés ayant deux semaines de colonisation (figure 28C). Nous pouvons donc affirmer qu'un temps de colonisation de deux semaines est insuffisant pour l'établissement de communautés naturelles. De plus, nous n'avons jamais observé d'algues vertes filamenteuses sur nos substrats, celles-ci requérant vraisemblablement un temps de colonisation supérieur à huit semaines pour s'implanter.

La concentration de chlorophylle a est avant tout liée à l'intensité lumineuse, tel que démontré précédemment et aussi à la variation saisonnière de la température comme en fait foi la régression multiple. La biomasse de nos communautés telle qu'estimée par la concentration de chlorophylle a est inversement liée à la température. Dunn (1976) obtient sensiblement les mêmes résultats que dans la présente étude alors que la température explique une plus grande proportion de la variance de chlorophylle a que toute autre variable.

En ce qui concerne la variation saisonnière, nous avons observé les biomasses périphytiques maximales en octobre aux stations éclairées 1 et 2, en mai, juste avant la feuillaison, à la station 4, en juin à la sous-station 3.2 et en juillet à la sous-station 3.1. Eloranta et Kunnas (1979) ont observé des maxima de biomasse au printemps aux stations à turbidité faible et à l'automne aux stations à turbidité élevée. Ertl *in* Eloranta et Kunnas, 1979 observe les biomasses maximales dans le fleuve Danube à l'automne au moment où les conditions physico-chimiques deviennent plus stables. Hornick *et al.* (1981) observent un maximum de production à la mi-mai suivi d'un déclin important qu'ils attribuent à l'apparition du feuillage de la végétation riveraine.

Phinney et McIntire (1965) ont démontré l'efficacité photosynthétique et par là même la croissance des communautés périphytiques aux basses températures (8-13°C) et illuminations. Or, dans notre cours d'eau, la température dépasse rarement 15°C en mai-juin et 10°C en octobre. Ce sont les températures basses et les intensités lumineuses relativement faibles du

printemps et de l'automne qui expliqueraient, en partie, les biomasses maximales observées à ces moments. Les faibles valeurs d'accroissement de la biomasse en mai et en juin (tableau 7) seraient vraisemblablement dues au déclin des espèces du printemps inhibées par les températures élevées.

En juillet, août et septembre, la température atteint fréquemment 30°C dans notre cours d'eau et la concentration en oxygène dissous est faible, variant de 6,0 à 9,0 mg/L avec un taux de saturation inférieur à 75% (figure 6). On admet généralement que la réaération physique due au courant peut se substituer à la photosynthèse durant les heures d'obscurité. Ce n'est pas ce que nous avons observé et à l'été, ni le courant, ni la photosynthèse des algues ne compensent la perte d'oxygène entraînée par la respiration des autres organismes. Les algues contribuent également à ce déficit d'oxygène puisque Phinney et McIntire (1965) ont démontré que l'efficacité photosynthétique des algues diminue aux températures élevées (> 21°C) alors que leur respiration excède la photosynthèse. De plus, McIntire (1966) a démontré la sensibilité extrême des communautés périphytiques aux basses concentrations en oxygène dissous, leur taux respiratoire diminuant à des taux de saturation inférieurs à 75%.

Hoagland et al. (1982) ont observé que la colonisation initiale (2 semaines) est lente au printemps et à l'automne et rapide à l'été. Ceci vient en contradiction avec les observations que nous avons faites alors que la colonisation initiale est la plus faible en juillet et basse en août et la plus élevée en mai et en juin aux stations 1, 3 et 4.

Cependant, température, intensité lumineuse et teneur en oxygène dissous ne sont probablement pas les seuls facteurs qui interviennent au niveau de la variation saisonnière de la colonisation et de l'accumulation de la biomasse, la concentration de chlorophylle a de nos communautés étant le résultat de la sommation de l'autécologie d'une ensemble d'espèces. Chaque espèce a un taux de croissance qui lui est propre et répond aux conditions physiques et microclimatiques du milieu selon ses exigences.

4.2 Composition spécifique

Nombre d'espèces

Dans cette étude, nous avons observé qu'il y a un plus grand nombre d'espèces en milieu ouvert qu'en milieu fermé. O'Quinn et Sullivan (1983) ont fait la même observation dans un petit cours d'eau du Mississippi. Selon Lyford et Gregory (1975), bien qu'il y ait un nombre restreint d'espèces adaptées aux intensités lumineuses élevées, la grande différence de lumière en milieu ouvert favorise un plus grand spectre d'algues qui sont adaptées à des intensités lumineuses particulières. Nos observations montrent également, à l'instar de Butcher (1932) que les communautés de courant lent sont plus diversifiées que les communautés se développant aux vitesses élevées.

Analyse factorielle des correspondances

L'analyse factorielle des correspondances a mis en évidence certaines caractéristiques de la structure des communautés développées aux différentes stations. Ainsi, sur un fond d'espèces communes à l'ensemble des

stations, la station 2 se distingue des autres par la présence de beaucoup d'algues vertes, par Nitzschia spp et par Gomphonema truncatum var. turgidum. Les communautés de la station 4 sont caractérisées à l'été par les colonies bactériennes relayées par des thalles de Chamaesiphon sp. et la station 3 se distingue par la présence en assez grande abondance durant la majeure partie de la saison de Gomphonema affine et de Gomphonema angustatum var. productum.

L'emploi de techniques d'analyses multivariées pour étudier la structure de ces communautés se heurte à diverses difficultés. D'une part, la grande variation morphologique des algues pose des problèmes au niveau de la détermination de la densité. Chez les algues vertes et les algues bleues, le fait que l'on considère une colonie ou une cellule comme étant une unité risque de sous-estimer ou de surestimer leur abondance. Une technique de comptage appropriée s'impose, l'utilisation d'indices d'abondance (Wehr, 1981; Levandowsky, 1972) ou de données de présence-absence (Kaesler et Cairns, 1972). Dans cette étude, l'utilisation de données de présence-absence n'a pas été concluante en ce qui concerne la structure des communautés, plusieurs espèces étant communes à l'ensemble des stations.

D'autre part, des problèmes d'ordre taxonomique limitent l'utilisation de ces techniques d'analyse. Il n'est pas toujours aisé d'identifier les algues à l'espèce et cela exige parfois beaucoup de temps.

Adaptations physiques au courant

Beaucoup d'études portant sur l'influence de la vitesse du courant sur les communautés périphytiques concernent les adaptations physiologiques

des algues. Ainsi, Whitford et Schumacher (1964) ont démontré qu'à des vitesses variant de 0 à 15 cm/s, le taux respiratoire des algues augmente de 40 à 60% et McIntire (1966) a fait la même observation chez les communautés croissant à 30 cm/s. Whitford (1960) a démontré que la distance de diffusion des éléments nutritifs et minéraux est plus petite à des vitesses supérieures à 15 cm/s comparativement aux plus basses vitesses. De cela, il en conclut que la biomasse et la production des communautés croissant à des vitesses de courant élevées devraient être plus grandes qu'à des vitesses faibles puisque la vitesse d'échange entre la cellule et l'eau est augmentée.

Mais ceci est observé seulement à des vitesses inférieures à 50 cm/s et tel que mentionné précédemment, les densités et les biomasses seraient plus faibles aux vitesses élevées.

Ainsi, les communautés périphytiques réagissent à la vitesse suivant un mécanisme plus complexe que celui décrit précédemment et à des vitesses supérieures à 50 cm/s, l'effet de la friction et de l'abrasion serait plus important que celui de l'approvisionnement en éléments nutritifs pour structurer les communautés. Tel que postulé par Munteanu et Maly (1981), à cause de l'action détachante des courants variables dans les cours d'eau, le succès des communautés périphytiques est déterminée beaucoup plus par ses adaptations physiques que physiologiques.

Il y a un nombre restreint d'espèces adaptées aux vitesses de courant élevées (Korte et Blinn, 1983) et celles-ci possèdent des adaptations soit au niveau morphologique, du mode de fixation ou du mouvement. Ainsi,

les diatomées possédant un raphé se fixent au substrat par la face valvaire qui porte cette fente longitudinale, ce qui permet un contact entre le contenu cellulaire et l'extérieur. Par des mouvements du contenu cellulaire transmis par des fibrilles de protéines (Nultsch, 1974), l'algue peut se déplacer. Ceci lui permet de se positionner favorablement à des vitesses de courant et/ou à des intensités lumineuses particulières. Certaines espèces possèdent un raphé sur chaque valve.

Si nous examinons la répartition des espèces possédant ou non ce système de locomotion (tableau 13), on constate qu'il y a un plus grand nombre d'espèces mobiles à la station 2. Ceci résulte de la vitesse du courant mais d'une façon indirecte. Le faible courant à cet endroit favorise le dépôt de sédiments et les algues doivent se déplacer pour en émerger. L'analyse factorielle des correspondances a mis en évidence la présence de deux espèces de Nitzschia caractérisant cette station. Or, selon Lowe (1972), ces espèces possèdent une habileté remarquable pour émerger du sable et de l'argile après qu'elles ont été ensevelies. C'est ce qui expliquerait leur présence et celle de beaucoup de biraphidiées à cette station.

Les figures 33 à 36 sont des représentations à l'échelle des communautés périphytiques développées aux différentes stations et visent à mettre en évidence leur structure.

A la station 1, Tabellaria flocculosa est présente en assez grande abondance durant toute la saison. On s'explique mal la présence de cette espèce à une station de courant rapide puisqu'elle ne possède pas de mode

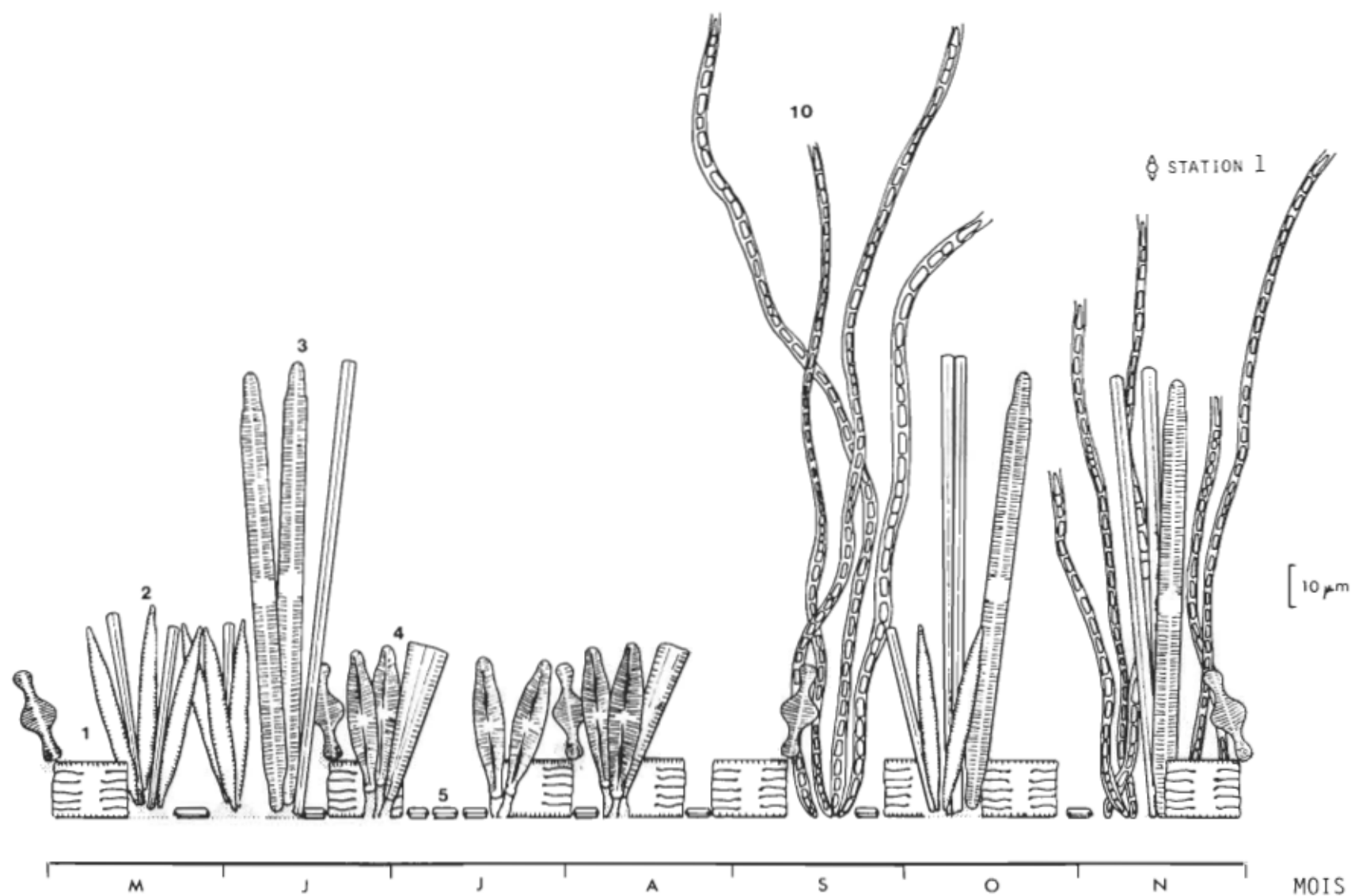


Fig. 33 - Représentation schématique des communautés périphtiques à la station 1.

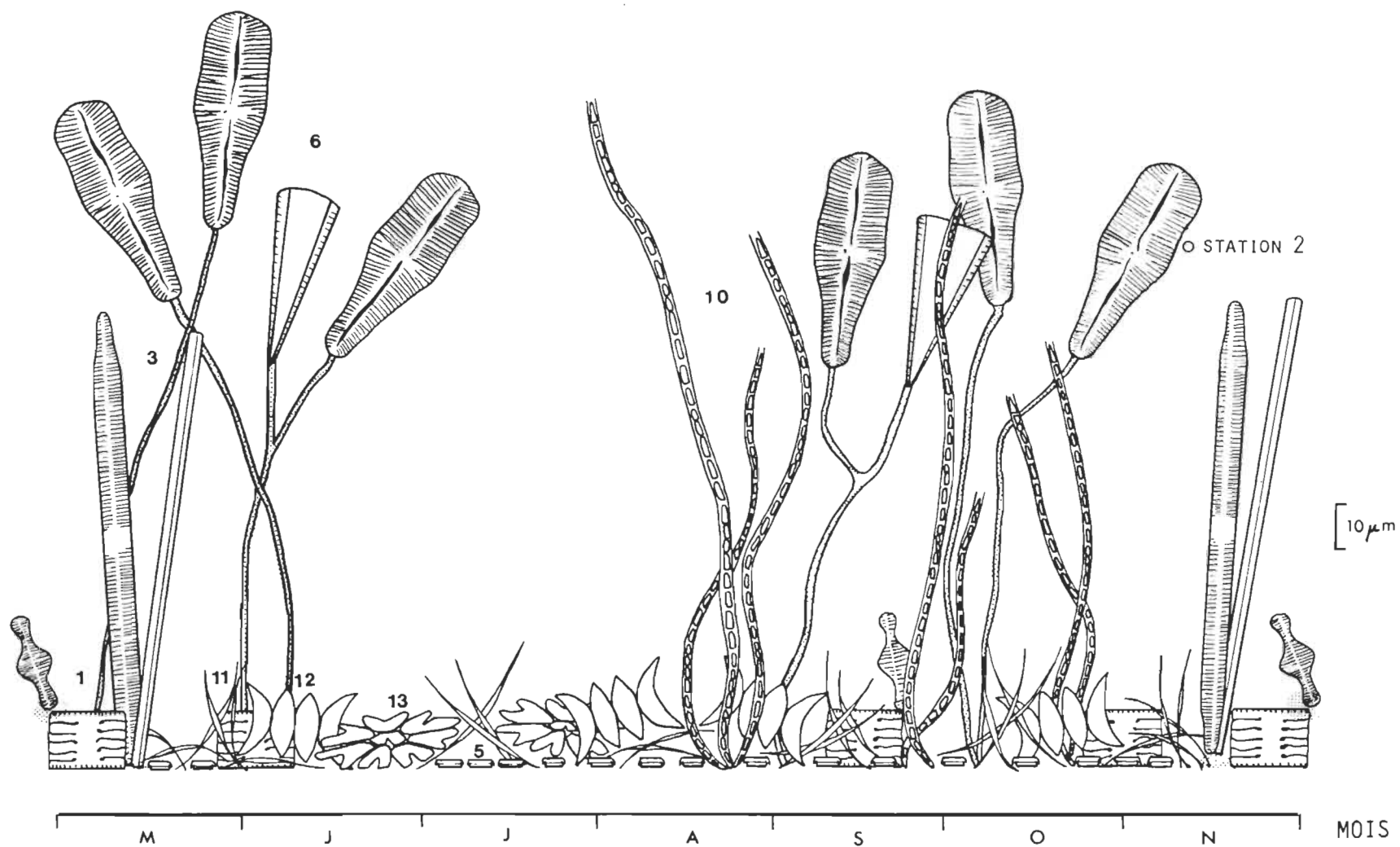


Fig. 34 - Représentation schématique des communautés périphtiques à la station 2.

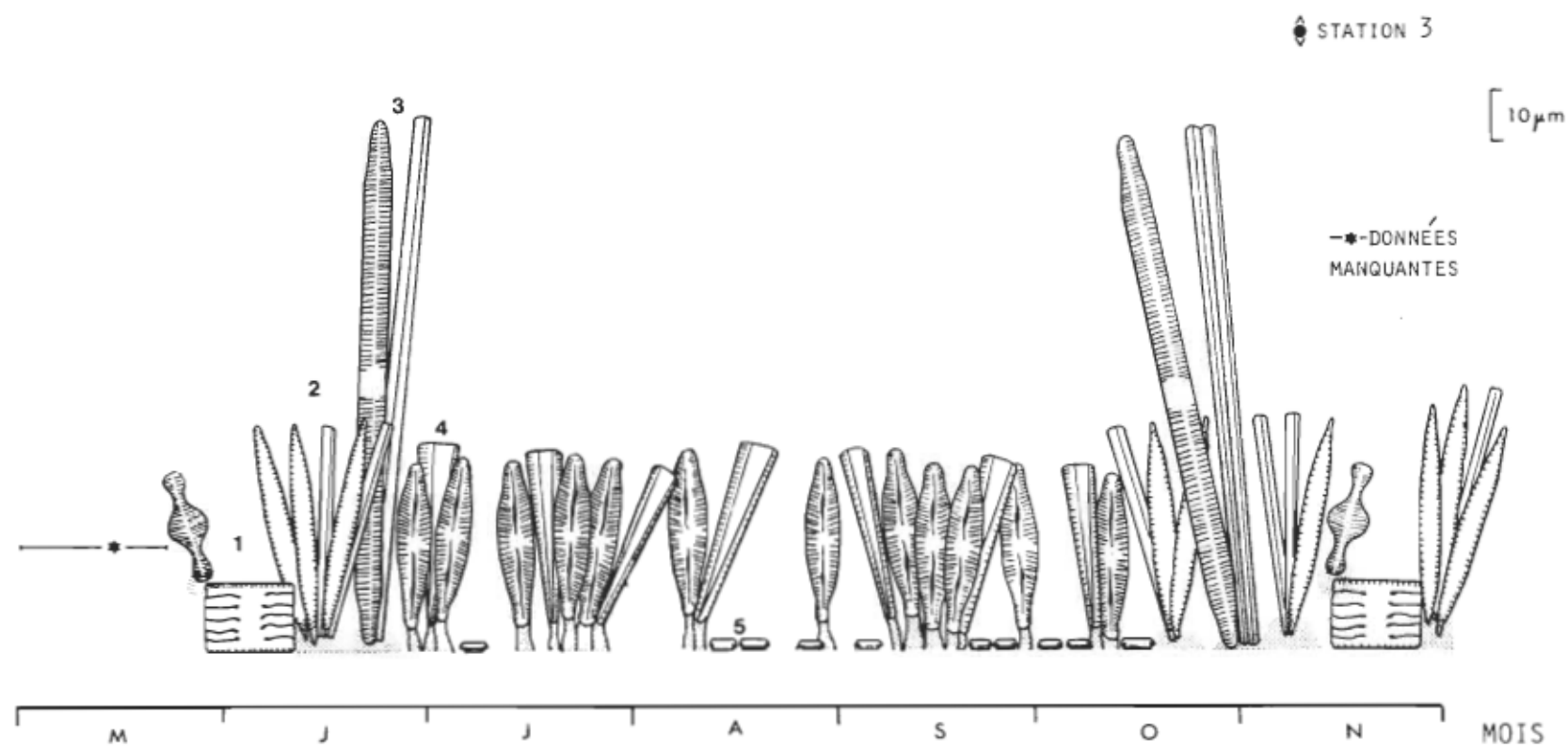


Fig. 35 - Représentation schématique des communautés périphytiques à la station 3.

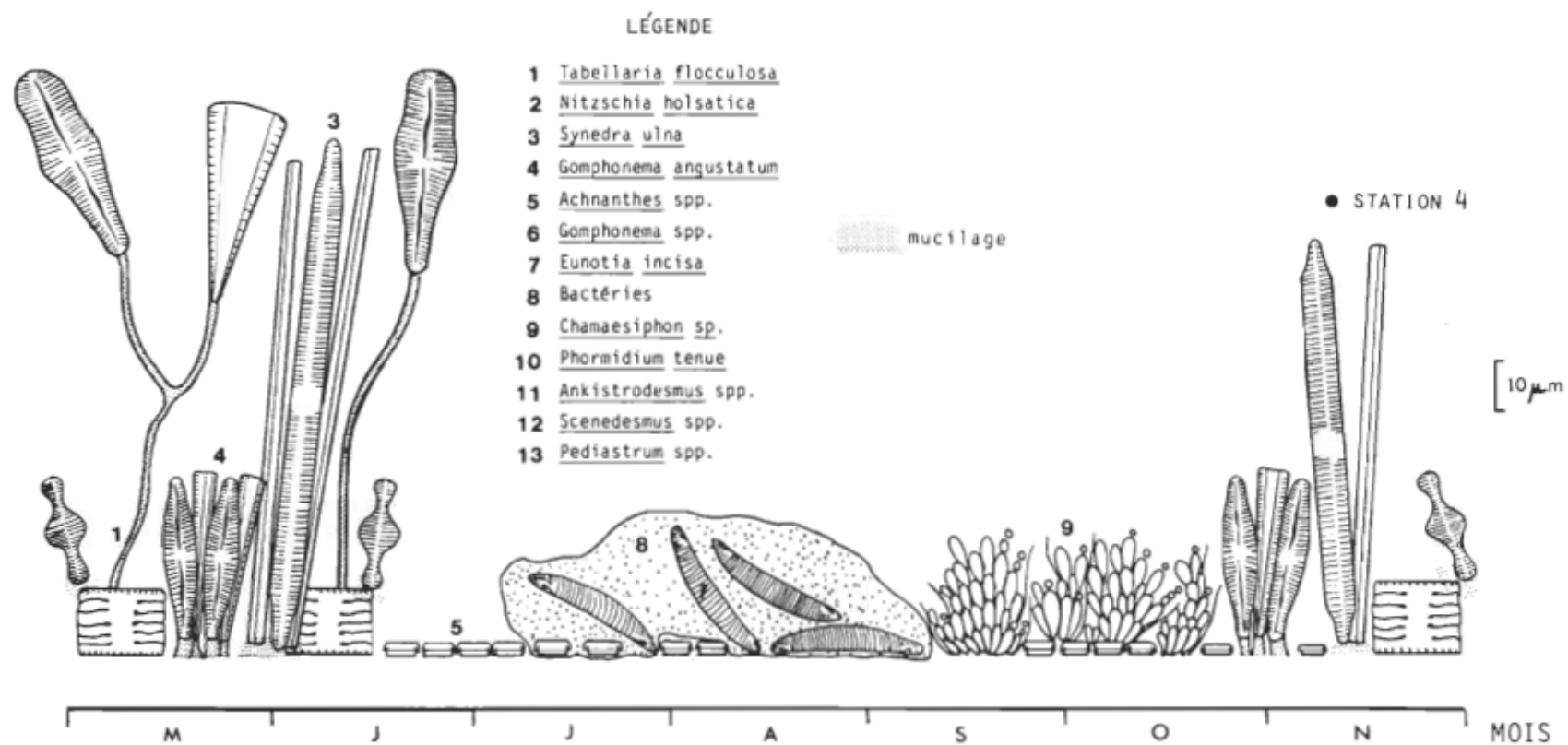


Fig. 36 - Représentation schématique des communautés périphytiques à la station 4.

Tableau 13
Répartition du nombre d'espèces de diatomées pennées
selon la classification de Karsten (1928)
à chacune des stations

Station	<u>Araphideae</u>	<u>Raphidoideae</u>	<u>Monoraphideae</u>	<u>Biraphideae</u>
1	14	17	7	31
2	14	17	9	53
3	10	8	6	18
4	15	13	7	22

de fixation particulier et est non mobile. Mais selon Knudson (1957), cette espèce réussit à adhérer au substrat en s'enchevêtrant dans les mucilages des autres algues présentes. C'est sa résistance aux intensités lumineuses élevées (Douglas, 1958) qui expliquerait sa présence durant toute la saison au détriment d'autres espèces.

Tabellaria flocculosa est présente aux autres stations au printemps et à l'automne où elle est accompagnée de Nitzschia holsatica et de Synedra ulna. Ces deux espèces sont disposées verticalement et solidement fixées au substrat à l'aide d'un petit coussinet mucilagineux. La présence de N. holsatica en grande abondance aux stations de courant rapide 1 et 3 suggèrent que cette espèce est particulièrement bien adaptée aux vitesses élevées.

A la station 2, plusieurs espèces d'Achnanthes sont présentes durant toute la saison. Ces petites espèces sont mobiles et peuvent émerger du sédiment accumulé sur les substrats. A l'été, les algues vertes ont dominé cette communauté. Bott et al. (1973) in Horner (1978) rapportent que l'abondance des algues vertes augmente quand la température dépasse 25°C. Bien que le nombre d'espèces et l'abondance des algues vertes augmentent à l'été aux autres stations, elles ne sont jamais aussi abondantes qu'à la station 2. La température n'est pas le seul facteur qui intervient; les algues vertes ne se développent pas aux stations de courant rapide puisqu'elles ne possèdent pas de mode de fixation particulier et ne se fixent pas de façon autonome. La flore à la station 2 se rapproche sensiblement de celle de la zone littorale des lacs ou des marais où les diatomées sont relayées par les algues vertes, des desmidiées en grande partie, à l'été (Hutchinson, 1967).

Bien que son abondance ne dépasse jamais 10%, Gomphonema truncatum var. turgidum est une espèce exclusive à la station 2 et elle y est présente durant la majeure partie de la saison. Korte et Blinn (1983) ont rapporté G. Truncatum comme étant exclusive aux communautés développées dans un "pool". Cette espèce possède un long pied mucilagineux, ce qui donne à cette communauté une structure tridimensionnelle avec un étagement des espèces.

Une algue bleue filamenteuse Phormidium tenue est présente aux stations éclairées 1 et 2 avec une abondance dépassant 40% à la station 1. McIntire (1968b) a observé un plus grand développement d'une autre espèce de Phormidium (P. retzii (Ag.) Gom) aux intensités lumineuses élevées et aux

vitesses de courant supérieures à 14 cm/s. De même, Fritsch (1929) *in* McIntire (1968) rapporte la présence de communautés dominées par P. retzii dans des cours d'eau à courant rapide.

A la station 3, Gomphonema angustatum domine nettement les communautés durant la majeure partie de la saison. Son abondance dépasse 80% en juillet. Lowe (1972) a fait sensiblement la même observation alors que G. angustatum montrait une abondance de 91% en juillet. Hornung (1959) *in* Lowe (1972) a observé que l'abondance de cette espèce augmente avec la vitesse du courant. C'est donc une espèce typiquement rhéophile. Elle est accompagnée de quelques Achnanthes et de plusieurs autres espèces appartenant au genre Gomphonema toutes fixées au substrat par un pied plus ou moins long. Nous avons également observé la présence de protozoaires à cette station. Horner (1978) a noté une augmentation des protozoaires sessiles avec la vitesse du courant et a attribué ce phénomène à une adhérence efficace au substrat.

Gomphonema truncatum, espèce exclusive à la station 4, y accompagne les espèces du printemps. A cette station, les colonies bactériennes envahissent le milieu à l'été et semblent répondre au déclin de la communauté autotrophe dominée par Achnanthes linearis var. pusilla qui voit ses populations décliner rapidement. Haack et McFeters (1982) rapportent qu'on observe souvent ce phénomène, l'échange nutritif bactérie-algue caractérisant les communautés microbiennes naturelles dans les systèmes aquatiques oligotrophes.

Selon Korte et Blinn (1983), la structure tridimensionnelle des communautés matures permet au substrat de supporter de plus grandes densités par opposition à la structure bidimensionnelle des communautés "initiales".

Un autre facteur qui intervient au niveau du contrôle de la densité des communautés périphytiques mais que nous ne pouvons quantifier dans le cadre de cette étude est l'impact des invertébrés brouteurs. On peut supposer cependant qu'il est plus prononcé aux sites à vélocité élevée, les zones de courant rapide abritant une faune diversifiée et abondante comparativement aux zones de courant faible où la biocénose est pauvre (Bourgeois, 1982). Egalement, dans les habitats où les mousses prédominent, on observe une augmentation considérable de l'abondance de divers groupes d'invertébrés (Percival et Whitehead, 1929).

Dans cette étude, les stations de courant rapide 1 et 3 abritent des populations importantes d'éphémères et de plécoptères qui se nourrissent de la couche organique sur les substrats submergés. A la station 4, nous retrouvons des chironomides.

Ce facteur biotique pourrait expliquer en partie les grandes densités observées durant toute la saison à la station 2 alors que nous n'y retrouvons à l'occasion que quelques chironomides. La flore à la station 2 n'est pas non plus très "attrayante" en tant que ressource alimentaire pour les invertébrés. En plus de supporter des populations moribondes, la flore est composée en grande partie d'algues vertes dont la valeur nutritive est

faible comparativement aux autres groupes d'algues. Alors que le rapport C:N des diatomées et des algues bleues varie de 3:1 à 5:1, il varie de 5:1 à 10:1 chez les algues vertes, celles-ci produisant beaucoup de cellulose (McMahon, et al., 1974).

Cependant, due à l'interdépendance des facteurs physiques, chimiques et biologiques, il n'y a pas d'évidence que les basses densités des communautés des stations à vitesse élevée sont dues à l'impact du broutage.

Conclusion

La production primaire autochtone est d'une grande importance dans les écosystèmes lotiques puisqu'elle fournit une nourriture qui, bien qu'en quantité limitée, est d'une grande qualité (Naiman et Sedell, 1979). La détermination des facteurs contrôlent la biomasse, la production et la diversité des algues périphytiques est primordiale pour établir la contribution de ces communautés au budget énergétique de tout l'écosystème.

Dans cette étude, nous avons sélectionné quatre stations le long d'un petit cours d'eau, sur la base de la vitesse du courant et de l'ensoleillement. Les faibles valeurs de chlorophylle a et de densité observées dans la rivière Machiche comparativement à celles obtenues par d'autres chercheurs, reflètent le caractère oligotrophe du cours d'eau étudié.

La microdistribution des vitesses de courant (Pryfogle et Lowe, 1979) et la présence de microcosmes de détritus (Korte et Blinn, 1983) règlent la distribution en mosaïque des communautés lotiques, bien caractéristique de ces écosystèmes. Cette hétérogénéité spatiale nous est révélée par la grande variation entre les replicats alors que des substrats distants de seulement quelques centimètres montrent de grandes différences dans l'accumulation du périphyton.

Etant donné que peu d'espèces sont adaptées aux vitesses de courant élevées, la diversité serait plus faible aux grandes vitesses (Butcher, 1932).

Dans cette étude, bien que les stations à vitesse rapide supportent légèrement moins d'espèces que les stations à vitesse faible, c'est avant tout la lumière qui règle la diversité des communautés. Les stations éclairées (1 et 2) abritent plus d'espèces que les stations ombragées (3 et 4), la grande différence de lumière en milieu ouvert favorisant un plus grand spectre d'algues. Au niveau des espèces, ce sont celles qui supportent les intensités lumineuses élevées, Tabellaria flocculosa par exemple, qui dominent au détriment des autres espèces.

La lumière règle également la quantité de chlorophylle a des algues. Les communautés se développant aux sites ombragés ont une plus grande quantité de chlorophylle a que celles se développant aux sites éclairés, ceci leur permettant de capter plus efficacement le peu de lumière disponible (McIntire, 1966).

Malgré les limites liées à l'utilisation de la chlorophylle a pour estimer la biomasse, nos données nous ont quand même permis de déterminer la dynamique du périphyton.

Dans cette étude, nous n'avons pu relier la colonisation initiale et l'accumulation de la biomasse à la vitesse du courant. La quantité de chlorophylle a est avant tout liée à la lumière et à la variation saisonnière de la température, les faibles biomasses étant associées aux températures élevées. Après un maximum de biomasse en mai et en juin, on assiste à un déclin des populations inhibées par les températures élevées de juillet. Un maximum de biomasse est également observé au début d'octobre. Aux stations 1,3 et 4, la colonisation initiale est la plus lente pour l'ensemble de la

saison en juillet et l'accumulation de la biomasse par la suite est la plus élevée également en juillet.

A la station 2, station de courant lent (5-10 cm/s), la biomasse accumulée sur les substrats résulte de la sédimentation plutôt que d'une véritable colonisation par des algues qui se fixent au substrat. Cette station supporte des communautés moribondes, le faible courant ne suffisant pas à détacher les algues mortes du substrat. Les algues vertes y contribuent à une part importante de la densité, comparativement aux autres stations où leur abondance augmente, mais plus faiblement et à l'été seulement.

La flore à la station 2 est également caractérisée par la présence de beaucoup d'espèces mobiles, ce qui leur permet d'émerger du sédiment accumulé sur les substrats. Aux autres stations, les espèces douées de mouvement se positionnent favorablement à des vitesses de courant et/ou à des intensités lumineuses particulières.

L'efficacité avec laquelle les algues absorbent les éléments nutritifs étant favorisée par l'augmentation de la vitesse du courant, la biomasse et la production des communautés périphytiques devraient être plus grandes à des vitesses de courant élevées (Whitford, 1960). A l'instar de Munteanu et Maly (1981), nos observations suggèrent plutôt que le succès des communautés périphytiques semble beaucoup plus déterminé par les adaptations physiques des algues au niveau du mode de fixation en particulier, que par leurs adaptations physiologiques.

Aux stations de courant élevé, les algues se fixent au substrat par des coussinets mucilagineux (Synedra ulna, Nitzschia holsatica) ou par des "pieds" plus ou moins longs (Gomphonema spp.). Ce qui confère à ces communautés une structure tridimensionnelle, avec un étagement des espèces, facteur qui intervient au niveau du contrôle de la densité.

L'impact du broutage par les invertébrés benthiques n'a pu être évalué dans le cadre de cette étude. On peut supposer que ce facteur n'est pas négligeable, nos stations à courant rapide abritant des populations importantes d'éphémères et de plécoptères. Il y aurait d'ailleurs lieu de faire des études sur l'influence de ce facteur biotique ainsi que sur la compétition intra et interspécifique au sein de ces communautés.

Bibliographie

- AHLSTROM, E.H. (1937). Studies on variability in the genus Dinobryon (Mastigophora). Trans. Amer. Micros. Soc. 56: 139-159.
- American Public Health Association. (1974). Standard methods for the examination of water and wastewater. 14th. edition, Washington, D.C., 1193 pages.
- BALL, R.C., N.R. Kevern, K.J. Linton. (1969). The red Cedar River report, II. Bioecology. Publi. Mus. Michigan State University. Biology series 4: 107-157.
- BASTARDO, H. (1980). The chlorophyll a: phaeopigment ratio as an indicator of the process of decomposition in some freshwater plants. Acta Biol. Venez. 10 (3): 241-253.
- BELAND, J. (1961). Région de Shawinigan, Rapport géologique 97, Ministère des richesses naturelles, Québec, 59 pages.
- BENFIELD, E.F. (1981). Primary production in stream ecosystems. Warmwater Streams Symposium, American Fisheries Society. pp. 82-90.
- BENZECRI, J.P. (1973). L'analyse des données. Tome 2. Analyse factorielle des correspondances. Dunod, Paris. 625 p.
- BLINN, D.W., A. Fredericksen, V. Korte. (1980). Colonization rates and community structure of diatoms on three different rock substrata in a lotic system. Br. Phycol. J. 15: 303-310.
- BLUM, J.L. (1957). An ecological study of the algae of the Saline River, Michigan. Hydrobiologia 9: 361-408.
- BOTT, T.L., R. Patrick, R.L. Vannote. (1973). The effects of natural temperature variations in riverine communities. In Effects and methods of control of thermal discharge Report to Senate Committee on Public Works by U.S. Environmental Protection Agency, Serial no. 93-14
- BOURGEOIS, J. (1982). Structure de communautés benthiques. Thèse de maîtrise, Université du Québec à Trois-Rivières. Trois-Rivières. 185p.
- BOURRELLY, P. (1966a). Quelques algues d'eau douce du Canada. Int. Revue Ges. Hydrobiol. 51 (1): 45-126.
- BOURRELLY, P. (1966b). Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique Tome I: les algues vertes, Edition N. Boubée et Cie., Paris. 511 p.

- BOURRELLY, P. (1968). *Ibid.* Tome II: les algues jaunes et brunes. Edition N. Boubée et Cie., Paris. 438 p
- BOURRELLY, P. (1970). *Ibid.* Tome III: les algues bleues et rouges. Edition N. Boubée et Cie., Paris. 512 p.
- BREHMER, M.L., B.C. Ball, N.R. Kevern. (1969). Nutrients and primary production in a warm-water stream. Tech. Rep. No. 4, Red Cedar River Series, Institute of Water Research, Michigan State University.
- BROWN, H.D. (1976). A comparison of the attached algal community of a natural and on artificial substrate. *J. Phycol.* 12: 301-306.
- BUTCHER, R.W. (1932). Studies on the ecology of rivers. II. The microflora of rivers with special reference to the algae of the river bed. *Ann. Bot.* 46: 813-861.
- BUTCHER, R.W. (1949). Problems of distribution of sessile algae in running waters. *Verh. Int. Ver. Theoret. Ang. Lim.* 10: 98-103.
- CAIRNS, J., G.R. Lanza, B.C. Parker. (1972). Pollution related structural and functional changes in aquatic communities with emphasis on fresh-water algae and protozoa. *Proc. Acad. Nat. Sci. Philadelphia* 124 (5): 79-127.
- CAIRNS, J. Jr., D.L. Kuhn, J.L. Plafkin. (1979). Protozoan colonization of artificial substrates. In *Methods and measurements of periphyton communities: a review*, ASTM STP 690, R.L. Weitzel, Ed., American Society for Testing and Materials, pp. 34-57.
- CASTENHOLZ, R.W. (1961). An evaluation of a submerged glass method of estimating production of attached algae. *Verh. Internat. Verein. Limnol.* 14: 155-159.
- CATTANEO, A. (1978). The microdistribution of epiphyton on the leaves of natural and artificial macrophytes. *Br. Phycol. J.* 13: 183-188.
- CATTANEO, A. (1983). Grazing on epiphytes. *Limnol. Oceanogr.* 28 (1) 124-132.
- CATTANEO, A., S. Ghittori. (1975). The development of benthonic phytocoenosis on artificial substrates in the Ticino River. *Oecologia (Berl.)* 19: 315-327.
- CATTANEO, A., J. Kalff. (1979). Primary production of algae growing on natural and artificial aquatic plants: a study of interactions between epiphytes and their substrate. *Limnol. Oceanogr.* 24: 1031-1037.
- CATTANEO, A., J. Kalff. (1981) Reply to comment by Gough and Gough. *Limnol. Oceanogr.* 26 (5). 988-989.

- COOKE, W.B. (1956). Colonization of artificial base areas by microorganisms. *Bot. Rev.* 22: 613-638.
- CUKER, B.E. (1983). Grazing and nutrient interactions in controlling the activity and composition of the epilithic algae community of an arctic lake. *Limnol. Oceanogr.* 28 (1): 133-141.
- CUSHING, C.E., K.W. Cummins, G.W. Minshall, R.L. Vannote (1983). Periphyton, chlorophyll a and diatoms of the Middle Fork of the Salmon River, Idaho. *Holarctic Ecology* 6: 221-227.
- DESCY, J.-P. (1976). La végétation algale benthique de la Somme (France) et ses relations avec la qualité des eaux. *Mem. Soc. R. Bot. Belg.* 7: 101-128.
- DE SEVE, M.A., M.E. Goldstein (1981). The structure and composition of epilithic diatom communities of the St-Lawrence and Ottawa Rivers in the Montreal area. *Can. J. Bot.* 59 (3): 377-387.
- DILKS, D.W., P.G. Meier. (1981). The use of coverslips in estimating periphyton accrual. *Journ. Fresh. Ecol.* 1 (3): 321-326.
- DOUGLAS, B. (1958). The ecology of the attached diatoms and other algae in a small stony stream. *Journ. Ecol.* 46: 295-322.
- DUFFER, W.R., T.C. Dorris. (1966). Primary productivity in a southern great plains stream. *Limnol. Oceanogr.* 11 (2): 143-151.
- DUNN, R. W. 1976. Seasonal variations in periphyton, chlorophyll a, algae biomass and primary production in a desert stream. M.S. Thesis, Department of Biology, Idaho State University, Pocatello, 312 p.
- ELORANTA, P., S. Kunnas. (1979). The growth and species communities of the attached algae in a river system in Central Finland. *Arch. Hydrobiol.* 86 (1): 27-44.
- ENNIS, G.L., L.J. Albright. (1982). Distribution and abundance of periphyton and phytoplankton species in two subarctic canadian rivers. *Can. J. Bot.* 60: 224-236.
- ENVIRONNEMENT CANADA (1981). Sommaire du rayonnement mensuel, Station de Montréal (Saint-Jean-Bréboeuf), Vol. 22.
- ERTL, M. (1974). Primarna produkcija perifytonu V strednom Tolsu Drinaja (Primary production of periphyton in the middle reach of the Danube). *Biologické Prace* 20 (6): 1-96.
- FONTAINE, T.D., D.G. Nigh. (1983). Characteristics of epiphyte communities on natural and artificial submersed lotic plants: substrate effects *Arch. Hydrobiol.* 96 (3): 293-301.

- GRZENDA, A.R., R.C. Ball, N.R. Kevern. (1968). Primary production, energetics and nutrient utilization in a warm water stream. Tech. Rep. No. 2, Red Cedar River Series, Institute of Water Research. Michigan State University.
- GRZENDA, A.R., M.L. Brehmer. (1960). A quantitative method for the collection and measurement of stream periphyton. *Limnol. Oceanogr.* 5: 190-194.
- HAACK, T.K., G.A. McFeters. (1982). Microbial dynamics of an epilithic mat community in a high alpine stream. *Applied and environmental microbiology.* 43 (3): 702-707.
- HOAGLAND, K.D., S.C. Roemer, J.R. Rosowski. (1982). Colonization and community structure of two periphyton assemblages, with emphasis on the diatoms (Bacillariophyceae). *Amer. J. Bot.* 69 (2) 188-213.
- HOHN, M.H., J. Hellerman. (1963). Taxonomy and structure of diatom populations from three eastern North American rivers using three sampling methods. *Trans. Amer. Micros. Soc.* 82: 250-329.
- HOLM-HANSEN, O. (1978). Chlorophyll a determination: improvements in methodology. *Oikos* 30: 438-447.
- HORNER, R.R. (1978). Stream periphyton development in relation to current velocity and nutrients. Ph. D., University of Washington. 375 p.
- HORNER, R.R., E.B. Welch. (1981). Stream periphyton development in relation to current velocity and nutrients. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 38: 449-457.
- HORNICK, L.E., J.R. Webster, E.F. Benfield. (1981). Periphyton production in an appalachian mountain trout stream. *Amer. Midl. Nat.* 106 (1): 22-36.
- HUBER-PESTALOZZI, G. (1938). Das phytoplankton des süsswassers. I. Die Binnengewasser. Band XVI, I. Teil Allgemeiner Teil Blaualgen, Bakterien, Pilze. 342 p.
- HUBER-PESTALOZZI, G. (1940). Ibid. 2. Teil Halfte Chrysophyceen Farblose Flagellaten Heterokaten. 365 p.
- HUBER-PESTALOZZI, G. (1950). Ibid. 3. Teil Cryptophyceen, Chloromonaden, Peridinien. 310 p.
- HUNTER, R.D. (1980). Effects of grazing on the quantity and quality of freshwater aufwuchs. *Hydrobiologia* 69 (3): 251-259.
- HUSTEDT, F. (1930). Bacillariophyta. In Pascher, A. (ed.) Die Süsswasserflora mitteleuropas, Heft 10, Jens Gustav Fischer Verlag. 467 p.

- HUTCHINSON, G.E. (1967). A treatise on limnology. Vol. II. John Wiley and Sons, Inc. (ed.). New York. 1115 p.
- HYNES, H.B.N. (1970). The ecology of running waters. Liverpool, Liverpool University Press. 555 p.
- IRENEE-MARIE. (1939). Flore desmidiæ de la région de Montréal. J.C. Chamont. La Prairie, Canada. 547 p.
- IRENEE-MARIE. (1951). Desmidiées de la région de Québec. Nat. Can. 78: 88-127.
- IRENEE-MARIE. (1954). Flore desmidiæ de la région de Trois-Rivières. Nat. Can. 81: 5-49.
- IRENEE-MARIE. (1956). Les Cosmarium de la région de Trois-Rivières. Hydrobiologia 8: 79-154.
- IRENEE-MARIE. (1957). Les Staurostrum de la région de Trois-Rivières. Hydrobiologia 9: 145-209.
- JONES, J.G. (1978). Spatial variation in epilithic algae in a stony stream (Wilfin Beck) with particular reference to Cocconeis placentula. Fresh. Biol. 8: 539-546.
- KAESLER, R.L., J. Cairns. (1972). Cluster analysis of data from limnological surveys of the upper Potomac River. Am. Midl. Nat. 88: 56-67.
- KARSTEN, G. (1928). Bacillariophyta (Diatomeae). In Engler and Prantl, Die Natürlichen Pflanzenfamilien: Peridineae, Diatomeae, Myxomycetes, 2nd edition, vol. 2. Leipzig, pp. 105-303.
- KAWECKA, B. (1980). Sessile algae in European mountain streams 1. The ecological characteristics of communities. Acta Hydrobiol. 22 (4): 361-420.
- KESLER, D.H. (1981). Periphyton grazing by Ammicola limosa: an enclosure-exclosure experiment. J. Fresh. Ecol. 1: 51-59.
- KEVERN, N.R., R.C. Ball. (1965). Primary productivity and energy relationships in artificial streams. Limnol. Oceanogr. 10: 74-87.
- KEVERN, N.R., J.L. Wilhm, G.M. Van Dyne. (1966). Use of artificial substrata to estimate the productivity of periphyton. Limnol. Oceanogr. 11: 499-502.
- KNUDSON, B.M. (1952). The diatom genus Tabellaria. I. Taxonomy and morphology. Ann. Bot. XVI (63): 421-440.
- KNUDSON, B.M. (1953). The diatom genus Tabellaria. II. Taxonomy and morphology of the plankton varieties. Ann. Bot. XVII (65): 131-155.

- KNUDSON, B.M. (1953). The diatom genus Tabellaria III. Problems of infra-specific taxonomy and evolution in T. flocculosa. Ann. Bot. XVII (68): 597-609.
- KNUDSON, B.M. (1957). Ecology of the epiphytic diatom Tabellaria flocculosa (Roth) Kütz. var. flocculosa on three english lakes. J. Ecol. 5: 93-112.
- KOMARKOVA-LEGNERWA, J. (1969). The systematics and ontogenesis of the genera Ankistrodesmus Corda and Monoraphidium gen. nov. In studies in phyco-logy, B. Fott (ed.) Stuttgart, pp. 75-144.
- KORTE, V.L., D.W. Blinn. (1983). Diatom colonization on artificial substrata in pool and riffle zones studied by light and scanning electron microscopy. J. Phycol. 19: 332-341.
- LEVANDOWSKY, M. (1972). An ordination of phytoplankton populations in ponds of varying salinity and temperature. Ecology 53: 398-407.
- LORENZEN, C.J. (1967). Determination of chlorophyll and phaeo-pigments: spectrophotometric equations. Limnol. Oceanogr. 12: 343-346.
- LOWE, R.L. (1972). Diatom population dynamics on a central Iowa drainage ditch. Iowa State Journal of Research 47 (1): 7-59.
- LUND, J.W.G., C. Kipling, E.D. Lecren. (1958). The inverted microscope method of estimating algal numbers and the statistical bases of estimations by counting. Hydrobiologia 11: 143-170.
- LUND, J.W.G., J.F. Talling. (1957). Botanical limnological methods with special reference to the algae. Bot. Rev. 23: 489-583.
- LYFORD J.H., S.V. Gregory. (1975). The dynamic and structure of periphyton communities in three Cascade Mountain Stream. Verh. Internat. Verein Limnol. 19: 1610-1616.
- MARGALEF, R. (1960). Ideas for a synthetic approach to the ecology of running waters. Int. Revue ges. Hydrobiol. 45 (1): 133-153.
- MARKER, A.F.H. (1972). The use of acetone and methanol in the estimation of chlorophyll in the presence of pheophytin. Fresh. Biol. 2: 361-385.
- MARKER, A.F.H. (1976). The benthic algae of some streams in southern England. I. Biomass of the epilithion in some small streams. J. Ecol. 74: 343-358.
- MARKER, A.F.H., E.A. Nusch, H. Rae, B. Riemann. (1980). The measurement of photosynthetic pigments in freshwaters and standardization of methods: conclusions and recommendations. Arch. Hydrobiol. Berlh. (Ergebn. Limnol.). 14: 91-106.

- McCONNEL, W.J., W.F. Sigler. (1959). Chlorophyll and productivity in a mountain river. *Limnol. Oceanogr.* 4: 335-351.
- McINTIRE, C.D. (1966a). Some effects of current velocity on periphyton communities in laboratory streams. *Hydrobiologia* 27: 559-570.
- McINTIRE, C.D. (1966b). Some factors affecting respiration of periphyton communities in lotic environments. *Ecology* 47 (6): 918-930.
- McINTIRE, C.D. (1968a). Physiological-ecological studies of benthic algae in laboratory streams. *Journ. Water Poll. Cont. Fed.* 40 (1): 1940-1952.
- McINTIRE, C.D. (1968b). Structural characteristics of benthic algae communities in laboratory streams. *Ecology* 49 (3): 520-537.
- McINTIRE, C.D. (1973). Periphyton dynamics in laboratory streams: a simulation model and its implications. *Ecol. Monogr.* 43 (3): 399-420.
- McMAHON, R.F., R.D. Hunter, W.D. Russell-Hunter. (1974). Variation in aufwuchs at six freshwater habitats in terms of carbon biomass and of carbon: nitrogen ratio. *Hydrobiologia* 45 (4): 391-404.
- MINISTERE DE L'ENVIRONNEMENT. (1981). Sommaire climatologique du Québec, station de Shawinigan. Service de la météorologie, Québec.
- MULLER-HAECKEL, A., H. Hakansson. (1978). The diatomflora of a small stream near Abisko (Swedish Lapland) and its annual periodicity, judged by drift and colonization. *Arch. Hydrobiol.* 84 (2): 199-217.
- MUNTEANU, N., E.J. Maly. (1981). The effect of current on the distribution of diatoms settling on submerged glass slides. *Hydrobiologia* 78: 273-282.
- NAIMAN, R.J., J.R. Sedell. (1979). Characterization of particulate organic matter transport by some Cascade Mountain streams. *J. Fish. Res. Bd. Can.* 36: 17-31.
- NULTSCH, W. (1974). *Movements: In Algal physiology and biochemistry.* University of California Press. pp. 232-251.
- ODUM, H.T. (1956). Primary production in flowing waters. *Limnol. Oceanogr.* 1: 102-117.
- O'QUINN, R., M.J. Sullivan. (1983). Community structure dynamics of epilithic and epiphytic diatoms in a Mississippi stream. *J. Phycol.* 19: 123-128.
- PAERL, H.W. (1980). Attachment of microorganisms to living and detrital surfaces in freshwater systems. *In* Bitton, G. and Marshall, K.C. (Eds.) *Absorption of Microorganisms to surfaces.* John Wiley and Sons, New York, pp. 375-402.

- PARSONS, T.R., K. Stephens, J.D.H. Strickland. (1961). On the chemical composition of eleven species of marine phytoplankters. *J. Fish. Res. Bd. Can.* 18: 1001-1016.
- PATRICK, R., C.W. Reimer. (1966). The diatoms of the United States, exclusive of Alaska and Hawaii. Vol. I, *Acad. Nat. Sci. Philadelphia*. 687 p.
- PATRICK, R., C.W. Reimer, (1975). The diatoms of the United States, exclusive of Alaska and Hawaii. Vol. II. part 1. *Acad. Nat. Sci. Philadelphia*. 213 p.
- PAUL, R.W., D.L. Kuhn, J.L. Plafkin, J. Cairns, J.G. Croxdale. (1977). Evaluation of natural and artificial substrate colonization by scanning electron microscopy. *Trans. Amer. Micros. Soc.*: 96 (4): 506-519
- PERCIVAL, E., H. Whitehead. (1929). A quantitative study of the fauna of some types of stream-bed. *J. Ecol.* 17: 282-314.
- PETERS, J.C., R.C. Ball, N.R. Kevern. (1968). An evaluation of artificial substrates for measuring periphyton production. Tech. Rep. No. 1, Red cedar River Series, Institute of Water Research, Michigan State University.
- PFIESTER, L.A., R. Lynch, T.L. Whright. (1979). Species composition and diversity of periphyton in the grand river dam area, Mayes County, Oklahoma. *The Southwestern Naturalist* 24 (1): 149-164.
- PHINNEY, H.K., D.C. McIntire. (1965). Effect of temperature on metabolism of periphyton community developed in laboratory streams. *Limnol. Oceanogr.* 10 (3): 341-344.
- PRESCOTT, G. Wm. (1962). *Algae of the Western Great Lakes*, 2nd ed. Wm. C. Brown Cie., Dubrique, Iowa. 977 p.
- PRESCOTT, G. Wm. (1978). *How to know the freshwater algae*, 3rd ed. Wm. C. Brown Cie. Dubrique, Iowa. 293 p.
- PRYFOGLE, P.A., R.L. Lowe. (1979). Sampling and interpretation of epilithic diatom communities. In *Methods and measurements of periphyton communities: a review*. ASTM STP 690. R.L. Weitzel. Ed., American Society for testing and materials, pp 77-89.
- REISEN, W.K., D.J. Spencer. (1970). Succession and current demand relationships of diatoms on artificial substrates in Prater's creek, South Carolina. *J. Phycol.* 6: 117-121.
- RIEMANN, B. (1980). Note on the use of methanol as an extraction solvent for chlorophyll a determination. *Arch. Hydrobiol. Berh. (Ergebn. Limnol.)* 14: 70-78.

- ROUNICK, J.S., S.V. Gregory. (1981). Temporal changes in periphyton standing crop during an unusually dry winter in streams of the Western Cascades, Oregon. *Hydrobiologia* 83: 197-205.
- SHEATH, R.G., B.J. Hynes. A preliminary investigation of the freshwater red algae in streams of southern Ontario, Canada. *Can. J. Bot.* 58: 1295-1318.
- SHORTREED, K.S., J.G. Stockner. (1983). Periphyton biomass and species composition in a coastal rainforest stream in British Columbia: effects of environmental changes caused by logging. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 40 (11): 1887-1895.
- SLADECKOVA, A. (1962) Limnological investigation methods for the periphyton ("aufwuchs") community. *Bot. Rev.* 28: 286-350.
- SLADECKOVA, A. (1964). Factors affecting the occurrence and stratification of sessile protozoans in artificial reservoirs. *Tech. Water* 8: 483-490.
- STEEMAN, N.E., E.G. Jorgensen. (1968). The adaptation of plankton algae. *Physiol. Plant.* 21: 401-414.
- SULLIVAN, M.J. (1978). Diatom community structure: taxonomic and statistical analysis of a Mississippi Salt Marsh. *J. Phycol.* 14: 468-475.
- SULLIVAN, M.J. (1982). Distribution of edaphic diatoms in a Mississippi salt Marsh: a canonical correlation analysis. *J. phycol.* 18: 130-133
- STRICKLAND, J.D.H., T.R. Parsons. (1968). A practical hand book of seawater analysis. *Fish. Res. Bd. Canada.*, Bulletin 167.
- SUMNER, W.T., D.C. McIntire. (1982). Grazer-periphyton interactions in laboratory streams. *Arch. Hydrobiol.* 93(2): 135-157.
- TERBORGH, J., K.V. Thimann. (1964). Interactions between daylength and light intensity in the growth and chlorophyll content of Acetabularia crenulata. *Planta* 63: 83-98.
- TILLEY, L.J., W.L. Haushild. (1975). Net primary productivity of periphytic algae in the intertidal zone, Duwamish River Estuary, Washington. *Jour. Research U.S. Geol. Survey.* 3 (3): 253-259.
- TILLEY, L.J., W.L. Haushild. (1975). Use of productivity of periphyton to estimate water quality. *Journ. Water Poll. Cont. Fed.* 47 (8): 2157-2171.
- TOWNS, D.R. (1981). Effects of artificial shading on periphyton and invertebrates in a New Zealand stream. *New Zealand Journ. Mar. Fresh. Res.* 15: 185-192.
- TUCHMAN, M. (1979). Comparison of attached algae communities on natural and artificial substrata along a thermal gradient. *Br. Phycol. J.* 14: 243-254.

- TUCHMAN, M.L., R.J. Stevenson (1980). Comparison of clay tile, sterilized rock and natural substrate diatom communities in a small stream in South eastern Michigan. *Hydrobiologia* 75 (1): 73-79.
- WATERS, T.F. (1961). Notes on the chlorophyll method of estimating the photosynthetic capacity of stream periphyton. *Limnol. Oceanogr.* 6 (4): 486-488.
- WEBER, C.I., B.H. MacFarland. (1981). Effects of exposure time, season, substrate type, and planktonic populations on the taxonomic composition of algal periphyton on artificial substrates in the Ohio and Little Miami Rivers, Ohio. In *Ecological assessments of effluents impacts on communities of indigenous aquatic organisms*, ASTM STP 730, J.M. Bates and C.I. Weber, eds. American Society for testing and materials, pp. 166-219.
- WEHR, J.D. (1981). Analysis of seasonal succession of attached algae in a mountain stream, the North Alouette River, British Columbia. *Can. J. Bot.* 59: 1465-1474.
- WEITZEL, R.L. (1979). Periphyton measurements and applications. In *methods and measurements of periphyton communities: a review*. ASTM STP 690. R.L. Weitzel, Ed., American Society for testing and materials. pp 3-33.
- WEITZEL, R.L., J.M. Bates (1981). Assessment of effluent impacts through evaluation of periphyton diatom community structure. In *Ecological assessments of effluent impacts on communities of indigenous aquatic organisms*, ASTM STP 730, J.M. Bates et C.I. Weber, eds., American Society for testing and materials, pp. 142-165.
- WEITZEL, R.L., S.L. Sanocki, H. Holecek. (1979). Sample replication of periphyton collected from artificial substrates. In *methods and measurements of periphyton communities: a review*. ASTM STP 690, R.L. Weitzel, Ed., American Society for testing and materials, pp. 90-115.
- WEITZEL, R.G., D.F. Westlake. (1974). Periphyton. In R.A. Vollenweider, *A manual on methods for measuring primary productivity in Aquatic Environments*, 2e. edition. Oxford, England, Blackwell Scientific Publications, pp 42-50.
- WHITFORD, L.A. (1956). The communities of algae in the springs and spring streams of Florida. *Ecology* 37: 433-442.
- WHITFORD, L.A. (1960). The current effect and growth of freshwater algae. *Trans. Amer. Micros. Soc.* 79: 209-302.
- WHITFORD, L.A., G.L. Schumacher. (1964). Effect of a current on respiration and mineral uptake in Spirogyra and Oedogonium. *Ecology* 45: 168-170.

- WILLIAMS, L.G. (1964). Possible relationship between plankton-diatom species numbers and water quality estimates. *Ecol.* 45: 809-823
- WYLLIE, G.D., J.R. Jones. (1981). Minimum requirements for sampling benthic algal biomass in streams. *Trans. Missouri Acad. Sci.* 15: 39-42.
- YOUNT, J.L. (1956). Factors that control species numbers in Silver Springs, Florida. *Limnol. Oceanogr.* 1: 286-295.

Appendices

Appendice 1

Paramètres mesurés dans la rivière Machiche à chacune des stations pour la période de mai à novembre 1981

Date	pH	Conductivité (µmhos/cm)	Turbidité (mg/L SiO ₂)	Oxygène dissous (mg/L)	Température minimale (°C)	Température maximale (°C)	NO ₃ -NO ₂ (µg/L) ²	PO ₄ ⁻³ (µg/L)	Carbone organique dissous (mg/L)
Station 1									
5/5	5,7	30	7	10,5	6	12			
13/5	6,0	25			7	10	22,42	dét.	7,91
19/5	6,1	25	13	10,1	5	20			
26/5	6,0	31	8		13	19	27,38	13,15	6,99
1/6				8,8	12	20			
8/6	5,9	28	14	8,5	13	23			
15/6					10	21	21,20	12,30	7,76
22/6	6,0	26	26	6,8	13	23			
30/6	6,1	26	25		12	24			
8/7	6,3	28	25	5,8	15	25	31,3	dét.	9,65
15/7					11	26			
22/7	6,4		42	6,0	15	23	30,16	dét.	
28/7		27		7,3	10	23			
5/8	6,0	29	17	5,5	13	26	28,09	dét.	8,68
12/8				6,1	12	27			
25/8			30		13	22			
1/9	6,4	29		5,6	12	27	30,26	dét.	11,14
9/9					9	27			
15/9	6,7	29	45	6,7	14	22	20,52	dét.	7,38
23/9					3	12			
6/10	6,4	30	43	8,8	3	12	15,73	dét.	8,64
20/10	6,4	30	505	10,8	2	7	33,62	dét.	11,10
18/11	6,5	34	50	11,1	2	4		dét.	6,31
Station 2									
5/5	5,7	30	7	10,2	6	12			
13/5	6,0	25			7	10	20,22	dét.	8,02
19/5	6,1	25	7	9,8	8	15			
26/5	6,2	31	3		12	20		12,70	6,43
1/6				8,8	12	20			
8/6	5,9	28	17	8,1	14	21			
15/6					10	21	15,42	11,53	9,53
22/6	6,0	26	29	6,9	15	23			
30/6	6,1	27	27		14	21			
8/7	6,5	28	31	6,4	14	25	38,02	dét.	9,65
15/7					13	27			
22/7	6,5		29	5,4	17	23	40,67	dét.	
28/7		31		7,7	16	22			
5/8	6,2	29	18	6,6	15	23	38,08	dét.	8,24
12/8				6,1	14	19			
25/8			28		13	22			
1/9	6,6	29		7,1	14	25	35,02	dét.	11,74
9/9					12	22			
15/9	6,7	29	42	7,7	14	16	20,83	dét.	6,69
23/9					7	14			
6/10	6,5	30	50	9,8	3	12	18,50	dét.	9,92
20/10	6,3	30	45	11,5	2	8	42,74	dét.	11,93
18/11	6,6	33	50	11,8	2	4		dét.	4,91

dét.: limite de détection

Appendice 1 (suite)

Date	pH	Conductivité (µmhos/cm)	Turbidité (mg/L SiO ₂)	Oxygène dissous (mg/L)	Température minimale (°C)	Température maximale (°C)	NO ₃ -NO ₂ (µg/L)	PO ₄ ⁻³ (µg/L)	Carbone organique dissous (mg/L)
Station 3									
5/5	5,8	30	10	10,4	5	12			
13/5	5,9	25			7	10	36,06	dét.	6,77
19/5	6,1	25	8	9,8	8	15			
26/5	6,1	31	3		3	18	32,95	13,63	6,86
1/6				8,7	12	18			
8/6	5,9	27	10	8,4	12	14			
15/6					10	21	25,68	dét.	11,14
22/6	6,0	26	30	7,2	14	23			
30/6	6,0	27	28		14	21			
8/7	6,3	28	28	6,5	14	24	43,50	dét.	9,54
15/7					18	27			
22/7	6,5		30	5,8	14	23	48,20	dét.	
28/7		26		8,2	16	24			
5/8	6,2	29	20	6,6	17	26	42,08		8,56
12/8				6,7	13	22			
25/8			28		12	22			
1/9	6,5	30		6,5	12	22	42,83	dét.	11,86
9/9					17	20			
15/9	6,6	29	43	8,0	15	16	21,52	dét.	7,77
23/9					8	11			
6/10	6,5	30	38	7,5	4	11	18,04	dét.	10,33
20/10	6,5	30	50	11,0	2	8	24,44	dét.	10,68
18/11	6,5	33	45	11,5	2	4		dét.	5,33
Station 4									
5/5	5,7	30	8	10,4	6	12			
13/5	5,7	26			7	10	28,50	dét.	7,73
19/5	6,2	25	7	10,0	8	15			
26/5	6,3	30	5				35,20	11,36	6,80
1/6				9,1	11	21			
8/6	5,9	27	14	8,4	12	14			
15/6					11	21	35,49	dét.	6,93
22/6	6,1	26	14	77,8	17	23			
30/6	6,1	27	20		10	21			
8/7	6,5	28	25	7,0	14	25	42,53	dét.	9,54
15/7					10	27			
22/7	6,7		30	5,8	16	24	48,23	dét.	
28/7		29		8,2	14	25			
5/8	6,2	29	19	7,3	13	27	48,42	dét.	8,23
12/8				7,1	12	19			
25/8			31		12	20			
1/9	6,7	31		7,3	12	22	48,60	dét.	12,14
9/9					17	22			
15/9	6,7	29	46	8,5	15	16	22,54	dét.	6,86
23/9					3	14			
6/10	6,5	29	35	7,6	3	12	22,05	dét.	9,84
20/10	6,5	30	44	10,7	1	8	22,97	dét.	10,24
18/11	6,5	35	43	11,5	2	4		dét.	5,72

Appendice 2

Concentration de chlorophylle a
du périphyton récolté dans la rivière Machiche
et variation associée aux replicats
à chacune des sous-stations

Date	Sous-station 1.1				Sous-station 1.2			
	Ch a (mg/m ²)	Ch a (mg/m ²)	C.V. (%)	Jours d'accumulation	Ch a (mg/m ²)	Ch a (mg/m ²)	C.V. (%)	Jours d'accumulation
26/5	0,48	0,96	47,1	20	1,04	4,34	86,8	20
1/6	0,82			26	0,48			26
8/6					0,56			32
15/6					0,56			13
15/6	3,58	0,14	13,1	41	2,21	1,15	44,6	41
22/6					1,19			20
30/6	0,32	0,33	2,2	28				
30/6					1,04	0,68	29,6	55
15/7	0,05			14	0,02			14
22/7	0,11	0,04	65,3	21	0,21	0,06	78,6	21
22/7	0,11			49				
28/7	0,76	1,32	38,1	27	1,31	1,16	8,6	27
28/7					1,44			56
12/8					0,27	0,09	70,7	14
25/8	2,33			27	0,60	3,64	101,4	27
25/8	0,75			55	4,68			55
9/9	0,09			14	0,05			14
9/9	0,11			70	0,54			70
15/9	0,09	0,21	56,6	20	0,32	0,20	32,6	20
15/9	1,50			112				
23/9	0,21	0,75	79,5	28	0,64	0,54	12,0	28
23/9	1,39	0,32	88,5	56	0,32	0,75	56,8	56
6/10	0,08	0,54	104,9	27				
6/10	0,86			40	5,35	4,92	5,9	40
18/11					0,91	0,32	67,8	55
18/11	0,54			81	4,92			81
18/11					3,85	3,42	37,7	111

Date	Sous-station 2.1				Sous-station 2.2			
	Ch a (mg/m ²)	Ch a (mg/m ²)	C.V. (%)	Jours d'accumulation	Ch a (mg/m ²)	Ch a (mg/m ²)	C.V. (%)	Jours d'accumulation
26/5	0,94			20	1,47	0,80	41,7	20
1/6	0,24	1,53	103,1	26	1,54	0,40	83,1	26
8/6	2,60	2,09	15,4	9	3,47			9
8/6	1,60	0,64	60,6	32	0,53	0,16	75,8	32
15/6	1,04	0,60	37,9	13	0,70	2,27	74,8	13
15/6	0,80	1,28	32,6	41	1,97	1,42	22,9	41
18/6	1,54	1,76	9,4	16	3,66	3,07	12,4	16
22/6	3,21	1,78	40,5	20	2,54	2,57	0	20
30/6	1,88	2,87	29,5	55	1,70	1,84	5,6	55
8/7	0,22			7	1,40	0,70	47,1	7
15/7	0,64	0,78	13,9	14	0,75	2,51	76,4	14
22/7	0,67	0,63	4,4	21	0,11			21
28/7	0,75	1,71	55,1	28	2,29	3,37	27,0	28
12/8	2,66			14	1,28	4,57	79,5	14
25/8	1,44	1,18	14,0	27	3,08	2,04	28,7	27
25/8	2,43	1,60	29,1	55	2,24	2,01	61,1	55
25/8	2,54	2,54	0	112	0,56	1,93	77,8	112
9/9	0,32			14	0,32	0,42	10,9	14
9/9	1,71	2,89	36,3	70	0,80	0,96	12,9	70
15/9	0,67	0,27	60,2	20	0,37	0,94	61,5	20
23/9	0,86	0,32	64,7	28	2,57	0,64	85,0	28
23/9	1,34	1,93	25,5	56	0,48			56
6/10	1,21	0,66	23,9	12	1,60	1,07	28,1	12
6/10	1,50	5,08	76,9	40	5,77			40
20/10	1,12	0,96	10,9	27	2,24	0,74	71,1	27
18/11	1,45	1,12	18,2	55	0,84			55
18/11	0,54			81				
18/11	1,45	1,18	14,5	111	0,54			111

Appendice 2 (suite)

Date	Sous-station 3.1				Sous-station 3.2			
	Ch $\frac{a}{m^2}$ (mg/m ²)	Ch $\frac{a}{m^2}$ (mg/m ²)	C.V. (%)	Jours d'accumulation	Ch $\frac{a}{m^2}$ (mg/m ²)	Ch $\frac{a}{m^2}$ (mg/m ²)	C.V. (%)	Jours d'accumulation
8/6	4,33	0,77	98,7	9	4,57	12,63	66,3	9
15/6	1,66	2,04	14,6	13	10,79	7,54	25,1	13
18/6	1,80	5,65	73,1	16	16,04	14,95	5,0	16
22/6	0,48			23	1,33			23
30/6	1,34			28	1,98	5,91	70,4	28
15/7	0,37			14	0,05	0,06	32,6	14
22/7	0,07	0,54	109,1	21	0,32	0,26	14,6	21
22/7	0,78			49				
28/7	2,73	17,32	103,1	27	1,28	0,96	20,2	27
12/8	0,16	0,72	89,9	14				
25/8	0,11	11,79	139,0	27				
25/8	2,33	11,23	92,8	55				
9/9					3,80	0,40	114,5	14
9/9	12,19			70				
15/9	0,75	0,10	108,1	20	1,44			20
23/9	1,71	2,88	36,0	28	6,74	4,92	22,1	28
23/9	8,23	8,88	0	56				
23/9	8,23			111				
6/10	1,60	2,46	30,0	40	3,85			40
18/11	0,32			55	2,03	1,71	12,1	55
18/11	2,03			111	8,77	13,90	32,0	81
18/11	2,03	10,96	97,2	111				
Date	Sous-station 4.1				Sous-station 4.2			
	Ch $\frac{a}{m^2}$ (mg/m ²)	Ch $\frac{a}{m^2}$ (mg/m ²)	C.V. (%)	Jours d'accumulation	Ch $\frac{a}{m^2}$ (mg/m ²)	Ch $\frac{a}{m^2}$ (mg/m ²)	C.V. (%)	Jours d'accumulation
19/5	0,13	0,22	36,4	13	0,13	0,20	30,0	13
26/5					0,40	4,65	119,1	20
1/6	8,34	13,18	31,8	26	27,05	7,27	81,5	26
8/6	1,46	0,16	113,0	9	0,85			9
8/6	13,90	24,54	39,1	32	4,30	5,35	15,4	32
15/6	0,86	0,40	35,1	13	0,44			13
15/6	1,41			41	1,49	0,95	31,3	41
18/6	0,24			16	0,22			16
22/6	1,18			20	0,66			20
22/6	2,65	4,73	39,9	50	0,03			50
15/7	0,05			14	0,07	0,06	10,9	14
15/7	0,21	0,48	55,3	42	0,17			42
22/7	0,13	0,13	0	21	0,71	0,25	67,8	21
28/7	10,27	8,06	17,0	27	2,46	1,85	20,0	27
12/8	1,49	0,80	42,6	14	0,32	1,27	84,5	14
18/8					0,65	1,92	69,9	20
25/8	13,79	2,29	101,1	27	0,80			27
25/8	4,81	8,45	38,8	55	9,91	8,88	38,6	55
25/8					2,89	10,26	79,3	112
9/9	1,23	1,07	9,8	14	4,01	0,86	91,5	14
9/9	0,54			70	2,78	3,74	20,8	70
15/9	2,04	1,82	8,1	20	3,21			20
23/9	1,71	7,27	87,6	28	3,32	4,49	21,2	28
23/9	3,32	3,10	4,8	56	3,99	5,02	35,8	56
23/9	1,71			112				
6/10	10,70	5,99	39,9	40	5,45	6,98	17,4	40
20/10	2,03	2,99	27,0	27	2,24	1,12	38,5	27
18/11	3,32	6,31	43,9	55	5,77	2,14	64,9	55
18/11	11,76	10,58	7,5	81				
18/11	12,83			111	2,57	5,34	49,5	111

Appendice 3

Liste des algues péiphytiques
récoltées dans la rivière Machiche
pour la période de mai à novembre 1981

Division <u>Chrysophyta</u>	Stations			
	1	2	3	4
Classe <u>Diatomophyceae</u>				
Ordre <u>Centrales</u>				
Famille <u>Coscinodiscaceae</u>				
<u>Cyclotella comta</u> (ehr.) Kütz.		-		
<u>Cyclotella meneghiniana</u> Kütz.	-	-		-
<u>Cyclotella</u> sp.		-		
<u>Melosira islandica</u> O. Müll.		-		
<u>Melosira granulata</u> (Ehr.) Ralfs		-	-	
<u>Stephanodiscus dubius</u> (Fricke) Hust.		-		
Ordre <u>Pennales</u>				
Famille <u>Fragilariaceae</u>				
<u>Asterionella formosa</u> Hass.	-	-	-	-
<u>Diatoma hiemale</u> (Roth.) Heib.	-	-	-	-
<u>Diatoma tenue</u> var. <u>elongatum</u> Lyngb.	-	-		-
<u>Diatoma vulgare</u> Bory	-	-		-
<u>Fragilaria crotonensis</u> Kitton	-	-	-	-
<u>Fragilaria vaucheriae</u> (Kütz.) Peters.	-	-	-	-
<u>Fragilaria</u> sp.	-			-
<u>Meridion circulare</u> (Grev.) Ag.	-	-	-	
<u>Synedra acus</u> Kütz.	-	-	-	-
<u>Synedra amphicephala</u> Kütz.				-
<u>Synedra pulchella</u> Ralfs ex Kütz.		-		
<u>Synedra radians</u> (Nitzsch.) Ehr.	-	-	-	-
<u>Synedra tenera</u> W. Sm.		-		-
<u>Synedra ulna</u> (Nitzsch.) Ehr.	-	-	-	-
<u>Synedra ulna</u> var. <u>danica</u> (Kütz.) V.H.	-			-
<u>Tabellaria fenestrata</u> (Lyngb.) Kütz.	-	-	-	-
<u>Tabellaria flocculosa</u> (Roth.) Kütz.	-	-	-	-
Famille <u>Eunotiaceae</u>				
<u>Eunotia arcus</u> Ehr.	-	-		-
<u>Eunotia curvata</u> (Kütz.) Lagerst.	-	-		-
<u>Eunotia diodon</u> Ehr.	-	-		-
<u>Eunotia exigua</u> (Bréb. ex Kütz.) Rabh.	-			
<u>Eunotia fallax</u> A. Cl.		-		
<u>Eunotia flexuosa</u> Bréb. ex Kütz.	-			
<u>Eunotia glacialis</u> Meist.	-	-	-	
<u>Eunotia incisa</u> W. Sm. ex Greg.	-	-	-	-

Appendice 3 (suite)

	Stations			
	1	2	3	4
<u>Eunotia maior</u> (W. Sm.) Rabh.		-		
<u>Eunotia monodon</u> Ehr.	-	-	-	-
<u>Eunotia parallela</u> Ehr.	-	-	-	-
<u>Eunotia pectinalis</u> (O.F. Müll.) Rabh.		-		-
<u>Eunotia pectinalis</u> var. <u>minor</u> (Kütz.) Rabh.	-	-	-	-
<u>Eunotia pectinalis</u> var. <u>ventricosa</u> Grun.	-	-		-
<u>Eunotia perminuta</u> (Grun.) Patr.	-			
<u>Eunotia praerupta</u> Ehr.	-	-		
<u>Eunotia praerupta</u> var. <u>bidens</u> (Ehr.) Grun.	-			-
<u>Eunotia serra</u> var. <u>diadema</u> (Ehr.) Patr.	-	-	-	-
<u>Eunotia tenella</u> (Grun.) Cl.		-		
<u>Eunotia valida</u> Hust.	-	-	-	-
<u>Eunotia vanheurckii</u> var. <u>intermedia</u> (Krasske ex Hust.) Patr.	-	-	-	-
Famille Achnanthaceae				
<u>Achnanthes lanceolata</u> (Bréb.) Grun.	-	-		
<u>Achnanthes linearis</u> (W. Sm.) Grun.	-	-	-	-
<u>Achnanthes linearis</u> f. <u>curta</u> H.L. Sm.	-	-	-	-
<u>Achnanthes linearis</u> var. <u>pusilla</u> Grun.	-	-	-	-
<u>Achnanthes microcephala</u> (Kütz.) Grun.	-	-	-	-
<u>Achnanthes minutissima</u> Kütz.	-	-	-	-
<u>Cocconeis placentula</u> Ehr.	-	-	-	-
<u>Cocconeis placentula</u> var. <u>lineata</u> (Ehr.) V.H.		-		-
<u>Rhoicosphenia curvata</u> (Kütz.) Grun.		-		
Famille Naviculaceae				
<u>Amphipleura pellucida</u> Kütz.	-			
<u>Amphipleura</u> sp.	-			-
<u>Amphiprora ornata</u> Kütz.		-		
<u>Amphora ovalis</u> (Kütz.) Kütz.		-	-	
<u>Amphora</u> sp.				-
<u>Cymbella acuta</u> (A.S.) Cl.		-		
<u>Cymbella amphicephala</u> Naeg. ex Kütz.				-
<u>Cymbella cistula</u> (Ehr.) Kirchn.	-			
<u>Cymbella cuspidata</u> Kütz.	-	-		-
<u>Cymbella lunata</u> W. Sm.	-	-	-	
<u>Cymbella minuta</u> Hilse ex Rabh.		-		
<u>Cymbella naviculiformis</u> Auersw. ex Heib.	-			
<u>Cymbella turgida</u> Greg.		-		
<u>Cymbella</u> sp.		-		-
<u>Frustulia rhomboides</u> (Ehr.) DeT.	-	-		
<u>Frustulia rhomboides</u> var. <u>crassinerva</u> (Bréb. ex W. Sm.) Ross	-	-	-	-
<u>Frustulia rhomboides</u> var. <u>saxonica</u> (Rabh.) DeT.	-	-		

Appendice 3 (suite)

	Stations			
	1	2	3	4
<u>Gomphonema acuminatum</u> Ehr.	-	-	-	-
<u>Gomphonema acuminatum</u> var. <u>pusilla</u> Grun.	-	-	-	-
<u>Gomphonema affine</u> Kütz.	-	-	-	-
<u>Gomphonema angustatum</u> (Kütz.) Rabh.	-	-	-	-
<u>Gomphonema angustatum</u> var. <u>productum</u> Grun.	-	-	-	-
<u>Gomphonema gracile</u> Ehr. emend. V.H.	-	-	-	-
<u>Gomphonema grunowii</u> Patr. nom. nov.	-	-	-	-
<u>Gomphonema olivaceum</u> (Lyngb.) Kütz.	-	-	-	-
<u>Gomphonema parvulum</u> Kütz.	-	-	-	-
<u>Gomphonema subclavatum</u> var. <u>mexicanum</u> (Grun.) Patr.	-	-	-	-
<u>Gomphonema subclavatum</u> var. <u>commutatum</u> (Grun.) A. Meyer	-	-	-	-
<u>Gomphonema tenellum</u> Kütz.	-	-	-	-
<u>Gomphonema truncatum</u> Ehr.	-	-	-	-
<u>Gomphonema truncatum</u> var. <u>capitatum</u> (Ehr.) Patr. nom. nov.	-	-	-	-
<u>Gomphonema truncatum</u> var. <u>turgidum</u> (Ehr.) Patr. nom. nov.	-	-	-	-
<u>Gomphonema</u> sp.	-	-	-	-
<u>Navicula anglica</u> var. <u>subsala</u>	-	-	-	-
<u>Navicula cryptocephala</u> Kütz.	-	-	-	-
<u>Navicula cuspidata</u> Kütz.	-	-	-	-
<u>Navicula elginensis</u> (Greg.) Ralfs	-	-	-	-
<u>Navicula lacustris</u> Greg.	-	-	-	-
<u>Navicula radiosa</u> Kütz.	-	-	-	-
<u>Navicula tripunctata</u> (O.F. Mull.) Bory	-	-	-	-
<u>Navicula</u> sp.1	-	-	-	-
<u>Navicula</u> sp.2	-	-	-	-
<u>Neidium</u> sp.	-	-	-	-
<u>Pinnularia biceps</u> Greg.	-	-	-	-
<u>Pinnularia hilseana</u> Jan.	-	-	-	-
<u>Pinnularia maior</u> (Kütz.) Rabh.	-	-	-	-
<u>Pinnularia mesolepta</u> (Ehr.) W. Sm.	-	-	-	-
<u>Pinnularia subcapitata</u> Greg.	-	-	-	-
<u>Pinnularia</u> sp.	-	-	-	-
<u>Stauroneis anceps</u> Ehr.	-	-	-	-
<u>Stauroneis anceps</u> f. <u>gracilis</u> Rabh.	-	-	-	-
<u>Stauroneis phoenicentron</u> (Nitz.) Ehr.	-	-	-	-
Famille Nitzschiaceae				
<u>Nitzschia acicularis</u> Wm. Smith	-	-	-	-
<u>Nitzschia acuta</u> Hantz.	-	-	-	-
<u>Nitzschia amphibia</u> Grun.	-	-	-	-
<u>Nitzschia dissipata</u> (Kütz.) Grun.	-	-	-	-
<u>Nitzschia gracilis</u> Hantz.	-	-	-	-
<u>Nitzschia holsatica</u> Hust.	-	-	-	-
<u>Nitzschia palea</u> (Kütz.) Wm. Smith	-	-	-	-

Appendice 3 (suite)

	Stations			
	1	2	3	4
<u>Nitzschia recta</u> Hantzsch.	-	-		
<u>Nitzschia vermicularis</u> (Kütz.) Grun.		-		
<u>Nitzschia vitrea</u> Norman		-		
<u>Surirella linearis</u> W. Smith				-
<u>Surirella linearis</u> var. <u>constricta</u>		-		
<u>Surirella spiralis</u> Kütz.	-	-		
<u>Surirella</u> sp.		-		
Classe <u>Xanthophyceae</u>				
Ordre <u>Heterococcales</u>				
Famille <u>Chlorotheciaceae</u>				
<u>Ophiocytium bicuspidatum</u> (Borge) Lemmermann	-	-	-	-
<u>Ophiocytium capitatum</u> Wolle	-			
<u>Ophiocytium cochleare</u> (Eichw.) A. Braun	-			
Classe <u>Chrysophyceae</u>				
Ordre <u>Chrysomonadales</u>				
Famille <u>Ochromonadaceae</u>				
<u>Dinobryon bavaricum</u> Imhof		-		
<u>Dinobryon divergens</u> Imhof	-	-	-	
<u>Dinobryon sertularia</u> Ehrenberg		-		
Division <u>Chlorophyta</u>				
Classe <u>Chlorophyceae</u>				
Ordre <u>Chlorococcales</u>				
Famille <u>Hydrodictyaceae</u>				
<u>Pediastrum biradiatum</u> var. <u>emarginatum</u> Prescott	-			
<u>Pediastrum boryanum</u> (Turp.) Meneghini	-			
<u>Pediastrum duplex</u> Meyen	-			-
<u>Pediastrum duplex</u> var. <u>clathratum</u> (A. Braun) Lagerheim	-			
<u>Pediastrum duplex</u> var. <u>rotundatum</u> Lucks	-			
<u>Pediastrum tetras</u> (Ehr.) Ralfs	-	-		-
<u>Sorastrum americanum</u> (Bohlin) Schmidle	-			
<u>Sorastrum spinulosum</u> Naegeli				-
Famille <u>Coelastraceae</u>				
<u>Coelastrum cambricum</u> Archer	-			
<u>Coelastrum microporum</u> Naegeli	-			
Famille <u>Oocystaceae</u>				
<u>Ankistrodesmus falcatus</u> (Ford) Ralfs	-	-	-	-
<u>Ankistrodesmus falcatus</u> var. <u>mirabilis</u> (West et West)	-	-	-	-
<u>Ankistrodesmus spiralis</u> (Turner) Lemmermann	-	-	-	-
<u>Crucigenia quadrata</u> Morren	-			
<u>Crucigenia rectangularis</u> (A. Braun) Gay		-		
<u>Crucigenia tetrapedia</u> (Kirch.)		-		
<u>Kirchneriella contorta</u> (Schmidle) Bohlin	-			

Appendice 3 (suite)

	Stations			
	1	2	3	4
<u>Kirchneriella subsolitaria</u> G.S. West		-		
<u>Oocystis lacustris</u> Chodat			-	
<u>Oocystis solitaria</u> Wittrock	-			
<u>Quadrigula closterioides</u> (Bohlin) Printz		-		
<u>Quadrigula lacustris</u> (Chod.) G.M. Smith		-		
<u>Selenastrum gracile</u> Reinsch		-		
<u>Tetraedron caudatum</u> (Corda) Hansgirg	-	-		
<u>Tetraedron lunula</u> (reinsch) Wille	-		-	
<u>Tetraedron minimum</u> (A. Braun) Hansgirg		-		
<u>Tetraedron muticum</u> (A. Braun) Hansgirg		-		
<u>Tetraedron regulare</u> var. <u>granulata</u> Prescott	-			
Famille <u>Scenedesmaceae</u>				
<u>Scenedesmus abundans</u> (Kirch.) Chod.		-		
<u>Scenedesmus acutiformis</u> Schroeder		-		
<u>Scenedesmus arcuatus</u> Lemmermann		-		
<u>Scenedesmus arcuatus</u> var. <u>platydisca</u> G.M. Smith		-		
<u>Scenedesmus armatus</u> (Chod.) Wm. Smith	-	-		
<u>Scenedesmus armatus</u> var. <u>major</u> G.M. Smith	-			
<u>Scenedesmus bijuga</u> (Turp.) Lagerh.	-	-		
<u>Scenedesmus bijuga</u> var. <u>alternans</u> (Keinsch) Hansg.		-		
<u>Scenedesmus brasiliensis</u> Bohlin ?		-		
<u>Scenedesmus dimorphus</u> (Turp.) Kütz.		-	-	
<u>Scenedesmus longus</u> Meyer	-			-
<u>Scenedesmus opoliensis</u> Richter		-		
<u>Scenedesmus quadricauda</u> (Turp.) de Bréb.	-	-		-
<u>Scenedesmus quadricauda</u> var. <u>longispina</u> (Chod.)	-	-		
<u>Scenedesmus quadricauda</u> var. <u>parvus</u> G.M. Smith	-	-		
Ordre <u>Zygnematales</u>				
Famille <u>Zygnemataceae</u>				
<u>Mougeotia</u> sp.	-	-	-	-
<u>Spirogyra</u> sp.		-		
Famille <u>Desmidiaceae</u>				
<u>Arthrodesmus incus</u> (Bréb.) var. <u>extensus</u> Anderson		-		
<u>Arthrodesmus octocornis</u> Ehrenb.		-		-
<u>Arthrodesmus phimus</u> Turner		-		-
<u>Closterium abruptum</u> W. West		-		
<u>Closterium cynthia</u> De Not.		-		-
<u>Closterium gracile</u> Brébisson	-			
<u>Closterium intermedium</u> Ralfs		-		-
<u>Closterium kützingii</u> Brébisson				-
<u>Closterium leiblinii</u> Kütz.				-
<u>Closterium libellula</u> Focke		-		
<u>Closterium lunula</u> (Müller) Ralfs		-		

Appendice 3 (suite)

	Stations			
	1	2	3	4
<u>Closterium parvulum</u> var. <u>angustum</u> West et G.S. West	-			
<u>Closterium pseudodiana</u> Roy	-			
<u>Closterium setaceum</u> Ehrenb.	-	-	-	-
<u>Closterium venus</u> (Kütz.) Brébisson	-	-	-	-
<u>Cosmarium bipunctatum</u> Börg.	-			-
<u>Cosmarium bioculatum</u> Bréb.	-			
<u>Cosmarium connatum</u> Bréb.	-	-		-
<u>Cosmarium portianum</u> Archer	-			
<u>Cosmarium pseudoconnatum</u> Nordst.	-	-		
<u>Cosmarium quadratum</u> (Gay) De Toni	-			
<u>Cosmarium reniforme</u> (Ralfs) Archer	-			
<u>Cosmarium subcrenatum</u> Hantzsch.	-			
<u>Euastrum bidentatum</u> Nägeli	-			
<u>Euastrum binale</u> (Turp.) Ehrenb.	-	-		-
<u>Euastrum binale</u> (Turp.) Ehrenb. f. <u>Gutwinski</u> Schmidle	-			
<u>Euastrum verrucosum</u> Ehrenb.	-			
<u>Euastrum verrucosum</u> Ehrenb. var. <u>alatum</u> f. <u>minus</u> Kossinsk				-
<u>Euastrum</u> sp.	-			
<u>Micrasterias papillifera</u> Bréb.	-			
<u>Micrasterias pinnatifida</u> (Kütz.) Ralfs	-			
<u>Netrium oblongum</u> (De Bory) Lütken var. <u>cylindricum</u> West et G. S. West	-			-
<u>Pleurotaenium minutum</u> var. <u>elongatum</u> W. West				-
<u>Spondylosium planum</u> (Wolle) West et G. S. West	-			
<u>Staurastrum alternans</u> Bréb.				-
<u>Staurastrum apiculatum</u> Bréb.	-			
<u>Staurastrum connatum</u> (Lund.) Roy et Bissett	-			
<u>Staurastrum dickiei</u> Ralfs	-			
<u>Staurastrum gracile</u> Ralfs	-	-		
<u>Staurastrum megacanthum</u> Lund.	-			
<u>Staurastrum ophiura</u> Lund.	-			
<u>Staurastrum polymorphum</u> Bréb.				-
<u>Xanthidium</u> sp.	-			
Ordre <u>Chaetophorales</u>				
Famille <u>Chaetophoraceae</u>				
<u>Chaetophora</u> sp.	-	-		
<u>Draparnaldia plumosa</u> (Vauch.) C. A. Agardh.	-			
Ordre <u>Oedogoniales</u>				
Famille <u>Oedogoniaceae</u>				
<u>Oedogonium</u> sp.	-			

Appendice 3 (suite)

	Stations			
	1	2	3	4
Division <u>Cyanophyta</u>				
Classe <u>Myxophyceae</u>				
Ordre <u>Chroococcales</u>				
Famille <u>Chroococcaceae</u>				
<u>Aphanothece clathrata</u> W. et G. S. West	-	-		
<u>Aphanocapsa elaschita</u> West et West			-	
<u>Chamaesiphon incrustans</u> Grunow	-		-	
<u>Chamaesiphon</u> sp.				-
<u>Chroococcus dispersus</u> (Keissl.) Lemmermann		-		
<u>Merismopedia glauca</u> (Ehrenb.) Naegeli		-		
Ordre <u>Hormonogonales</u>				
Famille <u>Nostocaceae</u>				
<u>Anabaena affinis</u> Lemmermann ?		-		
<u>Anabaena</u> sp.				-
<u>Schizothrix rivularis</u> (Wolle) Drouet	-			
<u>Schizothrix tinctoria</u> Gomont				-
<u>Schizothrix</u> sp.	-			
Famille <u>Oscillatoriaceae</u>				
<u>Lyngbya nordgardii</u> Wille	-			-
<u>Oscillatoria curviceps</u> C. A. Agardh		-		
<u>Oscillatoria limosa</u> (Roth) Ag.	-			
<u>Phormidium tenue</u> (Menegh.) Gomont	-	-	-	-
<u>Spirulina laxa</u> G.M. Smith	-			
Division <u>Pyrrophyta</u>				
Classe <u>Cryptophyceae</u>				
<u>Cryptomonas</u> sp.				-
Classe <u>Dinophyceae</u>				
<u>Peridinium</u> sp.		-		-