



HAL
open science

Etude du périphyton algal du fleuve Charente

Véronique Lahoun

► **To cite this version:**

Véronique Lahoun. Etude du périphyton algal du fleuve Charente. Sciences de l'environnement. 1994.
hal-03806102

HAL Id: hal-03806102

<https://hal.inrae.fr/hal-03806102>

Submitted on 7 Oct 2022

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

94/0071

MEMOIRE

présenté

DEVANT L'UNIVERSITE DE BORDEAUX I

en vue de l'obtention

DU DIPLOME D'ETUDES SUPERIEURES ET SPECIALISEES

"GEOSCIENCES APPLIQUEES AUX EQUIPEMENTS EN MILIEUX URBAINS, RURAUX,
LITTORAUX ET COTIERS"

par

Véronique LAHOUN

**ETUDE DU PERIPHYTON ALGAL
DU FLEUVE CHARENTE**

Soutenu le 30 Septembre 1994

Les recherches ont été effectuées à la division "Qualité des Eaux" du CEMAGREF de Bordeaux.

11243(T)

Doc MEMOIRES Q.E

MEMOIRE

DIFFUSION INTERNE

présenté

DEVANT L'UNIVERSITE DE BORDEAUX I

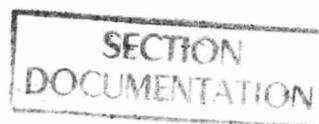
en vue de l'obtention

DU DIPLOME D'ETUDES SUPERIEURES ET SPECIALISEES

"GEOSCIENCES APPLIQUEES AUX EQUIPEMENTS EN MILIEUX URBAINS, RURAUX,
LITTORAUX ET COTIERS"

par

Véronique LAHOUN



ETUDE DU PERIPHYTON ALGAL DU FLEUVE CHARENTE



Soutenu le 30 Septembre 1994

Les recherches ont été effectuées à la division "Qualité des Eaux" du CEMAGREF de Bordeaux.

SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	1
CHAPITRE 1 : SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	
I.1 GENERALITES.....	4
I.1.1 Terminologie	4
I.1.2 Importance du périphyton	4
I.2 TECHNIQUES DE SEPARATION DU PERIPHYTON DES MACROPHYTES	5
I.2.1 Les techniques non vitales	5
I.2.1.1 Méthode chimique	5
I.2.1.2 Méthode du film superficiel.....	6
I.2.2 Les techniques vitales ou enzymatiques	6
I.2.2.1 Méthode enzymatique traditionnelle.....	6
I.2.2.2 Emploi d'extrait de kiwi (<i>Actinidia chinensis</i>).....	7
I.3 BIOMASSE PERIPHYTIQUE	7
I.3.1 Dénombrement et mesure du biovolume	7
I.3.2 La concentration en pigments chlorophylliens	7
I.4 METHODES DE MESURE DE LA PRODUCTION PRIMAIRE PERIPHYTIQUE	9
I.4.1 Méthode de l'oxygène	9
I.4.2 Méthode du carbone 14.....	9
I.4.5 Modèles mathématiques.....	11
I.4.5.1 Méthode de la chlorophylle	11
I.4.5.2 Modèle de TALLING (1957)	11
I.4.5.3 Etude de la relation $P = f(i)$ en conditions d'éclairage artificiel...	12
I.5 L'UTILISATION DE SUBSTRATS ARTIFICIELS POUR L'ETUDE DU PERIPHYTON	14
I.5.1 Généralités	14
I.5.2 Stratégie de colonisation	14
I.5.3 Comparaison des résultats entre substrats naturels et artificiels.....	15

CHAPITRE 2 : EXPERIENCES PRELIMINAIRES

II.1 INVESTIGATIONS EN MESOCOSME DES TECHNIQUES DE SEPARATION DU PERIPHYTON DES MACROPHYTES.....	19
II.1.1 Matériel et méthodes	19
II.1.2 Résultats	20
II.2 CHOIX D'UN TYPE DE SUBSTRAT ARTIFICIEL.....	20
II.2.1 Pose des substrats	21
II.2.2 Méthodes d'analyse permettant la comparaison des différents substrats	21
II.2.3 Résultats	21
II.2.3.1 Quantification et détermination des espèces algales.....	21
II.2.3.2 Teneur en chlorophylle	22
II.2.4 Discussion	23

CHAPITRE 3 : ETUDE DU PERIPHYTON DU FLEUVE CHARENTE

III.1 GENERALITES SUR LE FLEUVE CHARENTE	25
III.2 STATIONS D'ETUDE.....	26
III.3 MATERIEL ET METHODES.....	27
III.3.1 Pose, récolte et traitement mécanique des substrats	28
III.3.2 Méthode de mesure de l'activité périphytique par le carbone 14	27
III.3.2.1 Conditions naturelles.....	27
III.3.2.2 Conditions artificielles.....	27
III.3.2.3 Mesure de la radioactivité	29
III.4 RESULTATS	29
III.4.1 Dénombrement et diversité spécifique.....	29
III.4.2 Estimation de la biomasse chlorophyllienne	32
III.4.1 Estimation de la production primaire	35
III.4.1.1 Analyses des données brutes	35
III.4.1.2 Calcul de l'intensité lumineuse	36
III.4.1.3 Résultats de la production en fonction de la surface	36

III.4.1.4 Résultats de la production en fonction de la biomasse chlorophyllienne	39
III.4.1.5 Variantes expérimentales.....	42
SYNTHESE ET CONCLUSION.....	45
BIBLIOGRAPHIE.....	48
ANNEXES :	
ANNEXE 1 : Quantification du périphyton algal	53
ANNEXE 2 : Résultats bruts de la biomasse chlorophyllienne	59
ANNEXE 3 : Résultats bruts de la production primaire périphytique	66
ANNEXE 4 : Production primaire en fonction de l'intensité lumineuse in situ et avec le phytosynthétron	77

LISTE DES FIGURES ET DES TABLEAUX

- figure 1** : Schéma de la chambre d'incubation
- figure 2** : Répartition des feuilles d'algues (%) sur substrats naturels et artificiels (MORIN, 1986)
- figure 3** : Variations saisonnières de la chlorophylle a, de la production et de la production spécifique sur substrats naturels et artificiels (CATTANEO et KALFF, 1976-1977)
- figure 4** : Variations de la teneur en chlorophylle a en fonction de la profondeur pour les trois types de substrats artificiels
- figure 5** : Schéma du substrat artificiel. Substrat artificiel en place dans le cours d'eau
- figure 6** : Bassin de la Charente : situation géographique
- figure 7** : Situation des stations d'étude
- figure 8** : Variations du nombre de cellules algales en fonction de la profondeur
- figure 9** : Variations de la teneur en chlorophylle a en fonction de la profondeur
- figure 10** : Variations de la production ($\text{mgC}/\text{m}^2/\text{h}$) en fonction de la profondeur
- figure 11** : Production photosynthétique en fonction de l'intensité lumineuse
- figure 12** : Comparaison de la production entre substrats grattés et substrats non grattés avec le phytosynthétron et in situ
- tableau 1** : Résultats de l'action d'agents chimiques dans la séparation du périphyton
- tableau 2** : Nombre moyen et maximal de cellules algales par cm^2 par station et par campagne
- tableau 3** : Maximum de teneur en chlorophylle a (mg/m^2) par station et par campagne
- tableau 4** : Teneurs en chlorophylle a du périphyton (mg/m^2) et du phytoplancton (mg/m^3) par station et par campagne
- tableau 5** : Valeurs maximales de la production primaire ($\text{mgC}/\text{m}^2/\text{h}$) in situ et avec le phytosynthétron, par station et par campagne
- tableau 6** : Production maximale ($\text{mgC}/\text{mgChla}/\text{h}$) in situ et avec le phytosynthétron, par station et par campagne
- tableau 7** : Production optimale ($\text{mgC}/\text{mgChla}/\text{h}$) et intensité lumineuse ($\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$) calculées en conditions d'éclairage artificiel, par station et par campagne
- tableau 8** : Amplitude et moyenne de la production ($\text{mgC}/\text{mgChla}/\text{h}$), de l'intensité lumineuse ($\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$) et de la pente ($\text{mg} \times (\text{mgChlaxE})^{-1} \times \text{m}^2$) du phytoplancton de Pareloup (CAPBLANCO et al., 1988)
- tableau 9** : Production ($\text{mgC}/\text{m}^2/\text{h}$) de périphyton isolé et de périphyton en place sur son substrat

LISTE DES PLANCHES

PLANCHE 1 : Les stations d'étude

PLANCHE 2 : Substrats artificiels colonisés

PLANCHE 3 : Quelques exemples de genres de Diatomées trouvées sur les substrats

PLANCHE 4 : Incubation au carbone 14 radioactif

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier toutes les personnes qui ont participé à ce travail et m'ont soutenue pour la réalisation de ce document.

Je remercie tout d'abord Jean-Pierre TASTET, président de l'UFR de Géologie de l'Université de BORDEAUXI d'avoir accepté la tutelle de mon stage.

Je remercie également Bernard ROUSSEAU, directeur du Groupement de Bordeaux du CEMAGREF, et Hugues AYPHASSORHO, chef de la division "Qualité des Eaux" de m'avoir accueillie au sein de leur établissement.

Je désire exprimer ma profonde reconnaissance à Henri BEUFFE, chargé de recherche à la division "Qualité des Eaux", pour tout son dévouement et sa très grande disponibilité qu'il a su agréablement me consacrer tout au long de mon stage.

Je remercie également Mathieu TORRE, ingénieur d'étude à la division "Qualité des Eaux" pour toute son aide et ses précieux conseils.

Je remercie Michel COSTE et Alain DUTARTRE, chargé de recherche et ingénieur d'étude à la division "Qualité des Eaux" de Bordeaux pour leur aide.

Je tiens à remercier Nathalie MARY, stagiaire au CEMAGREF, pour tous ses bons conseils et sa disponibilité ainsi que Josiane SOLLIER, stagiaire au CEMAGREF, pour sa collaboration et son aide sur le terrain.

Je remercie également Renaud BROUQUISSE, chargé de recherche au laboratoire de physiologie végétale de l'INRA de Villenave d'Ornon.

Je remercie enfin toutes les personnes du CEMAGREF qui ont contribué au bon déroulement de mon stage.

INTRODUCTION

Le développement des différents secteurs économiques utilisateurs concurrentiels d'eau, notamment l'industrie, la distribution publique d'eau potable, le tourisme, l'agriculture, a considérablement compliqué la gestion des eaux continentales.

Cette difficulté est encore plus sensible lorsque l'aménagement des eaux continentales a un impact direct sur le milieu marin et les activités qui lui sont associées. C'est le cas du fleuve Charente avec la conchyliculture du bassin de Marennes-Oléron, la pêche maritime et le tourisme balnéaire.

En 1986, le Ministère de la Recherche et de l'Enseignement Supérieur a estimé que les caractéristiques du bassin "Charente-Marennes-Oléron", notamment sa superficie de 10 000 km², se prêtaient particulièrement bien à la mise en oeuvre d'un programme pluridisciplinaire de recherche pour l'élaboration d'un modèle de gestion intégrée du bassin versant.

En ce qui concerne le volet continental à la charge du CEMAGREF, outre la modélisation des flux de nitrates et de la migration des polluants métalliques et pesticides, le programme s'est intéressé à l'importance des processus biologiques au sein de la masse d'eau.

Parmi les maillons du système, bactéries et producteurs primaires (algues et macrophytes) jouent un rôle important dans la consommation et le transfert de la matière organique et des nutriments (azote et phosphore, principalement).

Le stockage temporaire de ces éléments, en relation avec la production de matière vivante dans l'écosystème et le recyclage qui résulte du métabolisme puis de la mort de ces organismes, fait partie intégrante des cycles globaux des nutriments dans les écosystèmes.

Qu'ils soient inertes ou vivants, les substrats immergés sont systématiquement recouverts par un biofilm composé d'une association complexe de bactéries, d'algues, de protozoaires et d'invertébrés inféodés. Plus globalement appelé périphyton, ce complexe biologique présente, de part sa capacité auto-épuratoire, une incidence déterminante sur la qualité des eaux des milieux aquatiques. Si l'on retrouve ce biofilm à l'interface eau-sédiment où il réalise un floc colloïdal d'épaisseur variable, il colonise aussi les macrophytes aquatiques. Cette colonisation et donc l'intensité des échanges, seront d'autant plus forts que les herbiers seront bien développés.

Si de nombreuses études descriptives ont été effectuées sur les communautés périphytiques, et plus spécialement sur la dynamique des populations et sur la structure des communautés en relation avec la qualité des eaux (WETZEL, 1964), peu d'informations existent sur la physiologie, la nutrition ou la production primaire des épiphytes à l'intérieur des écosystèmes aquatiques. Quelques auteurs ont cependant étudié les interactions entre macrophytes et les algues et bactéries qui leur sont associées.

Aussi, le présent travail constitue une étude préliminaire dans la connaissance du rôle du périphyton bactérien et algal et des macrophytes dans le transfert des substances organiques et minérales en milieu aquatique. Cette étude concerne :

1) une recherche bibliographique mettant en valeur les difficultés méthodologiques innérentes à l'étude de ces compartiments

2) des expérimentations préliminaires destinées à tester les outils de travail disponibles et à évaluer leur efficacité

3) les résultats de la mise en œuvre de ces derniers sur une partie de la rivière Charente.

CHAPITRE 1
SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

I.1 GENERALITES

I.1 1 Terminologie

Le périphyton *sensus lato* représente l'ensemble de tous les organismes vivant à la surface des objets immergés dans l'eau (WETZEL, 1983). Plus précisément, il doit son origine au terme *haptobenthos* qui désigne tout organisme vivant sur un substrat solide, ce dernier pouvant être un rocher, une plante aquatique, du bois, des débris d'origine quelconque (humaine, animale,...). A l'opposé est défini l'*herpobenthos* qui se développe sur des surfaces meubles telles la boue, la vase. A l'intérieur de l'haptobenthos, il est possible de distinguer les organismes vivant sur des rochers ou des surfaces artificielles dures et qui constituent le périphyton épilithique et ceux se développant sur des plantes aquatiques qui sont communément appelés périphyton épiphytique.

Le périphyton peut également être défini comme un microcosme dont le fonctionnement résulte de l'interaction entre des processus autotrophes et hétérotrophes qui se déroulent dans la couche limite entre le substrat solide et l'eau libre.

I.1.2 Importance du périphyton

Tout changement de la qualité de l'eau des rivières provoque une perturbation de leurs biocénoses benthiques. C'est sur ce postulat que repose le concept fondamental de la surveillance biologique des cours d'eau.

En effet, les organismes sédentaires du benthos ou les algues du périphyton sont les mieux adaptés pour répondre rapidement aux actions anthropiques sur les écosystèmes lotiques. De récentes études ont établi que la croissance du biofilm détermine souvent le taux auquel les nutriments sont transportés et dégradés dans le milieu (CAREY *et al.*, 1984 ; GANTZER *et al.*, 1988).

Les relations entre périphyton et macrophytes sont peu connues. Récemment, des controverses se sont développées afin de savoir si les macrophytes avaient une influence sur la composition de la communauté et la production du périphyton ou si elles agissaient uniquement en tant que substrat neutre. Bien que FITZGERALD (1969) ait observé une compétition nutritive entre macrophytes et épiphytes, d'autres auteurs (ALLEN, 1971 ; HARLIN, 1973 ; MACROY et GOERING, 1974) ont noté un transfert nutritif des macrophytes vers les épiphytes. L'effet des macrophytes sur les épiphytes reste donc encore sujet à controverse tout comme les techniques de séparation souvent préliminaires aux études concernant la quantification et la physiologie de ce maillon trophique.

I.2 TECHNIQUES DE SEPARATION

Les méthodes d'étude de dénombrement direct du périphyton sont peu nombreuses. En effet, selon CARTER (1982) , seules les algues atteignant une certaine taille peuvent être examinées sans être séparées de leur substrat et ce dans la mesure où ce dernier est relativement transparent. La technique consiste à conserver les échantillons à 4°C pendant 72 heures et à les examiner au microscope après traitement au lugol et au clorox. La solution de lugol a pour fonction de noircir le support et ainsi de mettre en évidence le périphyton sur la feuille de macrophyte. Les différences dans les taux de clarification et de coloration sont dues à une absorbance différentielle des cellules en raison de leur structure et de leur épaisseur.

Les limites de ces méthodes directes conduisent généralement à la mise en œuvre de méthodes permettant la séparation du périphyton de son hôte. Sans modifier l'intégrité de l'hôte, les méthodes à mettre en jeu devront présenter un bon rendement de décrochage et conserver au biofilm ses caractéristiques morphologiques et ses capacités assimilatrices. Par rapport à ces contraintes, nous distinguerons deux types de méthodes.

I.2.1 Les techniques non vitales

Nous distinguerons sous cette appellation des méthodes qui, si elles permettent identification et comptage, compromettent l'activité des cellules.

II.2.1.1 Méthode chimique

Cette méthode est basée sur l'hydrolyse acide des substances mucopolysaccharides de l'algue qui permettent l'adhésion de celle-ci à son substrat. Cette technique ne peut être envisagée que si l'algue présente une grande résistance comme dans le cas des frustules de Diatomées.

La plupart du temps, ce sont des solutions moins agressives qui sont utilisées, combinées à des techniques de séparation mécanique. C'est le cas du FAA (mélange de formaldéhyde, d'acide acétique et d'alcool) associé à une agitation manuelle. Mais, les résultats ne sont pas concluants en raison de la forte résistance du périphyton à ces contraintes. ZOBELL et ALLEN (1933) ont obtenu la même réponse en fixant le matériel au lugol ou en le traitant au xylol.

La médiocrité des résultats est confirmée par les travaux de PENHALE (1977) qui a utilisé la lyophilisation et de GOUGH et WOELKERLING (1976) qui ont utilisé un prétraitement au FAA.

DELBECQUE (1985) utilise l'EDTA (éthylènediaminetétraacétate) à différentes concentrations et à différentes valeurs de pH. Il obtient les meilleurs résultats à pH 4.7 et pour des concentrations de 75 et 125 mmol.l⁻¹. Il convient cependant de remarquer que certains organismes tels que les Diatomées et les algues vertes restent, en partie, attachées. D'autres auteurs, MEYERS et QUINN (1971) concluent que la présence de couches organiques empêche

l'action de l'EDTA à des pH supérieurs à 7.0. A pH 4.7, la déstabilisation de la matière organique permet ainsi l'action de l'EDTA.

II.2.1.2 Méthode du film superficiel

Le principe de cette méthode consiste en l'utilisation d'une substance en solution qui, après solidification, peut être retirée du substrat, entraînant avec elle le périphyton. Dans le but d'évaluer cette technique, les deux substances suivantes ont été retenues : le Cyclon-lac (no. 10830-Bosshard et CoAG,W.Germany) souvent appliqué à des études histologiques et le masque facial Shiseido (CATTANEO et KALFF, 1978). Après séchage, une partie du périphyton a effectivement pu être "pelée" mais, comme une part considérable reste sur la feuille, ces auteurs ajoutent un prétraitement à l'EDTA.

Dans la littérature, de nombreuses autres solutions ont été retenues :

- Zaponlac combiné à du gypse, à du collodion ou du "Geisseltallack", ce dernier produit restant le plus efficace,
- Celloidine (5% dissous dans de l'alcool et de l'éther) ; cette solution donne de meilleurs résultats que le méthyl-, éthyl-, oxypropanyl- et acétyl-cellulose (WENZL, 1941),
- Collodion dissous dans de l'alcool et de l'éther (MARGALEV dans SLADECKOVA, 1962),
- solution plastique (ALLEN, 1972).

Ainsi, cette méthode de film superficiel permet d'étudier le périphyton en regardant la pellicule périphytique par sa face inférieure. Ce type de séparation est le seul qui permette l'observation du périphyton en place.

I.2.2 Les techniques vitales ou enzymatiques

Contrairement aux précédentes, elles permettent de conserver au biofilm en plus des caractéristiques morphologiques, son activité.

II.2.2.1 Méthode enzymatique traditionnelle

DELBECQUE (1985) a employé des enzymes telles que cellulases, pectinases, zymolases, mutanases et hélicases. L'exposition des feuilles de macrophytes à différentes dilutions enzymatiques n'a pas donné de résultats satisfaisants.

II.2.2.2 Emploi d'extrait de kiwi (*Actinidia chinensis*)

Devant les résultats peu convaincants des études précédentes, BOOTH (1981) innove en matière de séparation du périphyton des macrophytes en utilisant une enzyme protéolytique, l'actinidine présente dans le kiwi. Pour cela, il utilise cette enzyme à une concentration de 4 g/l et à un pH de 4,4. Grâce à cette méthode, la totalité des algues périphytiques peut être séparée des macrophytes sans aucune lésion des cellules. Par ailleurs, l'utilisation de cette séparation enzymatique permet de mesurer ultérieurement la production primaire du périphyton (C14). L'utilisation d'actinidine n'est en fait valable que pour certaines espèces d'algues telles que *Licmophora*, *Synedra* ; des temps d'incubation plus longs sont à envisager pour séparer *Cocconeis scutellum*, *Achnantes brevipes* et *Gomphonema pseudexiguum* de leur hôte. L'auteur expérimenta avec d'autres enzymes telles la papaïne et la chymotrypsine mais les résultats sont très variables selon le pH et l'espèce rencontrée.

Le mécanisme d'action de l'actinidine n'est actuellement pas élucidé.

I.3 BIOMASSE PERIPHYTIQUE

La véritable biomasse est la masse de matière vivante c'est-à-dire "matière fraîche", "poids frais" ou "poids humide" qui peut être simplement pesée après élimination de l'eau non constitutive.

L'intérêt de cette mesure est de pouvoir estimer ultérieurement la minéralomasse périphytique présente à un instant donné (carbone, azote et phosphore). Les deux méthodes citées ci-après sont largement utilisées à cet effet.

I.3.1 Dénombrement et mesure du biovolume

Divers modèles de régression, globaux ou calculés, ont été proposés pour déduire du biovolume de différents types d'organismes, les quantités de carbone ou d'azote correspondantes (GUNNAR BRATBAK, 1985). La relation $10^6 \text{ m}^3 = 1\text{g}$ est la plupart du temps utilisée pour transformer ces biovolumes en terme de poids frais. La détermination du biovolume nécessite tout d'abord la fixation des algues (glutaraldehyde, par exemple), puis la mesure des dimensions des organismes assimilés à des formes géométriques simples.

I.3.2 Concentration en pigments chlorophylliens

La détermination de la concentration en chlorophylle a du périphyton est une mesure indirecte de sa biomasse. L'extraction des pigments chlorophylliens peut s'effectuer avec de l'acétone ou de l'éthanol 90% (tamponné avec du carbonate de magnésium) selon la concentration en chlorophylle. Au préalable, 20 cc de périphyton sont prélevés et filtrés à la pompe à vide. Les filtres en fibre de verre sont ensuite placés dans de l'acétone à 90% ou de

l'éthanol. Au bout de 24 heures à l'obscurité, la densité optique des extraits acétoniques est mesurée en spectrophotométrie à différentes longueurs d'ondes. Il est important de tenir compte des produits de dégradation de la chlorophylle qui représentent souvent une fraction non négligeable des pigments chlorophylliens. Ces formes dégradées interfèrent avec la détermination spectrophotométrique des chlorophylles actives car elles absorbent la lumière dans la même région spectrale.

Le calcul de la concentration en chlorophylle *a* totale se fait grâce aux équations de PARSONS et STRICKLAND(1960) :

$$\text{Chl } a \text{ (mg/m}^3\text{)} = ((11,6 \times E_{665} - 1,31 \times E_{645} - 0,14 \times E_{630}) \times v) / (V \times l)$$

où *E* est la densité optique de l'extrait pour la longueur d'onde donnée, *v* le volume de l'extrait en ml, *V* le volume de l'échantillon en l et *l* la longueur de la cuve en cm.

La méthode de LORENZEN (1967), dite monochromatique avec acidification, permet de déterminer le pourcentage de chlorophylle active et dégradée dans l'échantillon.

$$\text{Chl } a \text{ (mg/m}^3\text{)} = (26,7 (665_o - 665_a) \times v) / (V \times l)$$

$$\text{Phaeopigments (mg/ m}^3\text{)} = (26,7 (1,7 \times 665_a - 665_o) \times v) / (V \times l)$$

où l'indice "a" représente la densité optique avant acidification et l'indice "o" , la densité optique après acidification.

Les conversions approximatives de la chlorophylle *a* en carbone organique peuvent être obtenues en multipliant les teneurs par un facteur de 60 pour les populations à forte teneur en chlorophylle et par un facteur de 120 pour les populations à faible teneur en chlorophylle (STRICKLAND, 1960). Ce rapport varie de 25 à 50 pour les Diatomées, les micro-flagellés et les dinoflagellés. Il varie également en fonction de la physiologie des cellules, par exemple il peut être de 10 pour des communautés jeunes qui se développent au printemps et atteindre 300 pour des communautés en phase de déclin (REID *et al.*, 1990). Pour le phytoplancton de la Seine, ce rapport est de 40 et se trouve en accord avec le rapport C / biomasse (poids frais) qui est de 0,1 (HANSET *et al.*, 1991). Dans le cas du Rhin, le rapport C / chlorophylle *a* est de 25 (ADMIRAAL *et al.*, 1992). NILSON et SUNDBACK (1991) ont obtenu un rapport C/chlorophylle *a* de 20.

Généralement, les communautés périphytiques représentent entre 100 et 2350 mg de chlorophylle *a* par mètre carré.

I.4 METHODES DE MESURE DE LA PRODUCTION PRIMAIRE PERIPHYTIQUE

L'ensemble de la production primaire c'est-à-dire la quantité de matière organique synthétisée par les organismes photosynthétiques, peut être mesurée à l'aide de divers procédés.

I.4.1 Méthode de l'oxygène

Cette méthode a été mise en œuvre par STRICKLAND en 1960. Deux flacons, l'un opaque et l'autre transparent, contenant de l'eau prélevée à un niveau donné et dont on mesure la concentration en oxygène, sont immergés à la profondeur d'origine. Au bout de 24 à 48 heures, la concentration en oxygène de l'eau contenue dans les deux flacons est de nouveau mesurée.

Il existe une différence quantitative d'oxygène entre les deux bouteilles. Dans la bouteille éclairée (transparente), on constate une élévation de la teneur en oxygène due à l'activité photosynthétique du périphyton. Cela correspond à la photosynthèse nette (P_n). Par contre, dans la bouteille obscure, la diminution d'oxygène est interprétée comme mesurant le carbone dégradé par la respiration du périphyton (R_p). L'assimilation totale du carbone ou photosynthèse brute (P_b) est donnée par la relation:

$$P_b = P_n + R_p$$

Des corrections doivent cependant être apportées (PRATT et BERKSON, 1959) liées à la respiration des bactéries R_b et du zooplancton R_z . La relation précédente devient :

$$P_b = P_n + R_p + R_b + R_z$$

De même, il convient de considérer que, pendant l'incubation, la population périphytique augmente de 50 à 100% dans la bouteille éclairée alors qu'elle reste stable dans la bouteille obscure.

En définitive, la méthode de l'oxygène donne surtout une approximation de la photosynthèse brute et ne convient pas aux eaux peu productives.

I.4.2 Méthode du carbone 14

Cette méthode a été mise au point par STEEMANN-NIELSEN en 1952 et s'appuie sur le même principe que pour la méthode précédente. Dans ce cas, il s'agit d'incuber, pour un niveau donné, le couple de flacons clair et obscur avec du bicarbonate de sodium marqué. Après deux heures d'incubation, à cheval sur le midi solaire, le contenu des flacons est filtré et la radioactivité des filtres mesurée après un passage rapide aux vapeurs d'acide chlorhydrique. Ce traitement permet d'éviter les erreurs dues à la précipitation de monocarbonates (WETZEL, 1965). Pour les calculs ultérieurs, la radioactivité des filtres correspondant aux flacons opaques est soustraite de celle des flacons transparents.

Grâce à la mesure de la température, du pH et de l'alcalinité (HCO_3^-), il est possible de déduire à l'aide de facteurs de conversion appropriés (SAUNDERS, TRAMA et BACHMAN, 1962), la teneur en carbone 12 de l'eau échantillonnée. En admettant que la vitesse d'assimilation du $^{14}\text{CO}_2$ est identique à celle du $^{12}\text{CO}_2$, la quantité totale de carbone fixée peut être déterminée en multipliant la quantité de carbone dans l'eau par le rapport de l'activité fixée sur l'activité fournie.

Malgré son principe d'utilisation très séduisant, il convient de tenir compte de certaines faiblesses de la méthode :

- La première est liée à l'assimilation de $^{14}\text{CO}_2$ en dehors de la photosynthèse. Ceci est démontré grâce à une expérience mettant en évidence un certain taux de fixation du carbone à l'obscurité due aux β -carboxylations et au métabolisme dit en C_4 (CARPENTER et LIVELY, 1980). Il en résulte que la plupart des mesures de photosynthèse ne correspondent pas à la production brute (prise totale de substrat) ni à la production nette (prise effective de substrat conservé par la cellule) mais à quelque chose qui est intermédiaire sans que l'on puisse avec certitude le situer entre les deux extrêmes (PETERSON, 1980).

- GIESKES (1973) a noté qu'une partie de la radioactivité mesurée dans les filtrats n'était pas uniquement due à l'excrétion de composés organiques mais, par exemple pour les algues coloniales, à la sécrétion de mucus. Dans ce cas, la méthode sous-estime la production primaire.

- Une partie de la matière organique et donc du $^{14}\text{CO}_2$ peut diffuser dans le milieu extracellulaire. ANDERSON et ZEUTSCHEL (1970) ont estimé la quantité de $^{14}\text{CO}_2$ remise en solution entre 10 et 20% de la production totale.

- Le phénomène de respiration entraîne un relargage du $^{14}\text{CO}_2$ venant d'être fixé par photosynthèse.

- La vitesse d'assimilation du $^{14}\text{CO}_2$ est sensiblement différente de celle du $^{12}\text{CO}_2$. Pour compenser cet effet isotopique, un facteur de correction de l'ordre de 1,05 ou 1,06 est apporté.

- La dernière cause d'erreur est mécanique et concerne la perte de ^{14}C par bris des cellules lors de la filtration.

En définitive, avec une précision de + ou - 5%, la méthode du carbone 14 est une technique fiable et d'une sensibilité 50 à 100 fois supérieure à celle de la méthode de l'oxygène. Elle permet de déterminer la production nette mais pas la production brute car elle ne donne aucune information sur la quantité de matière organique utilisée lors de la respiration. Il est admis qu'une majoration de 6% de la production nette permet d'estimer la production brute.

I.4.5 Modèles mathématiques

Depuis quelques années, certains auteurs ont proposé des modèles mathématiques pour obtenir, à partir de mesures relativement simples, des évaluations de la production primaire.

I.4.5.1 Méthode de la chlorophylle

STRICKLAND, en 1960, a montré la relation entre la chlorophylle a, mesurée en mg et la production photosynthétique qu'elle catalyse, exprimée en mg de carbone par heure. Le rapport entre ces deux valeurs est appelé nombre ou quotient d'assimilation et est établi pour un éclairement à saturation. En raison de ses variations importantes (de 1 à 10), il est nécessaire de l'estimer pour chaque population rencontrée dans l'échantillon donné.

A la chlorophylle, s'ajoute un autre facteur : la lumière. Pour des valeurs inférieures à l'éclairement de saturation, la production est proportionnelle à l'éclairement; en dessous de cette limite, la production primaire est calculée à l'aide de la formule suivante:

$$P = (E / E_S) \times Q_{\max} \times \text{Chl}_a$$

où P est la production photosynthétique, E_S l'éclairement à saturation et Q_{\max} le quotient d'assimilation. Afin d'étendre cette méthode à des éclaircements supérieurs à l'éclairement de saturation, RYTHER et YENTSCH (1957) ont réalisé diverses expériences pour enfin aboutir à la relation ci-après :

$$P_d = R_d \times ps_d$$

où P_d est la production exprimée en mg de C/m^3 /jour, R_d , la photosynthèse relative d'un certain niveau d'éclairement et ps_d , la photosynthèse à saturation d'un échantillon d'eau du niveau d exprimée en mg C/m^3 /heure.

Utilisant cette formule, RYTHER et YENTSCH ont obtenu des résultats s'accordant de façon satisfaisante avec la méthode du carbone 14. En définitive, cette méthode de la chlorophylle permet une première approximation simple de la production primaire mais n'a pas la même précision que la méthode au carbone 14.

I.4.5.2 Modèle de TALLING (1957)

Ce modèle utilisant une formule établie à partir de l'équation de SMITH (1936) a été plus récemment repris par VOLLENWEIDER (1965) et FEE (1969). Il s'agit essentiellement d'un calcul par double intégration, intégration en profondeur des différents niveaux et intégration pendant la journée ou une demi-journée des différents temps.

Les modèles de production non seulement du phytoplancton mais aussi du périphyton visent à simuler les profils verticaux de photosynthèse afin de calculer la production primaire de la zone euphotique des lacs et des océans à partir de la mesure d'un nombre restreint de valeurs caractéristiques. Ces modèles reposent sur une formulation mathématique de la courbe de saturation qui décrit la variation du taux d'activité photosynthétique par unité de biomasse (P) en fonction de l'intensité (I) de la lumière. Plusieurs auteurs (TALLING, 1957; VOLLENWEIDER, 1965; RODHE, 1965; BANNISTER, 1974; JASSBY et PLATT, 1976) montrent que la courbe $P = f(I)$ peut être correctement décrite à l'aide de deux paramètres: le taux de photosynthèse optimum à saturation par la lumière (P_{opt}) et la pente initiale de la courbe en éclaircissement limitant (a) ou par des valeurs qui leur sont associées ($I_k = P_{opt} / a$) = intensité seuil de saturation par la lumière et le rendement quantique global de la photosynthèse en lumière limitante. Il est généralement admis que P_{opt} et a dépendent respectivement de l'intensité des processus enzymatiques et photochimiques de la photosynthèse. P_{opt} et I_k varient surtout avec la température selon un Q_{10} voisin de 2, cela limite considérablement les possibilités d'utilisation des modèles de production.

CAPBLANCO *et al.* (1988) ont utilisé ce modèle sur le réservoir de Pareloup. Ils avaient pour objectifs de définir la plage de variation des paramètres de la courbe $P = f(I)$ au cours d'un cycle annuel et de rechercher parmi les composantes du milieu celles qui sont susceptibles d'expliquer ces variations. Les profils verticaux de production photosynthétique ont été analysés par référence aux modèles qui décrivent les variations en profondeur du taux de photosynthèse spécifique (P_z) en fonction de l'intensité de l'éclaircissement disponible (I_k). Les principaux résultats sont les suivants:

1) En lumière limitante ($I < I_k$), P_z varie proportionnellement à I_z .

2) En lumière saturante, P_z atteint un maximum.

3) Après obtention de la courbe $P = f(I)$, il est possible de déterminer les valeurs de I_k et a grâce à des méthodes graphiques (Vollenweider, 1965) et à des calculs de régression linéaire entre les couples de valeurs de P_z et I_z pour $I_z < I_k$ (Platt et Jassby, 1976).

4) Il existe une variation simultanée de P_{opt} et de a , deux paramètres souvent considérés comme indépendants.

1.4.5.3 Etude de la relation $P = f(I)$ en conditions d'éclaircissement artificiel

LEWIS *et al.* ont mis au point une méthode permettant de créer en laboratoire les conditions de terrain en terme d'intensité lumineuse et de mettre ainsi en évidence une relation entre la production primaire et l'éclaircissement. L'appareil utilisé est décrit sur la figure 1 ; les différentes intensités lumineuses sont reproduites grâce à des filtres d'atténuation variable. Les incubations dans les différents puits concernent des échantillons de 1 ml d'algues mis à incuber pendant 20 minutes en présence de carbone 14 . A la fin de l'incubation, de l'acide est ajouté aux

échantillons afin d'éliminer le carbone inorganique; la solution neutralisée, du fluor scintillant est directement ajouté et la radioactivité mesurée.

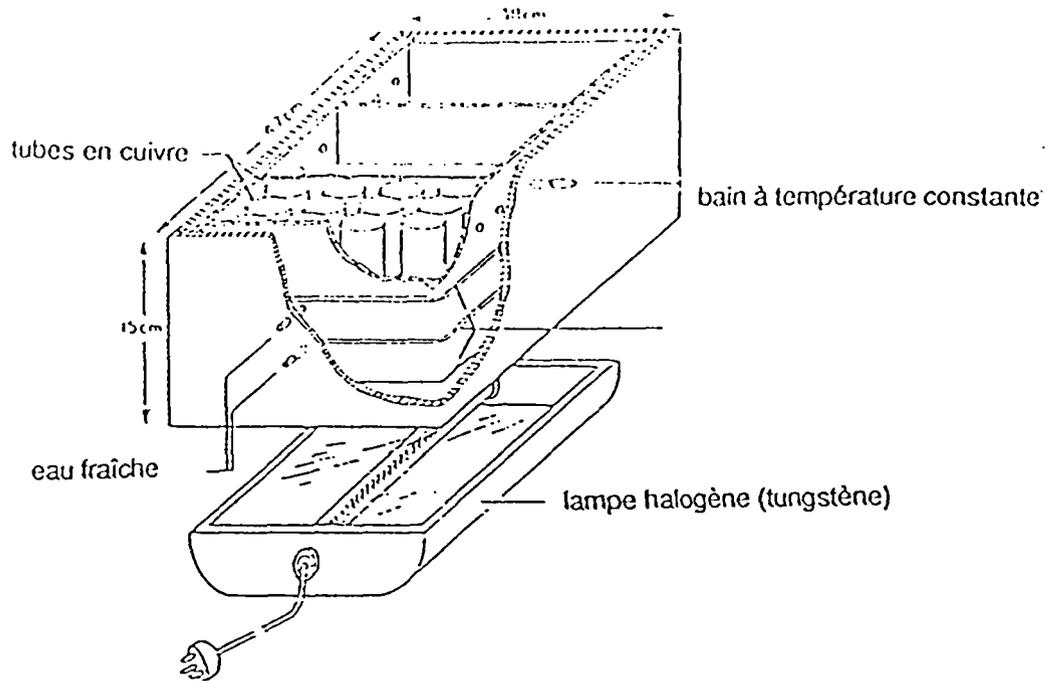


figure 1 : Schéma de la chambre d'incubation ou phytosynthétron.

Cette technique avait déjà été abordée par BIRNBAUM en 1978 qui, grâce aux résultats obtenus, avait conclu que la composition spectrale de l'irradiance sous l'eau ne pouvait pas être ignorée lors de la mesure de la production. Plus particulièrement, cet auteur, en accord avec VOLLENWEIDER (1974) et JERLOV (1970), a remarqué que les radiations ultra-violettes étaient rapidement et sélectivement absorbées surtout dans des eaux riches en matière organique. Cette méthode, fiable et précise, est souvent utilisée.

En conclusion, la variabilité des paramètres de la relation $P = f(I)$ est la principale limite à l'utilisation des modèles de production primaire pour convertir les taux de production instantanés en taux journaliers, par exemple. La modélisation des mécanismes qui opèrent sur des échelles de temps plus longues que la journée est beaucoup plus difficilement concevable.

I.5 L'UTILISATION DE SUBSTRATS ARTIFICIELS POUR L'ETUDE DU PERIPHYTON

I.5.1 Généralités

Les relations existantes entre macrophytes et périphyton étant mal connues, de nombreux auteurs ont utilisé des substrats artificiels afin de n'étudier que le périphyton dans son intégrité (biomasse, production), d'éliminer le problème rencontré lors de la séparation du périphyton de son support et de se placer au mieux dans les conditions naturelles. Cette pratique fut découverte par NAUMANN (1915, 1919) qui s'intéressa principalement aux bactéries et HENTSCHEL (1916) qui étudia, quant à lui, les organismes vivant dans les eaux douces. Cette pratique fut suivie par de nombreux autres auteurs.

I.5.2 Stratégie de colonisation

Pour de nombreux auteurs, l'usage de substrats artificiels avait pour objet de mieux comprendre le phénomène de colonisation. Selon LIU *et al.*, le développement de biofilms sur des substrats artificiels serait principalement dû à l'activité bactérienne et les algues ne joueraient qu'un rôle mineur dans sa croissance. D'autres auteurs tels JORDAN et STALE (1976), BURKHOLDER et WETZEL (1989), PEDERSEN (1982) concluent aux mêmes résultats.

En étudiant le développement du périphyton sur des substrats artificiels, CAPBLANCO (1988) a également noté que la colonisation initiale des substrats est due aux communautés hétérotrophes qui représentent plus de 75% du poids de matières organiques à l'issue de la première semaine d'immersion. Ce développement, lié aux teneurs en matières organiques de l'eau, entraîne la formation d'une couche de polysaccharides qui constitue un prérequis à la fixation des microorganismes (BAIER, 1972). La biomasse bactérienne atteint un maximum après 10 à 15 jours d'immersion des substrats. L'importance des bactéries comme organismes pionniers pendant la colonisation de substrats a de même été mise en évidence par les observations en microscopie électronique à balayage d'HUDON et BOURGET (1981) et d'HOAGLAND *et al.* (1992). Néanmoins, selon SIEBIRTH et THOMAS (1973), PAUL *et al.* (1977), cette colonisation primaire par des bactéries n'est pas indispensable pour l'implantation des diatomées. De plus, le développement des algues, beaucoup plus lent, se fait par étapes successives : leur biomasse augmente progressivement au cours de la période d'immersion selon une courbe de type sigmoïde caractéristique d'une succession de phases de colonisation, de croissance et d'équilibre. Cette dernière est atteinte après 4 à 5 semaines d'immersion des substrats.

A contrario, DELUCCA a démontré que la croissance des algues en milieu naturel se faisait toujours en association avec les bactéries et que ces espèces s'influençaient mutuellement. Des observations faites par PROVASOLI et de nombreux autres auteurs suggèrent que les bactéries favorisent le développement des algues et constituent une importante source de CO₂ pour le développement des autotrophes lors de périodes de limitation en carbone (LANGE, 1967,

1970, 1971 ; KEUNTZEL, 1969). En raison de l'étroite association physique aux cellules algales, les bactéries faciliteraient l'absorption des nutriments essentiels par les cellules algales. En outre, dans certains cas, les algues semblent inhiber la croissance des bactéries (STEELMAN NIELSEN *et al.*, 1955).

Enfin, les travaux de DEXTER *et al.* ont indiqué une hétérogénéité du biofilm au début de son développement ; cette différence est vraisemblablement due au fait que les biofilms deviennent plus uniformes dans leur texture et leur apparence, au cours de leur maturité. Une observation similaire sur l'apparence d'un film mature a été également relatée par McFETERS (1984); la haute teneur en polysaccharides d'un biofilm mature serait responsable de la gélification de celui-ci.

Ainsi, lors de l'étude du périphyton, il est de bon aloi d'étudier parallèlement bactéries et algues en raison de leur complémentarité.

1.5.3 Comparaison des résultats entre substrats naturels et artificiels

Les nombreuses études descriptives comparant substrats naturels et artificiels ont été le plus souvent contradictoires. PRINGLE et FLETCHER (1983) ont remarqué que certaines bactéries se développaient plus intensément sur des surfaces hydrophobes telles le téflon et le PVC. Par conséquent, il sera parfois difficile de comparer la croissance du biofilm sur des substrats naturels et artificiels. HORN et HELLERMAN (1963) ont remarqué que si deux substrats artificiels de nature différente étaient composés des mêmes communautés algales, le substrat naturel voisin était colonisé lui aussi par les mêmes espèces d'algues. A l'opposé, si les populations sont différentes sur deux types de substrats artificiels, la représentativité de la communauté naturelle est compromise. De même que SIVER (1977) a démontré que la diversité spécifique du biofilm était identique d'une espèce de macrophyte à l'autre, il constate que la colonisation de lames de verre par les Diatomées ne reflète pas la réalité. BROWN (1976) remarquait déjà que la densité du périphyton était inférieure sur les substrats artificiels.

Le problème dans l'utilisation de substrats artificiels est que ceux-ci ressemblent peu du point de vue caractéristiques physiques et chimiques aux substrats naturels. En effet, la surface foliaire, la texture et l'âge des feuilles varient avec la profondeur et le temps alors que ce n'est pas le cas pour les substrats artificiels (verre, plastique, faïence,...).

L'étude menée par MORIN en 1986 compare la communauté périphytique sur des feuilles submergées de *Myriophyllum heterophyllum* avec celle de plantes plastiques d'aquarium, morphologiquement identiques. En plaçant de jeunes apex vierges de *Myriophyllum heterophyllum* et des substrats artificiels à différentes profondeurs, l'âge, la texture et la morphologie ne varient pas selon les niveaux. Ces paramètres ne jouent plus un rôle important dans les différences de composition périphytique. Après diverses expériences à différentes profondeurs, l'auteur conclut aux résultats suivants (figure 2) :

- l'abondance périphytique est significativement plus élevée sur les macrophytes naturels. Ce phénomène déjà noté par SLADECKOVA (1962) pourrait indiquer que les macrophytes jouent un rôle nutritionnel.

- Contrairement aux résultats de JORDAN et STALE (1976), les diatomées seraient les premiers colonisateurs (résultats identiques à ceux de SIVER, 1977).

- la diversité spécifique est identique dans les deux cas et est indépendante de la profondeur.

- l'élongation de la tige des macrophytes naturelles induit une baisse de l'abondance du périphyton (par effet de "dilution"). Le taux d'élongation minimum de l'apex a lieu en juillet, mois qui correspond donc à l'abondance périphytique la plus élevée.

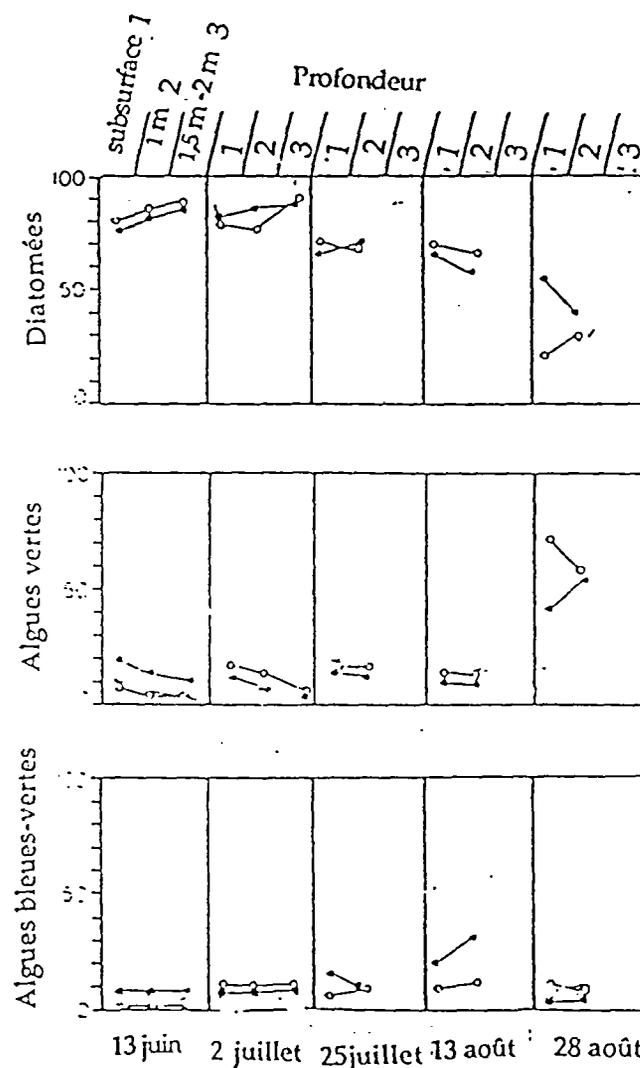


Figure2 : Répartition des familles d'algues périphytiques (%) sur substrats naturels (•) et artificiels (◦) (MORIN, 1986).

Ainsi, l'utilisation de plantes artificielles, morphologiquement identiques aux macrophytes aquatiques, peut être extrêmement utile pour les études concernant la colonisation périphytique.

L'étude de MORIN a démontré, qu'en terme de composition des communautés, les macrophytes servaient de substrats neutres pour la colonisation périphytique.

Nous citerons en dernier lieu les travaux de CATTANEO et KALFF (1977) qui distinguent les épiphytes étroitement liées aux macrophytes de celles qui se détachent plus facilement lors d'une agitation du milieu. Il apparaît que les premières citées sont beaucoup plus développées sur les substrats artificiels alors que les secondes sont plus abondantes sur les substrats naturels. Enfin, leur étude sur les changements saisonniers des communautés épiphytiques des macrophytes naturels et artificiels montre que :

- En terme de diversité spécifique, les valeurs significativement sont plus élevées sur substrats naturels que sur substrats artificiels. Cette différence va croissante de juin à septembre. Ils expliquent cette différence par une accumulation de CaCO_3 observée uniquement sur la face supérieure des feuilles naturelles.

- En ce qui concerne la biomasse, la production primaire et la production spécifique, aucune différence significative entre substrats naturels et artificiels n'est observable (figure 3).

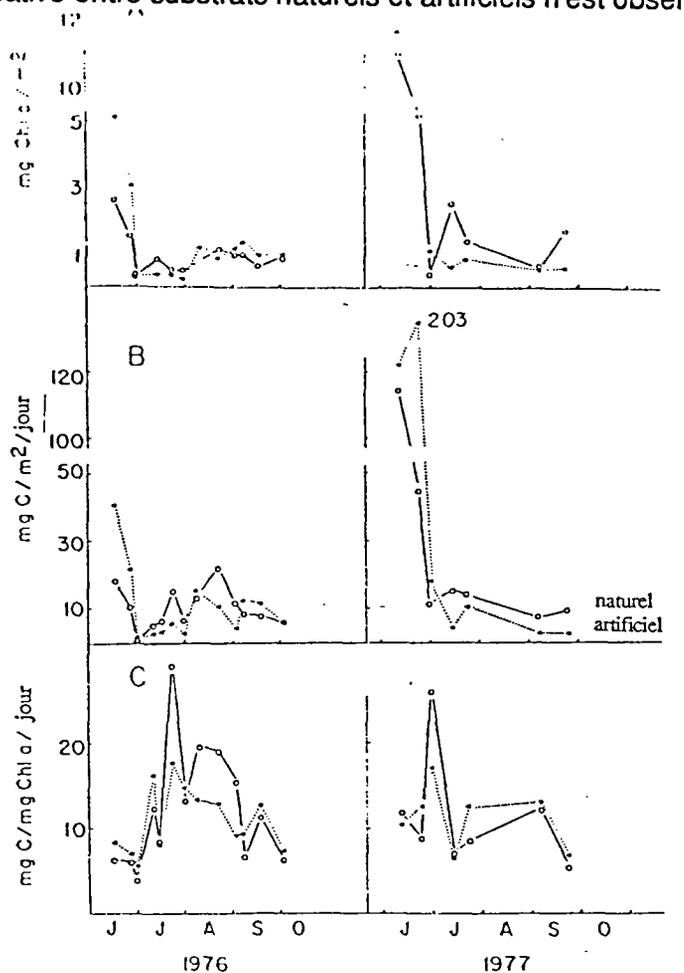


Figure 3 : Variations saisonnières de la chlorophylle a (A), de la production (B) et de la production spécifique (C) sur substrats naturels et artificiels (CATTANEO et KALFF, 1976 - 1977).

CHAPITRE 2
EXPERIENCES PRELIMINAIRES

Si les mesures in situ sont préférables en ce sens qu'elles ne perturbent peu ou pas les interfaces réactionnelles, les expérimentations exploratoires en laboratoire, présentent un intérêt complémentaire car elles permettent d'aborder certains processus fondamentaux à mettre en oeuvre in situ.

II.1 INVESTIGATIONS EN MESOCOSME DES TECHNIQUES DE SEPARATION DU PERIPHYTON DES MACROPHYTES

II.1.1 Matériel et méthodes

Afin d'étudier les différentes techniques de séparation du périphyton de son support naturel, sujet posant un problème majeur dans l'étude du biofilm, nous avons travaillé sur un mésocosme constitué d'un aquarium de 220 litres comprenant des sédiments et macrophytes de la Charente et soumis à un renouvellement périodique et partiel de l'eau. Les investigations ont commencé après plusieurs semaines de stabilisation.

Au vu des résultats bibliographiques, nous nous sommes limités à certaines techniques. Au préalable, un morceau de feuille de macrophyte prélevé dans l'aquarium est directement observé au microscope d'Utermöhl afin de faire une première estimation de la densité périphytique. Puis, nous avons divisé celui-ci en plusieurs fractions afin de tester trois méthodes de séparation différentes :

- agitation au vortex et à l'agitateur magnétique pendant une heure environ,
- exposition des morceaux de feuilles à des intensités croissantes d'ultra-sons (jusqu'à 125 Watts pendant 2 minutes) afin d'augmenter le stress physique des feuilles,
- techniques de séparation de nature chimique consistant à immerger l'échantillon de macrophyte dans trois types d'agents chimiques distincts (détergents, acides et enzymes). Les différents produits utilisés sont présents dans le tableau 1.

En ce qui concerne le kiwi, le principe actif est une enzyme protéolytique qui attaque les fibres polymériques extracellulaires permettant la fixation du biofilm sur les macrophytes. En raison de l'inexistence de cette enzyme sur le marché, nous avons décidé de fabriquer notre propre concentré de kiwi. La méthode en est la suivante : une certaine quantité de kiwis (environ 6) est pelée et placée dans un broyeur afin d'obtenir une bouillie. Le broyat est ensuite centrifugé à 4000 tours / minute pendant une demi-heure. Le surnageant est récupéré et conservé à une température de 4°C pendant une semaine maximum (au-delà de cette période, il semblerait que l'extrait perde de son efficacité). L'expérience a été répétée plusieurs fois sur des substrats naturels du mésocosme et s'est avérée satisfaisante dans tous les cas. Cependant, nous n'avons pas expérimenté sur la conservation des pigments chlorophylliens et sur la production primaire

pour des raisons de temps ; aussi, cette approche n'est-elle pas suffisante pour nous permettre d'appliquer cette technique dans notre étude.

II.1.2 Résultats

L'absence ou la présence du biofilm sur la feuille de macrophyte permet de conclure sur l'efficacité de la méthode de séparation. Nous avons principalement testé l'efficacité des techniques sur le genre de Diatomée *Cocconeis* car elle adhère fortement sur son support en raison de sa forme plane.

Produit chimique	Temps d'agitation (mn)	pH	Résultats
EDTA (125 mmol/l)	20	4,7	négatif
Tétrapyroxène	5		négatif
Acide chlorhydrique	20		négatif
Tétra-sodium pyrophosphate	30		négatif
Acide formique	30		négatif
Tween 20	30	6,25	négatif
Extrait de kiwi	30	2,9	positif
Lauryl sulphate	30	8,38	négatif
Triton X-100	30	8,9	négatif

Tableau1 : Résultats de l'action d'agents chimiques dans la séparation du périphyton.

Les résultats présentés sur le tableau 1 ne sont pas satisfaisants, exception faite pour le kiwi et confirment bien les travaux antérieurs réalisés sur les techniques de séparation : c'est et ce sera le principal problème à notre étude.

Ainsi, en raison de la période de travail qui nous est impartie, nous avons décidé de nous limiter dans un premier temps à l'étude du développement du périphyton sur substrats artificiels. L'utilisation de ce type de substrat permet de ne mesurer que la biomasse et la production périphytique seulement et d'éviter ainsi de prendre en compte l'action des macrophytes dans la synthèse chlorophyllienne.

II.2 CHOIX D'UN TYPE DE SUBSTRAT ARTIFICIEL

Au vu des résultats obtenus par différents auteurs (cf chapitre I) , nous avons décidé de comparer la colonisation périphytique de divers types de substrats artificiels afin de ne retenir que la plus significative et la plus cohérente. Bien que les écoulements ne soient pas comparables

avec ceux de la Charente, nous avons choisi comme site expérimental un plan d'eau douce stagnant, dans l'enceinte du CEMAGREF.

II.2.1 Pose des substrats

Trois types de substrats ont été employés: des feuilles en polyéthylène transparent, des carreaux de faïence et du polychlorure de vinyl (PVC) blanc cassé. Ces substrats, d'une surface environ égale à 10 cm², sont disposés le long d'un cordage à des profondeurs s'échelonnant de la surface à 2 mètres afin de faire intervenir le facteur atténuation de la lumière. A l'exception des feuilles en polyéthylène, les substrats sont en position horizontale. Après une période d'immersion de 15 jours, ils sont récupérés et analysés au laboratoire.

II.2.2 Méthodes d'analyse permettant la comparaison des différents substrats

Afin de récupérer la totalité du périphyton développé sur les substrats, il est procédé à un brossage mécanique et le périphyton, immergé dans de l'eau filtrée de notre milieu d'étude, est conservé dans des pilluliers; ceci est réalisé pour chacune des profondeurs. Il est parfois nécessaire de préfiltrer pour éliminer tout débris grossier (larves d'insectes, M.E.S, vase,...).

Pour l'analyse qualitative, un certain volume de l'échantillon est fixé au formol, puis identifié et dénombré en cellule de type Agasse-Lafont B.

Pour le dosage des pigments chlorophylliens, 20 ml de périphyton sont prélevés et filtrés sur des filtres en fibre de verre de porosité supérieure à 8 µm. Ceux-ci sont ensuite immergés dans de l'acétone(15 ml environ) et placés au réfrigérateur pendant une durée de 24 heures afin d'extraire la totalité des pigments. Après une nouvelle filtration destinée à supprimer toute trace de matière en suspension, l'extrait acétonique est analysé en spectrophotométrie à diverses longueurs d'onde définies par l'équation de PARSONS et STRICKLAND.

II.2.3 Résultats

II.2.3.1 Quantification et détermination des espèces algales

Le nombre de cellules algales comptées sur les feuilles de polyéthylène est plus élevé que sur les carreaux de faïence et que sur le PVC. En ce qui concerne la diversité spécifique, il n'existe pas de différence entre les trois types de substrats. La majeure partie du périphyton algal est constituée de Diatomées dont les espèces les plus représentatives sont : *Navicula*, *Cocconeis*, *Nitzschia* et *Gomphonema*. Quelques espèces d'algues vertes filamenteuses sont présentes mais en quantité négligeable.

II.2.3.2 Teneur en chlorophylle

Exprimées en mg/m^2 , les teneurs en chlorophylle a sont plus élevées sur les feuilles de polyéthylène que sur les deux autres types de substrats. Cette observation est en parfait accord avec les résultats obtenus par dénombrement.

L'allure des courbes, représentant la teneur en chlorophylle a en fonction de la profondeur (figure 4), est identique d'un type de substrat à l'autre. Les valeurs exprimées en mg/m^2 varient entre 0,25 et 15,95 avec un minimum à 2 mètres et un maximum à environ 0,5 mètres de profondeur. La teneur en chlorophylle est plus faible en surface en raison de l'effet inhibiteur de la lumière ; elle décroît progressivement avec l'atténuation de la lumière entraînant la baisse de la photosynthèse.

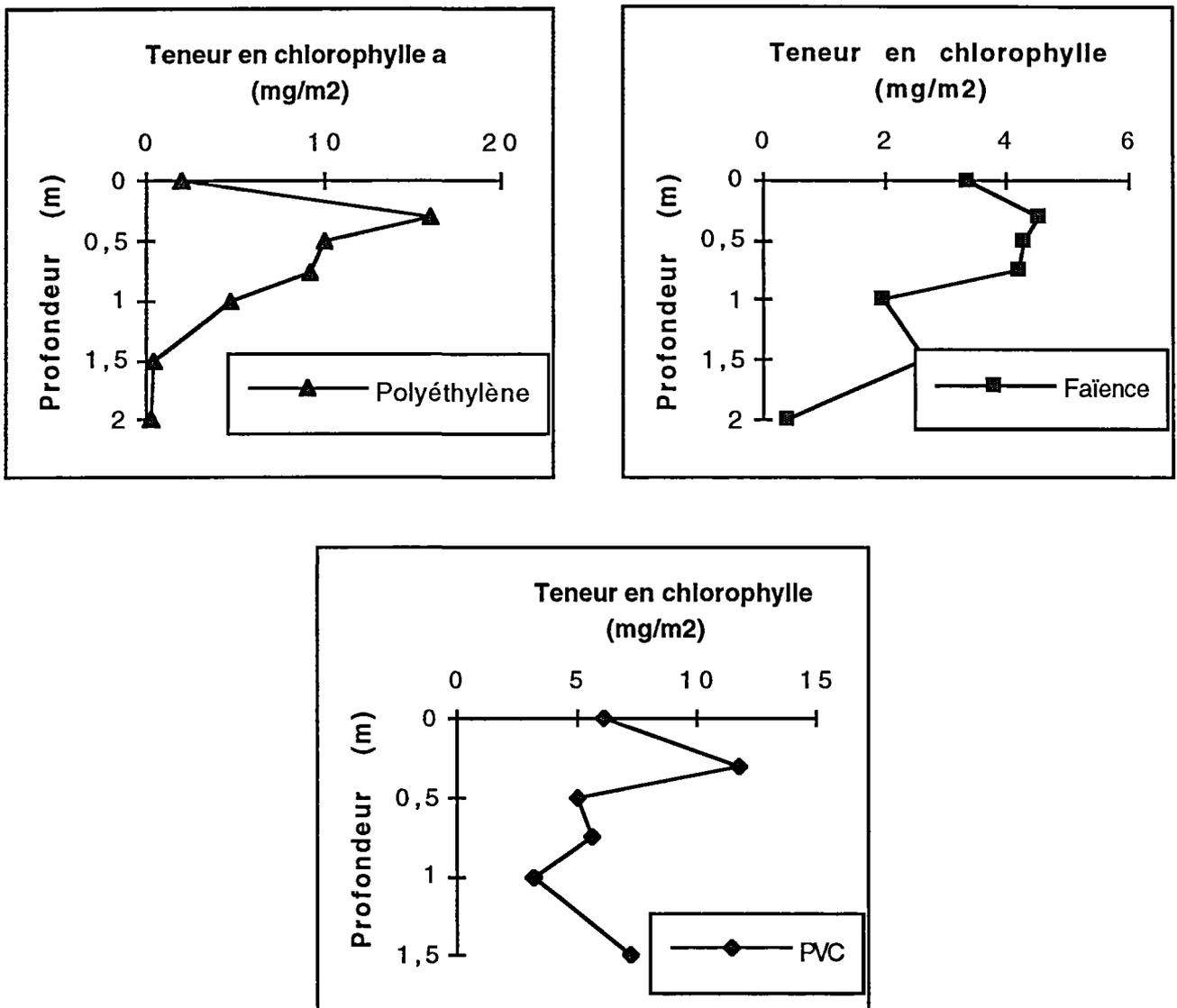


Figure 4 : Variations de la teneur en chlorophylle a en fonction de la profondeur pour les trois types de substrats artificiels.

II.2.4 Discussion

Au vu des résultats concernant la quantification des différentes espèces algales et la teneur en chlorophylle, nous avons choisi de conserver comme type de substrat artificiel les feuilles de polyéthylène en raison non seulement de leur colonisation homogène et représentative mais aussi de leur facilité de mise en place. De plus, par sa position verticale, ce type de substrat empêche tout dépôt passif (sédimentation) des matières en suspension circulant au sein de la masse d'eau.

CAPBLANCOQ et al. ont également utilisé ce type de substrat lors d'une étude effectuée sur le périphyton de la Garonne (figure 5).

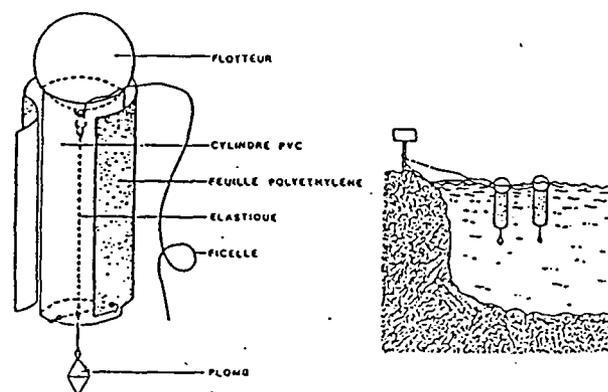


Figure 5 : Schéma du substrat artificiel. Substrat artificiel en place dans le cours d'eau.

Nous verrons ultérieurement comment les substrats choisis ont été mis en place dans le fleuve Charente.

CHAPITRE 3

ETUDE DU PERIPHYTON DU FLEUVE CHARENTE

III.1 GENERALITES SUR LE FLEUVE CHARENTE

La Charente, fleuve côtier de 350 km de long, draine un bassin versant au sous-sol calcaire, d'une superficie voisine de 10 000 km². Il débouche dans l'océan Atlantique, au niveau de la baie de Marennes-Oléron.

Le bassin versant (figure 6), regroupant à lui tout seul six départements, est à forte dominante rurale et ne compte que cinq villes de plus de 10 000 habitants, la plus notable étant Angoulême, qui, avec ses 87 000 habitants regroupe une bonne part des industries de la région. Les rejets de l'agglomération de cette ville représentent environ 50% des rejets totaux en azote d'origine urbaine et industrielle du bassin versant. En ce qui concerne les autres types de pollution (phosphore, matières organiques et toxiques), la ville d'Angoulême se distingue largement par l'importance de ses rejets.

La Charente constitue la source essentielle d'eau douce et de nutriments du bassin ostréicole de Marennes-Oléron durant l'été. Le maintien du potentiel biotique et de la qualité de l'eau du littoral, indispensable à la prospérité des activités aquacoles, est donc sous l'étroite dépendance du régime et de la qualité des eaux de la Charente.

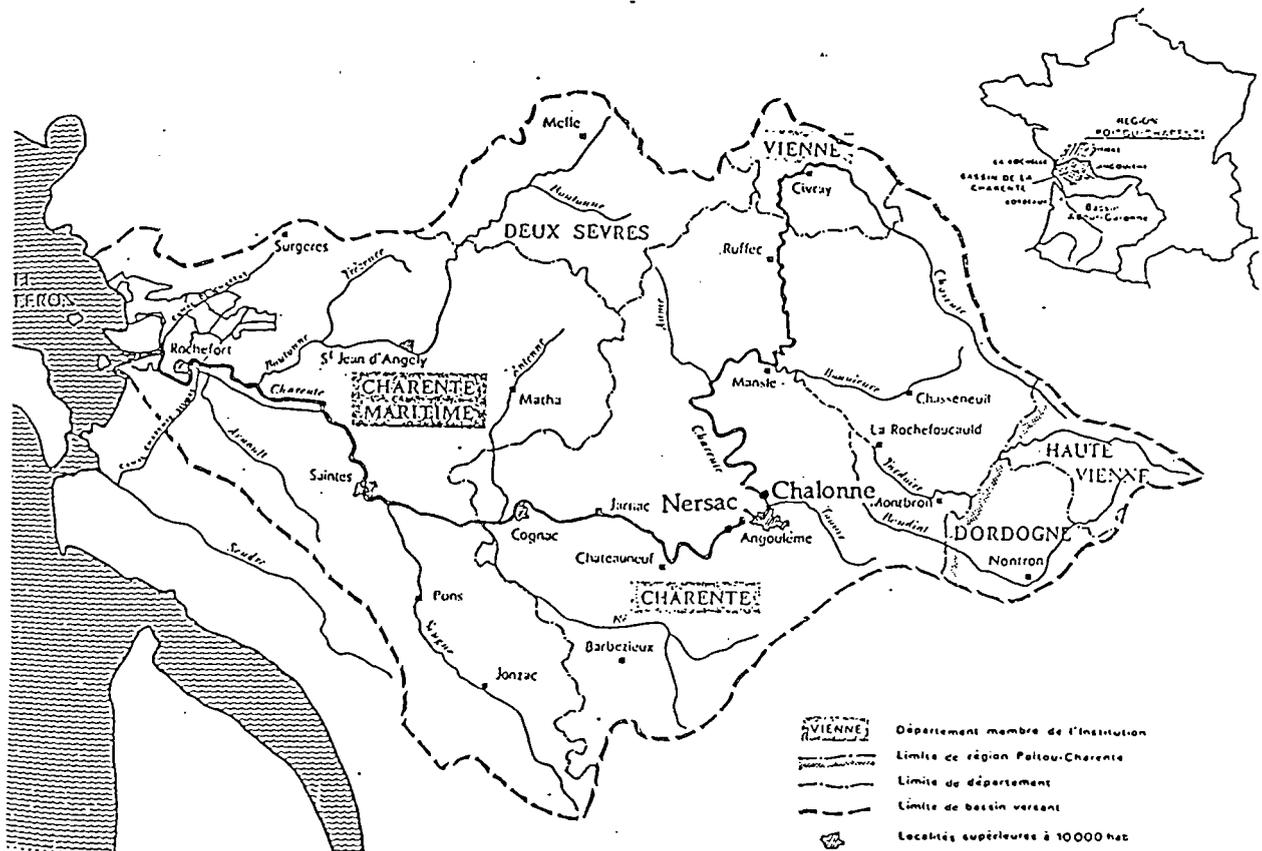


Figure 6 : Bassin de la Charente : situation géographique

III.2 STATIONS D'ETUDE

Les expériences destinées à étudier la colonisation périphytique sur substrats artificiels ont été conduites durant la période de juin 1994 à septembre 1994, sur les stations de Chalonne et Nersac (figure 7) respectivement situées à l'amont et à l'aval de rejets de la ville d'Angoulême.

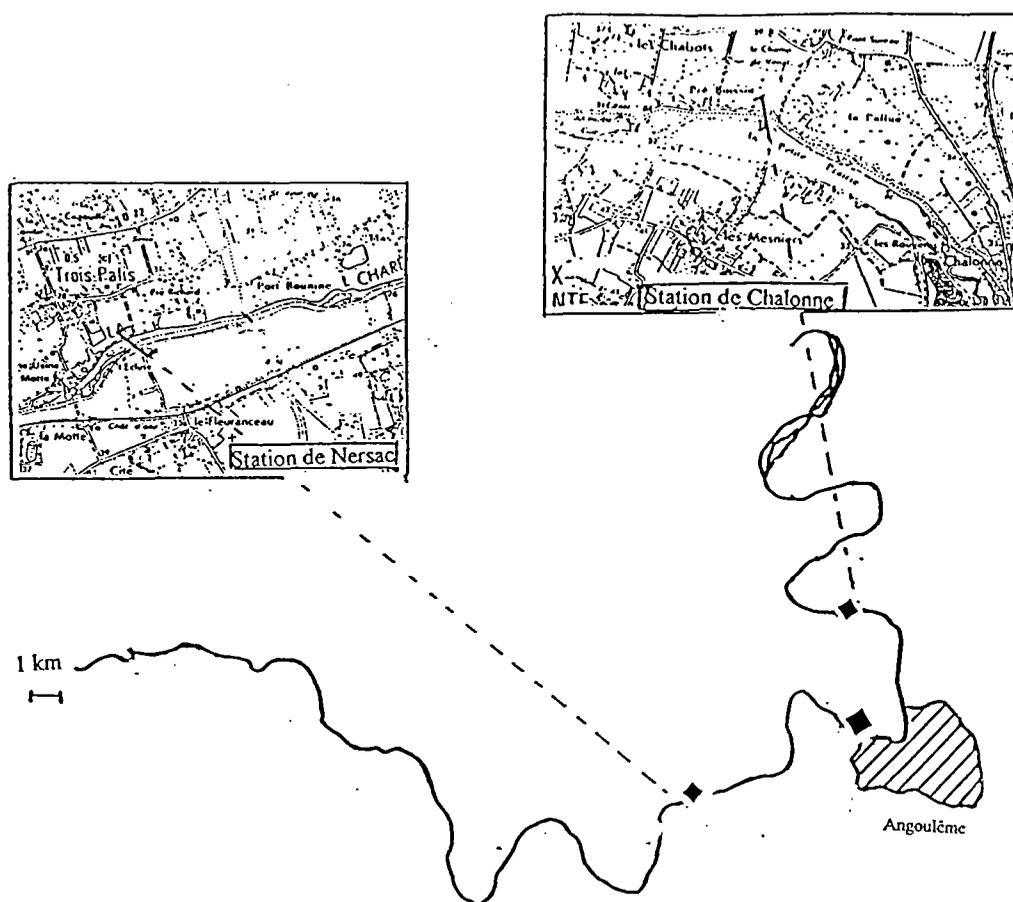


Figure 7 : Situation des stations d'étude.

Ces deux stations correspondent aussi à des études menées parallèlement sur les macrophytes et le périphyton bactérien.



Station de Chalonne

photos A. DUTARTRE



Station de Nersac

PLANCHE 1 : LES STATIONS D'ETUDE

III.3 MATERIEL ET METHODES

III.3.1 Pose , récolte et traitement mécanique des substrats

Le maintien des substrats dans une même position par rapport à la surface dans une rivière soumise à des fluctuations de niveau excluait l'utilisation de supports fixes qui peuvent s'assécher périodiquement. Les feuilles de polyéthylène ont donc été disposées sur plusieurs niveaux (sub-surface, 0,3m, 0,5m, 0,75m, 1m, 1,5m et 2m) le long d'une corde reliée à une gueuse et maintenue verticale à une bouée affleurante. La pose de deux substrats par station s'est avérée nécessaire en raison d'impondérables liés aux intempéries mais surtout à de fréquentes actions anthropiques (vol, dégradation, etc...).

Au bout de 15 jours (temps optimal de colonisation), les feuilles de polyéthylène colonisées sont récupérées et la récolte du périphyton se fait par brossage en milieu liquide (eau filtrée de la Charente). Le volume obtenu pour chacune des profondeurs est noté et divisé en différentes fractions afin de procéder aux dénombrements des algues, aux dosages chlorophylliens et aux mesures d'activité. Les principes employés pour les deux premières mesures sont explicités dans le chapitre 2.

III.3.2 Méthode de mesure de l'activité périphytique par le carbone 14

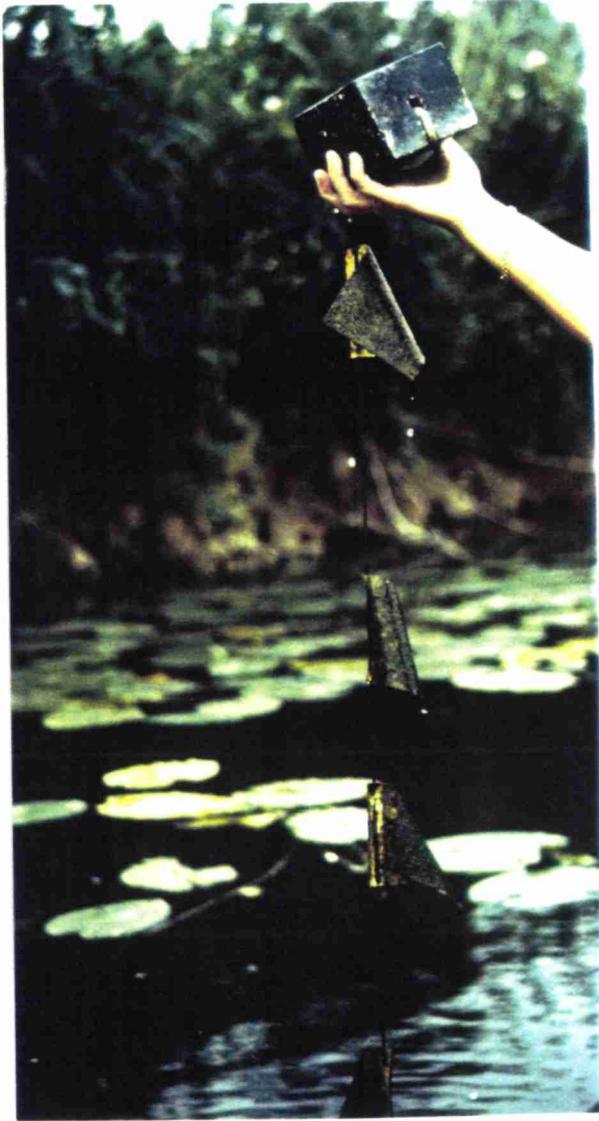
III.3.2.1 Conditions naturelles

Nous avons repris la méthode de Steemann-Nielsen (cf. chapitre I). Pour chacun des niveaux, 10 ml de périphyton correspondant sont incubés avec 0,4 ml de bicarbonate radioactif ($4\mu\text{Ci/ml}$) dans des flacons transparents et opaques replacés ensuite à leur profondeur d'origine. Après un temps d'incubation de deux heures, à cheval sur le midi solaire (période d'intensité lumineuse la plus intense), le contenu des flacons est vidé dans des pilluliers et formolé.

L'énergie lumineuse incidente est mesurée à l'aide d'un solarigraphe (Kipp and Zonen couplé à un intégrateur Cimel). Il convient également de réaliser des mesures de transparence de l'eau au disque de Secchi (disque blanc de 30cm de diamètre). D'après CAPBLANCO (1978), l'intensité des radiations à la profondeur de disparition du disque de Secchi est égale en moyenne à $16 \pm 1,2\%$ de l'intensité de surface. Ce rapport, très voisin de celui que donne la relation de JONES et WILLS (1956), permet d'estimer le coefficient d'extinction à partir des mesures de transparence.

III.3.4.2 Conditions artificielles

Pour cette expérimentation, nous avons reproduit les travaux de LEWIS *et al.* (cf. chapitre I). L'appareil utilisé (phytosynthétron) reproduit un éclairage artificiel grâce à des puits d'intensité lumineuse variable. L'énergie lumineuse est mesurée à l'aide d'un quantamètre (Li-Cor). Dans chaque puits, est placé un pillulier en verre contenant 2 ml de périphyton et 200 μl de

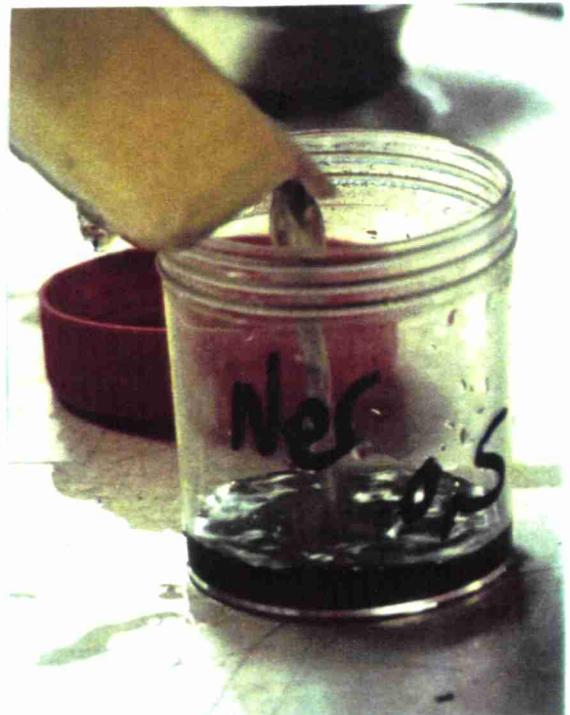


Feuilles de polyéthylène en place sur le dispositif flottant

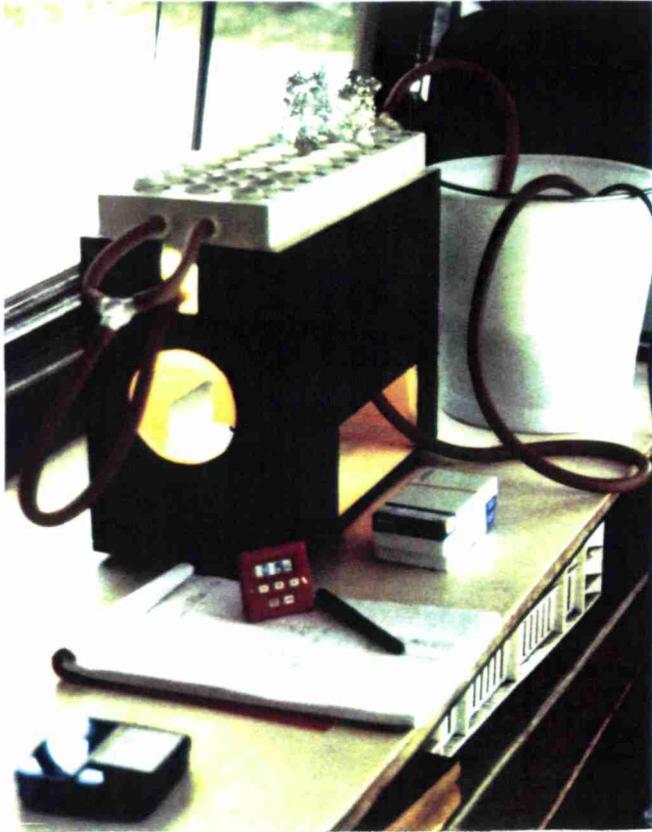


Feuille de polyéthylène colonisée

photos H. BEUFFE



Récupération du périphyton après brossage



Phytosynthétron



Préparation des flacons pour l'incubation au C14 radioactif

photos H. BEUFFE



Dispositif utilisé pour l'incubation au C14 radioactif

bicarbonate de sodium radioactif ; le volume restant est ajusté avec de l'eau filtrée de la Charente. Pendant l'incubation de 30 minutes environ, les pilluliers sont fréquemment agités dans le but d'éviter toute floculation qui pourrait, éventuellement, fausser nos résultats. A la fin du temps d'incubation, les échantillons sont fixés avec du formol afin d'arrêter toute activité photosynthétique.

NB : L'inoculum utilisé a été issu d'un échantillonnage moyen des algues recueillies sur les 4 premiers niveaux de colonisation.

III.3.4.3 Mesure de la radioactivité

Le contenu des flacons est filtré sur filtres millipore de 0,45 µm qui sont ensuite transférés dans des fioles contenant un liquide scintillant (filter count de chez Packard). La radioactivité des filtres est exprimée en nombre de désintégrations par minute à l'aide d'un scintillateur liquide au laboratoire de physiologie végétale de l'INRA de Villenave d'Ornon.

III.4 RESULTATS

Les résultats concernent cinq campagnes de terrain échelonnées entre juin et août 1994. Nous avons pu ainsi effectuer diverses comparaisons entre stations, en fonction de la saison, en fonction de la profondeur et donc de l'intensité lumineuse. L'ensemble des résultats bruts est présenté en annexes 1, 2 et 3.

II.4.1 Dénombrement et diversité spécifique

Le tableau 2 donne les valeurs moyennes et les maxima () du nombre de cellules algales par cm², par station et par campagne.

DATE	CHALONNE	NERSAC
6/6/94	3943 (17819 surface)	1946 (4413 à 0,5 m)
22/6/94	49245 (161950 à 0,5 m)	42579 (74250 à 0,75 m)
6/7/94	58166 (121700 surface)	124050 (340000 à 1,5 m)
19/7/94	187878 (401500 à 0,5m)	108581 (201600 à 0,3 m)
5/8/94	81501 (227800 surface)	211916 (377000 à 0,3 m)

Tableau 2 : Nombre moyen et maximal de cellules algales par cm² par station et par campagne.

Pour toutes les campagnes, nous pouvons observer une différence entre Chalonne et Nersac. Le nombre de cellules algales est plus élevé à Chalonne qu'à Nersac les 6 et 22 juin et le 19 juillet. En ce qui concerne l'évolution saisonnière, la station de Chalonne voit sa densité périphtyque augmenter de juin à la fin juillet pour décroître ensuite au début du mois d'août. A

Nersac, la population périphytique augmente de façon continue sauf pour la campagne du 19 juillet où une légère baisse est à noter.

La figure 8 illustrent l'évolution de la quantité périphytique en fonction de la profondeur.

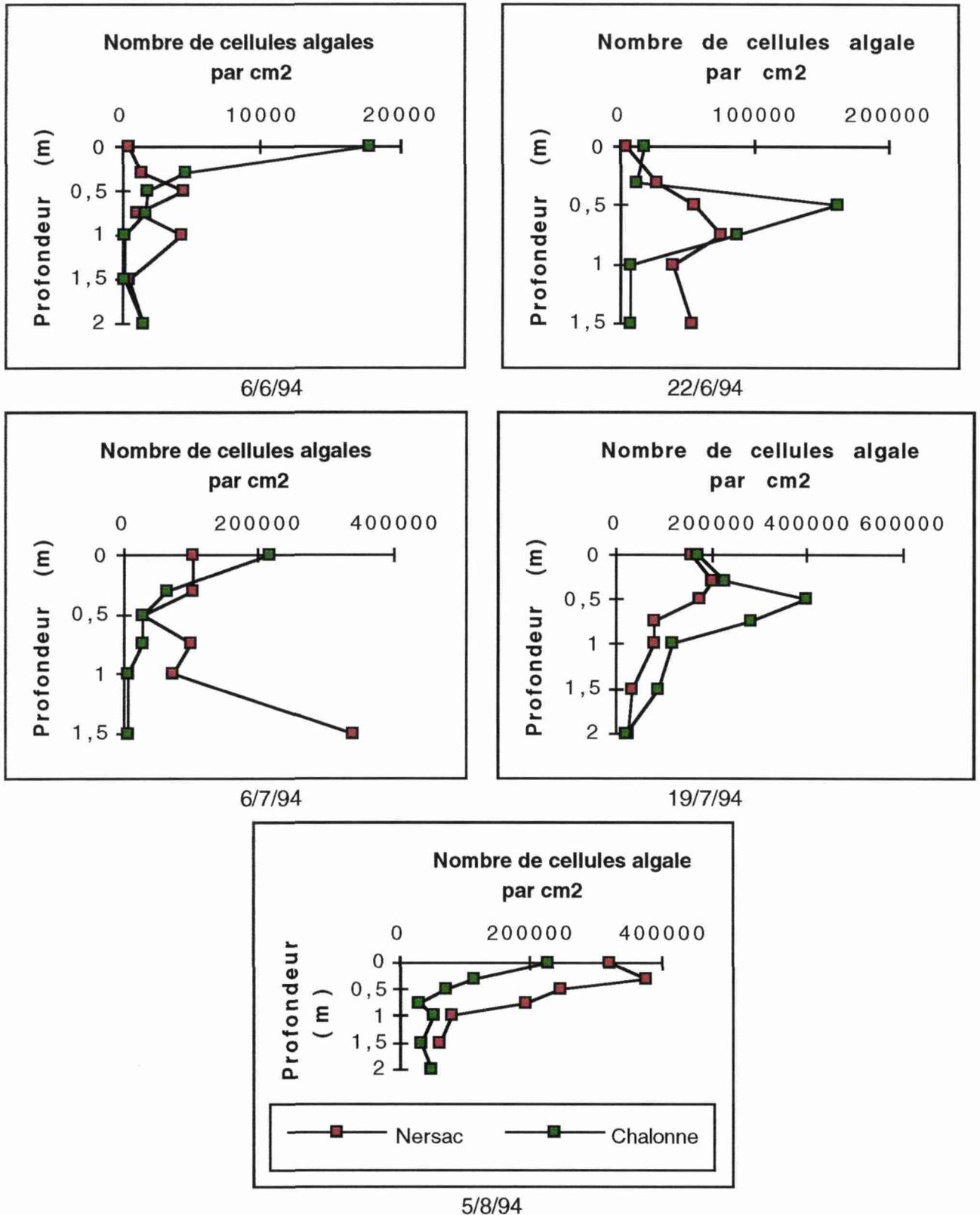
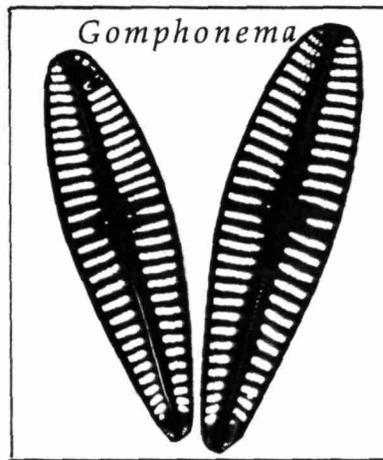
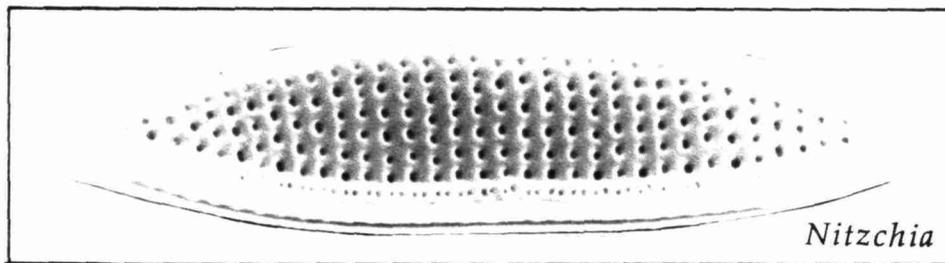
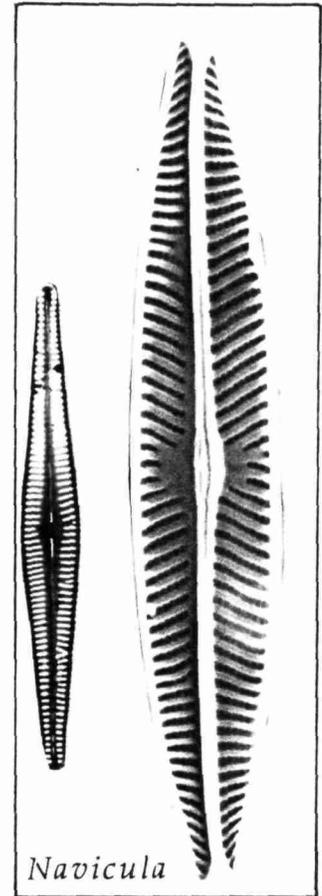
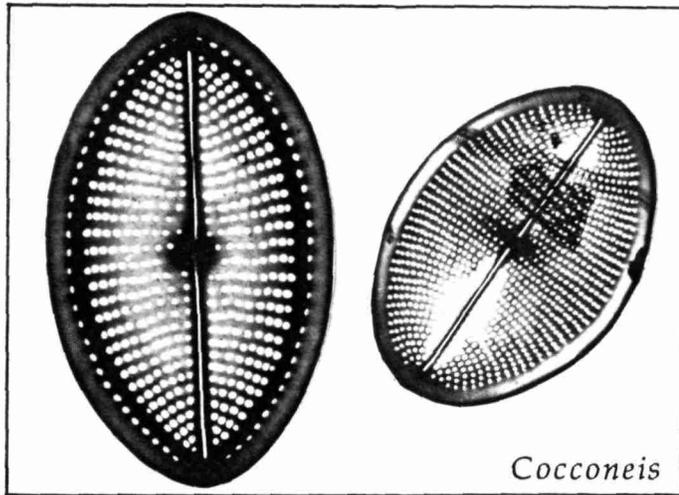


Figure 8 : Variations du nombre de cellules algales en fonction de la profondeur.



photos M. COSTE

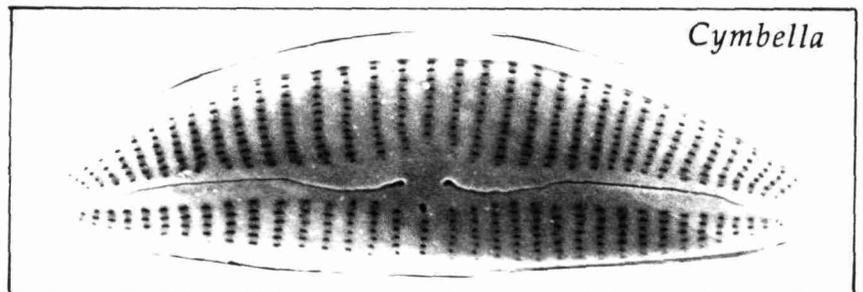


PLANCHE 3 : QUELQUES EXEMPLES DE GENRES DE DIATOMEES TROUVEES SUR LES SUBSTRATS

D'une manière générale, la densité périphytique décroît de la surface à 2 mètres. Il convient cependant de noter des différences au niveau de la position des maxima et minima en fonction des campagnes.

- Pour la première campagne et à Chalonne, la quantité de cellules algales est maximale en surface et baisse rapidement jusqu'à 0,5 mètre. A Nersac, le maximum se situe à 0,5 mètre ; le nombre de cellules est très faible en surface.

- Le 22 juin, les maxima se situent à 0,5 mètre à Chalonne et à 0,75 mètre à Nersac. Il convient de remarquer qu'à Nersac, le nombre de cellules augmente à nouveau à 1,5 mètre.

- Le 6 juillet, la quantité de cellules décroît progressivement de la surface à 1,5 mètre à Chalonne. Par contre, pour la station de Nersac, le minimum se situe à 0,5 mètre et le maximum à 1,5 mètre.

- Le 19 juillet, pour les deux stations, la quantité de cellules est sensiblement identique en surface et les maxima se situent à 0,5 mètre.

- Pour la dernière campagne, l'allure de la courbe correspondant à Chalonne est identique à celles des 6 juin et 6 juillet avec un maximum en surface. Le maximum de cellules se trouve à 0,5 mètre pour la station de Nersac.

Du point de vue diversité spécifique, le périphyton est essentiellement composé de Diatomées dont les principales espèces, rencontrées tout au long de notre étude et sur les deux stations, sont par ordre croissant d'abondance : *Cocconeis*, *Navicula*, *Gomphonema*, *Cymbella*, *Cyclotella*. Quelques algues vertes filamenteuses sont présentes mais en très faible quantité ; celles-ci sont plus abondantes à la fin de l'été.

Des études antérieures sur le périphyton développé sur substrats naturels (COSTE, 1988) donnent plus précisément la diversité spécifique trouvée sur la station de Nersac. Le genre *Navicula* est le plus représenté suivi de près par *Nitzschia* (voir annexe 1).

III.4.2 Estimation de la biomasse

Le tableau 3 donne les valeurs maximales de la teneur en chlorophylle a (mg/m^2) pour chaque campagne et chaque station. Le niveau correspondant au maximum est indiqué entre parenthèses.

DATE	CHALONNE	NERSAC
6/6/94	1 (surface)	2 (0,5 mètre)
22/6/94	24 (0,5 mètre)	34 (1,5 mètre)
6/7/94	35 (surface)	70 (surface)
19/7/94	49 (0,3 mètre)	45 (0,3 mètre)
5/8/94	43 (0,3 mètre)	75 (0,3 mètre)

Tableau3 : Maximum de teneur en chlorophylle a (mg/m^2) par station et par campagne.

Dans un premier temps, nous pouvons constater que Nersac présente une charge en chlorophylle a beaucoup plus élevée que Chalonne, traduction évidente de l'impact des rejets de la ville d'Angoulême. Ceci était déjà visible à l'oeil nu, lors de la récolte de nos substrats. La teneur en chlorophylle a augmente considérablement pendant la période estivale malgré une légère baisse le 5 août pour la station de Chalonne et le 19 juillet pour la station de Nersac. Cette forte croissance est à rapprocher de l'augmentation de la température de l'eau et de l'éclairement.

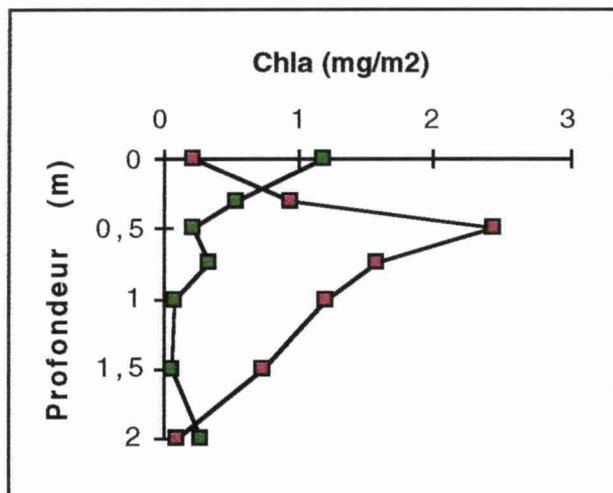
Les graphes de la figure 9 illustrent la teneur en chlorophylle a selon la profondeur.

L'analyse générale des résultats démontre :

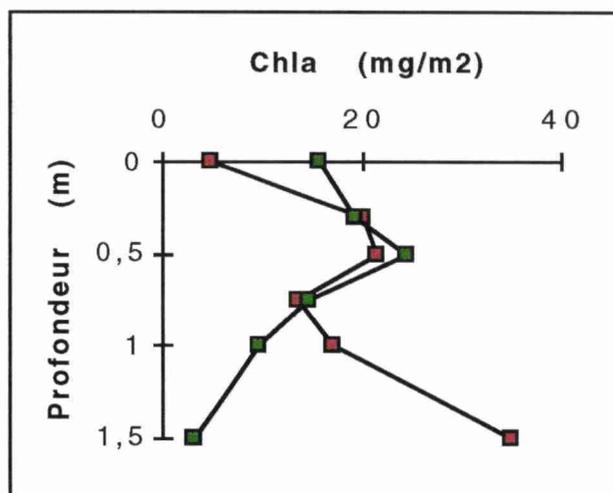
- l'inhibition de la photosynthèse en surface en raison d'un trop fort éclairement,
- l'optimum de production photosynthétique en moyenne à 0,5 mètre,
- l'insuffisance de l'intensité lumineuse au-delà de 1,5 mètre pour permettre la synthèse chlorophyllienne.

En outre, il est possible de confronter ces derniers résultats au nombre de cellules algales. Si nous prenons comme exemple la seconde campagne (22/6/94), alors que le nombre de cellules algales est plus élevé à Chalonne qu'à Nersac, la teneur en chlorophylle a est inférieure pour cette première station. De même, l'analyse des maxima en terme de dénombrement et de biomasse ne correspondent pas toujours aux mêmes niveaux (tableaux 2 et 3).

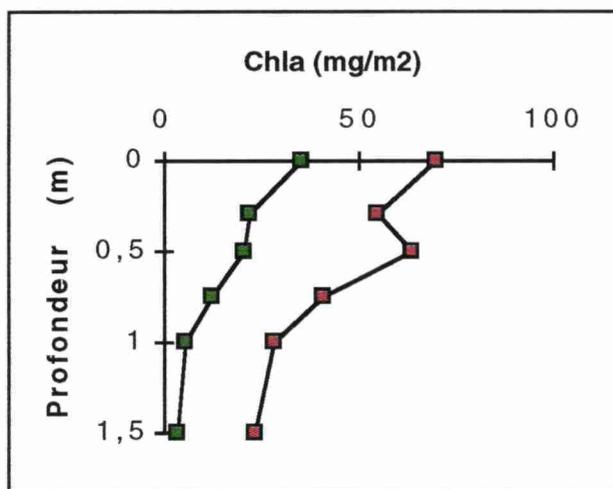
Une augmentation du nombre de cellules ne se traduit donc pas toujours par une augmentation correspondante des concentrations de chlorophylle. Cette évolution peut résulter d'une accumulation dans le bioderme de cellules mortes ou senescentes, d'une diminution de la quantité de chlorophylle par cellules ou d'une différence de taille cellulaire.



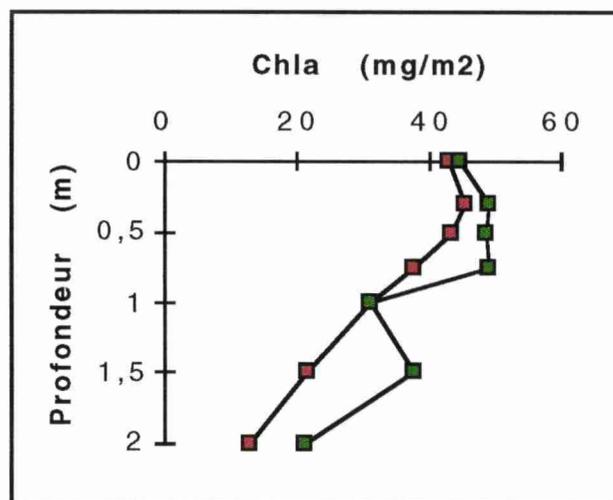
6/6/94



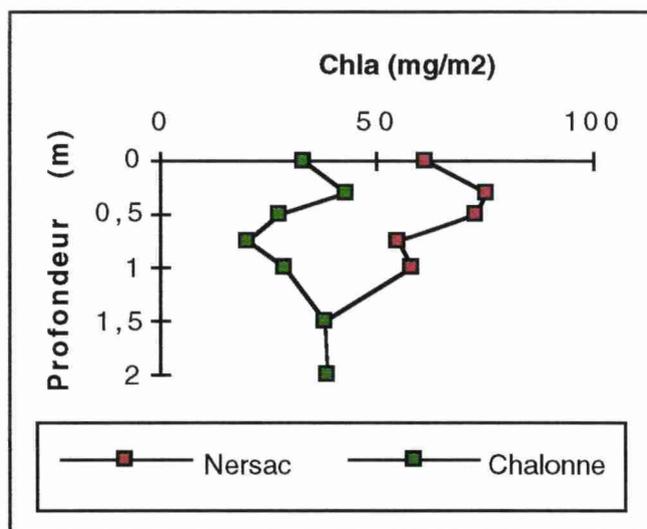
22/6/94



6/7/94



19/7/94



5/8/94

Figure 9 : Variations de la teneur en chlorophylle a en fonction de la profondeur.

Remarque :

Des mesures sur la teneur en chlorophylle a du phytoplancton, exprimée en mg/m³, ont été conduites parallèlement à notre étude sur le périphyton afin de pouvoir effectuer des comparaisons.

DATE	CHALONNE		NERSAC	
	périphyton	phytoplancton	périphyton	phytoplancton
22/6/94	24	1,6	34	9,39
6/7/94	35	3,24	70	6,48
19/7/94	49	8,15	45	10,19
5/8/94	43	5,71	75	6,47

Tableau4 : Teneurs en chlorophylle a du périphyton (mg/m²)et du phytoplancton (mg/m³), par station et par campagne.

Tout comme le périphyton, la teneur en chlorophylle a du phytoplancton est plus forte à Nersac qu'à Chalonne. Elle augmente progressivement jusqu'à la fin du mois de juillet pour atteindre un maximum, puis décroît au début du mois d'août. Il convient de noter que la charge en chlorophylle a est plus élevée sur le périphyton que sur le phytoplancton. Ceci peut s'expliquer par le fait que les algues périphytiques, piégées par les filaments bactériens développés antérieurement sur le même substrat, s'accumulent et représentent donc une quantité plus importante de chlorophylle. Les algues phytoplanctoniques sont, quant à elles, plus éparées dans la masse d'eau.

III.4.1 Estimation de la production primaire

III.4.1.1 Analyses des données brutes

La mesure de la radioactivité en nombre de désintégrations par minute est transformée en valeur de production primaire exprimée en mgC/mgChla/h à l'aide de la relation suivante :

$$P = (C \times (J-N)) / (S \times Ca \times H)$$

où C est la quantité de carbone présente dans l'eau en mg / l estimée à partir de l'alcalinité ; (J-N) est la différence d'activité entre les flacons transparents et les flacons opaques ; S est la radioactivité de la source (6885900 désintégrations par minute pour 1 ml de carbone 14); Ca est la teneur en chlorophylle a active par substrat; H est le temps d'incubation en heures.

Cette relation est modifiée pour le calcul de la production en mg de carbone assimilé par surface (m²) et par temps en remplaçant Ca par la surface du substrat.

III.4.1.2 Calcul de l'intensité lumineuse

En ce qui concerne le phytosynthétron, les intensités lumineuses mesurées en millivolts à l'aide d'un quantamètre sont converties en $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ en multipliant par un facteur de 286.

Pour la mesure de l'intensité lumineuse in situ, le solarigraphe mesure les longueurs d'onde de 200 à 2200 nm. Quand on sait que les radiations utilisables par les plantes représentent 45% de la totalité et que 10% sont perdus par réflexion à la surface, on conçoit que les données de l'appareil doivent être corrigées d'autant. La conversion $\text{J}/\text{cm}^2/\text{s} - \mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ est obtenue grâce à la relation suivante :

$$I_0 = I_s \times 12,4 \times 0,405$$

où I_0 est exprimée en $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ et I_s en $\text{J}/\text{cm}^2/\text{s}$.

Le calcul de l'énergie lumineuse à un niveau donné est obtenu grâce à la formule suivante :

$$I_z = e \ln I_0 - kz$$

où k , coefficient d'extinction, est égal à $(\ln 100 - \ln 15) / (\text{profondeur du secchi en m})$. En effet, on considère qu'au niveau de la profondeur de disparition du disque de secchi, 15% de lumière sont encore disponibles pour la photosynthèse.

III.4.1.3 Résultats de la production en fonction de la surface

Nous avons dans un premier temps traité les résultats de la production exprimée en mg Cassimilé/m²/h. Le tableau 5 représente les valeurs maximales de la production, pour chaque campagne et pour chaque station, obtenues avec le phytosynthétron et in situ. Les niveaux correspondants aux maxima obtenus in situ sont indiqués entre parenthèses.

NB : Les différences d'intensité lumineuse ne sont pas prises en compte. Ce tableau permet de donner uniquement une idée sur les ordres de grandeur de la production.

	6/6/94		22/6/94		6/7/94		19/7/94		5/8/94	
	Chalonne	Nersac	Chalonne	Nersac	Chalonne	Nersac	Chalonne	Nersac	Chalonne	Nersac
phyto	9	14	251	181	130	241	290	403	270	231
in situ	0,36(s)	2(1,5)	74(0,5)	40(0,3)	44(s)	55(0,3)	103(0,75)	69(0,5)	62(1)	130(s)

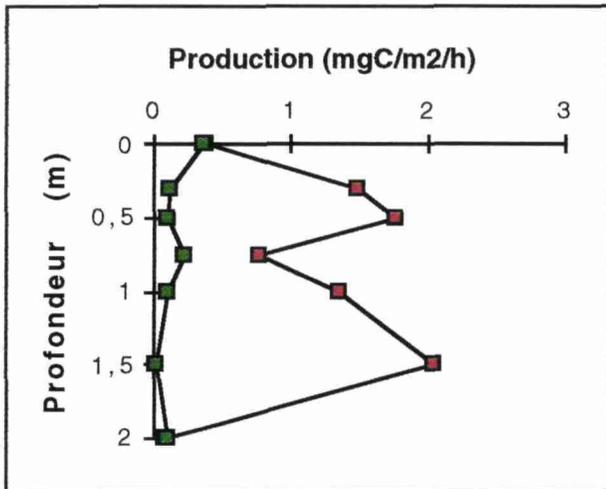
Tableau5 : Valeurs maximales de la production primaire ($\text{mgC}/\text{m}^2/\text{h}$) In situ et avec le phytosynthétron, par station et par campagne.

Les valeurs obtenues in situ sont nettement inférieures à celles obtenues avec le phytosynthétron. Il existe des variations importantes entre les deux stations. En ce qui concerne les valeurs données par le phytosynthétron, pour les 6 juin, 6 juillet, 19 juillet et 5 août, la production est plus faible à Chalonne qu'à Nersac alors que pour le 22 juin, elle est plus élevée. Les valeurs in situ donnent pour les campagnes des 22 juin et 19 juillet une production plus élevée à Chalonne. Les maxima de production sont très variables en fonction de la profondeur. A Nersac, le maximum se situe à 1,5 mètre le 6 juin et à 1 mètre le 5 août. Il est difficile de donner une explication à ces résultats.

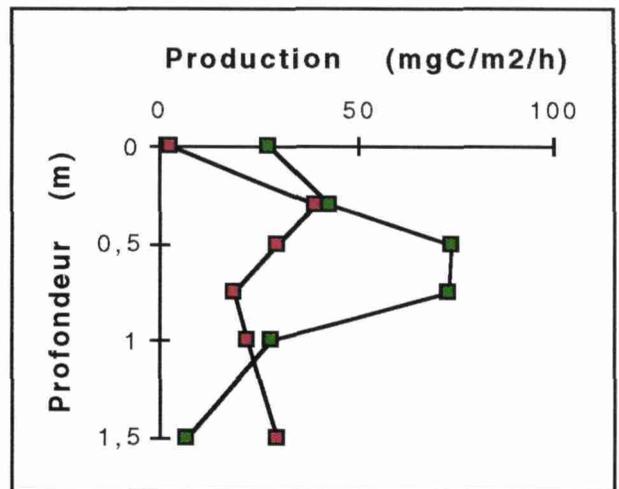
Il est possible de distinguer une évolution temporelle de la production avec un minimum début juin et un maximum fin juillet ; les valeurs du mois d'août restent encore élevées. Cette évolution suit celles du dénombrement et de la biomasse algale.

Les graphes de la figure 10 illustrent l'évolution de la production en fonction de la profondeur, in situ.

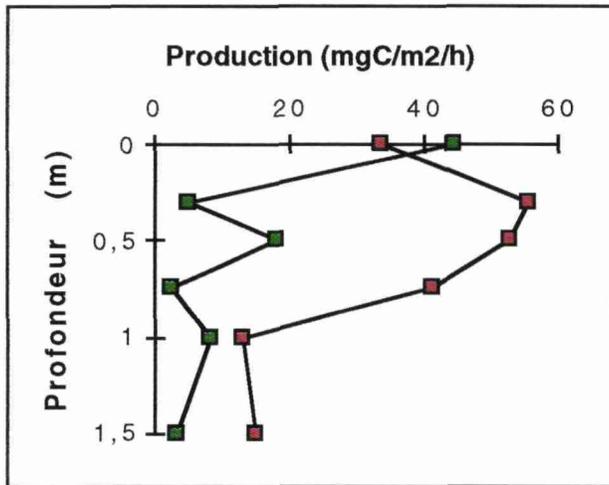
Si nous comparons ces graphes avec ceux représentés sur les figures 8 et 9, nous constatons que l'allure des courbes est sensiblement identique entre les trois paramètres mesurés et qu'il existe donc une relation quantité, biomasse et production. Devant ces observations, il nous est apparu intéressant d'étudier la production ramenée à la quantité de chlorophylle a .



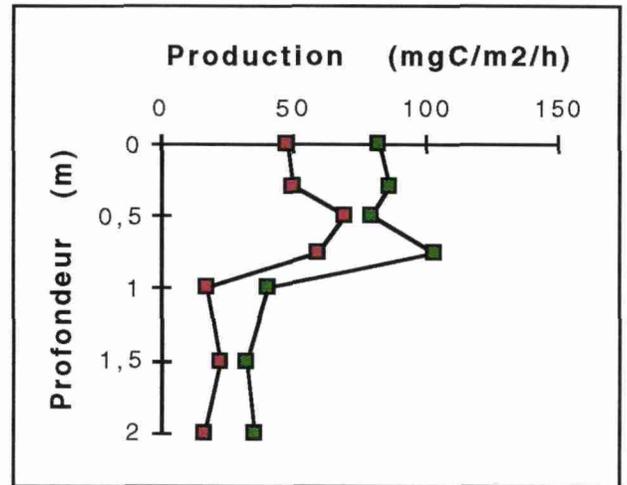
6/6/94



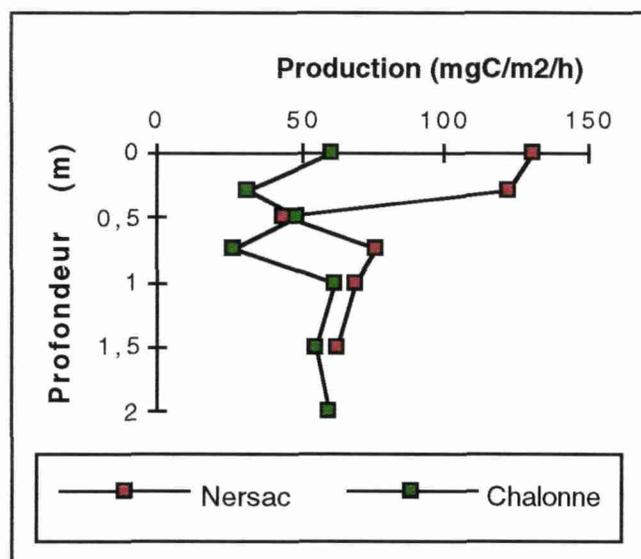
22/6/94



6/7/94



19/7/94



5/8/94

Figure 10 : Variations de la production (mg C/m²/h) en fonction de la profondeur.

III.4.1.4 Résultats de la production en fonction de la biomasse chlorophyllienne

L'intérêt de l'analyse des résultats de la production exprimée en mg C/mg Chla/h est d'établir la courbe de saturation qui décrit la variation du taux d'activité photosynthétique par unité de biomasse en fonction de l'intensité lumineuse (TALLING, 1957).

Le tableau 6 représente les valeurs de la production maximale en mg Cass/mg Chla/h obtenues par campagne, par station et pour les manipulations effectuées in situ et avec le phytosynthétron :

	6/6/94		22/6/94		6/7/94		19/7/94		5/8/94	
	Chalonne	Nersac	Chalonne	Nersac	Chalonne	Nersac	Chalonne	Nersac	Chalonne	Nersac
phyto	10	22	14	13	6	4	6,5	9,5	9	3,5
in situ	0,95(1)	2,3(1,5)	5(0,75)	2(0,3)	1,3(1)	1(0,3)	2(0,75)	1,6(0,5)	2(1)	2(s)

Tableau6 : Production maximale (mgC/mgChla/h) In situ et avec le phytosynthétron, par station et par campagne.

La production est beaucoup plus élevée avec le phytosynthétron que lors des expériences in situ. Il existe des différences de production entre Chalonne et Nersac ; la production mesurée in situ est plus élevée à Chalonne qu'à Nersac pour les campagnes de terrain des 22 juin, 6 juillet et 19 juillet. Cette supériorité n'est pas retrouvée avec les mesures effectuées à l'aide du phytosynthétron pour la campagne du 19 juillet. De plus, les maxima de production sont très variables en fonction de la profondeur. Si nous considérons la production du 6 juin, elle est maximale pour des profondeurs importantes (1 mètre à Chalonne et 1,5 mètre à Nersac).

Si, à présent, nous étudions les variations de la production en fonction de l'intensité lumineuse, il est possible de déterminer le taux de photosynthèse optimal à saturation par la lumière (P_{opt}) et l'intensité seuil de saturation (I_k). Connaissant ces deux valeurs, nous pouvons calculer la pente de la courbe en éclaircissement limitant (a) grâce à la relation suivante :

$$a = P_{opt} / I_k$$

Les graphes de la figure 11 illustrent, à titre d'exemple, les résultats obtenus lors de la campagne de terrain du 22 juin 1994. La détermination de P_{opt} et de I_k est réalisée graphiquement : la première partie de la courbe est constituée de la droite d'origine zéro passant par les points représentant les faibles productions puis la seconde partie est construite parallèlement à l'axe des abscisses, englobant les maxima de production. L'intersection entre ces deux droites permet de déterminer P_{opt} et I_k .

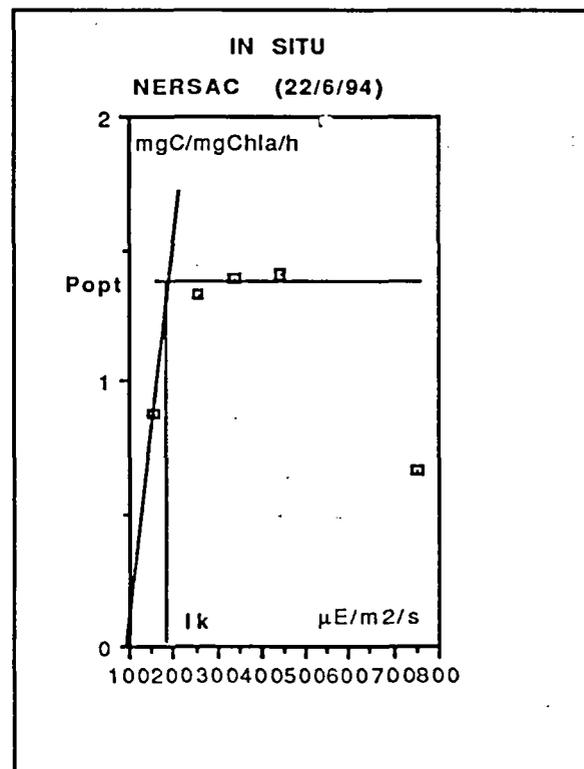
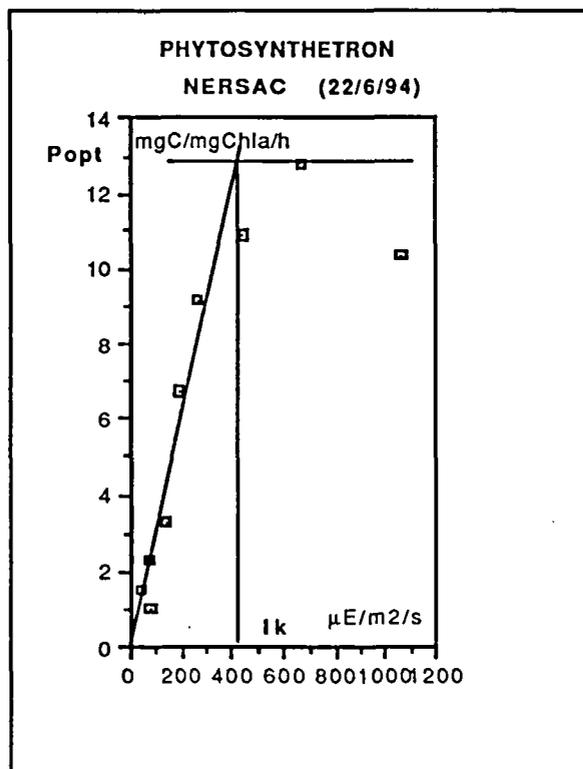
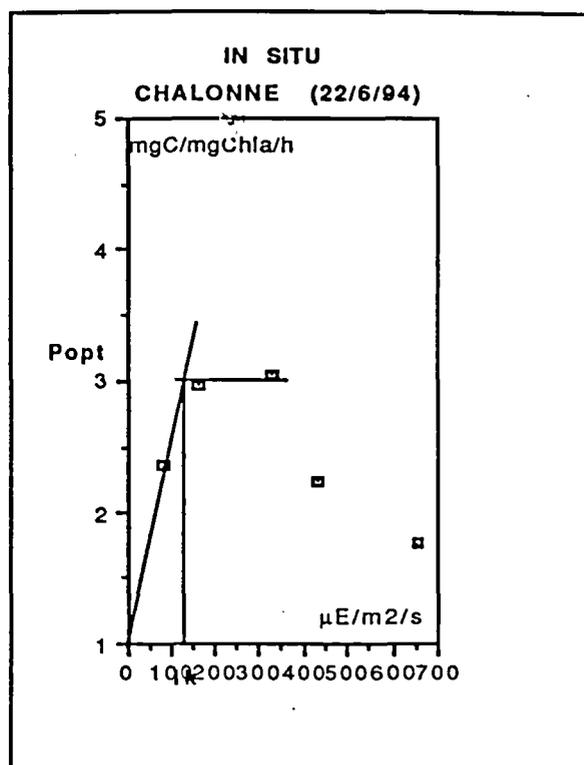
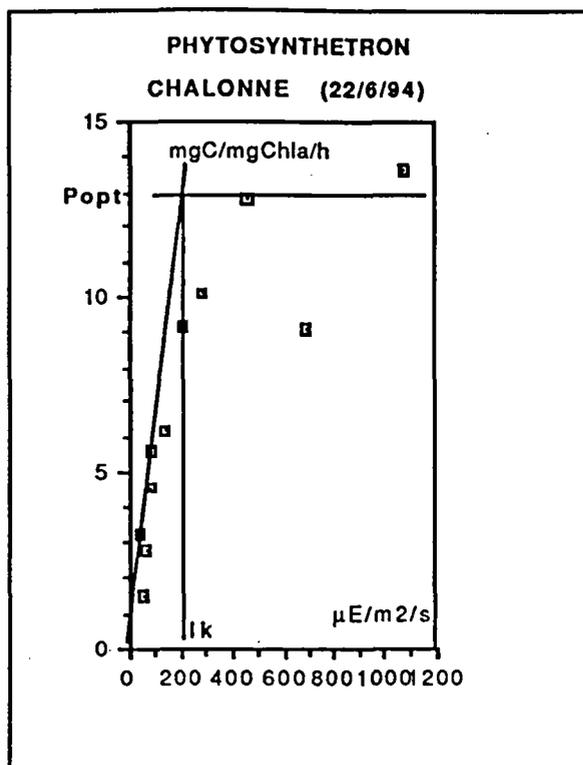


Figure 11 : Production photosynthétique en fonction de l'intensité lumineuse.

Dans tous les cas, pour une intensité lumineuse inférieure à I_k , la production varie proportionnellement à I_2 ; puis, en lumière saturante, la production atteint un maximum et reste constante avant de chuter pour des valeurs trop élevées.

Ces graphes permettent de donner les résultats suivants pour la campagne de terrain du 22 juin 1994 :

1) Les valeurs de la production sont plus élevées avec l'éclairage artificiel qu'avec l'éclairage naturel, à intensité lumineuse égale.

2) Les résultats du phytosynthétron permettent de dire que la production est sensiblement identique pour les deux stations alors que les résultats in situ diffèrent pour les deux stations : le taux de photosynthèse optimum est de 3 mgC/mgChla/h à Chalonne tandis qu'à Nersac, il n'est que de 1,3 mgC/mgChla/h.

3) L'intensité seuil de saturation varie entre 130 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ à Chalonne et 200 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ à Nersac, pour les expériences in situ. Par contre, pour les valeurs données par le phytosynthétron, I_k passe de 200 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ à Chalonne à 420 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ à Nersac.

Le tableau 7 donne les valeurs de P_{opt} (mgC/mgChla/h), de I_k ($\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$) et de a ($\text{mgC} \times (\text{mgChl} \times \text{E})^{-1} \times \text{m}^2$) obtenues à partir du phytosynthétron, pour les différentes campagnes de terrain.

CHALONNE						NERSAC				
Date	6/6/94	22/6/94	6/7/94	19/7/94	5/8/94	6/6/94	22/6/94	6/7/94	19/7/94	5/8/94
P_{opt}	/	13	5,7	6,2	6,9	/	12,8	4,75	5	1,9
I_k	/	200	200	195	300	/	420	400	220	220
a	/	18,05	7,91	8,83	5,74	/	8,46	3,29	6,31	2,39

Tableau 7 : Production optimale (mgC/mgChla/h) et Intensité lumineuse ($\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$) calculées en conditions d'éclairage artificiel, par station et par campagne.

Les résultats du 6 juin 1994 ne permettent pas de définir une courbe de saturation. Pour les autres campagnes, nous pouvons noter un taux de production photosynthétique optimal variable selon les campagnes et les stations, exception faite du 22 juin, où P_{opt} est le même pour Chalonne et Nersac. L'intensité seuil saturante est légèrement plus élevée à Nersac qu'à Chalonne ; elle est comprise entre 195 et 300 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ à Chalonne et entre 220 et 420 $\mu\text{E}/\text{m}^2/\text{s}$ à Nersac.

A titre comparatif, nous pouvons mentionner les résultats obtenus par CAPBLANCQ et al. concernant l'étude effectuée sur le phytoplancton du réservoir de Pareloup (1988) ; les résultats sont répertoriés dans le tableau 8.

	Amplitude	Moyenne
$P_{opt} \text{ (mgCx(mgChla)}^{-1}\text{xh}^{-1})$	0,234 - 6,56	1,61
$I_k \text{ (}\mu\text{E/m}^2\text{/s)}$	90 - 280	156
$a \text{ (mgCx(mgChlaxE)}^{-1}\text{xm}^2)$	0,73 - 10,26	2,85

Tableau8 : Amplitude et moyenne de la production (mgC/mgChla/h), de l'intensité lumineuse ($\mu\text{E/m}^2\text{/s}$) et de la pente ($\text{mgCx(mgChlaxE)}^{-1}\text{xm}^2$) du phytoplancton de Pareloup (CAPBLANCO et al., 1988)

Ces résultats indiquent que I_k est le paramètre le plus stable (le coefficient de variation est égal à 30%) ; sa valeur moyenne se rapproche des valeurs relevées dans la littérature (HARRIS, 1978 par exemple). La plupart des travaux (PLATT et JASSBY, 1976 ; HARRIS, 1978 ; CAPBLANCO, 1982) donnent au contraire des valeurs de P_{opt} et de la pente plus élevées que celles obtenues par CAPBLANCO (1988).

Nos résultats, avec des P_{opt} et des I_k plus élevées que ceux de CAPBLANCO, se situent donc dans la gamme des valeurs trouvées dans la littérature.

III.4.1.5 Variantes expérimentales

Les expériences réalisées in situ ne donnent pas de bonnes relations entre production photosynthétique et intensité lumineuse. La production photosynthétique mesurée in situ est très faible par rapport à celle obtenue avec le phytosynthétron. Ce résultat nous a conduit à mettre en place un protocole expérimental pour essayer de mieux comprendre les causes de cette différence.

Lors de l'incubation in situ, le périphyton isolé de son substrat a tendance à flocculer et ne se répartit pas de façon homogène dans les flacons. Nous avons donc émis l'hypothèse suivante : la flocculation entraînerait une diminution de la production photosynthétique par baisse d'assimilation chlorophyllienne due à une exposition à la lumière plus faible. Par contre, ceci ne se produit pas pendant les manipulations avec le phytosynthétron car les pilluliers sont fréquemment agités pour éviter l'agglomération des cellules entre elles. Pour vérifier notre hypothèse, nous avons donc réalisé des incubations in situ et à l'aide du phytosynthétron, avec du périphyton en place sur les feuilles de polyéthylène. Cette expérimentation a eu lieu à Nersac, le 24 août. Le tableau 9 donne les valeurs de la production exprimée en $\text{mgC/m}^2\text{/h}$.

Niveaux (m)	in situ séparation	in situ pas de séparation
0	11	77,4
0,3	10,6	66,1
0,5	18,9	56,7
0,75	12,5	57,9
1	10,2	42,3
1,5	9,9	37,4
2	6,3	/

Tableau 9 : Production (mgC/m²/h) de périphyton isolé et de périphyton en place sur son substrat.

Ce résultat confirme notre hypothèse : la production est nettement plus élevée sur le périphyton en place que sur le périphyton isolé. Les graphes ci-après (figure 12) illustrent les résultats obtenus avec le phytosynthétron et in situ avec des substrats grattés et non grattés. Dans le cas du phytosynthétron, les résultats sont sensiblement identiques alors que pour les valeurs in situ, il existe une différence importante de production. La floculation provoque donc une baisse dans les résultats de la production mesurée in situ. Cette observation remet donc en cause les résultats obtenus par différents auteurs qui travaillent sur le périphyton isolé des macrophytes. Ainsi, le phytosynthétron, reflétant mieux la réalité, semble le moyen le plus sûr d'étudier la production périphytique.

Compte tenu de ces résultats, il conviendra d'affecter les valeurs de production primaire in situ d'un facteur environ égal à 5 pour obtenir la production réelle.

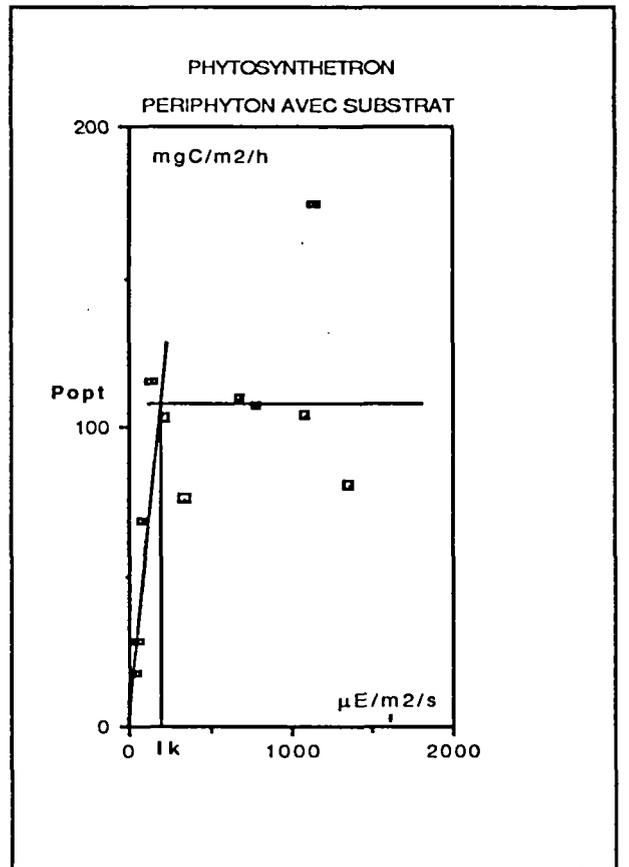
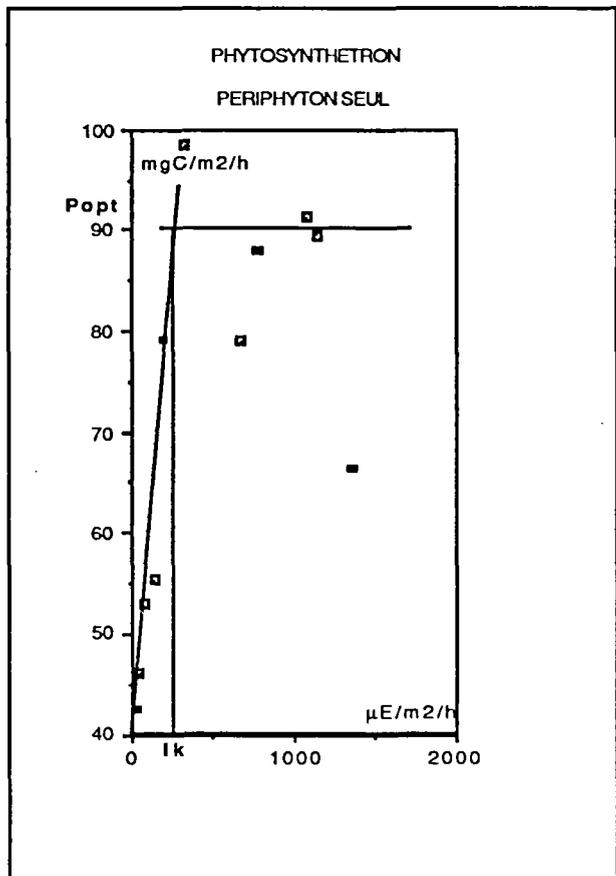
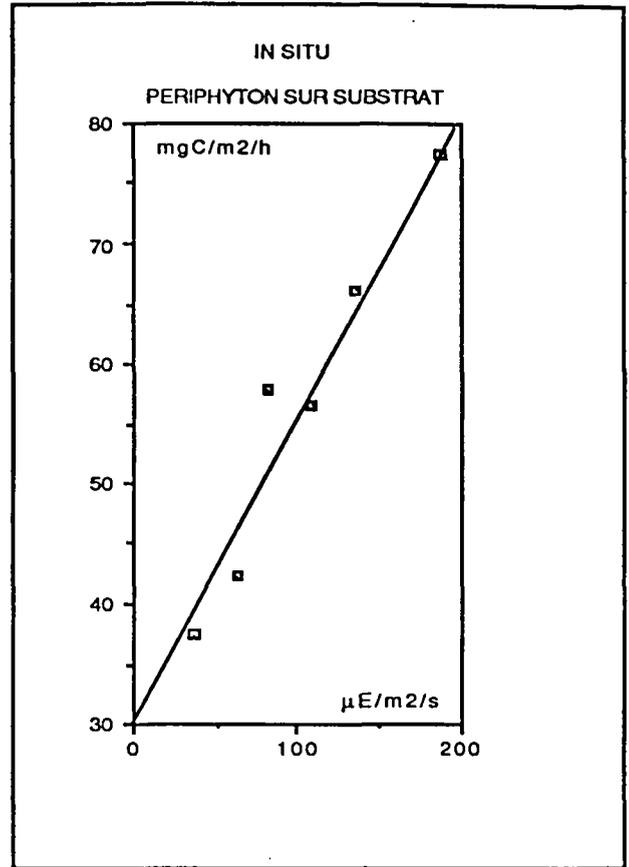
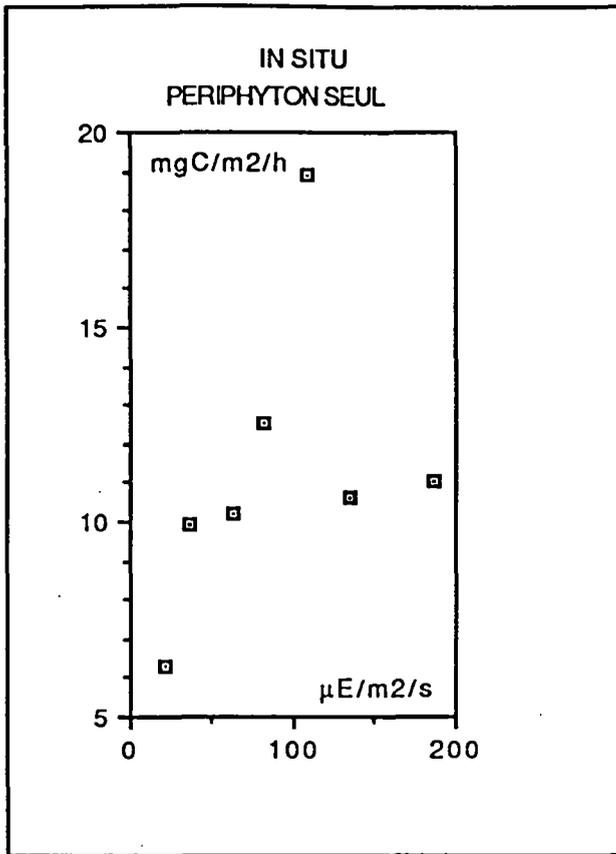


Figure 12 : Comparaison de la production entre substrats grattés et substrats non grattés avec le phytosynthétron et In situ

SYNTHESE ET CONCLUSION

Le périphyton algal joue un rôle important dans la consommation et le transfert de la matière organique et des nutriments. La capacité d'autoépuration que possède ce biofilm développé sur les macrophytes a une incidence déterminante sur la qualité des eaux des milieux aquatiques.

Le présent travail a consisté en une étude préliminaire sur les méthodes de mesure du périphyton algal (mesures de biomasse, de production photosynthétique). Nos travaux se sont orientés sur l'étude du périphyton développé sur substrats artificiels en raison de la connaissance insuffisante des moyens de séparation du périphyton des macrophytes naturels. L'utilisation de techniques mécaniques et/ou chimiques ne permettent pas une séparation totale, exception faite de l'enzyme existante dans l'extrait de kiwi (l'actinidine).

Si de nombreux auteurs utilisent des substrats artificiels du fait de leur bonne représentativité de la colonisation naturelle, d'autres affirment que les macrophytes interviennent activement dans ce processus (BROWN, 1976 ; MORIN, 1986 ; CATTANEO et KALFF, 1977). Dans le cas de notre étude, l'utilisation de substrats artificiels a permis d'établir la comparaison entre deux stations du fleuve Charente, Chalonne et Nersac. Il convient de rappeler que les résultats obtenus à l'aide des substrats artificiels ne constituent qu'un indice de production pendant la période d'immersion.

Les principales méthodes d'étude quantitatives et qualitatives rencontrées dans la littérature nous ont permis de mettre en place un protocole expérimental adapté :

- observation au microscope pour les dénombrements cellulaires,
- dosage de la chlorophylle a pour l'estimation de la biomasse algale,
- incorporation du C14 pour la mesure de production primaire.

Le nombre encore insuffisant de données ne nous a pas permis de faire une analyse statistique. Aussi, avons-nous principalement utilisé les maxima obtenus pour chaque campagne afin de comparer nos résultats entre les deux stations et tenter de déterminer les relations existantes entre les différents paramètres mesurés.

De nos résultats, il ressort que :

- Les Diatomées sont le principal groupe d'algues rencontré sur les deux stations avec comme genres majoritaires *Navicula* et *Cocconeis*.
- Les dénombrements cellulaires sont plus importants à Chalonne qu'à Nersac pour les campagnes du mois de juin et du 19 juillet.
- La biomasse exprimée par le biais de la chlorophylle a est en général plus élevée à Nersac, sauf pour la campagne du 19 juillet. Cette observation traduit donc, outre la réponse du

périphyton à une charge en nutriments plus intense à Nersac qu'à Chalonne, la variabilité du rapport taille des cellules - poids de la chlorophylle cellulaire.

- La production spécifique (mgC/mgChla/h), qui varie de façon inverse par rapport à la biomasse, est plus forte à Chalonne qu'à Nersac, ce qui confirme notre résultat précédent.

A titre de comparaison, les résultats obtenus par REBILLARD (1991, à paraître) sur les mêmes stations montrent que la production primaire est moins importante que celle du périphyton (facteur 15 pour Chalonne et 4 pour Nersac). WETZEL (1964) constate les mêmes différences en systèmes lacustres (249,3 mgC/m²/jour pour le phytoplancton et 731,5 mgC/m²/jour pour le périphyton).

- D'une manière générale, les valeurs en terme de quantité, de biomasse et de production par unité de surface augmentent progressivement du mois de juin au mois d'août. Cette évolution saisonnière correspond aux faibles débits d'étiage et à l'augmentation des températures.

- L'analyse des profils des différents paramètres en fonction de la profondeur et donc de l'intensité lumineuse traduit une inhibition de la photosynthèse en surface, un maximum de synthèse chlorophyllienne à 0,5 mètre et généralement un minimum à 2 mètres par insuffisance de l'énergie lumineuse. Cependant, ce résultat n'est pas applicable à toutes nos campagnes puisque nous obtenons parfois des maxima, difficilement explicables, de biomasse et de production primaire à des profondeurs de 1,5 mètre.

Une étude parallèle sur le périphyton bactérien (SOLLIER, J., à paraître) montre que ces valeurs élevées correspondent à des maxima de colonisation bactérienne. En effet, le périphyton est un microcosme dont le fonctionnement résulte de l'interaction entre des processus autotrophes et hétérotrophes qui se déroulent dans la couche limite entre le substrat solide et l'eau libre. Les bactéries bénéficient des composés organiques libérés par les algues (production extracellulaire et lyse des cellules mortes) qui utilisent à leur tour les composés minéraux issus de la dégradation bactérienne.

- Les valeurs de la production primaire obtenues avec du périphyton détaché de son substrat sont nettement plus élevées en phytosynthétron qu'en conditions naturelles. Les expérimentations in situ d'algues encore en place sur leur substrat montrent une production supérieure à celle d'algues isolées. La floculation observée dans les flacons lors des incubations in situ en est la cause. Ce phénomène est limité lors de l'utilisation du phytosynthétron par la fréquente agitation des échantillons mis à incuber. MANN et *al.* (1972) notent que, sur la Tamise, l'agitation in situ des flacons pendant l'exposition augmente le taux de photosynthèse de près de 40% par rapport à des expériences réalisées sur des flacons non agités.

En ce qui concerne les expérimentations futures, nous considérerons que malgré son caractère réductionniste, l'utilisation d'un gradient artificiel d'éclairement (phytosynthétron) peut suffire à définir les paramètres nécessaires à l'estimation de la production primaire via les modèles existants. Pour cela, et dans le cas des substrats artificiels, il conviendra de travailler avec le

biofilm en place, c'est-à-dire sur son support, afin d'éliminer la sous-estimation due à la floculation des algues après isolement.

La question reste entière pour l'étude du périphyton développé sur des feuilles de macrophytes : comment faire la part de l'assimilation du biofilm de celle du support vivant sans en effectuer la séparation? La poursuite d'expérimentations en mésocosme devrait nous apporter des éléments supplémentaires pour la définition de protocoles expérimentaux adaptés.

BIBLIOGRAPHIE

- ALLEN,H.L. (1971)** - Primary productivity, chemo-organotrophy, and nutritional interactions of epiphytic algae and bacteria on macrophytes in the littoral of a lake. *Ecological Monographs*, 41(2): 97-127
- BILLEN,G. (1976)** - Evaluation of nitrifying activity in sediments by dark ¹⁴C-bicarbonate incorporation. *Water research*, 10: 51-57
- BIRNBAUM,E.L. (1978)** - Estimating in situ algal production rates with the help of light measurements and experimentally measured production rates. *Hydrobiol. bull.*, 12: 127-133
- BJORK,M. & HAGLUND,K. & RAMAZANOV,Z. & PEDERSEN,M. (1993)** - Inducible mechanisms for HCO₃ utilization and repression of photorespiration in protoplasts and thalli of three species of *Ulva* (chlorophyta). *J. Phycol.*, 29: 166-173
- BONIN,D.J. (1992)** - Examen critique des méthodes d'estimation de la biomasse et de l'activité des microorganismes dans les systemes aquatiques. *Mar. life*, 2 (1) :1-29
- BOOTH,W.E (1981)** - A method for some removal of some epiphytic diatoms. *Botanica Marina*, 24: 603-609
- BOUGIS,P (1974)** - La production primaire (chap.7) Ecologie du plancton marin - Le phytoplancton (tome 1): 133-167
- BRATBAK,G (1985)** - Bacterial biovolume and biomass estimations. *Applied and environmental microbiology*, 49 (6): 1488-1493
- BRONK,D.A & GLIBERT,P.M (1991)** - A ¹⁵ N tracer method for the measurement of dissolved organic nitrogen release by phytoplankton. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*,77: 171-182
- CAPBLANCQ,J. & CASSAN,M. (1979)** - Etude du périphyton d'une rivière polluée (L' Agout) . Tome I: Structure et développement des communautés sur substrats artificiels. *Annls Limnol.*, 15(2): 193-210
- CAPBLANCQ,J. & CASSAN,M. (1979)** - Etude du périphyton d' une rivière polluée (L' Agout). Tome II: Métabolisme et dynamique de croissance sur substrats artificiels. *Annls Limnol.*, 15(2): 211-221
- CAPBLANCQ,J. & DAUTA,A. (1978)** - Phytoplancton et production primaire de la rivière Lot. *Annls Limnol.*,14(1-2): 85-112
- CAPBLANCQ,J. & THEBAULT,J.M & JRAD,A. (1988)** - Relations entre la lumière et la photosynthèse du phytoplancton dans un réservoir mésotrophe (Pareloup): variations saisonnières des paramètres. *Annls. Limnol.*, 24(1) :39-48
- CATTANEO,A & KALFF,J. (1978)** - Seasonal changes in the epiphytes community of natural and artificial macrophytes in lake Memphremagog (QUE.&VT.). *Hydrobiologia*, 60(2): 135-144

- CATTANEO,A & KALFF,J. (1979)** - Primary production of algae growing on natural and artificial aquatic plants : A study of interactions between epiphytes and their substrates. *Limnol. Oceanogr.*, 24(6):1031-1037
- CHARACKLIS,W.G (1981)** - Fouling biofilm development: a process analysis. *Biotechnology and Bioengineering*, 23: 1923-1960
- CARTER,C.C (1982)** - A technique for direct microscopy observation of periphyton assemblages on aquatic macrophytes. *J. Aquatic. Plant Manage*, 20: 53-56
- COTNER,J.B. & WETZEL,R.G. (1992)** - Uptake of dissolved inorganic and organic phosphorus compounds by phytoplankton and bacterioplankton. *Limnol. Oceanogr.*, 37(2): 232-243
- COUCH,C.A. & MEYER,J.L. (1992)** - Development and composition of the epixylic biofilm in a blackwater river. *Freshwater Biology*, 27: 43-51
- DELBECQUE,E.J.P (1985)** - Periphyton on nymphaeids: an evaluation of methods and separation techniques. *Hydrobiologia*, 124: 85-93
- DELUCCA,R. & MCCRACKEN,M.D. (1977)** - Observations on interactions between naturally-collected bacteria and several species of algae. *Hydrobiologia*, 55(1): 71-75
- FAIRCHILD,G.W. & SHERMAN,J.W. (1992)** - Linkage between epilithic algal growth and water column nutrients in softwater lakes. *Can. J. Fish. Sci.*, 49: 1641-1649
- GASOL,J.M. & PETERS,F. & GUERRERO,R. & PEDROS-ALIO,C. (1992)** - Community structure in Lake Ciso: biomass allocation to trophic groups and differing patterns of seasonal succession in the meta- and epilimnion. *Arch. Hydrobiol.*, 123(3): 275-303
- GIESKES,W.W.C. & VAN BENNEKON,A.J. (1973)** - Unreliability of the ¹⁴C method for estimating primary productivity in eutrophic Dutch coastal waters. *Limnology oceanography*, 18(3): 494-495
- HANSET,P. & GARNIER,J. & COSTE,M. & BILLEN,G. (1991)** - Ecophysiologie du phytoplancton dans le réseau hydrographique de la Seine. Rapport technique Novembre 1991. Piren-Seine I/91/03
- HANSON,L.A. (1992)** - Factors regulating periphytic algal biomass. *Limnol. Oceanogr.*, 37(2): 322-328
- HUTCHINSON, G.E.** - A treatise on limnology - volume III - Limnological botany - Chapter 32: the algal benthos.
- LALONDE,S. & DOWNING,J.A. (1991)** - Epiphyton biomass is related to lake trophic status, depth, and macrophyte architecture. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 48: 2285-2291
- LANG,D.S. & BROWN,E.J (1981)** - Phosphorus-limited growth of a green alga and a blue-green alga. *Applied and environmental microbiology*, 42(6): 1002-1009
- LAU,Y.L. & LIU,D. (1993)** - Effect of flow rate on biofilm accumulation in open channels. *Wat. Res.*, 27(3): 355-360

- LEMOALLA, J. (1978)** - Une solution graphique d' intégration de la production primaire sur la profondeur et dans le temps. *Cah. ORSTOM*, 12(3-4): 181-185
- LEWIS, M.R & SMITH, J.C. (1983)** - A small volume, short-incubation-time method for measurement of photosynthesis as a function of incident irradiance. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 13: 99-102
- LIU, D. & LAU, Y.L. & CHAU, Y.K. & PACEPAVICUS, G.J. (1993)** - Characterization of biofilm development on artificial substratum in natural water. *Wat. Res.*, 27(3): 361-367
- MCKENSIE, C.H. & HELLEUR, R. & DEIBEL, D. (1992)** - Use of inorganic membrane filters (anopore) for epifluorescence and scanning electron microscopy of nanoplankton and picoplankton. *Applied and environmental microbiology*, 58(2): 773-776
- MAURICE, L (1993)** - Modélisation du cycle de dégradation bactérienne de la matière organique; application à la zone de turbidité maximale de l'estuaire de la Loire. *Thèse: annexe 2*
- MORIN, A. & CATTANEO, A. (1992)** - Factors affecting sampling variability of freshwater periphyton and the power of periphyton studies. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 49: 1695-1703
- NWANKWO, D.I. & AKINSOJI, A. (1992)** - Epiphyte community on water hyacinth *Eichhornia crassipes* (Mart.) Solms in coastal waters of southwestern Nigeria. *Arch. Hydrobiol.*, 124(4): 501-515
- OGER, C. & HERNANDEZ, J.F. & DELATTRE, J.M. & DELABROISE, A.H. & KRUPSKY, S. (1987)** - Etude par épifluorescence de l' évolution de la microflore totale dans une eau minérale embouteillée. *Wat. Res.*, 21(4): 469-474
- O'NEILL MORIN, J. (1986)** - Initial colonization of periphyton on natural and artificial apices of *Myriophyllum heterophyllum* Michx. *Freshwater Biology*, 16: 658-694
- PENTECOST, A. & HAPPEY-WOOD, C.M. (1978)** - Primary production studies in two linked but contrasting Welsh lakes. *Freshwater Biology*, 8(1): 9-23
- PEYTON, B.M. & CHARACKLIS, W.G. (1993)** - A statistical analysis of the effect of substrate utilization and shear stress on the kinetics of biofilm detachment. *Biotechnology and bioengineering*, 41: 728-735
- ROUT, J. & GAUR, J.P. (1990)** - Comparative assessment of line transect and point intercept methods for stream periphyton. *Arch. Hydrobiol.*, 119(3): 293-298
- SAND-JENSEN, K. & BORUM, J. (1991)** - Interactions among phytoplankton, periphyton, and macrophytes in temperate freshwaters and estuaries. *Aquatic botany*, 41: 137-175
- STEVENSON, R.J. & GLOVER, R. (1993)** - Effects of algal density and current on ion transport through periphyton communities. *Limnol. Oceanogr.*, 38(6): 1276-1281
- STRICKLAND, J.D.H. & PARSONS, T.R. (1972)** - A practical handbook of seawater analysis. *Fisheries research board of canada ottawa*, chapter: pigment analysis: 185-194

- TAKAHASHI,K. & WADA,E. & SAKAMOTO,M. (1990)** - Carbon isotope discrimination by phytoplankton and photosynthetic bacteria in monomictic Lake Fukami-ike. *Arch. Hydrobiol.*, 120(2): 197-210
- VOLLENWEIDER,R.A. (1969)** - Estimating quantity and quality of biomass. A manual on methods for measuring primary production in aquatic environments, chapter 2: 33-40
- VOLLENWEIDER,R.A. (1969)** - Methods for measuring production rates. A manual on methods for measuring primary production in aquatic environments, chapter 3: 41-81
- VOLLENWEIDER,R.A. (1972)** - A note on the use of C14 for measuring carbon assimilation in epiphytes. *Bulletin of the institute of oceanography and fisheries*, 2: 333-337
- WATANABE, T. & CAPBLANCQ, J. & DAUTA,A. (1988)** - Utilisation des bioessais "in situ" (substrats artificiels) pour caractériser la qualité des eaux de rivière à l' aide du périphyton. *Limnol. Oceanogr.*, 24(2): 111-125
- WELCH,E.B. & QUINN,J.M. & HICKEY,C.W. (1992)** - Periphyton biomass related to point-source nutrient enrichment in seven New Zealand streams. *Wat. Res.*, 26(5): 669-675
- WETZEL,R.G. (1964)** - A comparative study of the primary productivity of higher aquatic plants, periphyton, and phytoplankton in a large shallow lake. *Int. Revue ges. Hydrobiol.* 49(1): 1-61

ANNEXE 1

QUANTIFICATION DU PERIPHYTON ALGAL

CHALONNE 6/06/94						
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Nombre cuves	V totaux	Nombre cellules	Nombre cellules
	(mm3)			(ml)		(/cm2)
0	337,92	550	16199	110	1781871	17819
0,3	675,84	220	3240	140	453567	4536
0,5	675,84	115	1694	105	177819	1778
0,75	675,84	90	1325	120	159043	1590
1	675,84	9	133	114	15109	151
1,5	675,84	22	324	80	25918	259
2	675,84	100	1473	100	147262	1473
NERSAC 7/06/94						
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Nombre cuves	V totaux	Nombre cellules	Nombre cellules
	(mm3)			(ml)		(/cm2)
0	675,84	71	1046	102	106647	533
0,3	675,84	145	2135	131	279724	1399
0,5	675,84	405	5964	148	882689	4413
0,75	675,84	112	1649	128	211115	1056
1	675,84	405	5964	143	852868	4264
1,5	675,84	40	589	158	93070	465
2	675,84	175	2577	116	298942	1495
CHALONNE 22/06/94						
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Volumes totaux	Nombre cellules	Surface substrat	Nombre cellules
	(mm3)		(mm3)		(cm2)	(/cm2)
0	10	230	155000	3565000	200	17825
0,3	10	165	154000	2541000	200	12705
0,5	1	205	158000	32390000	200	161950
0,75	2	220	156000	17160000	200	85800
1	4	65	105000	1706250	200	8531
1,5	2	35	99000	1732500	200	8663
NERSAC 23/06/94						
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Volumes totaux	Nombre cellules	Surface substrat	Nombre cellules
	(mm3)		(mm3)		(cm2)	(/cm2)
0	10	125	84000	1050000	200	5250
0,3	4	150	144000	5400000	200	27000
0,5	2	225	98000	11025000	200	55125
0,75	1	150	99000	14850000	200	74250
1	2	155	104000	8060000	200	40300
1,5	2	180	118000	10710000	200	53550

CHALONNE 6/07/94						
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Volumes totaux	Nombre cellules	Surface substrat	Nombre cellules
	(mm3)		(mm3)		(cm2)	(/cm2)
0	1	310	140000	43400000	200	217000
0,3	1	100	130000	13000000	200	65000
0,5	1	40	140000	5600000	200	28000
0,75	1	45	120000	5400000	200	27000
1	1	10	120000	1200000	200	6000
1,5	1	10	120000	1200000	200	6000
NERSAC 7/07/94						
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Volumes totaux	Nombre cellules	Surface substrat	Nombre cellules
	(mm3)		(mm3)		(cm2)	(/cm2)
0	1	235	130000	30550000	300	101833
0,3	1	210	146000	30660000	300	102200
0,5	1	70	120000	8400000	300	28000
0,75	1	185	160000	29600000	300	98667
1	1	160	138000	22080000	300	73600
1,5	1	85	1200000	102000000	300	340000
CHALONNE 19/07/94						
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Volumes totaux	Nombre cellules	Surface substrat	Nombre cellules
	(mm3)		(mm3)		(cm2)	(/cm2)
0	1	255	134000	34170000	200	170850
0,3	0,1	40	114000	45600000	200	228000
0,5	0,1	55	146000	80300000	200	401500
0,75	0,1	40	140000	56000000	200	280000
1	0,1	20	120000	24000000	200	120000
1,5	0,1	16	114000	18240000	200	91200
2	0,1	4	118000	4720000	200	23600
NERSAC 20/07/94						
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Volumes totaux	Nombre cellules	Surface substrat	Nombre cellules
	(mm3)		(mm3)		(cm2)	(/cm2)
0	1	210	150000	31500000	200	157500
0,3	1	280	144000	40320000	200	201600
0,5	1	230	152000	34960000	200	174800
0,75	1	120	140000	16800000	200	84000
1	1	160	100000	16000000	200	80000
1,5	1	62	112000	6944000	200	34720
2	1	45	122000	5490000	200	27450

CHALONNE		4/08/94				
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Volumes totaux	Nombre cellules	Surface substrat	Nombre cellules
	(mm3)		(mm3)		(cm2)	(/cm2)
0	1	335	136000	45560000	200	227800
0,3	1	187	122000	22814000	200	114070
0,5	1	87	162000	14094000	200	70470
0,75	1	56	100000	5600000	200	28000
1	1	81	124000	10044000	200	50220
1,5	1	40	156000	6240000	200	31200
2	1	75	130000	9750000	200	48750
NERSAC		5/08/94				
Profondeurs	Volumes observés	Nombre cellules	Volumes totaux	Nombre cellules	Surface substrat	Nombre cellules
	(mm3)		(mm3)		(cm2)	(/cm2)
0	0,1	55	116000	63800000	200	319000
0,3	0,1	65	116000	75400000	200	377000
0,5	0,1	50	98000	49000000	200	245000
0,75	0,1	35	110000	38500000	200	192500
1	1	155	100000	15500000	200	77500
1,5	1	110	110000	12100000	200	60500

	RESULTATS COMPLETS EN POUR 1000 NERSAC Aout 88	4827	4828	4829
AMIN	Achnanthes minutissima Kutzing v. minutissima Kutzing	29	1	5
APED	Amphora pediculus Kutzing	2		3
CATO	Cyclotella atomus Hustedt	8	1	
CCAE	Cymbella caespitosa(Kutzing)Brun	12	11	2
CCAS	Cyclotella caspia Grunow		1	2
CDUB	Cyclostephanos dubius (Fricke) Round	4	1	
CINV	Cyclostephanos invisitatus(Hohn & Helleman)Theriot Stoermer & Hakansson	10	1	
CLAN	Cymbella lanceolata(Ehr.)Van Heurck		1	
CMIC	Cymbella microcephala Grunow		1	
CMIN	Cymbella minuta Hilse ex Rabenhorst	72	95	44
CPED	Cocconeis pediculus Ehrenberg	4	1	5
CPLA	Cocconeis placentula Ehrenberg var. placentula	78	3	43
CPLE	Cocconeis placentula Ehrenberg var. euglypta(Ehr.)Grunow	4	1	9
CPST	Cyclotella pseudostelligera Hustedt	8	3	2
CTUM	Cymbella tumida (Brebisson)Van Heurck	2		
DOVA	Diploneis ovalis (Hilse) Cleve	2		
DVUL	Diatoma vulgaris Bory 1824	10	39	33
FUAC	Fragilaria ulna(Nitzsch.)Lange-Bertalot var. acus(Kutz.)Lange-Bertalot	2	1	2
FULN	Fragilaria ulna (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. ulna	4	7	6
GACU	Gomphonema acuminatum Ehrenberg		1	
GMIN	Gomphonema minutum(Ag.)Agardh f. minutum	23	6	22
GOLI	Gomphonema olivaceum (Homemann) Brébisson var. olivaceum	6	7	11
GPAP	Gomphonema parvulum Kutzing var. parvulum f. parvulum	43	15	80
GTRU	Gomphonema truncatum Ehr.	4	3	
MAMB	Melosira ambigua(Grunow)O.Muller			5
MGAN	Melosira granulata (Ehr.) Ralfs var. angustissima O.Muller	6		
MGRA	Melosira granulata (Ehr.) Ralfs	2		
MVAR	Melosira varians Agardh	14	41	25
NACI	Nitzschia acicularis(Kutzing) W.M.Smith	12		
NAMP	Nitzschia amphibia Grunow f. amphibia	51	4	3
NAPE	Navicula atomus (Kutz.) Grunow var. permitis (Hustedt) Lange-Bertalot	2		
NCPL	Nitzschia capitellata Hustedtin A.Schmidt & al.	2		
NCPR	Navicula capitatoradiata Germain	117	116	109
NCTE	Navicula cryptotenella Lange-Bertalot	100	305	205
NDIS	Nitzschia dissipata(Kutzing)Grunow var. dissipata			3
NFON	Nitzschia fonticola Grunow	41	7	3
NIAR	Nitzschia archibaldii Lange-Bertalot	33		2
NIFR	Nitzschia frustulum(Kutzing)Grunow var. frustulum	4		
NIGR	Nitzschia gracilis Hantzsch	2	1	
NMEN	Navicula menisculus Schumann var. menisculus	55	18	13
NPAE	Nitzschia paleacea Grunow in V.Heurck	125	45	340
NPAL	Nitzschia palea (Kutzing) W.Smith	49	1	9
NSBH	Navicula subhamulata Grunow		1	
NSBP	Navicula subplacentula Hustedt	2		
NSHR	Navicula schroeteri Meister var. schroeteri	2		
NSOC	Nitzschia sociabilis Hustedt	6		2
NTPT	Navicula tripunctata (O.F.M.) Bory	6	7	6
NTRV	Navicula trivialis Lange-Bertalot var. trivialis	2		
NVEN	Navicula veneta Kutzing	2		
NVIR	Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg		1	
RABB	Rhoicosphenia abbreviata (C.Agardh) Lange-Bertalot	25	245	8
SBRE	Surirella brebissonii Krammer & Lange-Bertalot var. brebissonii	4		
SCAP	Synedra capitata Ehrenberg	2		
SHAN	Stephanodiscus hantzschii Grunow in Cl. & Grun. 1880		1	
SIDE	Simonsenia delognei Lange-Bertalot	2		
STMI	Stephanodiscus minutulus (Kutzing) Cleve & Moller	2		
	Effectif compté :	488	714	635

RESULTATS PAR FAMILLES	4827	4828	4829
Araphidées	18	47	41
Centrophycidées	54	49	34
Monoraphidées	115	6	62
Naviculacées	479	833	503
Nitzschiacées	327	58	362
Surirellacées	4		

ANNEXE 2

RESULTATS BRUTS DE LA BIOMASSE CHLOROPHYLLIENNE

	Vlot (L)	V(L)	v(ml)	760	865	845	830	750 Hcl	665 Hcl	Ca.Tot.Pars.	Ca. act.Lor.	Ca.deg.Lor	Ca.act.Par	Ca.deg.Pars.	Ca (mg/substrat)	SURF(m2)	Ca (mg/m2)
FAIENCE																	
Profondeurs																	
0	0,106	0,03	23	0	0,049	0,012	0,01	0	0,03	422,6	388,9	40,9	382,4	40,3	0,04053	0,0121	3,3499137
0,3	0,108	0,03	25,5	0	0,061	0,015	0,013	0	0,038	583,2	522,0	81,7	504,3	78,9	0,05448	0,0121	4,50100939
0,5	0,1	0,03	28	0	0,054	0,012	0,012	0	0,033	568,4	523,3	52,3	516,7	51,7	0,05167	0,0121	4,27047333
0,75	0,114	0,03	22	0	0,059	0,014	0,013	0,001	0,037	487,1	450,3	43,1	444,8	42,5	0,05068	0,0121	4,18864185
1	0,078	0,03	30	0,002	0,034	0,01	0,009	0,002	0,022	359,7	320,4	53,4	308,3	51,4	0,02343	0,0121	1,93673483
1,5	0,09	0,03	29	0,001	0,075	0,043	0,02	0	0,056	774,0	464,6	547,2	355,4	418,6	0,03199	0,0121	2,64363198
2	0,061	0,03	24	0,001	0,012	0,007	0,004	0,001	0,008	95,5	85,4	19,2	77,9	17,5	0,00475	0,0121	0,3928363
POLYETHYLENE																	
Profondeurs																	
0	0,118	0,03	30	0,001	0,052	0,018	0,013	0,001	0,044	567,6	213,6	590,1	150,9	416,8	0,01780	0,009	1,978079
0,3	0,15	0,03	36	0,001	0,09	0,028	0,02	0,001	0,058	1193,2	1025,3	253,1	957,0	236,3	0,14355	0,009	15,9497945
0,5	0,144	0,03	29	0,002	0,074	0,023	0,018	0,002	0,048	778,8	671,1	160,0	628,7	149,9	0,09053	0,009	10,0589532
0,75	0,11	0,03	32	0,005	0,088	0,028	0,024	0,004	0,058	992,0	825,9	250,8	781,1	0,1	0,08372	0,009	9,30192248
1	0,104	0,03	34	0,001	0,038	0,011	0,009	0,002	0,025	470,3	423,6	83,5	409,0	0,5	0,04253	0,009	4,72582699
1,5	0,05	0,03	27,5	0,002	0,017	0,01	0,006	0,002	0,013	149,4	97,9	90,6	77,8	0,6	0,00388	0,009	0,43111111
2	0,062	0,03	27	0,002	0,01	0,008	0,004	0,002	0,008	78,6	48,1	52,9	37,4	41,1	0,00232	0,009	0,25768381
PVC																	
Profondeurs																	
0	0,12	0,03	33	0,001	0,054	0,018	0,013	0,002	0,035	652,8	587,4	91,0	565,2	87,6	0,06783	0,011	6,16592208
0,3	0,13	0,03	34	0,002	0,092	0,027	0,022	0,002	0,058	1142,9	1028,8	157,4	991,3	151,6	0,12687	0,011	11,7153576
0,5	0,095	0,03	31,5	0,002	0,083	0,019	0,016	0,002	0,041	717,5	616,8	148,6	578,2	139,3	0,05493	0,011	4,99385769
0,75	0,08	0,03	31	0,002	0,086	0,024	0,02	0,002	0,056	974,5	827,7	215,2	773,4	201,1	0,06187	0,011	5,62479269
1	0,075	0,03	30	0,002	0,065	0,019	0,016	0,002	0,045	706,6	534,0	289,7	469,5	237,1	0,03521	0,011	3,20101178
1,5	0,18	0,03	30,5	0,001	0,083	0,05	0,022	0	0,061	898,8	570,0	589,0	442,0	456,8	0,07957	0,011	7,2333
LAMES																	
0,12	0,03	0,03	30	0	0,121	0,036	0,026	0	0,077	1352,8	1174,8	264,3	1104,3	248,5	0,13252	0,0167	7,08658736

CHALONNE	Vtot (L)	V(L)	v(ml)	750	665	645	630	750 Hcl	665 Hcl	Ca.Tot.Pars.	Ca.act.Lor.	Ca.deg.Lor.	Ca.act.Par	Ca.deg.Pars.	Ca (mg/substrat)	Surf.(m2)	Ca (mg/m2)
6/06/94																	
Profondeurs																	
0	0,11	0,03	22	0	0,027	0,008	0,009	0,001	0,018	221,1	195,8	37,2	185,8	35,3	0,02044	0,02	1,02175518
0,3	0,14	0,03	21	0,001	0,012	0,005	0,006	0,006	0,014	85,2	56,1	48,6	45,6	39,5	0,00639	0,02	0,3193575
0,5	0,105	0,03	22,5	0,001	0,007	0,004	0,004	0,009	0,016	48,9	-20,0	118,1	-10,0	58,9	-0,00105	0,02	0
0,75	0,12	0,03	22,5	0	0,008	0,003	0,003	0,004	0,01	66,3	40,1	44,1	31,6	34,7	0,00379	0,02	0,18953571
1	0,114	0,03	21,5	0	0,002	0,001	0,002	0,002	0,005	15,5	-19,1	59,3	-7,4	22,9	-0,00084	0,02	0
1,5	0,08	0,03	22,5	0	0,003	0,002	0,002	0,003	0,006	23,9	0,0	42,1	0,0	23,9	0,00000	0,02	0
2	0,1	0,03	21	0	0,007	0,003	0,003	0,003	0,009	53,8	18,7	59,8	12,8	41,0	0,00128	0,02	0,06404167
NERSAC																	
7/06/94																	
Profondeurs																	
0	0,102	0,03	19	0,001	0,009	0,004	0,004	0,003	0,008	56,0	50,7	8,5	48,0	8,0	0,00490	0,02	0,24488014
0,3	0,131	0,03	20	0,001	0,022	0,008	0,008	0,01	0,026	155,6	89,0	110,4	69,5	86,2	0,00910	0,02	0,45508854
0,5	0,148	0,03	23	0,001	0,04	0,011	0,012	0,003	0,028	335,6	286,6	71,6	268,5	67,1	0,03974	0,02	1,98684672
0,75	0,128	0,03	22	0,002	0,033	0,01	0,01	0,003	0,023	255,2	215,4	58,7	200,5	54,7	0,02567	0,02	1,28329143
1	0,143	0,03	25	0,002	0,021	0,007	0,008	0,003	0,018	177,5	89,0	144,6	67,6	109,9	0,00967	0,02	0,48349889
1,5	0,158	0,03	20,5	0,001	0,015	0,005	0,006	0,002	0,012	106,9	73,0	54,7	61,1	45,8	0,00965	0,02	0,48264185
2	0,116	0,03	15	0,002	0,007	0,004	0,005	0,004	0,008	27,5	13,4	24,0	9,8	17,7	0,00114	0,02	0,05692286
Phytoplancton	1	1	29,5	0,001	0,034	0,01	0,009	0,003	0,026	10,9	7,9	4,8	6,8	4,1	0,00678	1	0,00677749

CHALONNE	Vtot (L)	V(L)	v(ml)	750	665	645	630	750 Hcl	665 Hcl	Ca.Tot.Pars.	Ca. act.Lor.	Ca.deg.Lor.	act.Pars.(μ	Ca.deg.Pars.	Ca (mg/substrat)	Surf.(m2)	Ca (mg/m2)
19/06/94																	
Profondeurs																	
0	0,155	0,05	30	0	0,357	0,084	0,078	0,001	0,226	2412,1	2114,6	408,5	2021,6	390,5	0,31335	0,02	15,6674496
0,3	0,154	0,03	32	0	0,25	0,057	0,054	0,001	0,159	3005,6	2620,2	529,7	2500,2	505,5	0,38502	0,02	19,2511949
0,5	0,158	0,03	29	0	0,33	0,078	0,073	0,001	0,207	3591,7	3200,4	521,4	3088,6	503,1	0,48800	0,02	24,3999656
0,75	0,156	0,03	14	0,001	0,406	0,096	0,093	0,002	0,252	2128,3	1931,3	249,2	1885,1	243,2	0,29407	0,02	14,7036001
1	0,105	0,03	24	0	0,23	0,054	0,051	0	0,142	2072,1	1879,7	243,5	1834,5	237,6	0,19262	0,02	9,63086873
1,5	0,099	0,03	20	0	0,09	0,022	0,021	0,001	0,056	674,8	623,0	62,3	613,5	61,3	0,06073	0,02	3,03672
Phytoplanton	1	1	22	0	0,009	0,002	0,001	0	0,006	2,2	1,8	0,7	1,6	0,6	0,00160		
NERSAC																	
20/06/94																	
Profondeurs																	
0	0,084	0,02	19	0	0,113	0,031	0,026	0	0,068	1203,2	1141,4	65,9	1137,5	65,7	0,09555	0,02	4,7775011
0,3	0,144	0,02	17	0,001	0,282	0,083	0,064	0	0,163	2671,9	2678,0	-88,5	2763,2	-91,3	0,39790	0,02	19,8949067
0,5	0,098	0,02	24	0	0,345	0,103	0,077	0	0,208	4627,5	4389,5	275,5	4354,2	273,3	0,42671	0,02	21,335666
0,75	0,099	0,02	13	0	0,387	0,111	0,086	0,001	0,231	2815,6	2724,7	69,4	2745,7	70,0	0,27182	0,02	13,5911347
1	0,104	0,02	13	0,002	0,483	0,134	0,109	0,001	0,291	3504,6	3314,8	208,3	3297,4	207,2	0,34293	0,02	17,1466684
1,5	0,119	0,02	22	0	0,487	0,126	0,109	0,002	0,292	6015,8	5785,9	176,2	5838,0	177,8	0,69472	0,02	34,7358742
Phytoplanton	1	1	22	0	0,04	0,011	0,01	0	0,024	9,9	9,4	0,5	9,4	0,5	0,00939		

CHALONNE	Vtot (L)	V(L)	v(ml)	750	665	645	630	750 Hcl	665 Hcl	Ca.Tot.Pars.	Ca.act.Lor.	Ca.deg.Lor.	act.Pars.(μ)	Ca.deg.Pars.	Ca (mg/substrat)	Surf.(m2)	Ca (mg/m2)
6/07/94																	
Profondeurs																	
0	0,14	0,05	29	0,003	0,852	0,253	0,194	0,005	0,519	5506,6	5187,8	384,1	5127,1	379,6	0,71779	0,02	35,8894025
0,3	0,13	0,05	26	0,002	0,641	0,181	0,146	0,004	0,393	3722,0	3471,0	309,6	3417,2	304,8	0,44424	0,02	22,2118941
0,5	0,14	0,05	26	0,001	0,534	0,152	0,122	0,003	0,322	3103,4	2971,2	129,1	2974,1	129,2	0,41638	0,02	20,8189531
0,75	0,12	0,05	24	0,001	0,418	0,115	0,097	0,002	0,254	2243,7	2114,6	146,1	2098,7	145,0	0,25185	0,02	12,5923151
1	0,12	0,05	26	0,001	0,186	0,05	0,044	0,001	0,113	1079,4	1013,5	75,0	1005,1	74,3	0,12061	0,02	6,03038177
1,5	0,12	0,05	25	0,001	0,138	0,041	0,033	0,001	0,086	766,2	694,2	100,1	669,6	96,6	0,08035	0,02	4,01751126
phytoplanton	1	1	19	0,002	0,022	0,009	0,009	0,002	0,015	4,2	3,6	1,1	3,2	1,0	0,00324		
NERSAC																	
7/07/94																	
Profondeurs																	
0	0,13	0,01	24	0,002	0,441	0,151	0,102	0,002	0,269	11719,7	11021,8	954,8	10785,4	934,3	1,40210	0,02	70,1050245
0,3	0,146	0,01	25	0,002	0,402	0,136	0,092	0,002	0,242	7949,8	7628,6	381,4	7571,2	378,6	1,10539	0,02	55,2696905
0,5	0,12	0,01	25	0,001	0,59	0,198	0,134	0,002	0,361	11706,6	10966,1	1015,6	10714,4	992,2	1,28573	0,02	64,2862813
0,75	0,16	0,01	27	0	0,188	0,063	0,045	0	0,115	5648,3	5262,6	540,7	5122,1	526,2	0,81953	0,02	40,9766248
1	0,138	0,02	26	0,001	0,319	0,101	0,074	0,002	0,197	4611,9	4269,3	468,6	4155,7	456,1	0,57349	0,02	28,6745823
1,5	0,12	0,02	27	0,001	0,252	0,075	0,059	0,002	0,147	3788,8	3820,8	-162,2	3956,8	-168,0	0,47482	0,02	23,7408398
phytoplanton	1	1	25	0,001	0,027	0,009	0,007	0	0,016	7,3	6,7	0,8	6,5	0,8	0,00648		

CHALONNE	Vtot (L)	V(L)	v(ml)	750	665	645	630	750 Hcl	665 Hcl	Ca.Tot.Pars.	Ca. act.Lor.	Ca.deg.Lor.	act.Pars.(μ	Ca.deg.Pars.	Ca (mg/substrat)	Surf.(m2)	Ca (mg/m2)
19/07/94																	
Profondeurs																	
0	0,134	0,03	27	0,002	0,739	0,193	0,158	0,004	0,458	7449,4	6800,5	836,2	6633,7	815,7	0,88892	0,015	59,2610602
0,3	0,114	0,03	36	0,002	0,766	0,197	0,161	0,004	0,486	10301,6	9035,3	1775,0	8610,1	1691,5	0,98156	0,015	65,4370158
0,5	0,146	0,03	26	0,002	0,833	0,21	0,174	0,006	0,533	8097,3	7034,6	1501,8	6672,8	1424,5	0,97422	0,015	64,9481562
0,75	0,14	0,03	29	0,002	0,801	0,195	0,164	0,005	0,516	8693,1	7433,3	1799,0	6999,2	1693,9	0,97989	0,015	65,3260424
1	0,12	0,03	29	0,001	0,56	0,14	0,118	0,004	0,355	6076,4	5368,5	973,0	5144,0	932,4	0,61728	0,015	41,1523319
1,5	0,114	0,03	28	0,002	0,743	0,191	0,158	0,005	0,471	7771,1	6853,0	1275,9	6551,3	1219,7	0,74685	0,015	49,7902584
2	0,118	0,03	30	0	0,349	0,096	0,076	0,002	0,215	3912,0	3631,2	349,8	3568,3	343,7	0,42106	0,015	28,0705459
phytoplacton	1	1	28	0,001	0,029	0,008	0,007	0,001	0,018	8,8	8,2	0,7	8,1	0,7	0,00815	0,015	0,54316706
NERSAC																	
20/07/94																	
Profondeurs																	
0	0,15	0,03	25	0,001	0,933	0,293	0,206	0,004	0,555	8666,7	8477,3	104,6	8561,0	105,6	1,28416	0,015	85,6104135
0,3	0,144	0,03	28	0,001	0,917	0,306	0,202	0	0,541	9518,0	9345,0	92,2	9425,1	93,0	1,35721	0,015	90,4805323
0,5	0,152	0,03	33	0	0,705	0,233	0,154	0,002	0,419	8636,3	8458,6	114,5	8520,9	115,4	1,29518	0,015	86,345558
0,75	0,14	0,03	25	0,001	0,881	0,281	0,191	0,003	0,508	7985,5	7898,8	-33,4	8019,4	-33,9	1,12271	0,015	74,8475908
1	0,1	0,03	27	0,001	0,982	0,325	0,219	0,002	0,592	9832,2	9395,7	528,7	9308,4	523,7	0,93084	0,015	62,0561875
1,5	0,112	0,03	28	0	0,516	0,166	0,114	0,001	0,294	5368,7	5557,2	-446,1	5837,3	-468,6	0,65377	0,015	43,5848154
2	0,122	0,03	25	0	0,329	0,091	0,073	0	0,192	3072,5	3048,3	-57,8	3131,9	-59,4	0,38209	0,015	25,4728905
phytoplacton	1	1	26	0	0,024	0,003	0,001	0	0,012	7,1	8,3	-2,5	10,2	-3,1	0,01019		

CHALONNE	Vtot (L)	V(L)	v(ml)	750	665	645	630	750 Hcl	665 Hcl	Ca.Tot.Pars.	Ca. act.Lor.	Ca.deg.Lor.	act.Pars.(μ	Ca.deg.Pars.	Ca (mg/substrat)	Surf.(m2)	Ca (mg/m2)
4/08/94																	
Profondeurs																	
0	0,136	0,03	28	0,001	0,554	0,158	0,122	0,003	0,351	5779,4	5108,6	961,9	4863,6	915,8	0,66145	0,01	66,1449261
0,3	0,122	0,03	28	0,003	0,808	0,243	0,178	0,005	0,51	8399,2	7476,0	1333,2	7128,0	1271,2	0,86962	0,01	86,9616
0,5	0,162	0,03	28	0,001	0,36	0,12	0,081	0,001	0,221	3730,8	3463,9	373,8	3367,4	363,4	0,54552	0,01	54,5523797
0,75	0,1	0,04	30	0,002	0,551	0,192	0,124	0,002	0,342	4576,8	4185,2	580,7	4019,1	557,7	0,40191	0,01	40,1913586
1	0,124	0,04	24	0,002	0,688	0,232	0,156	0,005	0,407	4580,8	4549,7	-41,7	4623,2	-42,3	0,57327	0,01	57,3272929
1,5	0,156	0,03	28	0,001	0,499	0,155	0,112	0,002	0,302	5188,9	4934,2	299,0	4892,4	296,5	0,76321	0,01	76,3210906
2	0,13	0,03	29	0,001	0,595	0,176	0,133	0,003	0,363	6421,2	6039,5	464,6	5962,6	458,7	0,77514	0,01	77,5136325
phytoplankton	1	1	29	0,001	0,024	0,007	0,006	0	0,015	7,5	6,2	1,9	5,7	1,8	0,00571		
NERSAC																	
5/08/94																	
Profondeurs																	
0	0,116	0,02	25	0,002	0,63	0,225	0,142	0,002	0,386	11621,8	10858,0	1103,6	10549,5	1072,2	1,22375	0,01	122,374611
0,3	0,116	0,02	17	0,025	1,547	0,562	0,396	0,038	0,969	14364,8	13412,7	1377,6	13026,9	1338,0	1,51112	0,01	151,111662
0,5	0,098	0,02	24	0	0,89	0,316	0,196	0,004	0,542	15877,1	15208,3	880,0	15008,6	868,5	1,47085	0,01	147,084695
0,75	0,11	0,02	26	0,001	0,554	0,196	0,124	0,002	0,335	10646,4	10181,6	606,3	10048,0	598,3	1,10528	0,01	110,528477
1	0,1	0,02	27	0,001	0,631	0,214	0,142	0,002	0,385	12616,6	11870,8	1014,1	11623,7	993,0	1,16237	0,01	116,236615
1,5	0,11	0,02	27	0,001	0,483	0,15	0,109	0,002	0,291	7264,2	6956,7	335,2	6930,3	333,9	0,76233	0,01	76,2328215
phytoplankton	1	1	26	0,001	0,029	0,009	0,007	0,001	0,019	8,2	6,9	1,8	6,5	1,7	0,00647		

ANNEXE 3

RESULTATS BRUTS DE LA PRODUCTION PRIMAIRE
PERIPHYTIQUE

CHALONNE	6/06/94																		
hytosynthèse		vol incubé:1ml																	
PLITS	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	Ca/substrat	Ca/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)						
numero	(mV)	(mE/s/m2)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)	(mg)		(mg C case/mg chl)	mg Case/h/1m	mg Case/h/m2	0,73	1,51						
1,00	0,26	74,36	51,00	52,00	-26,00	2,71	0,00	0,00	-0,68	0,00	-0,63								
4,00	0,19	54,34	51,00	92,00	-26,00	2,71		0,00	-0,68	0,00	-0,63								
7,00	0,56	160,16	65,00	88,00	-12,00	2,71		0,00	-0,32	0,00	-0,29								
10,00	2,81	803,66	72,00	moyenne	-5,00	2,71		0,00	-0,13	0,00	-0,12								
13,00	4,34	1241,24	261,00	77,00	184,00	2,71		0,00	4,83	0,00	4,47								
16,00	1,73	494,78	159,00		82,00	2,71		0,00	2,15	0,00	1,99								
19,00	0,28	80,08	112,00		35,00	2,71		0,00	0,92	0,00	0,85								
22,00	0,94	268,84	79,00		2,00	2,71		0,00	0,05	0,00	0,05								
25,00	0,63	180,18	78,00		1,00	2,71		0,00	0,03	0,00	0,02								
28,00	0,12	34,32	76,00		-1,00	2,71		0,00	-0,03	0,00	-0,02								
29,00	0,18	51,48	455,00		378,00	2,71		0,00	9,92	0,00	9,18								
in situ		vol incubé:10ml																	
seochl (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	niveau	V tot	CHa/substrat	Ca/chloro	J	N	J-N	Production	Production	Production	Production	Energie sol.	Energie	Iz	
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(m)	(l)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg Case/mg Chl)	mg Case/h/10m	Case/h/substrat	mg Case/m2/h	(J/cm2/h)	(mE/m2/s)	(mE/m2/s)	
0,75	8,20	287,00	470,49	14,46	0,00	0,11	0,02	0,00	331,00	62,00	251,00		0,30	0,00	0,01	0,36	36,10	181,29	181,00
				14,46	0,30	0,14	0,01	0,00	144,00	98,00	64,00		0,19	0,00	0,00	0,12			85,00
				14,46	0,50	0,11	0,00	0,00	161,00	81,00	81,00		0,43	0,00	0,00	0,11			51,00
				14,46	0,75	0,12	0,00	0,00	220,00	moyenne	140,00		0,53	0,00	0,00	0,22			27,00
				14,46	1,00	0,11	0,00	0,00	152,00	80,00	72,00		0,95	0,00	0,00	0,11			15,00
				14,46	1,50	0,08	0,00	0,00	100,00		20,00		0,26	0,00	0,00	0,02			4,00
				14,46	2,00	0,10	0,00	0,00	162,00		82,00		0,43	0,00	0,00	0,11			1,00

NERSAC	6/08/94																			
hylosynthé	vol:1ml																			
PUTS	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	Chla substrat	Chla/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)							
numéro	(mV)	(mE/s/m2)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)			(mg C ass/mg chla)	mg Cas/h/10mg	mg Cas/h/m2	9,39	5,94							
1,00	0,19	54,34	417,00	112,00	293,00	2,69	0,00	0,00	10,40	0,00	6,57									
4,00	0,12	34,32	165,00	136,00	41,00	2,69		0,00	1,45	0,00	0,92									
7,00	0,37	105,82	290,00	moyenne	166,00	2,69		0,00	5,89	0,00	3,72									
10,00	2,01	574,86	288,00	124,00	164,00	2,69		0,00	5,82	0,00	3,66									
13,00	3,24	926,64	364,00		240,00	2,69		0,00	8,52	0,00	5,36									
16,00	1,37	391,82	366,00		242,00	2,69		0,00	8,59	0,00	5,43									
19,00	0,24	68,64	491,00		367,00	2,69		0,00	13,02	0,00	8,23									
22,00	0,86	245,96	736,00		612,00	2,69		0,00	21,72	0,00	13,73									
25,00	0,59	168,74	422,00		298,00	2,69		0,00	10,58	0,00	6,69									
28,00	0,09	25,74	504,00		380,00	2,69		0,00	13,49	0,00	8,53									
29,00	0,15	42,90	233,00		109,00	2,69		0,00	3,87	0,00	2,45									
In situ	vol.incubé:10ml																			
secchl (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	niveau	Vtot	Chla/substrat	Chla/chloro	J	N	J-N	J-N mod	Production	Production	Production	Production	Energie ad	Energie	Iz	
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(m)	(l)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	Case/mg Chla	Case/h/10mg	Case/h/substr	Case/m2/h	(J/cm2/h)	(mE/m2/s)	(mE/m2/s)	
0,95	8,20	287,00	470,49	14,46	0,00	0,10	0,00	0,00	641,00	391,00	286,00	286,00	1,25	0,00	0,01	0,38	151,45	760,58	757,00	
				14,46	0,30	0,13	0,01	0,00	1225,00	379,00	870,00	870,00	1,43	0,00	0,03	1,50			313,00	
				14,46	0,50	0,15	0,04	0,00	1259,00	296,00	904,00	904,00	0,70	0,00	0,04	1,76			173,00	
				14,46	0,75	0,13	0,03	0,00	814,00	MOYENNE	459,00	459,00	0,46	0,00	0,02	0,77			83,00	
				14,46	1,00	0,14	0,01	0,00	1080,00	355,00	725,00	725,00	1,06	0,00	0,03	1,36			40,00	
				14,46	1,50	0,16	0,01	0,00	1339,00		984,00	984,00	2,35	0,00	0,04	2,04			9,00	
				14,46	2,00	0,12	0,00	0,00	412,00		57,00	57,00	0,50	0,00	0,00	0,09			2,00	

CHALONNE	22/06/94																		
hytosynthèse		vol incubé:2ml																	
PUTS	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	Chla/substrat	Chla/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)						
numéro	(mV)	(mE/s/m2)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)			(mg C ase/mg Chl)	(mg C ase/h/2m)	(mg C ase/h/m2)	7,15	131,53						
1,00	0,23	65,78	5505,00	2285,00	3401,00	2,69	0,09	0,00	2,80	0,01	51,46								
4,00	0,16	45,76	6064,00	2365,00	3960,00	2,69		0,00	3,26	0,02	59,92								
7,00	0,48	137,28	9590,00	1662,00	7486,00	2,69		0,00	6,16	0,03	113,27								
10,00	2,40	686,40	13118,00	moyenne	11014,00	2,69		0,00	9,06	0,04	166,65								
13,00	3,76	1075,36	18688,00	2104,00	16584,00	2,69		0,00	13,64	0,06	250,92								
16,00	1,60	457,60	17657,00		15553,00	2,69		0,00	12,79	0,06	235,32								
19,00	0,28	80,08	7635,00		5531,00	2,69		0,00	4,55	0,02	83,69								
22,00	1,00	266,00	14406,00		12302,00	2,69		0,00	10,11	0,05	166,13								
25,00	0,74	211,64	13253,00		11149,00	2,69		0,00	9,17	0,04	166,69								
28,00	0,19	54,34	3932,00		1826,00	2,69		0,00	1,50	0,01	27,66								
29,00	0,29	82,94	8918,00		6814,00	2,69		0,00	5,60	0,03	103,10								
In situ		vol incubé:10ml																	
seochl (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	Vtot	nVeau	Chla/substrat	Chla/chloro	J	N	J-N	J-N(50ml)	Production	Production	Production	Production	Energie sci	Energie	Iz
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(l)	(m)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)		(mg C ase/mg Chl)	(mg C ase/h/10m)	(mg C ase/h/substr)	(mg C ase/m2/h)	(J/cm2/h)	(mEm2/s)	(mEm2/s)
1,35	7,80			14,34	0,16	0,00	0,31	0,02	6054,00	243,00	5811,00	13713,96	1,77	0,04	0,55	27,66	130,00	652,86	651,97
				14,34	0,15	0,30	0,39	0,03	9557,00	476,00	9081,00	21431,16	2,23	0,06	0,86	42,95			428,38
				14,34	0,16	0,50	0,49	0,03	16054,00	726,00	15326,00	36169,36	3,05	0,09	1,49	74,36			323,76
				14,34	0,16	0,75	0,29	0,02	15911,00	587,00	15324,00	36164,64	4,99	0,09	1,47	73,41			228,15
				14,34	0,11	1,00	0,19	0,02	9141,00	273,00	8868,00	20926,48	2,97	0,05	0,57	28,59			160,77
				14,34	0,10	1,50	0,06	0,01	2477,00	127,00	2350,00	5546,00	2,35	0,01	0,14	7,14			79,84

NERSAC	23/06/94																			
hytesynthé		vol incubé:2ml																		
PUTS	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	Chla/substrat	Chla/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)							
numéro	(mV)	(mE/a/m2)	(dpm/mn)	(dph/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)			(mg C ass/mg chl)	mg Cass/h/2m	mg Cass/h/m2	6,46	91,72							
1,00	0,24	68,64	6374,00	1195,00	3259,00	2,69	0,11	0,01	2,31	0,01	32,86									
7,00	0,48	137,28	7692,00	7189,00	4577,00	2,69		0,01	3,25	0,02	46,14									
10,00	2,30	657,80	21131,00	962,00	18016,00	2,69		0,01	12,79	0,07	181,63									
13,00	3,70	1058,20	17709,00	moyenne	14594,00	2,69		0,01	10,36	0,06	147,13									
16,00	1,55	443,30	18462,00	3115,00	15347,00	2,69		0,01	10,89	0,06	154,72									
19,00	0,27	77,22	4552,00		1437,00	2,69		0,01	1,02	0,01	14,49									
22,00	0,94	268,84	16050,00		12935,00	2,69		0,01	9,18	0,05	130,41									
25,00	0,67	191,62	12619,00		9504,00	2,69		0,01	6,75	0,04	95,82									
28,00	0,15	42,90	5325,00		2210,00	2,69		0,01	1,57	0,01	22,28									
In situ		vol incubé:10ml																		
secchi (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	Vtot	nbreau	Chla/substrat	Chla/chloro	J	N	J-N	J-N(50ml)	Production	Production	Production	Production	Energie sci	Energie	Iz	
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(l)	(m)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	Case/mg Chla	mg Cass/h/10m	Case/h/substrat	Case/m2/h	(J/cm2/h)	(mEm2/s)	(mEm2/s)	
1,80	8,18			14,34	0,08	0,00	0,10	0,01	1340,00	109,00	1231,00	2905,18	0,66	0,01	0,06	3,18	150,00	753,30	749,95	
				14,34	0,14	0,30	0,40	0,03	9269,00	341,00	8928,00	21070,08	1,98	0,05	0,79	39,48			545,66	
				14,34	0,10	0,50	0,43	0,04	10735,00	754,00	9981,00	23555,16	1,41	0,06	0,60	30,04			441,42	
				14,34	0,10	0,75	0,27	0,03	7301,00	1066,00	6235,00	14714,60	1,39	0,04	0,38	18,96			338,66	
				14,34	0,10	1,00	0,34	0,03	8102,00	950,00	7152,00	16878,72	1,33	0,04	0,46	22,84			259,82	
				14,34	0,12	1,50	0,69	0,06	8808,00	516,00	8292,00	19569,12	0,87	0,05	0,61	30,30			152,93	

CHALONNE	6/07/94																			
hytosynthètr	vol incubé:2ml																			
PUTS	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	Chla/substrat	Chla/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)							
numero	(mV)	(mE/s/m2)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)			(mg C ase/mg Chla)	(mg Case/h/2m)	(mg Case/h/m2)	3,53	79,68							
1,00	0,23	65,78	2598,00	764,00	1857,00	2,35	0,14	0,01	0,93	0,01	21,00									
4,00	0,14	40,04	4047,00	620,00	3306,00	2,35	0,14	0,01	1,66	0,01	37,39									
7,00	0,45	128,70	8955,00	840,00	8214,00	2,35	0,14	0,01	4,12	0,03	92,90									
10,00	2,31	660,66	11426,00	moyenne	10685,00	2,35	0,14	0,01	5,36	0,04	120,85									
13,00	3,83	1095,38	9452,00	741,00	8711,00	2,35	0,14	0,01	4,37	0,03	98,52									
16,00	1,87	477,62	12238,00		11497,00	2,35	0,14	0,01	5,77	0,04	130,03									
19,00	0,31	88,68	6010,00		5269,00	2,35	0,14	0,01	2,64	0,02	59,59									
22,00	1,09	311,74	11113,00		10372,00	2,35	0,14	0,01	5,20	0,04	117,31									
25,00	0,79	225,94	9722,00		8981,00	2,35	0,14	0,01	4,51	0,03	101,58									
28,00	0,27	77,22	4173,00		3432,00	2,35	0,14	0,01	1,72	0,01	38,82									
29,00	0,43	122,98	5910,00		5169,00	2,35	0,14	0,01	2,59	0,02	58,48									
In situ	vol incubé:10ml																			
secchi (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	Vtot	niveau	Chla/substrat	Chla/chloro	J	N	J-N	J-N(30ml)	Production	Production	Production	Production	Energie ad	Energie	Iz	
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(l)	(m)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	Case/mg Chla	Case/h/10m	Case/h/substr	Case/m2/h	(J/cm2/h)	(mE/m2/s)	(mE/m2/s)	
1,65	8,00	250,00	409,84	12,54	0,14	0,00	0,72	0,05	10887,00	3830,00	7057,00	27757,53	1,23	0,06	0,88	44,25	62,00	311,36	311,06	
				12,54	0,13	0,30	0,44	0,03	4626,00	3786,00	840,00	3304,00	0,22	0,01	0,10	4,89			220,96	
				12,54	0,14	0,50	0,42	0,03	6636,00	3735,00	2901,00	11410,60	0,87	0,03	0,36	18,19			175,91	
				12,54	0,12	0,75	0,25	0,02	2700,00	2252,00	448,00	1762,13	0,19	0,00	0,05	2,41			132,29	
				12,54	0,12	1,00	0,12	0,01	1679,00	149,00	1530,00	6018,00	1,36	0,01	0,16	8,22			99,48	
				12,54	0,12	1,50	0,08	0,01	995,00	397,00	598,00	2352,13	0,80	0,01	0,06	3,21			56,26	

CHALONNE	19/07/94																			
hytosynthèse		vol.incubé:2ml																		
Puits	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	Chla/substrat	Chla/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)							
numéro	(mV)	(mE/s/m2)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)			(mg C ass/mg Chlmg	Cass/h/2mm	mg Cass/h/m2	4,34	207,67							
1,00	0,23	65,78	12781,00	1682,00	10987,00	2,64	0,29	0,01	2,91	0,04	139,48									
4,00	0,15	42,90	11875,00	1261,00	10081,00	2,64	0,29	0,01	2,67	0,04	127,98									
7,00	0,46	131,58	19664,00	2439,00	17870,00	2,64	0,29	0,01	4,74	0,07	226,86									
10,00	2,33	666,38	26569,00	moyenne	24795,00	2,64	0,29	0,01	6,58	0,10	314,78									
13,00	3,73	1066,78	24622,00	1794,00	22828,00	2,64	0,29	0,01	6,05	0,09	289,80									
16,00	1,59	454,74	24841,00		23047,00	2,64	0,29	0,01	6,11	0,09	292,58									
19,00	0,29	82,94	14510,00		12716,00	2,64	0,29	0,01	3,37	0,05	161,43									
22,00	1,05	300,30	24355,00		22561,00	2,64	0,29	0,01	5,98	0,09	286,41									
25,00	0,73	208,78	20193,00		18399,00	2,64	0,29	0,01	4,88	0,07	233,58									
28,00	0,10	28,80	8478,00		6684,00	2,64	0,29	0,01	1,77	0,03	84,85									
29,00	0,17	48,82	11771,00		9977,00	2,64	0,29	0,01	2,65	0,04	126,66									
In situ		vol.incubé:10ml																		
secchi (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	Vtot	niveau	Chla/substrat	Chla/chloro	J	N	J-N	J-N(50ml)	Production	Production	Production	Production	Energie sd	Energie	Iz	
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(l)	(m)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	Cass/mg Chlmg	Cass/h/10mg	Cass/h/substrmg	Cass/m2/h	(J/cm2/h)	(mEm2/s)	(mE/m2/s)	
1,93	7,90	268,00	439,34	14,08	0,13	0,00	0,89	0,07	12736,00	522,00	12214,00	48041,73	1,85	0,12	1,65	82,27	71,00	356,56	357,81	
				14,08	0,11	0,30	0,98	0,09	15427,00	338,00	15089,00	59350,07	1,76	0,15	1,73	86,47			266,67	
				14,08	0,15	0,50	0,97	0,07	11069,00	266,00	10803,00	42491,80	1,63	0,11	1,59	79,28			219,20	
				14,08	0,14	0,75	0,98	0,07	14709,00	19,00	14690,00	57780,67	2,11	0,15	2,07	103,38			171,57	
				14,08	0,12	1,00	0,62	0,05	6888,00	156,00	6732,00	26479,20	1,32	0,07	0,81	40,61			134,29	
				14,08	0,11	1,50	0,75	0,07	5967,00	236,00	5731,00	22541,93	0,88	0,06	0,66	32,84			82,27	
				14,08	0,12	2,00	0,42	0,04	6422,00	493,00	5929,00	23320,73	1,67	0,06	0,70	35,17			50,40	

NERSAC	20/07/94																		
hylosynthét		vol. incubé: 2ml																	
PUTS	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	Chla/substrat	Chla/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)						
numero	(mV)	(mE/s/m2)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)			(mg C ass/mg Chl)	mg Cass/h/2m	mg Cass/h/m2	4,17	175,71						
1,00	0,23	65,78	2098,00	1306,00	363,67	2,76	0,35	0,02	0,08	0,00	3,56								
4,00	0,16	45,76	9986,00	2264,00	8251,67	2,76	0,35	0,02	1,92	0,03	80,77								
7,00	0,49	140,14	14235,00	1633,00	12500,67	2,76	0,35	0,02	2,90	0,05	122,36								
10,00	2,45	700,70	23513,00	moyenne	21778,67	2,76	0,35	0,02	5,06	0,09	213,17								
13,00	3,87	1106,82	42986,00	1734,33	41251,67	2,76	0,35	0,02	9,58	0,17	403,77								
16,00	1,60	457,60	23345,00		21610,67	2,76	0,35	0,02	5,02	0,09	211,53								
19,00	4,84	1384,24	22395,00		20660,67	2,76	0,35	0,02	4,80	0,06	202,23								
22,00	1,02	291,72	23568,00		21833,67	2,76	0,35	0,02	5,07	0,09	213,71								
25,00	0,72	205,92	19973,00		18238,67	2,76	0,35	0,02	4,23	0,07	178,52								
28,00	0,60	171,60	20885,00		19150,67	2,76	0,35	0,02	4,45	0,08	187,45								
29,00	0,15	42,90	13584,00		11829,67	2,76	0,35	0,02	2,75	0,05	115,79								
In situ		vol. incubé: 10ml																	
secchi (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	Vtot	niveau	Chla/substrat	Chla/chloro	J	N	J-N	J-N(30ml)	Production	Production	Production	Production	Energie sd.	Energie	Iz
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(l)	(m)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	Case/mg Chl	mg Cass/h/10m	Case/h/substr	mg Cass/h/m2	(J/cm2/h)	(mEm2/s)	(mE/m2/s)
1,60	7,85	281,00	460,66	14,72	0,15	0,00	1,28	0,09	12279,00	940,00	11339,00	44600,07	1,12	0,10	1,43	47,67	92,70	465,54	464,05
				14,72	0,14	0,30	1,36	0,09	13435,00	1141,00	12294,00	48356,40	1,10	0,10	1,49	49,62			325,71
				14,72	0,15	0,50	1,30	0,09	17058,00	882,00	16176,00	63625,60	1,60	0,14	2,07	68,91			257,24
				14,72	0,14	0,75	1,12	0,08	15719,00	804,00	14915,00	58665,67	1,56	0,13	1,76	58,52			191,52
				14,72	0,10	1,00	0,93	0,09	13802,00	7721,00	6081,00	23918,60	0,55	0,05	0,51	17,04			142,59
				14,72	0,11	1,50	0,65	0,06	7695,00	401,00	7294,00	28689,73	1,05	0,06	0,69	22,90			79,04
				14,72	0,12	2,00	0,38	0,03	5012,00	262,00	4750,00	18683,33	1,28	0,04	0,49	16,24			43,82

CHALONNE	4/08/94																		
hytosynthétri vol incubé:2ml																			
PPTS	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	mg Chla/substr	Chla/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)						
numéro	(mV)	(mE/s/m2)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)			(mg C ass/mg Chl)	(mg C ass/h/2m)	(mg C ass/h/m2)	5,83	172,60						
1b	0,31	88,66	30253,00	7045,00	23560,67	2,50	0,19	0,01	8,81	0,09	270,26								
4,00	0,17	47,19	20550,00	6290,00	13857,67	2,50	0,19	0,01	5,16	0,05	158,96								
7,00	0,49	140,14	15376,00	6742,00	8683,67	2,50	0,19	0,01	3,25	0,03	99,61								
7b	1,20	341,77	17321,00		10628,67	2,50	0,19	0,01	3,98	0,04	121,92								
10,00	2,39	683,54	26650,00	moyenne	19957,67	2,50	0,19	0,01	7,47	0,07	228,93								
13,00	3,84	1098,81	26412,00	6692,33	19719,67	2,50	0,19	0,01	7,38	0,07	226,20								
16,00	4,80	1372,80	20725,00		14032,67	2,50	0,19	0,01	5,25	0,05	160,97								
19,00	0,29	82,94	13493,00		6800,67	2,50	0,19	0,01	2,54	0,02	78,01								
25,00	0,71	203,06	20005,00		13312,67	2,50	0,19	0,01	4,98	0,05	152,71								
25b	2,78	787,93	24086,00		17373,67	2,50	0,19	0,01	6,50	0,06	199,29								
28,00	0,91	258,83	24279,00		17586,67	2,50	0,19	0,01	6,58	0,06	201,73								
In situ vol incubé:10ml																			
secchi (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	Vtot	niveau	mg Chla/substr	Chla/chloro	J	N	J-N	J-N(25ml)	Production	Production	Production	Production	Energie sol	Energie	Iz
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(l)	(m)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	C ass/mg Chl	C ass/h/10m	C ass/h/substr	mg C ass/m2/h	(J/cm2/h)	(mEm2/s)	(mE/m2/s)
2,00	8,09	265,00	434,43	13,31	0,14	0,00	0,66	0,05	8439,00	650,00	7789,00	36764,08	1,83	0,09	1,21	60,41	120,60	605,65	607,89
				13,31	0,12	0,30	0,87	0,07	6069,00	1517,00	4552,00	21485,44	0,73	0,05	0,63	31,67			457,14
				13,31	0,16	0,50	0,55	0,03	5927,00	698,00	5229,00	24680,88	1,77	0,06	0,97	48,31			378,04
				13,31	0,10	0,75	0,40	0,04	5561,00	853,00	4708,00	22221,76	1,34	0,05	0,54	26,85			298,12
				13,31	0,12	1,00	0,57	0,05	9140,00	409,00	8731,00	41210,32	2,15	0,10	1,23	61,74			235,10
				13,31	0,16	1,50	0,76	0,05	6525,00	356,00	6169,00	29117,68	1,44	0,07	1,10	54,88			146,20
				13,31	0,13	2,00	0,78	0,06	8294,00	282,00	8012,00	37816,64	1,53	0,09	1,19	59,40			90,92

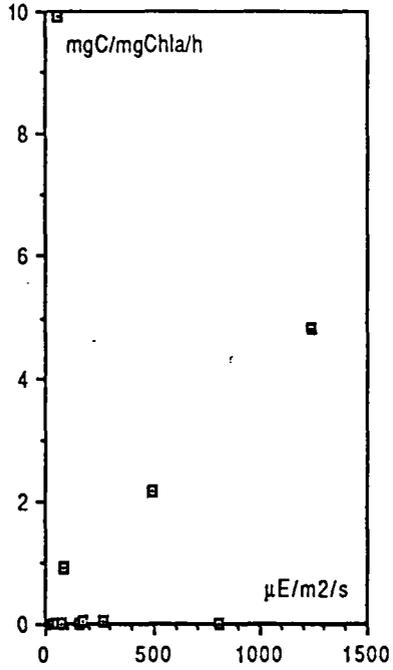
NERSAC	5/08/94																			
hytosynthétr		vol.incubé:2ml																		
PUTS	INTENSITE	Iz	J	N	J-N	C	Chla/substrat	Chla/chloro	Production	Production	Production	moyenne(chla)	moyenne(m2)							
numéro	(mV)	(mE/s/m2)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(mg/l)			(mg C.ase/mg Chl)	mg_Cass/h/2m	mg_Cass/h/m2	1,54	102,74							
1b	0,32	91,52	9622,00	3605,00	6302,67	2,64	0,49	0,02	0,99	0,02	66,36									
4,00	0,17	48,62	8479,00	3640,00	5159,67	2,64	0,49	0,02	0,81	0,02	54,35									
7,00	0,50	141,57	11642,00	2713,00	8322,67	2,64	0,49	0,02	1,31	0,03	87,66									
7b	1,24	353,21	11839,00		8519,67	2,64	0,49	0,02	1,34	0,03	89,74									
10,00	2,42	692,12	25316,00	moyenne	21996,67	2,64	0,49	0,02	3,47	0,08	231,69									
13,00	3,85	1101,10	15221,00	3319,33	11901,67	2,64	0,49	0,02	1,88	0,05	125,36									
16,00	4,84	1384,24	15043,00		11723,67	2,64	0,49	0,02	1,85	0,04	123,48									
19,00	0,29	81,51	7538,00		4218,67	2,64	0,49	0,02	0,67	0,02	44,43									
25,00	0,73	208,78	13440,00		10120,67	2,64	0,49	0,02	1,60	0,04	106,60									
25b	2,84	812,24	13639,00		10319,67	2,64	0,49	0,02	1,63	0,04	108,69									
28,00	0,92	263,12	12031,00		8711,67	2,64	0,49	0,02	1,37	0,03	91,76									
In situ		vol.incubé:10ml																		
secchl (m)	pH	Alcalinité	Alcalinité	C	Vtot	niveau	Chla/substrat	Chla/chloro	J	N	J-N	J-N(15ml)	Production	Production	Production	Production	Energie sol.	Energie	Iz	
		(mg/l HCO3)	(mg/l CaCO3)	(mg/l)	(l)	(m)			(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	(dpm/mn)	mg_Cass/mg Chl	mg_Cass/h/10m	mg_Cass/h/substr	mg_Cass/m2/h	(J/cm2/h)	(mE/m2/s)	(mE/m2/s)	
1,58	8,15	280,00	459,02	14,08	0,12	0,00	1,22	0,11	13001,00	1829,00	11172,00	87886,40	2,13	0,22	2,61	130,29	84,00	421,85	419,89	
				14,08	0,12	0,30	1,51	0,13	11649,00	1158,00	10491,00	82529,20	1,62	0,21	2,45	122,35			292,95	
				14,08	0,10	0,50	1,47	0,15	5869,00	1421,00	4448,00	34990,93	0,60	0,09	0,88	43,82			230,44	
				14,08	0,11	0,75	1,11	0,10	8010,00	1106,00	6904,00	54311,47	1,38	0,14	1,53	76,35			170,72	
				14,08	0,10	1,00	1,16	0,12	7366,00	488,00	6878,00	54108,93	1,19	0,14	1,38	69,15			126,47	
				14,08	0,11	1,50	0,76	0,07	5988,00	356,00	5632,00	44305,07	1,63	0,11	1,25	62,28			69,41	

ANNEXE 4

PRODUCTION PRIMAIRE EN FONCTION DE L'INTENSITÉ
LUMINEUSE IN SITU ET AVEC LE PHYTOSYNTHÉTRON

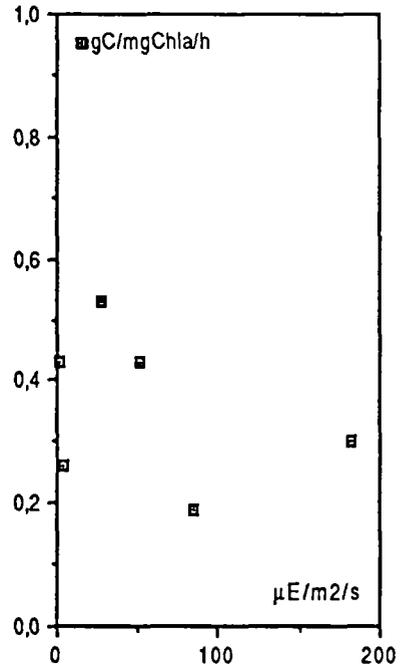
PHYTOSYNTHETRON

CHALONNE (6/6/94)



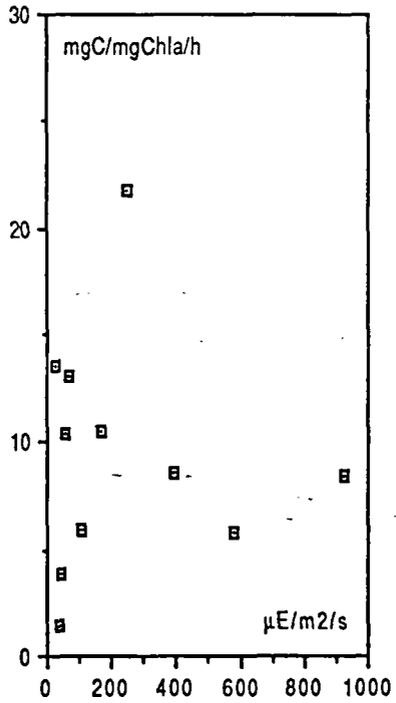
IN SITU

CHALONNE (6/6/94)



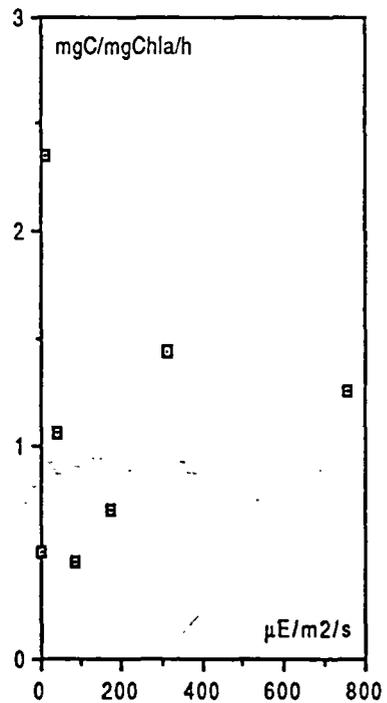
PHYTOSYNTHETRON

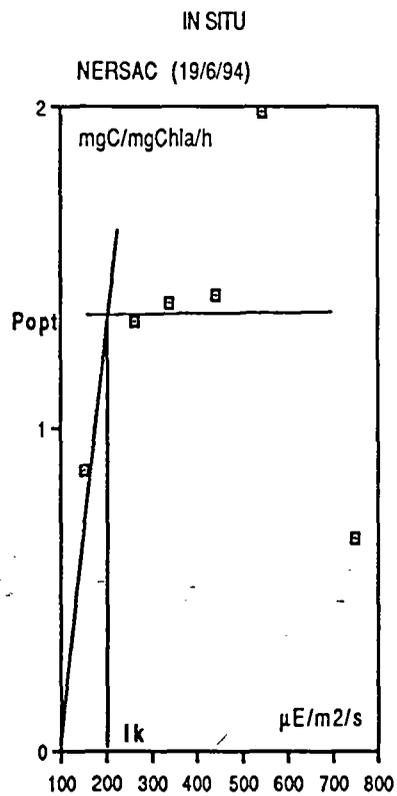
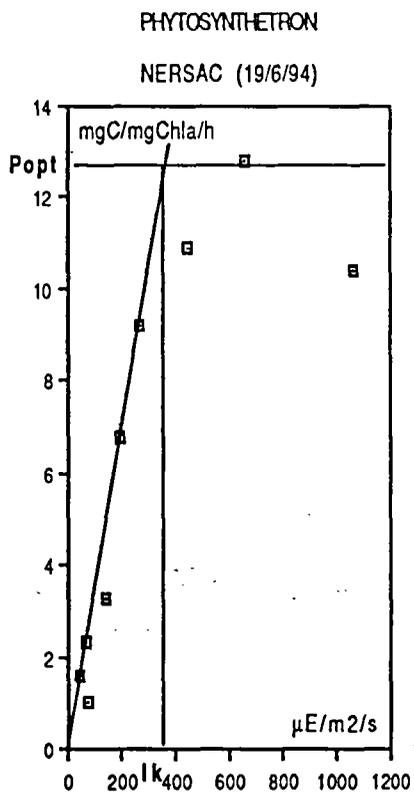
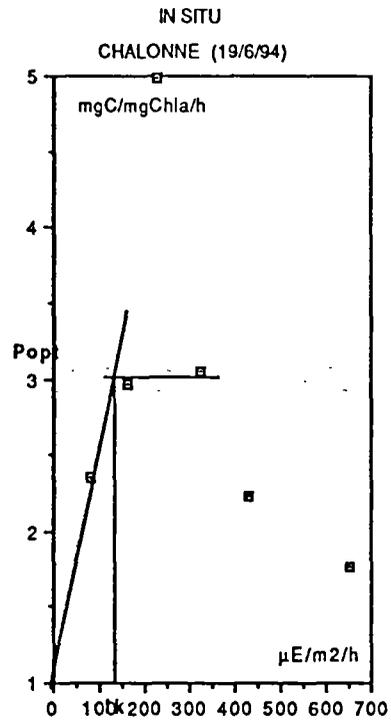
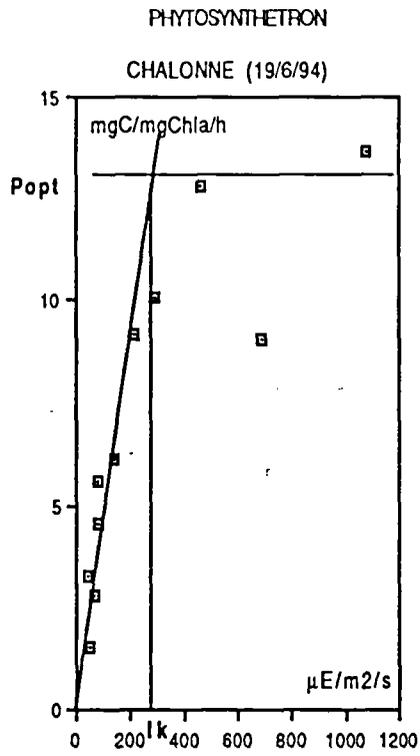
NERSAC (6/6/94)



IN SITU

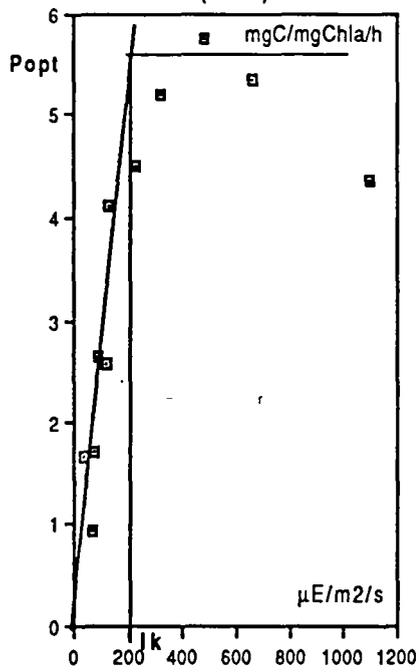
NERSAC (6/6/94)





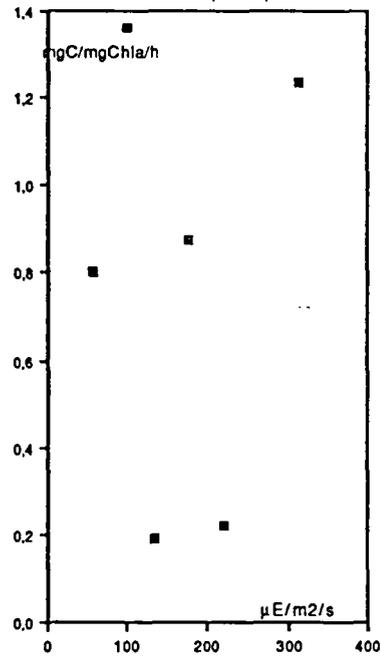
PHYTOSYNTHETRON

CHALONNE (6/7/94)



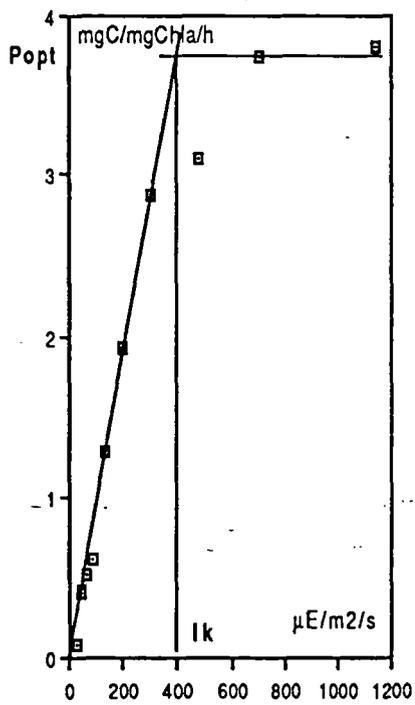
IN SITU

CHALONNE (6/7/94)



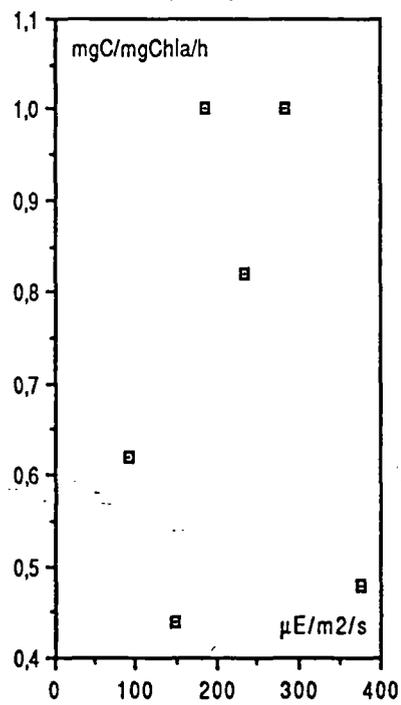
PHYTOSYNTHETRON

NERSAC (6/7/94)



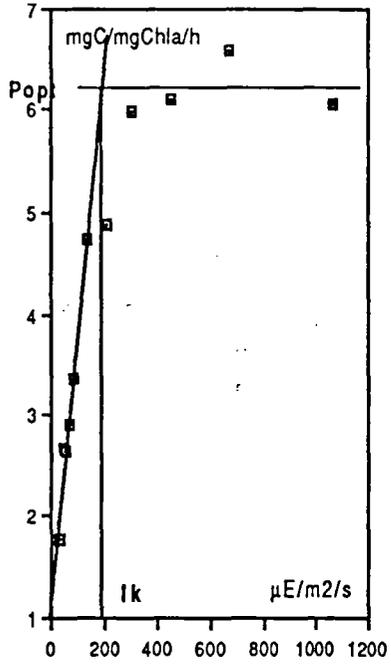
IN SITU

NERSAC (6/7/94)



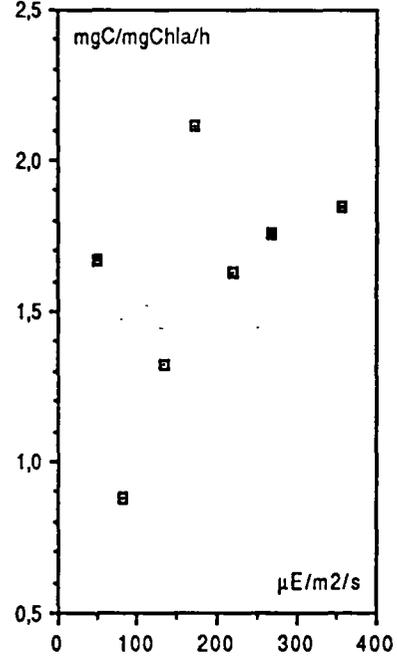
PHYTOSYNTHETRON

CHALONNE (19/7/94)



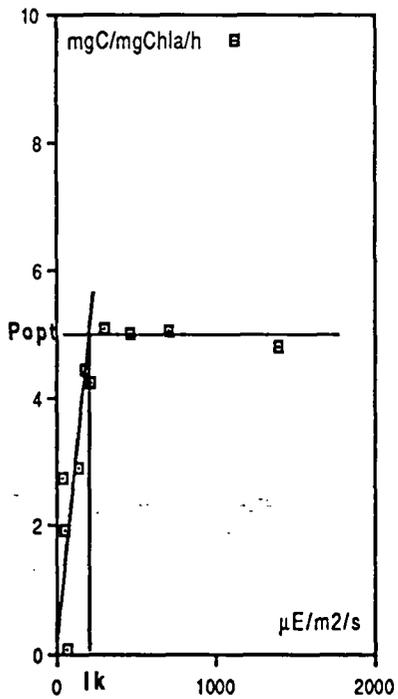
IN SITU

CHALONNE (19/7/94)



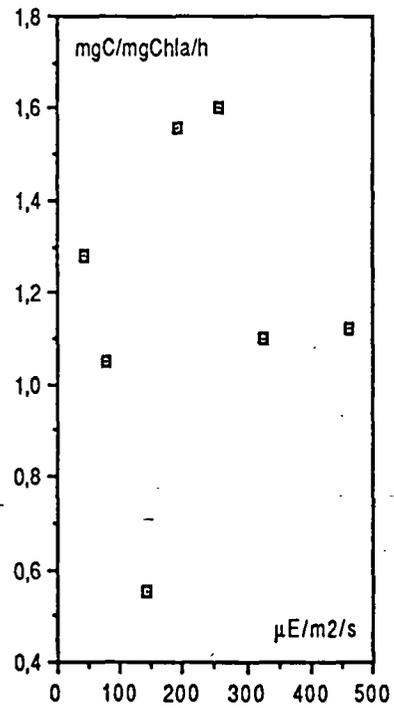
PHYTOSYNTHETRON

NERSAC (19/7/94)



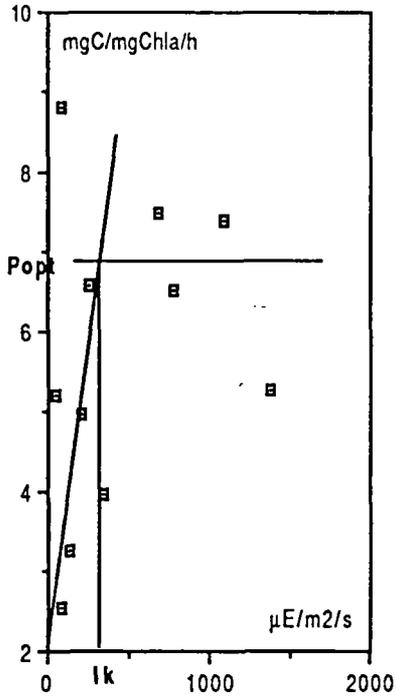
IN SITU

NERSAC (19/7/94)



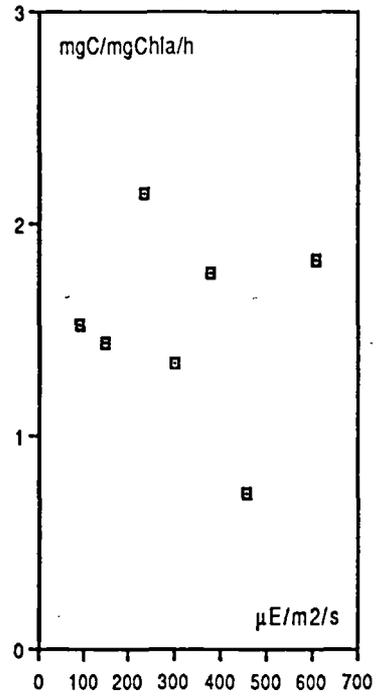
PHYTOSYNTHETRON

CHALONNE (5/8/94)



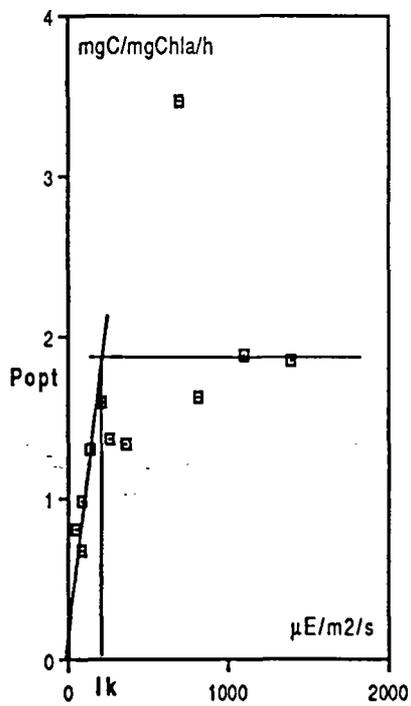
IN SITU

CHALONNE (5/8/94)



PHYTOSYNTHETRON

NERSAC (5/8/94)



IN SITU

NERSAC (5/8/94)

