HAL
open science

Capacité d'assimilation d'un secteur particulier de cours d'eau en substrat sableux : étude du biofilm bactérien et algal

Sabine Gauthier

To cite this version:

Sabine Gauthier. Capacité d'assimilation d'un secteur particulier de cours d'eau en substrat sableux : étude du biofilm bactérien et algal. Environmental Sciences. 1998. hal-03797332

HAL Id: hal-03797332

https://hal.inrae.fr/hal-03797332

Submitted on 4 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.

98/0832

Cemagref
LA RECHERCHE POUR L'INGENIERIE DE L'AGRICULTURE ET DE L'ENVIRONNEMENT

Division Qualité des Eaux
Groupement de Bordeaux

UNIVERSITE DE FRANCHE-COMTE
U.F.R. SCIENCES

N° ordre 827 E

Capacité d'assimilation d'un secteur particulier de cours d'eau en substrat sableux : étude du biofilm bactérien et algal

Sabine GAUTHIER

DESS Eaux Continentales : pollutions et aménagements

Soutenu le 25 Septembre 1998

composition du Jury :	Président	Monsieur J. VERNEAUX, Professeur
		Monsieur F. REMY, Professeur
		Monsieur L. ALEYA, Professeur
	Membre invité	Monsieur H. BEUFFE, Chargé de recherche

DOC ARCHIVE MEMOIRE

Division Qualité des Eaux
Groupement de Bordeaux

UNIVERSITE DE FRANCHE-COMTE
U.F.R. SCIENCES

N° ordre 827 E

Capacité d'assimilation d'un secteur particulier de cours d'eau en substrat sableux : étude du biofilm bactérien et algal

Sabine GAUTHIER

DESS Eaux Continentales : pollutions et aménagements

Soutenu le 25 Septembre 1998

composition du Jury :	Président	Monsieur J. VERNEAUX, Professeur
		Monsieur F. REMY, Professeur
		Monsieur L. ALEYA, Professeur
	Membre invité	Monsieur H. BEUFFE, Chargé de recherche

GAUTHIER,S. (1998) - Capacité d'assimilation d'un secteur particulier de cours d'eau en substrat sableux : étude du biofilm bactérien et algal. ***DESS Eaux Continentales : Pollutions et Aménagements, Université de Franche-Comté, Cemagref, Division Qualité des Eaux, Bordeaux,*** **43p**

Résumé : Présent sur tous les substrats immergés, le périphyton entre pour une grande part dans la capacité d'assimilation des écosystèmes aquatiques d'eau douce et peut contribuer ainsi à la réduction des pollutions diffuses provenant de bassins versants agricoles. Des substrats artificiels ont été utilisés pour étudier le biofilm bactérien et algal au niveau d'un secteur particulier d'un cours d'eau landais, affluent secondaire du bassin d'Arcachon. En effet, les macrophytes dont le développement y est important en période estivale constituent un support privilégié pour ce compartiment biologique. Les biomasses ont été évaluées en terme de chlorophylle a et de numération bactérienne au DAPI. Des mesures de production primaire en incubateur et in situ ont permis d'estimer la capacité d'assimilation du biofilm algal. Les premiers résultats montrent que l'assimilation azotée du biofilm est du même ordre de grandeur que les abattements mesurés en été entre l'amont et l'aval de ce secteur. Comparée aux flux annuels mesurés à l'aval des grandes cultures, cette assimilation est faible mais non négligeable en cette période cruciale pour le bassin d'Arcachon.

Mots clés : périphyton - biomasse - production primaire - nutriments - bilan azote - pollution diffuse - cours d'eau

Abstract : Present on all submerged surfaces, periphyton takes an important part in the assimilation capacity of freshwater ecosystems and thus can contribute to the reduction of no-point pollutions from agricultural watershed. Artificial substrates were used to study bacterial and algal periphyton in a particular area of a secondary affluent of the Arcachon marine bay. Indeed, macrophytes, which development is there important in summer, are privileged substrates for this biological compartment. Biomasses were estimated as chlorophyll a concentration and DAPI staining enumeration. The assimilation capacity of the algal periphyton was assessed from primary production measurements in incubation chamber and in situ. First results show that nitrogen biofilm assimilation is similar to flux abatements measured in summer between the upstream and downstream of this area. Compared to annual flux measured downstream large-scale farmings, this assimilation is low but not insignificant during this crucial period for the Arcachon marine bay.

Key words : periphyton - biomass - primary production - nutrients - nitrogen balance - no-point pollution - stream

Remerciements,

Je souhaite ici exprimer ma reconnaissance à tous ceux qui, par leurs compétences et leur dévouement, m'ont aidée à réaliser ce travail :

☞ *François DELMAS, Chef de la division Qualité des Eaux du Cemagref, pour m'avoir accueillie au sein de son équipe,*

☞ *Henri BEUFFE, Chargé de recherche à la division Qualité des Eaux, pour m'avoir confié cette mission mais aussi et surtout pour les nombreux conseils et la disponibilité qu'il a su agréablement me consacrer,*

☞ *Alain DUTARTRE, Mathieu TORRE, Michel COSTE, Ingénieurs d'étude et Chargé de recherche au Cemagref, pour leurs conseils dans leurs disciplines respectives,*

☞ *Renaud BROUQUISSE, Philippe RAYMOND, Gilles BASSET, du laboratoire de physiologie végétale de l'INRA de Villenave d'Ornon, ainsi que Frédéric GARABETIAN, du Centre d'Ecologie des Systèmes Aquatiques Continentaux de Toulouse, pour leur collaboration.*

Je tiens également à remercier toutes celles et ceux, stagiaires et permanents, qui ont contribué au déroulement de ce stage dans des conditions de travail agréables, entre autres Jean-Marc, Guillaume, Christophe pour leur aide sur le terrain, Emily pour sa bonne humeur communicative et les collègues sportives de l'ADER.

SOMMAIRE

I - INTRODUCTION 1

II - CONTEXTE DE L'ETUDE 3

1. CAPACITÉ D'ASSIMILATION DES HYDROSYSTÈMES 3
   1.1. Auto-épuration et capacité d'assimilation 3
   1.2. Les moteurs biologiques de réduction de la charge nutritive 4
   1.3. Importance du compartiment périphytique 5
2. LE GRAND ARRIOU 6
   2.1. Un bassin versant expérimental 6
   2.2. Evolution des flux chimiques selon les secteurs 7
3. LE SITE EXPÉRIMENTAL : LA RETENUE DE MANO 8
   3.1. La retenue 8
   3.2. Le déversoir de la retenue 9

III - MATERIEL ET METHODES 10

1. COLONISATION ET ÉCHANTILLONNAGE DU BIOFILM 10
   1.1. Dans la retenue 10
   1.2. Sur le déversoir de la retenue 11
2. CARACTÉRISATION DU BIOFILM 11
   2.1. Biomasse bactérienne 11
      2.1.1. Principe 11
      2.1.2. Dénombrement total de bactéries : méthode DAPI 12
      2.1.3. Dénombrement des bactéries actives : méthode INT-DAPI 12
      2.1.4. Expression des dénombrements 13
      2.1.5. Biovolumes et facteurs de conversion 14
   2.2. Biomasse algale 14
      2.2.1. Mesure de la concentration en chlorophylle a 14
      2.2.2. Calcul et expression des résultats 14
      2.2.3. Facteurs de conversion 15
   2.3. Production primaire algale 15
      2.3.1. Incubation in situ 16
      2.3.2. Incubation sous éclairement artificiel 16
      2.3.3. Mesure de la radioactivité assimilée 17
      2.3.4. Expression des résultats 17
      2.3.5. Production primaire journalière 18
   2.4. Mesures d'énergie lumineuse 18

IV - RESULTATS 19

1. LA RETENUE 19

1.1. Biomasse périphytique algale et bactérienne 19
1.1.1. Profils de colonisation algale 19
1.1.2. Profils de colonisation bactérienne 19
1.1.3. Evolution saisonnière de la biomasse périphytique algale et bactérienne 22
1.2. Production primaire 24
1.2.1. Mesures en incubateur, production primaire spécifique 24
1.2.2. Mesure in situ 26
1.3. Approche de la capacité d'assimilation du compartiment algal périphytique de la retenue en période estivale 28
1.3.1. Constat et démarche 28
1.3.2. Estimation de la surface foliaire des macrophytes colonisés par la fraction active du biofilm algal 29
1.3.3. Estimation de la production primaire journalière du biofilm 30
1.3.4. Capacité d'assimilation du biofilm algal comparée au bilan chimique entre l'amont et l'aval de la retenue 31

2. LE DÉVERSOIR 32

2.1. Biomasse et production primaire périphytique 32
2.2. Production primaire journalière du biofilm algal 33
2.3. Capacité d'assimilation du biofilm algal du déversoir 35

V - CONCLUSION ET PERSPECTIVES 37

BIBLIOGRAPHIE 39

ANNEXES 44

Annexe 1 : Bilans chimiques entre l'amont et l'aval de la retenue, données Cemagref 97.
Annexe 2 : Schéma et côtes du déversoir de la retenue.
Annexe 3 : Mesures de chlorophylle a.
Annexe 4 : Numérations bactériennes.
Annexe 5 : Mesures de production primaire.
Annexe 6 : Déterminations des paramètres caractéristiques des courbes d'atténuation de la photosynthèse, Popt et Ik.
Annexe 7 : Mesures de terrain, retenue de Mano.
Annexe 8 : Evaluations de l'assimilation potentielle sur le déversoir de la retenue.

I - INTRODUCTION

Vaste triangle de sable à façade océanique, de plus d'un million d'hectares, les Landes de Gascogne constituent aujourd'hui le plus grand massif forestier d'Europe occidentale. Sa ressource en eau est particulière avec des eaux superficielles s'écoulant d'est en ouest par un réseau peu ramifié ménageant des interfluves mal drainés, une nappe d'eau souterraine toujours proche de la surface s'étendant sur tout cet ensemble géographique et des milieux récepteurs tels que les étangs littoraux et la baie d'Arcachon.
Après un premier changement radical de l'image des Landes de Gascogne au XIXème siècle, dû à un programme d'assainissement et de boisement, une nouvelle mutation s'est produite dans les années 50 avec le développement de la culture du maïs.

Le défrichement des zones forestières, au profit de ce système de culture intensive, a suscité des préoccupations environnementales notamment en ce qui concerne l'évolution du paysage, l'érosion des sols par les vents et les pluies, la contamination des aquifères et les risques encourus par les lacs d'eau douce et les baies marines. En effet, le lessivage des sols entraîne un enrichissement des eaux superficielles en éléments nutritifs conduisant à l'eutrophisation accélérée de certains milieux récepteurs. Ainsi, bien que nettement en dessous des seuils de potabilité, notamment en matière de nitrates, les teneurs de la Leyre ont déjà contribué à un enrichissement caractérisé du bassin d'Arcachon.

L'importance économique de ces zones côtières (ostréiculture, tourisme estival) conduit actuellement les instances territoriales à s'interroger sur le développement des activités présentes en tête de bassin versant.
Aussi, afin d'apporter des éléments de gestion durable de ces activités, il est apparu nécessaire de comprendre le fonctionnement de l'écosystème sableux landais.

Dans ce but, deux projets de recherche ont été mis en place : le GIP Ecofor (Ecosystème forestier) et le programme ESL (Ecosystème Sableux Landais) financé par la région Aquitaine. Ils mettent en œuvre la collaboration de trois divisions du Cemagref, groupement de Bordeaux, « Qualité des Eaux » (eaux de surface), « Aménagement et Dynamique de l'Espace Rural » (occupation du sol), « Ouvrages et Réseaux Hydrauliques » (eaux souterraines) et de l'INRA (modélisation du pin maritime et de la matière organique du sol).

Une étude initiée depuis 1996 assure le suivi de la qualité des eaux de deux bassins versants en relation avec l'occupation du sol et les pratiques culturales.

Le bassin versant du Grand-Arriou est mixte avec, en tête de bassin, une importante zone agricole. En aval, l'environnement est forestier et le cours de la rivière est ralenti par la présence d'un réservoir artificiel.
Les bilans hebdomadaires entrée-sortie des années précédentes de cet aménagement montrent que les flux d'éléments nutritifs et de matières en suspension peuvent, selon la période, y subir un abattement ou au contraire y être augmentés.

Quelle est l'efficacité de cet aménagement vis à vis des flux d'éléments nutritifs ?
Quelle est la part des processus biologiques dans l'établissement de ces bilans ?
C'est à ces questions que nous avons tenté d'apporter des éléments de réponses.

Pour ce faire, nous nous sommes intéressés plus particulièrement au périphyton bactérien et algal de ce secteur particulier. En effet, 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. Ce complexe biologique peut présenter par sa capacité d'auto-épuration une incidence déterminante sur la qualité des eaux des milieux aquatiques.
Qu'en est-il des hydrosystèmes en substrat sableux ?

L'étude de ce compartiment biologique a consisté, dans un premier temps, à évaluer l'importance du biofilm algal et périphytique en terme de biomasse au cours de la période estivale. Puis, par des mesures de production primaire, nous avons estimé la capacité d'assimilation des algues périphytiques afin d'établir la part de cette composante biologique dans les processus d'abattement des flux nutritifs, notamment en nitrates.

II - CONTEXTE DE L'ETUDE

1. Capacité d'assimilation des hydrosystèmes

1.1. Auto-épuration et capacité d'assimilation

WURHMANN [1974] définit l'auto-épuration comme un ensemble de processus conduisant à l'élimination de matière dissoute ou particulaire entre deux points d'observation d'une rivière.

A la suite d'un rejet polluant de matières organiques, le cours d'eau, déséquilibré, tend en général à retrouver progressivement sa situation initiale. HYNES [1960] décrit ces modifications de l'écosystème par l'apparition d'une succession de zones de l'amont vers l'aval.
Tout d'abord, on observe une zone de dégradation où les eaux du fleuve et celles de l'effluent se mélangent. Puis, lui succède une zone de décomposition active de la matière organique par les micro-organismes aérobies et anaérobies à laquelle fait suite une zone de restauration où apparaissent des peuplements participant aux différentes phases de dégradation et d'assimilation. Enfin, progressivement, apparaît une zone d'eaux propres qui est recolonisée par les organismes les plus sensibles.

Les facteurs de l'auto-épuration sont de trois types :
- des facteurs physiques tels que dilution, dispersion longitudinale, sédimentation, remise en suspension, échanges gazeux avec l'atmosphère,
- des facteurs chimiques ou phénomènes d'oxydoréduction,
- des facteurs biologiques comme la dégradation et la consommation de la matière organique, la photosynthèse et la respiration des peuplements aquatiques et des sédiments.

Toutefois, selon les apports allochtones, il convient de distinguer deux processus d'amélioration de la qualité de l'eau :
- la réduction de la charge en matières organiques fermentescibles (l'auto-épuration), qui est déterminée par l'action biologique de micro-organismes saprophytes,
- la réduction de la charge eutrophisante qui est le fait de phénomènes d'adsorption-désorption ou de phénomènes biologiques d'absorption et de fixation dans la biomasse.

Ces deux processus se succèdent dans le cas de pollution organique localisée (la minéralisation de la matière organique induit nécessairement une augmentation de la charge en éléments minéraux) ; ils agissent conjointement dans le cas d'une pollution-eutrophisation diffuse.

1.2. Les moteurs biologiques de réduction de la charge nutritive

Les moteurs biologiques de réduction de la charge nutritive sont les bactéries et les producteurs primaires. En effet, les éléments nutritifs carbonés, azotés ou phosphorés présents dans la colonne d'eau sont à la base du fonctionnement de la chaîne trophique.

La croissance bactérienne hétérotrophe s'effectue à partir du carbone organique sous forme dissoute ou particulaire. Ce carbone organique, quelle que soit sa forme, peut être d'origine autochtone (recyclage des biomasses animales et végétales) ou allochtone (érosion des sols, effluents industriels ou domestiques).
Les sources d'azote sont l'ammoniaque et les acides aminés libres, par contre les nitrates et les acides nucléiques constituent un apport moins significatif [JORGENSEN et coll., 1993]. La minéralisation de l'azote organique produit de l'ammoniaque qui sera ensuite oxydé en nitrites puis en nitrates (nitrification). Ce processus de nitrification est important dans les milieux aquatiques car il contribue à l'élimination de la forme toxique de l'azote. En anaérobiose, les bactéries peuvent convertir les nitrates en azote organique ou ammonium.
Le troisième élément essentiel est le phosphore. En effet, la croissance bactérienne n'est pas toujours couplée à un apport de carbone organique ou d'azote car l'apport de phosphore peut aussi entraîner une augmentation du nombre de cellules [COVENEY, WETZEL, 1992]. Les bactéries assimilent directement les phosphates inorganiques dissous, elles concurrencent ainsi les végétaux en utilisant, pour leur synthèse, une partie des ions phosphates disponibles.

Bien que la source essentielle de carbone pour les végétaux soit le CO_2 atmosphérique dissous dans l'eau, une majorité d'espèces sont capables d'utiliser HCO_3^- provenant de la décomposition de la matière organique par les organismes hétérotrophes. Le prélèvement actif de HCO_3^- est plus fréquent chez les macrophytes immergés que chez les épiphytes et le phytoplancton.
Les organismes autotrophes utilisent l'azote sous différentes formes, gazeuse (N_2), minérale (NH_4^+, NO_3^-, NO_2^-) et organique. L'ammonium et les nitrates sont les formes les plus fréquemment utilisées par les algues, la forme NH_4^+ étant la plus facilement assimilable. En revanche, l'assimilation des nitrates nécessite la présence d'enzyme (perméase ou transport actif) dont l'activité semble être sensible à l'ammoniaque. Quand elles sont limitées à la fois en ammonium et en nitrates, les algues sont capables d'utiliser des sources alternatives d'azote telle que l'azote organique.
Les végétaux prélèvent également du phosphore surtout sous forme d'orthophosphates directement assimilables mais aussi sous forme de phosphore organique dissous (assimilables grâce aux enzymes extracellulaires). L'assimilation du phosphore se fait essentiellement quand les concentrations de cet élément dans le milieu sont élevées. Aux faibles concentrations, la proportion relative de phosphore consommée par les algues est faible comparée à celle prélevée par les bactéries.

1.3. Importance du compartiment périphytique

Sur l'ensemble des producteurs primaires, la part relative des macrophytes peut être importante en terme de biomasse. Toutefois, elle est moindre en terme de production primaire. En effet, elle a été estimée, en lac, à 76,5 mgC/m²/j contre 731,5 mgC/m²/j pour le périphyton ; le phytoplancton représentant pour sa part 249,3 mgC/m²/j [WETZEL, 1964].
Le compartiment périphytique présente donc un potentiel d'assimilation considérable.

En terme de biomasse, l'importance du périphyton peut être très variable selon l'habitat [MOSS, 1968] :

biofilm épiphytique (macrophytes)	110 à 2350 mg/m² chlorophylle a
biofilm épilithique (pierres, galets)	127 à 1200

FAIRCHILD [1992] donne une valeur moyenne de 8 mg chla / m² pour l'épilithon se développant sur des pots d'argile.

En terme de productivité, elle peut être également variable selon la nature du biofilm. TAKAMURA et IWAKUMA [1991] estiment en effet une assimilation d'azote de l'ordre de 10 à 53 mgN/m²/j par un épiphyton à dominante diatomique. En revanche, pour un épiphyton constitué de Diatomées (55%), de Cyanobactéries (30%) et de flagellés (15%), NILSON et SUNDBACK [1991] l'évaluent à 0,17 mgN/m²/j.

Sur substrats artificiels, LAHOUN [1994] note que la biomasse algale maximale développée sur des feuilles de polyéthylène dans le fleuve Charente est de 49 mg chla /m² en amont de tout rejet polluant, elle passe à 70 mg chla /m² en aval de la ville d'Angoulême.
La capacité d'assimilation de ce biofilm, essentiellement constitué de Diatomées et de quelques algues vertes filamenteuses, a été estimée à 250mgC/m²/h, à partir de mesures réalisées sous éclairement artificiel, soit environ 55 mgN/m²/j.

Ainsi, la capacité d'assimilation d'un milieu se traduit par son aptitude à supporter un accroissement des apports en substances nutritives allochtones sans porter atteinte à son intégrité écologique ; l'intégrité écologique impliquant l'intégrité structurale (diversité, ratios autotrophes / hétérotrophes) et l'intégrité fonctionnelle (transfert de nutriments, dissipation d'énergie) [CHADWICK, 1993].

Dans les tronçons de rivière à cours ralenti tels que les retenues, on peut observer une amélioration de la qualité de l'eau. En effet, le temps de rétention de la masse d'eau, le ralentissement de la vitesse du courant, l'étalement du lit, permettent aux particules de sédimenter plus rapidement qu'en eaux vives ce qui

se traduit par un abattement des matières en suspensions et des formes de phosphore adsorbées.
De plus, l'efficacité de ces systèmes est optimisée en période estivale lorsqu'ils sont végétalisés. En effet, la présence de producteurs primaires tels que les macrophytes, les algues périphytiques ou planctoniques représente un potentiel important d'assimilation des flux de nutriments.

2. Le Grand Arriou

Cours d'eau à substrat sableux, le Grand-Arriou draine un bassin versant très peu urbanisé de 9 360 hectares. Il traverse le massif forestier des Landes de Gascogne et des zones d'agriculture intensive. Plus précisément, il existe, en tête de bassin versant, une zone bien délimitée de culture intensive de 2 300 ha occupée à 80% par la maïsiculture et, en aval, des secteurs de rivière à environnement purement forestier.

2.1. Un bassin versant expérimental

Ce bassin versant fait l'objet d'un programme de recherche dont le but est d'étudier les relations entre activités humaines (agricoles et sylvicoles) et qualité des milieux, en s'intéressant notamment aux transferts des éléments nutritifs vers les eaux superficielles.
Plus précisément, cette étude, initiée depuis janvier 1996, assure le suivi de l'évolution des débits et de la qualité des eaux du Grand-Arriou au niveau de 6 stations réparties le long de son cours (figure 1).

Selon une fréquence hebdomadaire, des analyses sont effectuées notamment en ce qui concerne :

- la température, le pH, l'oxygène dissous,
- les matières en suspension,
- les formes de l'azote (nitrates, nitrites, ammoniac, azote organique),
- celles du phosphore (orthophosphates, phosphore total).

Au vu des premiers résultats, les eaux du Grand-Arriou se caractérisent par :

- une température moyenne annuelle de l'ordre de 14°C (valeurs comprises entre 5 et 26 °C),
- un pH légèrement acide (de 5,3 à 7, croissant de la station amont à l'aval),
- une bonne oxygénation (environ 10mg/L d'oxygène dissous avec un pourcentage de saturation la plupart du temps voisin de 100%),
- des teneurs en MES relativement faibles (valeurs élevées liées aux épisodes pluvieux),

↳ des teneurs en phosphore total et en orthophosphates faibles (liées aux faibles valeurs de MES et à l'absence de pollution d'origine domestique),

↳ de l'azote présent pour 87% sous forme de nitrates montrant l'impact de la zone de maïsiculture en amont [BEUFFE et coll., 1997].

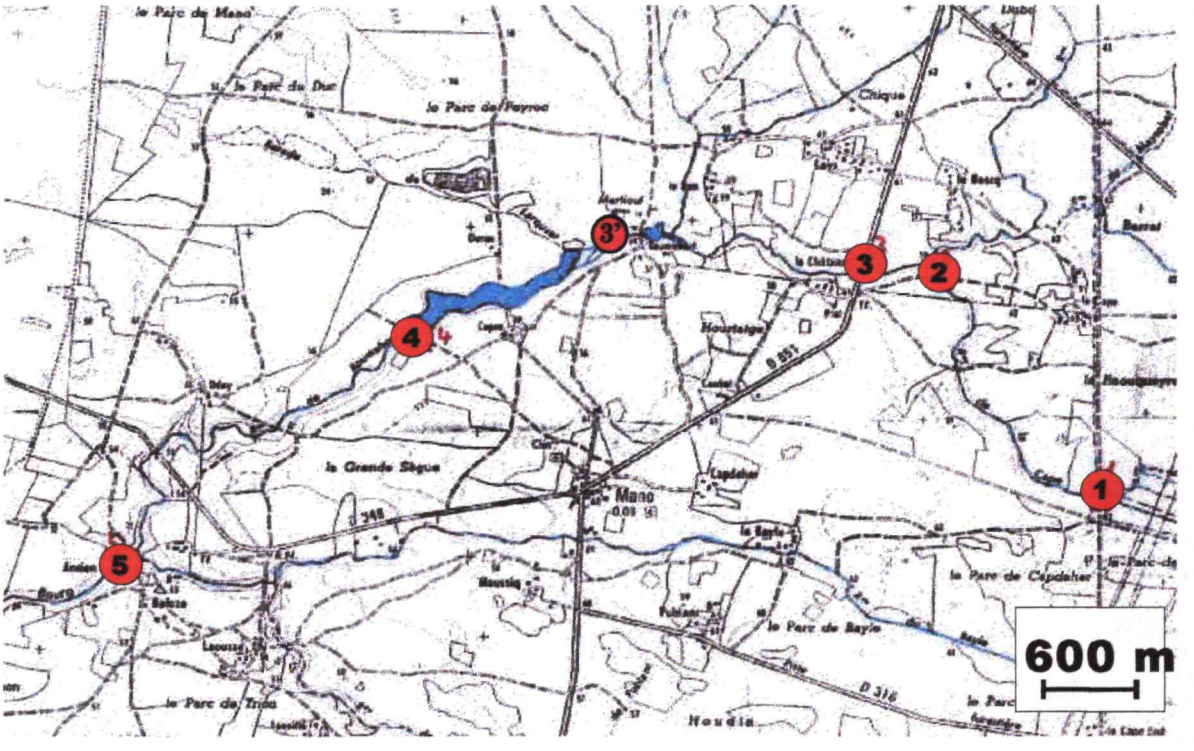


Figure 1 - Carte du Grand Arriou : situation des stations de prélèvement.

2.2. Evolution des flux chimiques selon les secteurs

Afin d'étudier l'évolution des flux chimiques en provenance des zones amont, plusieurs stations ont été choisies le long de son cours :

- les stations 1 et 2 qui identifient un secteur forestier (1,6km) à l'aval des cultures de maïs,
- les stations 3 et 4 qui encadrent un plan d'eau artificiel (la station 3' est prise en compte au lieu de la station 3 depuis 98),
- les stations 4 et 5 qui délimitent un autre secteur forestier plus long que le précédent (2,2 km).

Ainsi, des bilans hebdomadaires entrée-sortie de chaque tronçon ont pu être établis à partir de mesures de débits et de concentrations des éléments précités (annexe 1).

La période allant de mai 97 à octobre 97, montre que la retenue de Mano a un impact certain sur la régulation des flux de matières en suspension (décantation). En ce qui concerne le phosphore total et l'azote minéral, des tendances similaires ont été observées avec notamment un abattement en juillet (développement et métabolisme des macrophytes et des algues) et une production en août (relargage par décomposition des végétaux).

Au vu de ces résultats, il est apparu intéressant d'approfondir l'étude du rôle de la retenue par rapport à sa contribution dans le pouvoir auto-épurateur du système et notamment d'évaluer la part des processus biologiques dans l'établissement de ces bilans.

3. Le site expérimental : la retenue de Mano

3.1. La retenue

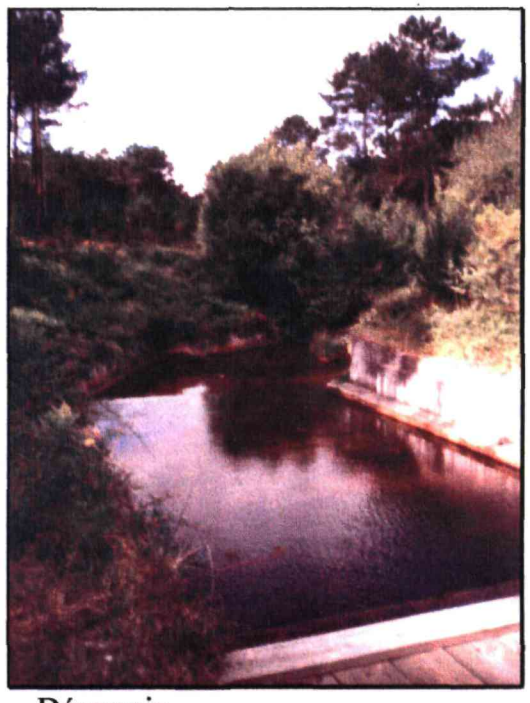
De taille modeste (6 ha), ce réservoir possède un volume d'environ 90 000 m^3. L'étude de ses caractéristiques topographiques et du peuplement de macrophytes qu'il abrite a révélé une certaine hétérogénéité [MESTELAN et coll., 1997].

En effet, très rétrécie en amont, la retenue s'élargit vers l'aval de façon considérable (figure 2). La bathymétrie montre que la surface du plan d'eau correspondant à la classe de profondeur inférieure à 1,5 m est majoritaire dans la zone amont alors que des zones plus profondes dominent vers l'aval. Cette morphométrie instaure un écoulement préférentiel qui génère des zones d'eaux mortes importantes.
En période d'étiage, les écoulements sont très faibles (débit moyen 0,056 m^3/s) et les estimations des temps de résidence de l'eau de l'ordre de 20 jours pour la période de juillet-août 97.

L'étude conjointe du peuplement de macrophytes a montré un développement de végétaux immergés, dominé par l'espèce *Juncus supinus*, très important en été. La biomasse sèche totale, estimée à 112 tonnes, est répartie de façon inégale sur l'ensemble de la retenue : 60% dans la zone amont contre 40% dans la partie aval.
Enfin, les mesures estivales au disque de secchi montrent une grande clarté des eaux (2,5 m), preuve d'un compartiment phytoplanctonique très faiblement représenté.

Partie amont

Partie aval



Déversoir

Planche 1 - La retenue de Mano

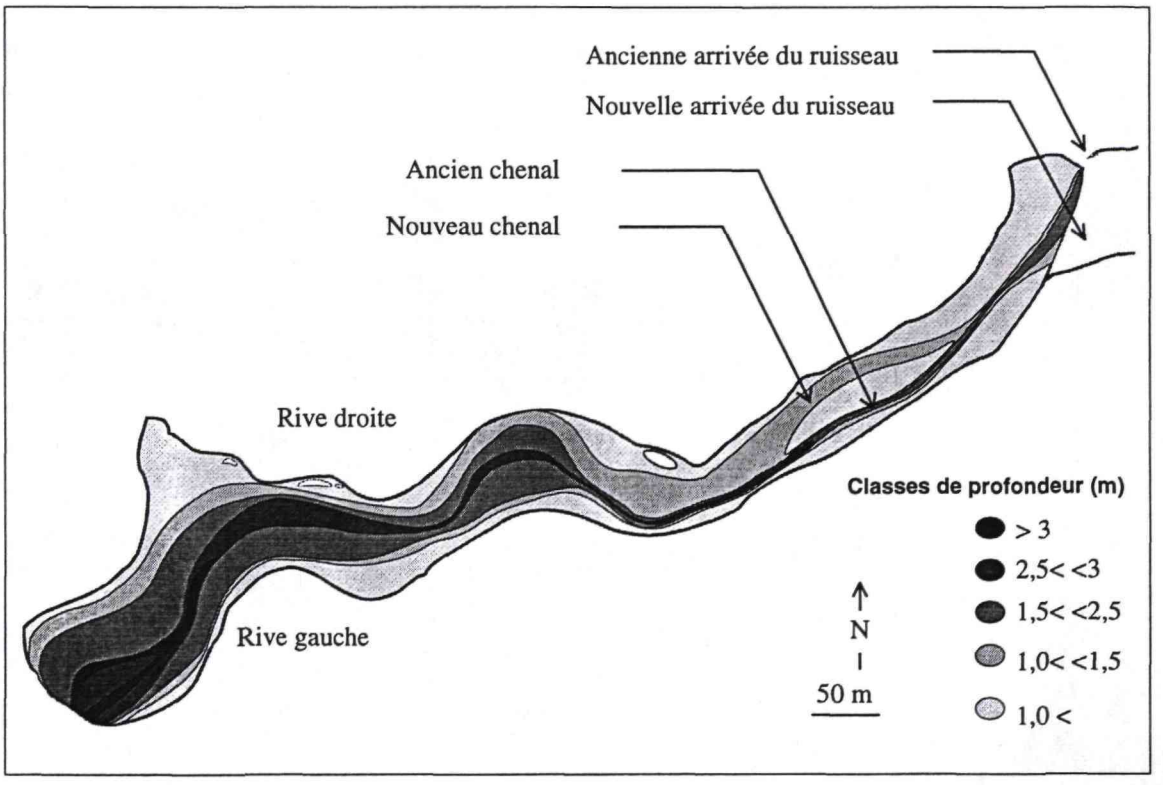


Figure 2 - Bathymétrie de la retenue de Mano [MESTELAN et coll, 1998].

Les macrophytes et les algues périphytiques qui leur sont associées sont bien les producteurs primaires dominants du système.
Par ailleurs, bien que les macrophytes constituent un stock temporaire considérable de nutriments du fait de leur biomasse importante, ils n'expliquent qu'en partie les abattements observés au niveau de cette retenue.

3.2. Le déversoir de la retenue

Le déversoir de la retenue est constitué d'une succession de quatre dalles bétonnées, représentant une surface totale colonisable de 464 m² (annexe 2).

Ce support est favorable au développement périphytique. En effet, on observe une colonisation importante sur les différentes marches notamment en été du fait des forts éclairements. De plus, par débit d'étiage sévère, la hauteur de la lame d'eau est très réduite (environ 5 cm) ce qui minimise l'atténuation des radiations perçues et, de ce fait, favorise des productivités optimales.

La simplicité de cet hydrosystème, réduit à deux compartiments eau et biofilm, présente un grand intérêt pour l'étude des relations biofilm - flux de nutriments.

III - MATERIEL ET METHODES

1. Colonisation et échantillonnage du biofilm

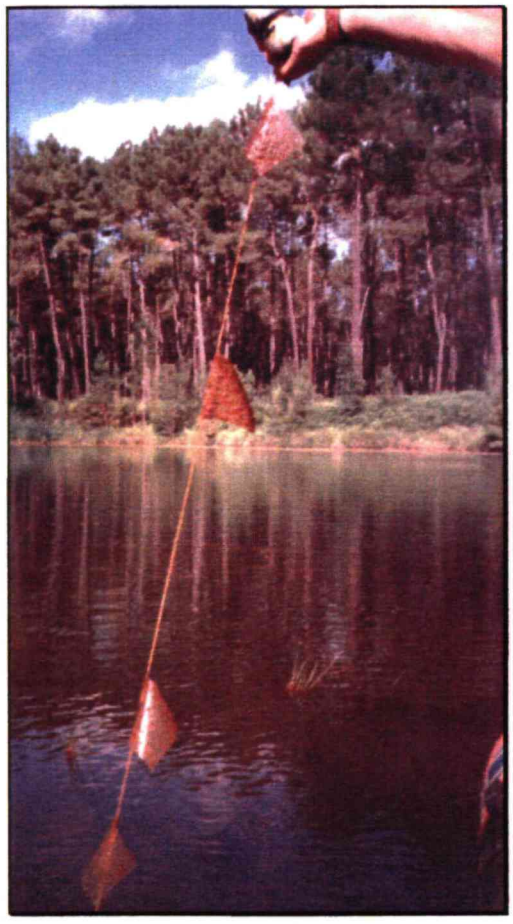
1.1. Dans la retenue

Quelques techniques de séparation du périphyton des macrophytes sont décrites dans la littérature. Sans modifier l'intégrité de l'hôte, ces méthodes doivent présenter un bon rendement de décrochage et conserver au biofilm ses caractéristiques morphologiques et ses capacités assimilatrices. Toutefois, l'insuffisance des connaissances des relations biofilm-macrophytes et de l'efficacité des moyens de séparation des épiphytes de leur substrat naturel nous a orienté vers l'utilisation des substrats artificiels.

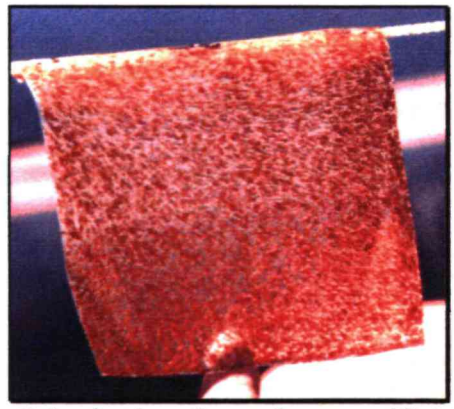
Les revues bibliographiques publiées par SLADECKOVA [1962] et par WETZEL [1965] ainsi que les nombreuses applications plus récentes de ces techniques nous ont guidé dans le choix des méthodes adoptées.
Les substrats artificiels utilisés sont des feuilles de polyéthylène transparentes de 10x10 cm. Elles sont disposées à différentes profondeurs le long d'un cordage plombé maintenu vertical par un dispositif flottant. La disposition verticale des substrats permet d'éviter une colonisation passive par sédimentation des matières en suspension dans l'eau.
Les travaux de CATTANEO et KALFF [1978] montrent que les différences en terme de biomasse et de productivité entre les communautés fixées sur ce type de support et sur les substrats naturels avoisinants sont faibles. De plus, le polyéthylène présente l'avantage d'être facile à manipuler : le périphyton peut être ainsi récupéré par grattage minutieux des surfaces colonisées à l'aide de lames de verre.

La dynamique de croissance du biofilm sur substrats artificiels a été étudiée par plusieurs auteurs. WATANABE [1988] montre que la biomasse bactérienne est maximale au bout de 10 à 15 jours d'immersion. Le développement des algues y est plus lent, l'équilibre étant atteint après 4 à 5 semaines [CAPBLANCQ, 1979].
Bien que la durée d'immersion optimale puisse être variable selon les milieux, nous avons fixé le temps de colonisation à 15 jours, durée fréquemment utilisé dans la littérature.

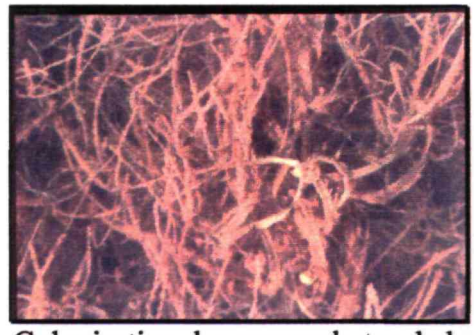
Des expériences conjointes à l'étude principale portant sur des durées d'immersion de 8 ou 30 jours nous ont permis d'observer que :
- la dynamique de colonisation était lente dans la retenue et que de ce fait, les biomasses obtenues au bout de 8 jours étaient trop peu significatives pour être exploitées,



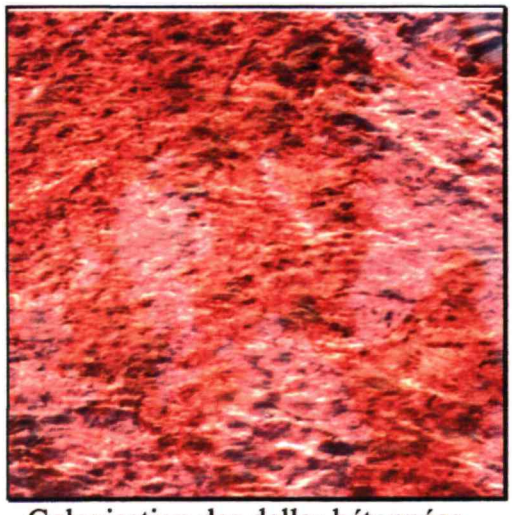
Ligne de substrats artificiels colonisés



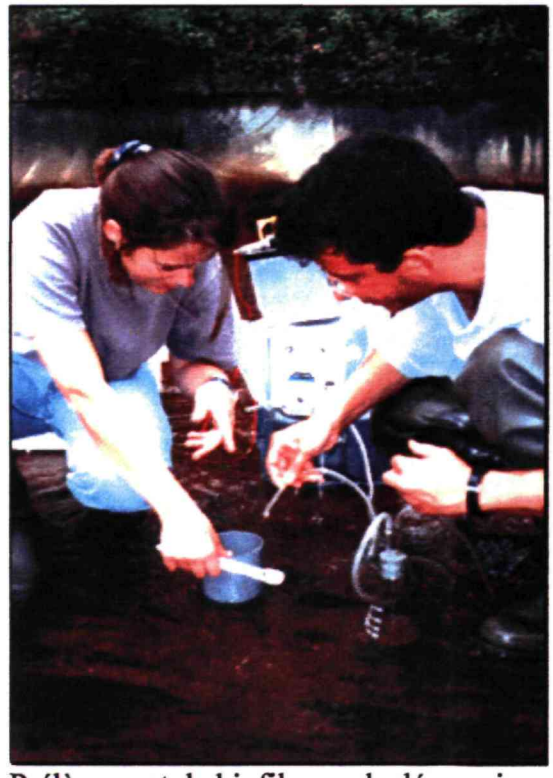
Colonisation d'un substrat artificiel au bout de 15 jours



Colonisation des macrophytes de la retenue



Colonisation des dalles bétonnées



Prélèvement de biofilm sur le déversoir

Planche 2 - Colonisation et échantillonnage du biofilm

- un temps d'immersion plus long de 30 jours ne se traduit pas forcément par une augmentation correspondante de biomasse.

L'implantation de ces substrats artificiels s'est déroulée sur une période de mi mai à début août et a concerné deux stations dans la retenue, l'une dans la partie amont, l'autre en aval, à proximité de la digue.

1.2. Sur le déversoir de la retenue

L'échantillonnage du biofilm du déversoir a été effectué directement sur les dalles bétonnées du fait de la nature inerte de ce substrat.
Pour cela, nous avons isolé, à l'aide d'un cylindre de PVC, une surface définie de biofilm que nous avons recueillie avec une pompe péristaltique après grattage.

Deux campagnes d'investigations ont été menées sur ce site particulier au cours de l'été (le 29 juin et le 20 juillet) en complément d'expérimentations destinées à en établir des bilans chimiques "entrée-sortie".

2. Caractérisation du biofilm

2.1. Biomasse bactérienne

2.1.1. Principe

L'observation et le comptage direct des bactéries a été effectué en microscopie à épifluorescence à l'aide de la méthode DAPI. Le 4-6-diamino-2-phenylindole dihydrochlorure (DAPI) est un fluorochrome spécifique des acides nucléiques bactériens dont le complexe DAPI-ADN formé fluoresce en bleu en présence de lumière UV. Les formes bactériennes sont ainsi mises en évidence et peuvent être comptées.
Toutefois, parmi la totalité des cellules que permet de dénombrer la coloration DAPI, seule une fraction est métaboliquement active. La méthode utilisée pour déterminer cette fraction s'appuie sur l'accumulation de l'INT-formazan dans les cellules, accumulation liée à l'activité respiratoire des micro-organismes [REBILARD,1993]. En effet, le sel de tétrazolium (INT) traverse les parois cellulaires et intervient comme accepteur d'électrons dans les systèmes de transports électroniques respiratoires en détournant le flux de la chaîne des cytochromes de la cellule active. Ainsi, seules les cellules vivantes réduisent l'INT en INT-formazan.

Ces techniques de dénombrement bactérien sont très répandues dans la littérature [PORTER, 1980 ; COLEMAN, 1980]. Nous avons modifié certains détails du protocole décrit par REBILLARD [1993] afin de l'adapter à la spécificité de nos échantillons.

2.1.2. Dénombrement total de bactéries : méthode DAPI

Après agitation vigoureuse, 10mL d'échantillon sont soumis aux ultrasons (intensité 125W) durant 2 minutes puis fixés avec du formol stérilisé (concentration finale 5%). Compte tenu de la complexité des biofilms recueillis et, sur certains prélèvements, de la présence de débris organiques ou minéraux pouvant altérer le dénombrement (cas surtout des échantillons recueillis sur les dalles de béton), nous avons envisagé une préfiltration. Après essais, celle-ci ne s'est pas avérée efficace car elle donnait lieu à une sous-estimation. Aussi, afin de dissocier les agrégats, une étape supplémentaire comprenant une sonication pendant 4 minutes et une dilution de l'échantillon dans une solution isotonique (Ringer) a été adoptée.
1mL de l'échantillon ainsi préparé est prélevé puis filtré sur membrane noire en polycarbonate de 0,2µm de porosité. Au cours de cette étape le volume de liquide filtré est ajusté à 5mL environ avec de l'eau stérile afin d'assurer une répartition homogène sur la membrane de filtration.
La membrane est déposée sur lame et recouverte de 1,2mL de DAPI à 10µg/mL. Après 10 minutes d'incubation à l'obscurité, la membrane est rincée à l'eau distillée, afin d'éliminer l'excès de colorant, puis séchée.
Elle est alors montée entre lame et lamelle entre deux gouttes d'huile à immersion non fluorescente, le montage étant fermement comprimé à l'aide d'une pince.

L'observation est réalisée au grossissement 1000, à l'immersion, à l'aide d'un microscope à épifluorescence équipé d'une lampe à vapeur de mercure de 50W. Le comptage est effectué sur 10 à 20 champs oculaires répartis aussi bien au centre de la membrane qu'en périphérie.

2.1.3. Dénombrement des bactéries actives : méthode INT-DAPI

La solution mère d'INT est dosée à 0,2g/100mL. 10mL d'INT sont ajoutés aux échantillons avant d'être formolés (concentration finale d'INT de 0,02%). L'ajout de 10mL d'une solution de sel de cyanure dosée à 1,4mg CN/L permet d'inhiber le dernier transporteur d'électrons de la chaîne respiratoire et améliore le marquage. Le mélange est mis à incuber à l'obscurité pendant une heure puis fixé au formol. La suite du protocole rejoint celle de la méthode au DAPI.

L'observation microscopique se fait parallèlement au dénombrement total de bactéries, en lumière transmise, les cristaux de formazan apparaissant en rouge.

2.1.4. Expression des dénombrements

Le dénombrement est une mesure indirecte de la biomasse et se calcule comme suit :

$$\text{nb bactéries / cm}^2 = N \times C \times d \times \frac{V}{S}$$

où **N** = nombre moyen de cellules comptées par champs microscopique
C = nombre de champs microscopiques par membrane
d = facteur de dilution appliqué à l'échantillon
V = volume total de biofilm récolté (mL)
S = surface de substrat correspondante (cm^2)

2.1.5. Biovolumes et facteurs de conversion

L'estimation de la biomasse carbonée à partir de numérations bactériennes nécessite l'utilisation de facteurs de conversions dépendants des biovolumes cellulaires. Ces derniers peuvent être déterminés en associant les organismes à des formes géométriques simples [WATSON, 1977] et en mesurant les dimensions longueur (L) et largeur (I) par analyse d'image. Le biovolume est calculé d'après la formule de BRATBAK [1985] :

$$V = (\pi/4)\, I^2\, (L-I/3)$$

REBILLARD et TORRE [1993] ont estimé des contenus carbonés moyens pour trois classes de volumes cellulaires à partir des facteurs de conversion cités dans la littérature : 0,400 pgC/μm^3 pour la classe < 0,065μm^3
0,158 pgC/μm^3 pour la classe 0,065 - 0,369μm^3
0,133 pgC/μm^3 pour la classe > 0,370μm^3.

2.2. Biomasse algale

La détermination de la concentration en chlorophylle a du périphyton est une mesure indirecte de sa biomasse algale, ce paramètre est toutefois couramment utilisé.

2.2.1. Mesure de la concentration en chlorophylle a

Le protocole d'analyse a été adapté de la norme AFNOR T90-117 [1984].

Un volume d'environ 30mL d'échantillon de biofilm est filtré sur membrane en fibre de verre (Sartorius 10µm) ; cette porosité semble être suffisante compte tenu de la nature des échantillons [MUTTERLEIN, 1996]. Après séchage grossier, les filtres peuvent être conservés au congélateur pendant plusieurs jours pliés dans du papier aluminium. L'extraction des pigments chlorophylliens est réalisée en immergeant les filtres dans 10mL d'acétone à 90% à l'obscurité et à 4°C pendant 15 heures.
Cette phase est facilitée par un traitement préalable aux ultrasons de 15 minutes (bain à ultrasons puissance 500 W).

Après agitation, l'extrait est filtré sur préfiltre en fibre de verre afin d'éliminer d'éventuels débris liés à la nature des échantillons et qui pourraient interférer lors des mesures d'absorbance.
La densité optique du filtrat est alors mesurée au spectrophotomètre, en cuve de verre de 1cm, aux longueurs d'ondes suivantes : 634, 645, 665 et 750 nm. La densité optique mesurée à 750nm correspond à l'existence éventuelle de particules en suspension dans l'extrait que l'étape de filtration permet d'éliminer. L'extrait est ensuite acidifié à pH 3 par ajout de deux gouttes d'HCl 2N et soumis à une nouvelle mesure d'absorbance à 665 et 750 nm.

2.2.2. Calcul et expression des résultats

La concentration en chlorophylle a est calculée d'après l'équation trichromatique de PARSONS et STRICKLAND [1972]. L'absorbance mesurée à 750 nm doit être, au préalable, déduite de celles correspondantes aux pigments chlorophylliens (chl a 665nm, chl b 645nm et chl c 630nm).

$$\text{Chl a } (\mu g/L) = \frac{(11{,}6\, A_{665} - 1{,}31\, A_{645} - 0{,}14\, A_{630}) \times v}{V \times l}$$

où A_λ = absorbance à la longueur d'onde λ considérée
v = le volume de l'extrait (mL)
V = le volume d'échantillon filtré (L)
l = la longueur de la cuve du spectrophotomètre (cm)

Les équations de LORENZEN [1967] permettent de distinguer la chlorophylle a physiologiquement active de ses formes dégradées, les phéopigments.

$$\text{Chl a active } (\mu g/L) = \frac{26{,}7\, [\, (A_{665} - A_{750}) - (A_{665HCl} - A_{750HCL})\,] \times v}{V \times l}$$

$$\text{Phéopigments } (\mu g/L) = \frac{26{,}7\ [\ 1{,}7\ (A_{665HCl} - A_{750HCL}) - (A_{665} - A_{750})\ ]\ \times\ v}{V \times l}$$

Ces concentrations peuvent être exprimées en µg/cm² en tenant compte du volume total de biofilm récolté par échantillon et de la surface totale colonisée correspondante.

2.2.3. Facteurs de conversion

Les conversions approximatives des teneurs en chlorophylle a en carbone organique peuvent être obtenues en multipliant par un facteur 60 pour les populations à forte teneur en chlorophylle et par un facteur 120 pour celles à faible teneur [STRICKLAND, 1960]. Ce rapport varie de 25 à 50 pour les Diatomées. Il varie également en fonction de la physiologie des cellules.

2.3. Production primaire algale

La quantité de matière organique synthétisée par les micro-organismes photosynthétiques peut être mesurée par plusieurs procédés. Nous avons reproduit les méthodes décrites par STEEMANN-NIELSEN [1952] pour les expérimentations in situ et les travaux de LEWIS [1983] pour les expérimentations en incubateur sous éclairement artificiel.

2.3.1. Incubation in situ

La méthode de STEEMANN-NIELSEN utilise le ^{14}C comme traceur de l'incorporation du carbone au cours de la photosynthèse.

Après colonisation, les substrats artificiels présents sur la ligne immergée sont échantillonnés pour chaque niveau. Ainsi, deux surfaces élémentaires sont prélevées par substrat et réparties séparément, l'une dans un flacon clair, l'autre dans un flacon obscur. Une fois remplis d'eau filtrée de la retenue et inoculés par 0,4mL d'une solution de Na H $^{14}CO_3$ dosée à 5µCi/mL (activité spécifique 8,4mCi/mmol), les flacons sont accouplés et immergés dans la retenue au niveau de profondeur initial pendant deux heures, à cheval sur le midi solaire.
L'arrêt de l'assimilation est obtenue par fixation des échantillons au formol en fin d'incubation.

2.3.2. Incubation sous éclairement artificiel

LEWIS propose de mesurer la production primaire en conditions d'éclairement artificiel et en un temps d'incubation relativement court dans le but d'étudier de façon précise la relation liant la production à l'énergie lumineuse.
Le dispositif expérimental utilisé, appelé phytosynthétron, reproduit une gamme croissante d'éclairement, diffusée dans des puits, grâce à l'utilisation de trames au pouvoir atténuateur variable (figure 3).

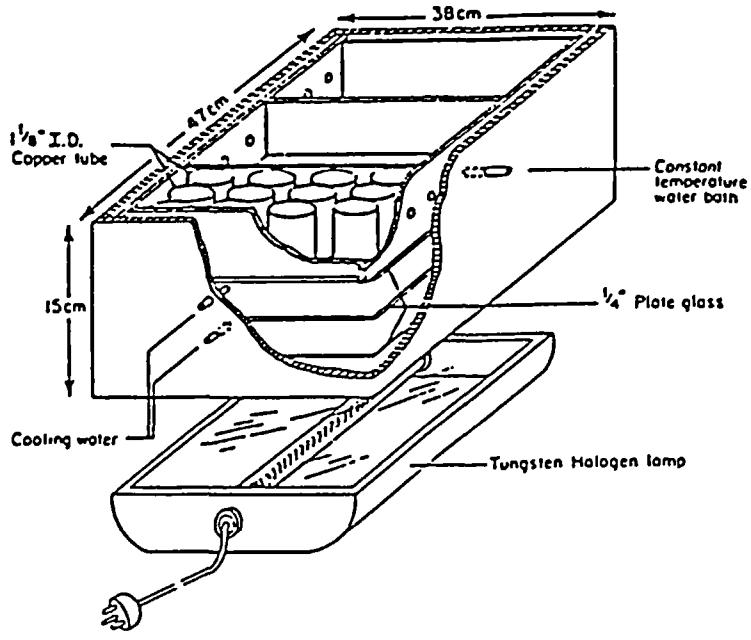


Figure 3 - Schéma de la chambre d'incubation ou phytosynthétron (selon LEWIS, 1983).

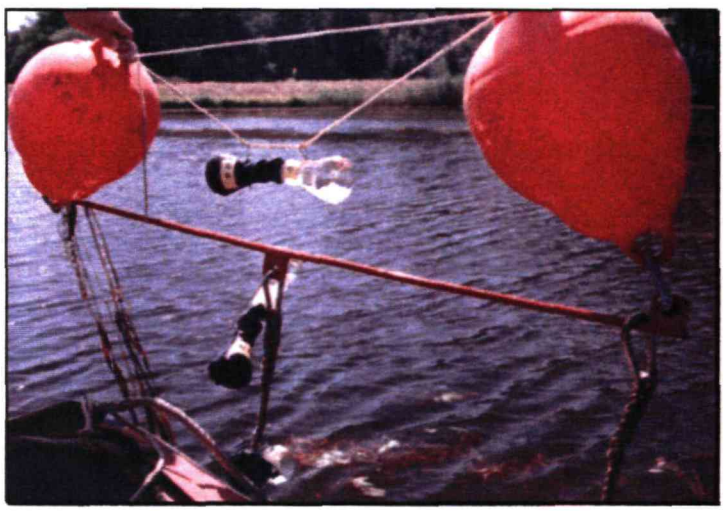
A la différence des expérimentations in situ, le biofilm est, dans ce cas, préalablement gratté des substrats artificiels.
Un volume de biofilm récolté (*vi* environ 2mL), correspondant à une surface (*Si)* définie colonisée, est mis à incuber dans des piluliers de verre en présence de 200µL d'$H^{14}CO_3Na$. L'incubation, au cours de laquelle les piluliers sont régulièrement agités, s'effectue pendant 30 minutes environ. Puis les échantillons sont formolés et traités identiquement au protocole initial.

Préparation des échantillons :

biofilm sur substrat artificiel

biofilm isolé

Dispositifs d'incubation :



in situ

phytosynthétron

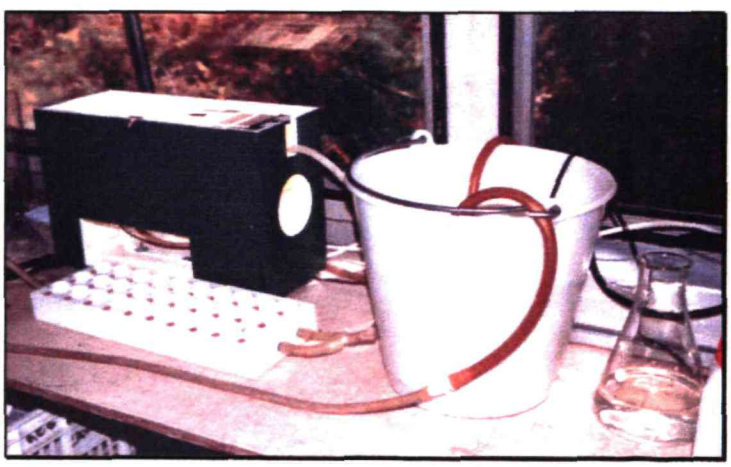


Planche 3 - Mesures de production primaire

2.3.3. Mesure de la radioactivité assimilée

Directement (phytosynthétron) ou après grattage (mesure in situ), le biofilm est récupéré sur filtres millipore de 0,45µm de porosité. Avant comptage de la radioactivité, il est nécessaire de décontaminer les filtres en les exposant, après séchage, à des vapeurs d'acide chlorhydrique pendant 15 minutes. Cette étape permet d'éliminer toute trace de radioactivité parasite d'origine minérale provenant des carbonates précipités [WETZEL, 1965].
La radioactivité fixée est alors mesurée, après ajout de liquide scintillant, à l'aide d'un compteur à scintillation liquide (laboratoire de physiologie végétale de l'INRA - Villenave d'Ornon, 33).

2.3.4. Expression des résultats

Le taux de production primaire est calculé à partir de la mesure de la radioactivité fixée mesurée sur les filtres [VOLLENWEIDER, 1969].

$$^{12}C\ \text{assimilé} = \frac{^{14}C\ \text{assimilé}}{^{14}C\ \text{disponible}} \times {}^{12}C\ \text{disponible} \times \frac{k_1\ (\text{ou}\ k_2)}{t}$$

où

^{14}C assimilé (dpm) = (dpm_{clair} - dpm_{noir}) x 1,06
i.e. différence d'activité, en désintégrations par minutes, entre les flacons éclairés et ceux à l'obscurité (le facteur 1,06 étant le coefficient de discrimination isotopique qui traduit la différence de vitesse d'assimilation du ^{14}C par rapport à celle du ^{12}C)

^{14}C disponible (dpm) : ^{14}C ajouté au milieu,
cette valeur est de 1700859 dpm pour 200µL de HCO3Na à 5µCi/mL

^{12}C disponible = alcalinité totale x FC x volume du flacon
(mg C) (mg/L CaCO3) (L)
FC est un facteur de conversion, déterminé à partir des valeurs de pH et de température, permettant de calculer la teneur en carbone de l'eau échantillonnée [SAUNDERS et al, 1952]

t : temps d'incubation, en heure

k_1 et k_2 : facteurs de dimension permettant d'exprimer la production primaire par unité de surface ou de biomasse
k_1 = 1 / Si (surface du biofilm correspondante au volume incubé)
k2 = 1 / chla i (teneur en chlorophylle a de l'échantillon incubé)

2.3.5. Production primaire journalière

Plusieurs auteurs ont testé différentes durées d'exposition afin d'évaluer la production journalière. RODHE [1958] a montré que les résultats obtenus lors d'une incubation du lever au coucher du soleil restent souvent inférieurs à ceux calculés en cumulant les productions partielles mesurées par tranches successives au cours de la journée. Ceci tient en partie au fait que l'inhibition de la photosynthèse aux forts éclairements, due à l'inactivation de la chlorophylle, tend à s'accentuer au fur et à mesure que l'exposition se prolonge [STEEMANN-NIELSEN, 1962]. De plus, lorsque la production est déterminée sur un laps de temps court, la valeur mesurée représente la production brute alors que, si l'incubation se poursuit, une partie non négligeable du ^{14}C est rejetée dans le milieu par respiration et la valeur s'approche alors de la production nette [FOGG, 1971].
Aussi, pour limiter l'effet cumulatif de ces deux causes, il est nécessaire de restreindre la durée d'exposition. PELLETIER [1973] considère qu'une incubation pendant le tiers médian du jour solaire (de 13h à 18h) permet d'évaluer 45% de la production journalière.

2.4. Mesures d'énergie lumineuse

C'est grâce au rayonnement solaire que les algues trouvent l'énergie nécessaire à l'élaboration de leur matrice vivante (photosynthèse). La mesure de cette énergie lumineuse est donc indispensable si l'on veut établir tout rendement de cette réaction.
Les mesures ponctuelles d'énergie lumineuse ont été effectuées à l'aide de deux capteurs LICOR : LI-190SA quantum sensor pour les mesures terrestres,
LI-193SA spherical sensor pour les mesures subaquatiques (coefficient d'extinction de la lumière dans l'eau).
Tous deux mesurent les radiations utiles pour la photosynthèse, les PAR (Photosynthetically Active Radiations) entre 400 et 700nm. L'intensité lumineuse est exprimée en $\mu E/m^2/s$.

Lors de certaines campagnes (bilan entré-sortie du tronçon déversoir), des mesures d'intensité lumineuse journalière ont été effectuées in situ grâce à un solarigraphe intégrateur Kipp & Zonen. Cet appareil mesurant la totalité du spectre solaire (200 à 2200 nm) en Joules/cm²/h, l'équivalence des mesures entre les deux types d'appareils a été obtenue en utilisant la formule suivante :

$$I\ (\mu E/m^2/s) = I\ (J/cm^2/h) \times 12{,}8 \times 0{,}405$$

où le facteur 12,8 permet la conversion des $J/cm^2/h$ en $\mu E/m^2/s$,
le facteur 0,405 exprime la part relative des PAR perçues dans l'éclairement total mesuré (45% de l'éclairement total moins 10% perdu par réflexion).

IV - RESULTATS

1. La retenue

1.1. Biomasse périphytique algale et bactérienne

L'évaluation de la biomasse périphytique a été réalisée à partir de mesures indirectes : teneur en chlorophylle a et numération bactérienne. La conversion des valeurs obtenues en biomasses carbonées requiert l'utilisation de facteurs de conversion appropriés et la détermination des biovolumes cellulaires.

1.1.1. Profils de colonisation algale

Compte tenu de la spécificité du biofilm (faible colonisation), le dosage de la chlorophylle a soulevé des difficultés notamment pour établir les parts de chlorophylle a active et dégradée selon Lorenzen. De ce fait, l'analyse de ces données concernera la chlorophylle a totale exprimée en mg/m^2 selon Parsons & Strickland.

La figure 4 représente les profils verticaux de colonisation algale, par station et par campagne au bout de 15 jours d'immersion (les données brutes sont exposées en annexe 3).

Globalement, on observe des teneurs en chlorophylle plus élevées en amont de la retenue. L'écart tend à se réduire au cours de la période d'étude et s'inverse au mois d'août. Pour quelques campagnes (aval 9 - 23 juin, amont 23 juin - 21 juillet), on distingue un gradient de colonisation décroissant selon la profondeur en relation avec l'atténuation de la lumière.
Il convient de signaler que la présence de macrophytes dans un environnement très proche des substrats artificiels profonds a certainement pu influencer le cours normal de leur colonisation.

D'une manière générale, les valeurs de chlorophylle a mesurées sont très faibles.

1.1.2. Profils de colonisation bactérienne

Les graphiques de la figure 5 représentent les profils verticaux observés par station et par campagne au bout de 15 jours d'immersion (les dénombrements bactériens sont reportés en annexe 4).

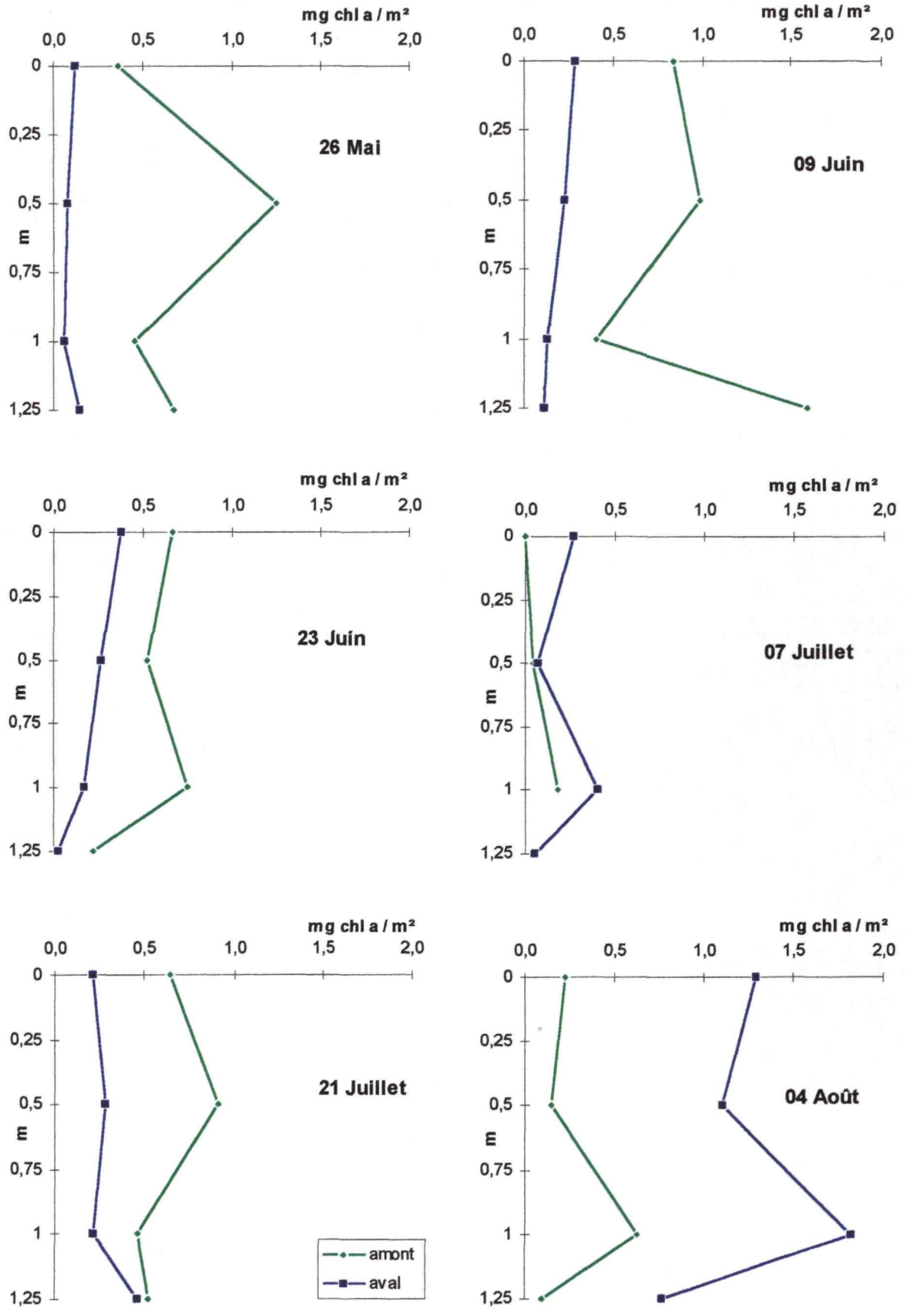


Figure 4 - Evolution de la colonisation algale périphytique en fonction de la profondeur, par station et par campagne.

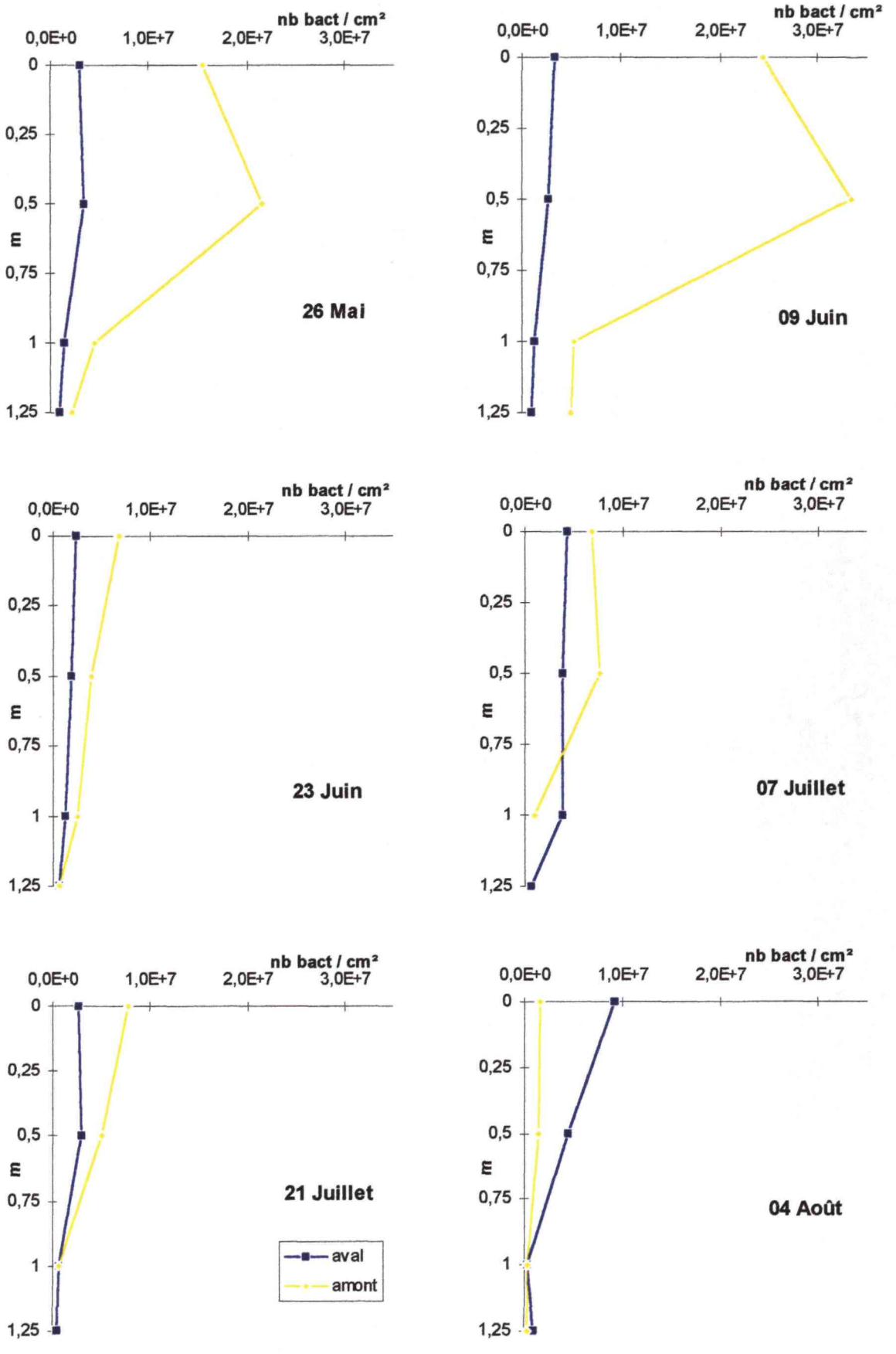


Figure 5 - Evolution de la colonisation bactérienne périphytique en fonction de la profondeur, par station et par campagne.

D'une manière générale, la colonisation bactérienne des substrats est plus importante dans la partie amont de la retenue. Un gradient décroissant de colonisation en fonction de la profondeur est observé à chaque date de prélèvement. Il apparaît de façon plus marquée en tête de retenue lors des deux premières campagnes et de façon moindre par la suite. La présence de macrophytes en profondeur peut là aussi être une explication.

La méthode de l'INT, appliquée aux substrats situés près de la surface et à 0,5 mètre de profondeur, montre que, parmi la biomasse totale bactérienne ainsi dénombrée, seule une fraction de ces organismes est métaboliquement active. L'activité moyenne varie de 6 à 15% en tête de retenue et de 4,5 à 13% dans sa partie aval.

1.1.3. Evolution saisonnière de la biomasse périphytique algale et bactérienne

En l'absence de distribution verticale significative des biomasses algales et bactériennes colonisant les substrats artificiels, cette évolution a été étudiée à partir des valeurs moyennes mesurées près de la surface et à 0,5 mètre de fond. La figure 6 qui en résulte fait aussi état des résultats obtenus sur des substrats immergés en parallèle pendant 30 jours.

Au niveau de la station amont, les biomasses algale des biofilms de 15 jours varient peu dans le temps. A l'opposé, celles des biofilms de 30 jours, plus élevées à l'origine, décroissent régulièrement. Dans la partie aval de la retenue, les teneurs, légèrement plus faibles qu'en amont, restent stables jusqu'au 21 juillet pour augmenter début août ; cette tendance est nettement confirmée au bout de 30 jours de colonisation.
La biomasse bactérienne évolue de façon similaire. Dans la partie amont de la retenue, la diminution de la colonisation se précise à partir du 23 juin puis les taux de bactéries par unité de surface sont alors du même ordre de grandeur que ceux observés en aval. Les biofilms de 30 jours confirment la baisse de colonisation bactérienne observée en amont et mettent en évidence une augmentation à l'aval, début août.

Ainsi, les tendances qui apparaissent au cours de la période d'étude sont identiques pour les communautés algales et bactériennes.

L'éclairement et la charge nutritive de la colonne d'eau sont vraisemblablement les facteurs environnementaux qui ont affecté le développement de la biomasse périphytique au cours du temps. En effet à partir du 23 juin, nous avons observé un envahissement de la partie amont de la retenue par les macrophytes. L'augmentation fin juillet - début août des

communautés périphytiques en aval semble correspondre à un début de phase de décomposition observée alors à cet endroit (sous l'impulsion d'un compartiment de décomposeurs dont des bactéries hétérotrophes permettant le relargage d'éléments nutritifs à disposition des communautés autotrophes).

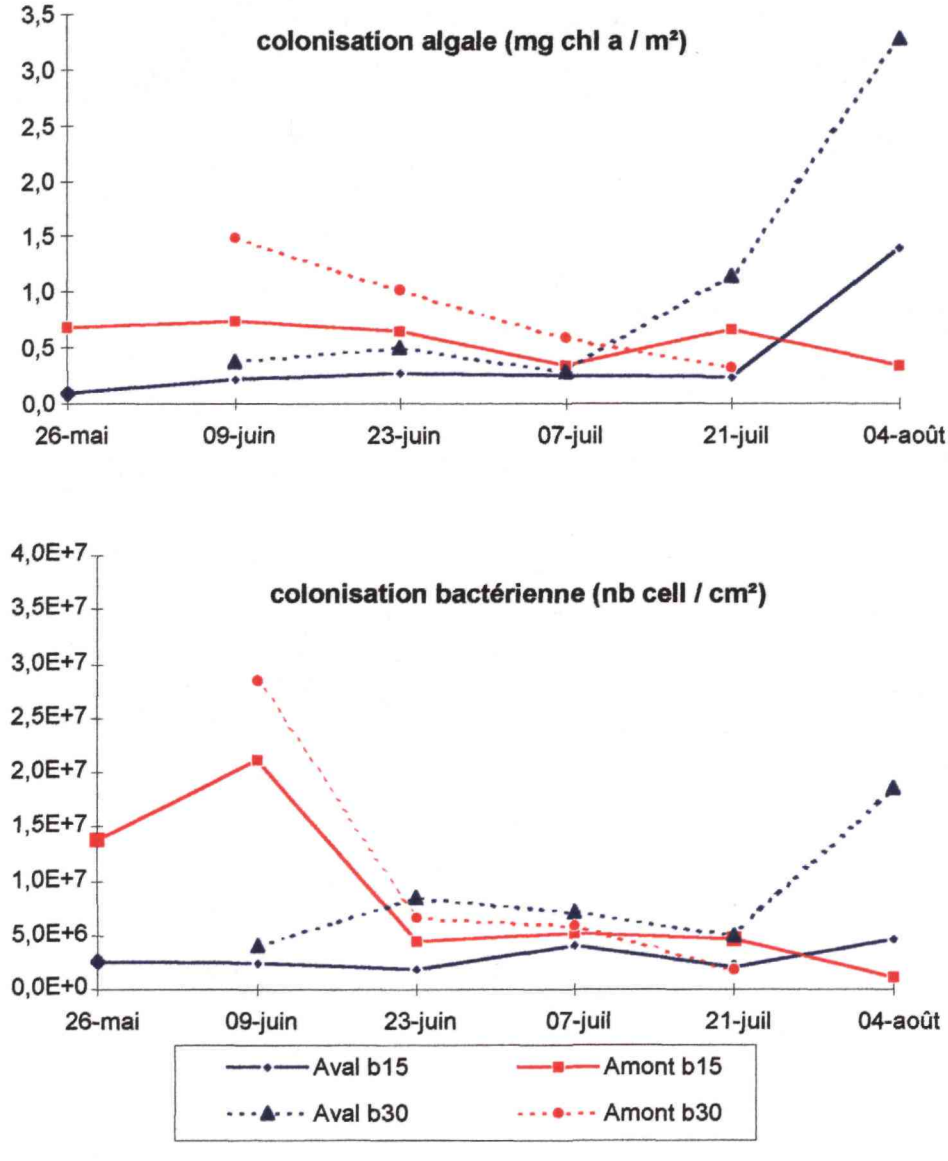


Figure 6 - Evolution de la colonisation périphytique sur la retenue de Mano de fin mai à début août, au niveau des stations amont et aval et pour des substrats artificiels immergés pendant 15 jours (b15) et 30 jours (b30).

Avec des biomasses moyennes algales variant de 0,08 à 1,5 mg chl a /m² et des biomasses bactériennes situées entre $2{,}5.10^6$ et $1{,}5.10^7$ bactéries/cm², la colonisation périphytique de la retenue de Mano, par période de 15 jours, est faible par rapport à d'autres écosystèmes. En effet, LAHOUN [1994] observe, sur la Charente, une biomasse algale périphytique de l'ordre de 40 mg chl a /m² pour

une biomasse bactérienne de l'ordre de $1,2.10^8$ bactéries/cm², mesurées selon les mêmes conditions expérimentales.

L'estimation des communautés algales et bactériennes en terme de biomasses carbonées permet de comparer leurs dynamiques respectives de colonisation des substrats artificiels ; cette approche a été effectuée sur quelques prélèvements provenant de la station amont de la retenue.
La biomasse carbonée bactérienne a été évaluée à partir des mesures de biovolumes cellulaires et de facteurs de conversion correspondants. Les teneurs en chlorophylle a ont été converties en carbone en utilisant un facteur de conversion de 40 [REBILLARD et coll., 1993, 94].
Après 15 jours d'immersion, les biomasses moyennes obtenues sont de 150 gC/m² pour les bactéries et de 22 mgC/m² pour les algues.
Les proportions relatives observées pour chaque compartiment sont en accord avec les travaux de WATANABE [1988], en effet, la biomasse bactérienne est maximale au bout de 15 jours de colonisation alors que le développement des algues est plus lent.

1.2. Production primaire

L'activité des producteurs primaires périphytiques de la retenue de Mano a été étudiée en incubateur, au cours de cinq campagnes du 9 juin au 4 août, sur des échantillons moyens de biofilm provenant des niveaux subsurface et 0,5m des lignes de substrats artificiels immergées pendant 15 jours. Une expérimentation complémentaire a été menée in situ le 18 août afin de valider les résultats des mesures au phytosynthétron.

1.2.1. Mesures en incubateur, production primaire spécifique

Le principal avantage de l'utilisation du phytosynthétron est de disposer d'un temps d'incubation suffisamment court afin de traiter plusieurs échantillons de biofilm au laboratoire et de respecter leur intégrité. De plus, il permet d'établir une gamme d'éclairement suffisamment fine permettant d'étudier de façon précise la relation liant la productivité primaire à l'intensité lumineuse.

Plusieurs auteurs montrent que la courbe $P = f(I)$ peut être décrite à l'aide de deux paramètres : le taux de photosynthèse optimum à saturation par la lumière et la pente initiale de la courbe en éclairement limitant [TALLING, 1957 ; VOLLENWEIDER, 1965 ; RODHE, 1965 ; LEWIS, 1983 ; CAPBLANCQ, 1988].
En effet, en lumière limitante, la production primaire augmente proportionnellement à l'intensité lumineuse puis atteint un taux optimum à partir d'une intensité seuil.

La figure 7 illustre la relation existant entre le taux de production spécifique et les PAR reçues lors de la campagne du 21 juillet.

Les résultats obtenus au cours des autres campagnes de mesures sont présentés en annexe 5. Il convient de signaler que les mesures relatives à la première campagne (9 juin) présentaient des valeurs dispersées dues à un problème d'homogénéisation des échantillons.

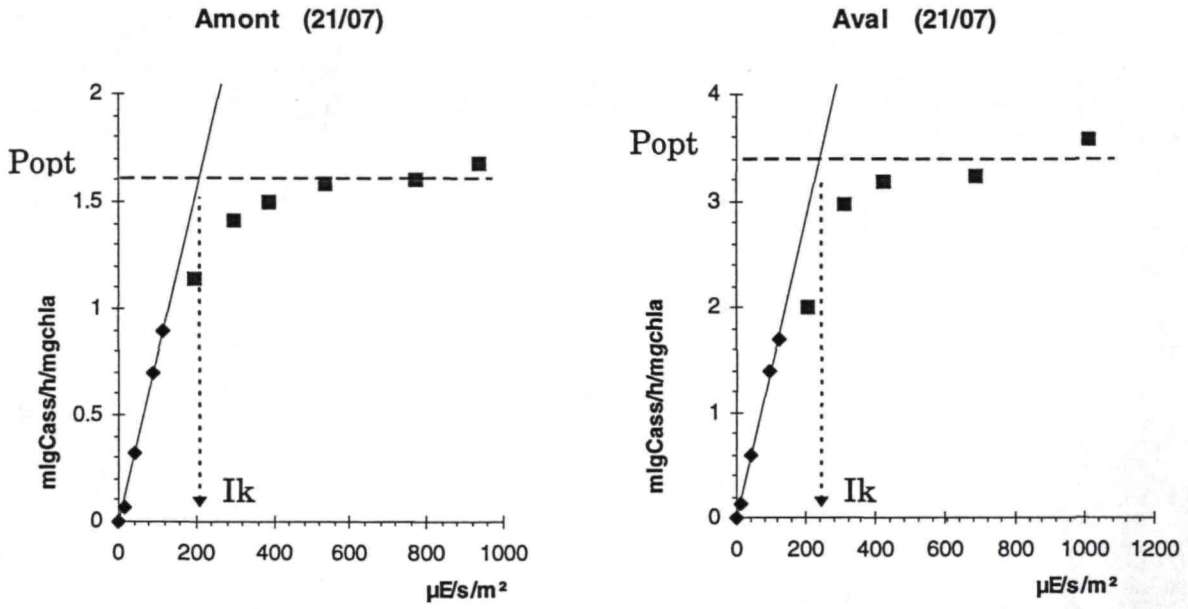


Figure 1 - Mesure de production primaire en incubateur : détermination de la production primaire optimale (Popt) et de l'intensité seuil de saturation (Ik), campagne du 21 juillet 98.

La courbe de saturation du taux d'activité photosynthétique est définie par les paramètres suivants, déterminés graphiquement :

- la valeur de la production primaire optimale, *Popt* (mgC/h/mgchla) correspondant à la moyenne des valeurs de production mesurées pour des intensités saturantes,
- l'intensité de saturation *Ik* (µE/s/m²) définie par la relation Ik = Popt / a, où *a* est la pente de la courbe de production en éclairement limitant.

Ces paramètres, déterminés pour chaque campagne au niveau des stations amont et aval de la retenue à partir des graphes présentés en annexe 6, figurent dans le tableau suivant.

Tableau 1 - Valeurs caractéristiques des courbes de saturation de la photosynthèse, par station et par campagne.

		9 juin	23 juin	7 juillet	21 juillet	4 août
Popt	amont	142	40	27	1.6	3.7
(mgC/h/mgchla)	aval	27	39	5	3.4	6.6
a	amont	0.742	0.261	0.151	0.008	0.017
	aval	0.294	0.201	0.023	0.014	0.032
Ik	amont	162	151	177	206	226
(µE/s/m²)	aval	94	196	212	232	210

D'une manière générale, les Popt des biofilms amont et aval diminuent au fur et à mesure que l'été avance. Les Popt des biofilms amont sont plus élevées, sauf lors des deux dernières campagnes, les écarts étant alors faibles.
En moyenne, la production primaire spécifique est de 17,7 mgC/h/mgchla en amont contre 13,5 mgC/h/mgchla à l'aval.
A contrario, les valeurs de Ik amont et aval augmentent significativement au cours de l'été.

Un examen succinct au microscope des prélèvements concernant la période juin - début juillet montre une dominance des Chrysophycées (*Dinobryon*), des Dinophycées (Péridiniens) et des Diatomées (genres dominants *Achnanthes*, *Eunotia* et *Stenopterobia*). A partir de la fin juillet, ces algues régressent au profil des Chlorophycées Zygnematales des genres *Pleuroteanium*, *Staurastrum* et *Cosmarium* électifs des eaux acides.

L'évolution des paramètres Popt et Ik au cours de l'été semble être liée à la succession des associations algales présentes dans les biofilms et dont les exigences en éclairement diffèrent en quantité et en qualité. Les Chlorophycées préfèrent effectivement les éclairements intenses de l'été.

1.2.2. Mesure in situ

Comparaison in situ - phytosynthétron

L'évaluation du taux de production primaire d'après le protocole de LEWIS présente les avantages que nous avons évoqué avec cependant un caractère réductionniste du fait que le biofilm isolé de son substrat est sous conditions d'éclairement artificiel.
Aussi, il nous est apparu intéressant de comparer les résultats obtenus par les deux méthodes.

Une série de mesures en site expérimental a été effectuée. Elle concernait des échantillons de biofilm, maintenus sur leur substrat artificiel, prélevés à six profondeurs et mis à incuber in situ (d'après STEEMANN-NIELSEN - §III.2.3.1.).

Conjointement, un échantillon moyen de biofilm isolé des trois premières profondeurs a été soumis à un gradient d'éclairement au phytosynthétron (figure 8).

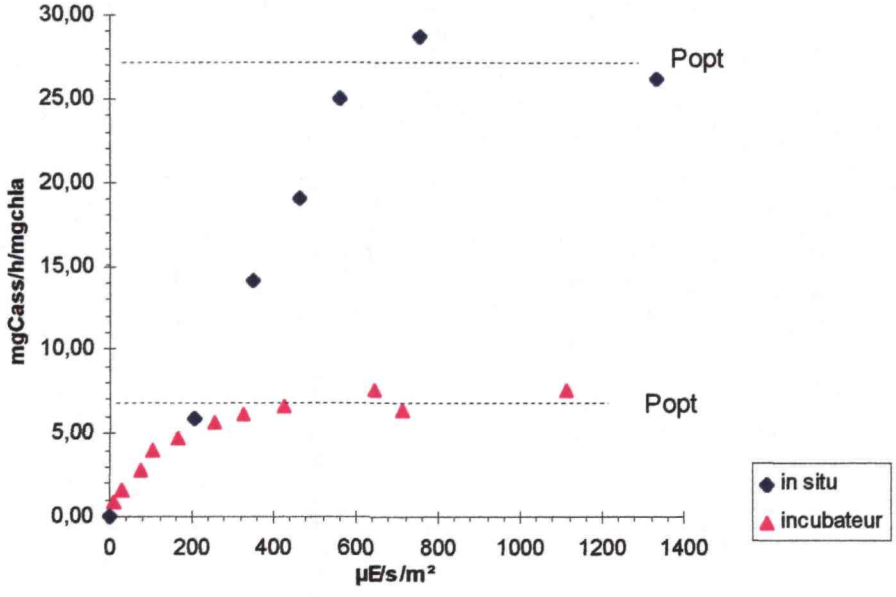


Figure 8 - Mesures comparées de production primaire in situ et en incubateur.

Globalement, les courbes de production primaire en fonction de l'éclairement suivent la même allure générale avec, dans un premier temps, une augmentation proportionnelle à l'intensité lumineuse puis une production qui tend vers une valeur optimale au delà de l'intensité de saturation. Toutefois les quantités de carbone assimilées in situ sont supérieures à celles en incubateur, aux mêmes intensités lumineuses.
Ainsi, bien que résultant d'un échantillonnage moyen sur trois niveaux, la production optimale en phytosynthétron est de 7 mgC/h/mg chl a alors que le taux de production optimal in situ est de 27 mgC/h/mg chl a.

Parmi les facteurs pouvant expliquer cet écart, outre de dispositif expérimental qui peut apparaître réductionniste par rapport à l'expérimentation in situ (qualité de l'éclairement), il semble que le grattage des feuilles de polyéthylène avec des lames de verre soit une étape qui lèse l'intégrité d'une partie des organismes photosynthétiques. Si cette étape n'est pas préjudiciable aux estimations de biomasse algale par mesure de la teneur en pigments chlorophylliens, elle peut, en revanche, être à l'origine d'une sous-estimation de l'activité photosynthétique.

Profil vertical de production primaire

La mesure in situ permet, par ailleurs, d'étudier le profil de production en fonction de la profondeur et donc de l'atténuation de l'énergie lumineuse.

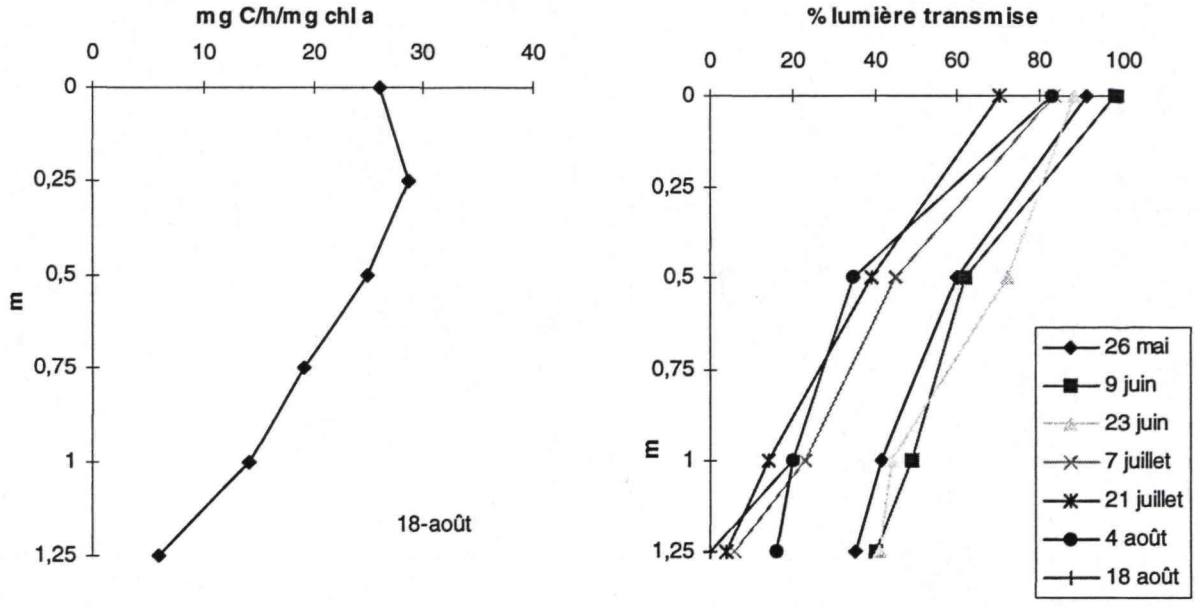


Figure 9 - Profils verticaux de production primaire et d'atténuation de la lumière.
(la profondeur 0 correspond en réalité à la subsurface)

Bien que les PAR perçues aux différentes profondeurs fluctuent au cours des campagnes, du fait de l'ensoleillement quotidien variable à cette période de l'année, les pourcentages de lumière transmise présentent une atténuation semblable. Deux périodes se distinguent toutefois : une printanière (26 mai - 23 juin) et une estivale (7 juillet - 18 août) où l'atténuation de la lumière est plus marquée (macrophytes environnants).

Le profil de production primaire met en évidence une activité photosynthétique maximale dans la zone des 50 premiers centimètres qui correspond à une zone de pénétration de la lumière maximale.

1.3. Approche de la capacité d'assimilation du compartiment algal périphytique de la retenue en période estivale

1.3.1. Constat et démarche

Comme le montre la figure 10, les bilans de flux de nutriments, établis pour la période mai - août 98 entre l'entrée et l'exutoire de la retenue de Mano, confirment l'abattement d'azote minéral (nitrates essentiellement) observé en 97.

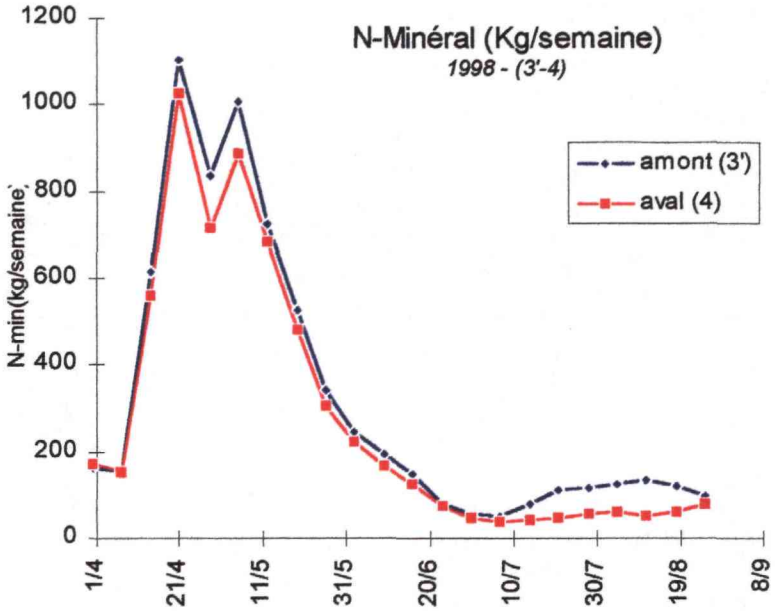


Figure 10 - Abattement d'azote minéral entre l'entrée et l'exutoire de la retenue (Données Cemagref 98).

Quelle est la part du biofilm algal dans cet abattement ?

C'est la question à laquelle nous allons essayer de répondre en rapprochant les données de biomasse et de production acquises lors des expérimentations précitées de celles obtenues par le Cemagref notamment en ce qui concerne les macrophytes aquatiques qui s'y développent [MESTELAN et col., 1998].

Cette approche peut se résumer ainsi :

↳ estimation de la surface foliaire des macrophytes colonisés par la fraction productrice du périphyton algal,

↳ application des caractéristiques de ce biofilm (biomasse et productivité) à cette surface foliaire,

↳ estimation d'une production journalière de l'ensemble du biofilm de la retenue et extension à la période juillet - août,

↳ comparaison avec les abattements mesurés à l'aide des analyses chimiques au cours de la même période.

1.3.2. Estimation de la surface foliaire des macrophytes colonisés par la fraction active du biofilm algal

Compte tenu des résultats de pénétration lumineuse établis et du profil de production primaire in situ courant août (figure 9), nous considérons en première hypothèse que la tranche la plus active du biofilm algal se situe dans les 50

premiers centimètres. C'est dans cette tranche d'eau que nous allons tenter d'estimer la surface foliaire des macrophytes.

La biomasse totale de macrophytes est répartie inégalement sur le réservoir de Mano, 60% dans la partie amont et 40% dans la zone aval. Toutefois, les observations montrent que l'ensemble de cette végétation n'affleure pas systématiquement sur toute la surface du plan d'eau notamment dans la partie aval. Aussi, afin d'estimer la surface foliaire développée uniquement dans la zone trophogène, nous n'avons considéré que les macrophytes fixés à moins de 1,5m de fond et dont la biomasse s'élève à 62 tonnes dans la partie amont et 20 tonnes dans la partie aval. Dans les 50 premiers centimètres, cette biomasse se réduit à 14,2 tonnes pour la partie amont et 4,8 tonnes pour la partie aval.

La corrélation poids sec - surface foliaire étant de l'ordre de 100m² / kg de poids sec, (valeur moyenne définie par EDWARDS et OWENS, 1965), les biomasses précédentes estimées développent des surfaces foliaires de 142 ha pour l'amont et de 48 ha pour l'aval.

Enfin, à titre indicatif, en considérant une biomasse algale périphytique moyenne de 0,57 mg chla /m² en amont et de 0,41 mg chla /m² en aval, il est possible d'estimer la biomasse algale périphytique totale sur la retenue à 810 g en amont et 200 g en aval, soit un total de 1 kg de chlorophylle a.

1.3.3. Estimation de la production primaire journalière du biofilm

Bien que ponctuels, les profils d'énergie lumineuse établis lors de chaque campagne dans la retenue, montrent que les niveaux d'énergie atteints dans les 50 premiers centimètres sont supérieurs aux valeurs de Ik (annexe 7). En effet, les valeurs observées varient de 151 à 226 µE/s/m² en amont et de 94 à 232 µE/s/m² an aval (tableau 1).

Ce sont donc les valeurs de Popt, (tableau 2), que nous associerons à la surface foliaire développée par les macrophytes dans la tranche des 50 premiers centimètres.

Tableau 2 - Taux de carbone horaire assimilé par unité de surface, mgC/h/m², par station et par campagne.

	9 juin	23 juin	7 juillet	21 juillet	4 août
amont	161	32	0,6	1,4	1,2
aval	9	13	0,9	1,4	8,5

Ces valeurs fluctuent considérablement au cours de la période estivale. Aussi, dans l'objectif d'approcher la capacité d'assimilation au cours des mois de

juillet et d'août (période des plus forts abattements constatés figure 10), il nous est apparu plus judicieux de calculer une valeur moyenne pour les trois dernières campagnes. En effet, l'amplitude des variations observée est faible et de plus, compte tenu de l'intervalle de temps entre chaque mesure, il semble très approximatif d'attribuer une valeur moyenne journalière à plusieurs jours consécutifs pour lesquels nous ne disposons pas des données d'ensoleillement.
La valeur moyenne de production primaire optimale pour cette période est de 2,3 mg de carbone assimilés par heure.

PELLETIER [1973] estime que la production primaire mesurée sur le tiers médian du jour solaire (soit de 13h à 18h) représente 45% de la production journalière.
L'extrapolation à partir de la production horaire optimale fournit alors une valeur de production journalière de l'ordre de 25,5 mgC/m²/j.

1.3.4. Capacité d'assimilation du biofilm algal comparée au bilan chimique entre l'amont et l'aval de la retenue

La surface foliaire développée colonisée par le biofilm ayant été estimée à 190 ha, l'assimilation journalière potentielle s'élève alors à 48,7 kg de carbone soit 9,7 kg d'azote (en considérant un rapport d'assimilation C/N de 1/5).
Sur la période du 2 juillet au 19 août, l'assimilation potentielle du biofilm algal est de l'ordre de 475 kg d'azote, soit environ 1,6 tonnes entre juin et septembre.

La quantité d'azote potentiellement assimilée par le biofilm algal, telle que nous l'avons évaluée, est du même ordre de grandeur que l'abattement de 396 kg d'azote minéral estimé par le suivi de la qualité des eaux entre l'amont et l'aval de ce plan d'eau.
Ce léger décalage peut s'expliquer par le jeu de l'extrapolation des valeurs expérimentales à de grandes échelles de temps et de surface. En effet, cette évaluation ne peut intégrer l'hétérogénéité de certaines variables mésologiques et biologiques du site expérimental telles que :
- le temps de résidence des nutriments dans la retenue du fait de zones d'eau mortes envahies par les macrophytes,
- la surestimation de l'épaisseur de la zone trophogène notamment dans les zones où la végétation affleurante est très dense.

Par ailleurs, bien que la capacité du périphyton à stocker les nutriments semble être réelle, la biomasse algale épiphytique que nous avons pris en compte ne représente qu'une part du compartiment biologique de ce système.
Il faut en effet tenir compte, bien qu'elle ait été décrite dans ce milieu comme très faible [TEISSIER, thèse en cours], de la dénitrification bactérienne ainsi que de l'assimilation des végétaux aquatiques pour laquelle nous n'avons aucune information.

Aussi, afin de s'affranchir en partie de ces diverses variables et pour mieux cerner l'efficacité du biofilm algal dans ce genre de milieu, il nous est apparu intéressant d'étudier le site particulier que représente le déversoir de la retenue.

2. Le déversoir

Sur le principe, la démarche mise en oeuvre au niveau du déversoir est comparable à celle utilisée pour la retenue à ceci près qu'elle s'applique ici à un hydrosystème réduit à deux compartiments, l'eau et le périphyton.
Les expérimentations sur le déversoir de la retenue de Mano ont fait l'objet de deux campagnes d'étude : le 29 juin et le 20 juillet.
Pour chaque campagne, les mesures suivantes ont été effectuées :

- bilan entrée - sortie des principaux nutriments sur 24 heures,
- enregistrement de l'énergie lumineuse au cours du cycle,
- mesure de la biomasse algale et bactérienne,
- mesure de la production primaire algale et courbe de saturation de la photosynthèse en phytosynthétron.

2.1. Biomasse et production primaire périphytique

Les mesures indirectes de biomasse algale et bactérienne ont été effectuées sur plusieurs prélèvements du biofilm colonisant l'ensemble des dalles de béton (annexes 3 et 4). Les mesures de production primaire correspondantes ont été réalisées en phytosynthétron selon le protocole expérimental présenté précédemment (annexe 6).

Les mesures indirectes de biomasses algales et bactériennes effectuées sur chacune des quatre dalles montrent l'existence d'une hétérogénéité spatiale ; elles n'ont cependant pas révélé de gradient de colonisation d'une dalle à l'autre. Cette observation nous a conduit à considérer, pour chaque campagne, les valeurs moyennes de ces paramètres. Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 3.

Tableau 3 : Valeurs moyennes de biomasses algale et bactérienne, de production primaire optimale et d'intensité de saturation, mesurées sur le déversoir au cours des deux campagnes

	mg/m² Chl a	bact/cm²	mgC/h/mgchla	µE/s/m²
29/06	6.26	$1,2.10^7$	10	298
20/07	31.66	$1,3.10^8$	35	359

Comme les dénombrements bactériens, les biomasses algales augmentent de juin à juillet, pour passer de 6 à 32 mg de chl a /m².

Ramenée à la surface totale du déversoir (464m²), la biomasse algale périphytique correspond à :

2,8 g de chlorophylle a pour le mois de juin,
14,8 g de chlorophylle a pour le mois de juillet.

Compte tenu de l'hétérogénéité et de l'absence de gradient déjà évoquées, les mesures de production primaires ont été effectuées sur un échantillon moyen représentatif de l'ensemble du déversoir. Les taux de production spécifique observés varient de 10 à 35 mgC/h/mgchla au cours des deux campagnes.

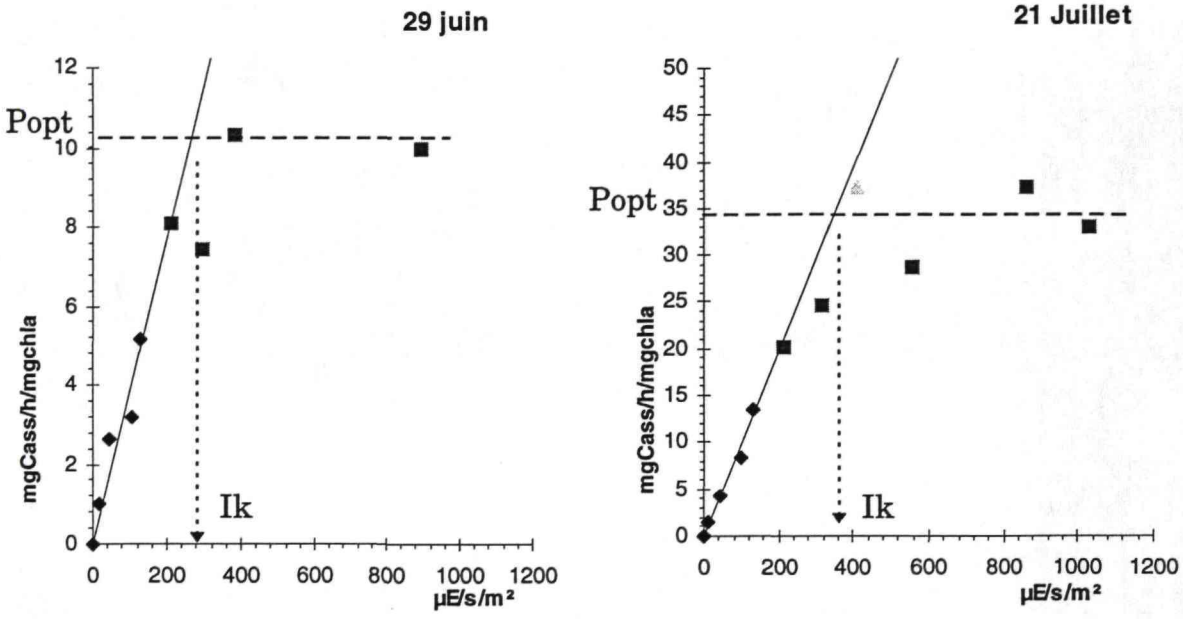


Figure 11 - Courbes de saturation de la photosynthèse, juin et juillet

La comparaison les mesures effectuées sur la retenue à l'aide de substrats artificiels à celles obtenues sur le biofilm colonisant directement les dalles de béton confirment l'importance du compartiment périphytique sur ce déversoir, tant du point de vue de sa biomasse que de la production primaire.

2.2. Production primaire journalière du biofilm algal

Les quantités de carbone assimilées par le compartiment algal périphytique sont estimées à partir des mesures de productivité primaire réalisées en incubateur (figure 11).

Le couplage de ces résultats à la mesure de l'ensoleillement horaire pour les deux campagnes de 24h, (figure 12), nous a permis d'attribuer une valeur de production primaire correspondante à chaque tranche horaire.
Pour les intensités lumineuses inférieures au seuil de saturation de la lumière, le taux de production utilisé est calculé d'après la droite expérimentale en éclairement limitant alors que, pour les intensités lumineuses supérieures à l'intensité de saturation, ce sont les valeurs de Popt que nous avons utilisées.

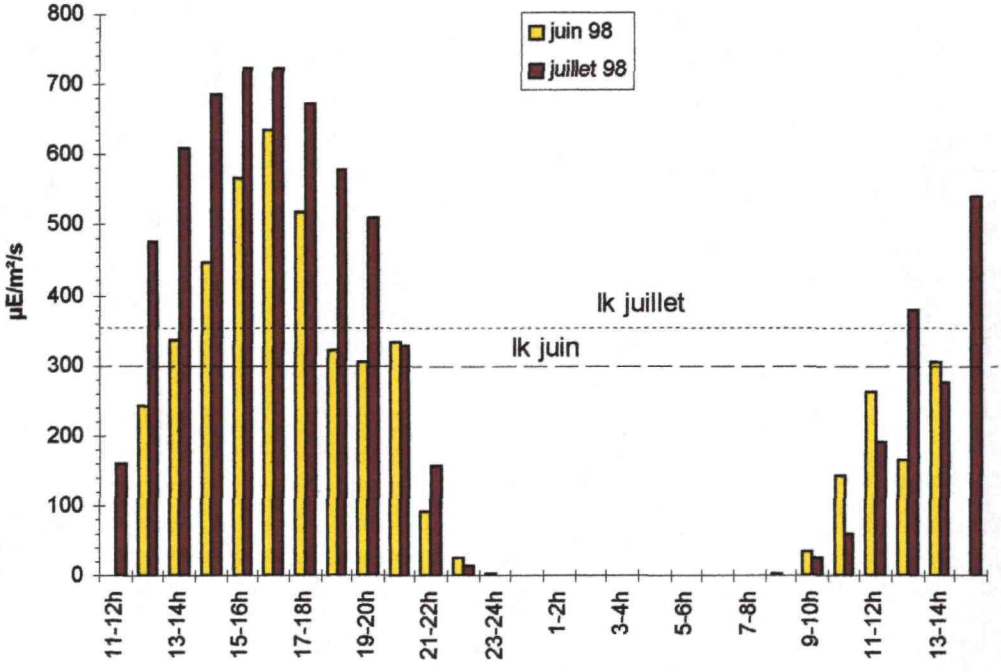


Figure 2 : radiations actives pour la photosynthèse reçues par le biofilm colonisant le déversoir et intensités de saturation correspondantes (Ik), en µE/m²/s, d'après les mesures d'ensoleillement lors des deux campagnes.

Les calculs présentés en annexe 8 permettent d'établir les bilans d'assimilation potentielle de nutriments par le système au cours d'un cycle de 24 heures à :

304 g de carbone et **60,8 g** d'azote en juin
5157 g de carbone et **1031 g** d'azote en juillet.

En tenant compte du fait que 45% de la production journalière sont réalisés dans le tiers médian du jour solaire [PELLETIER, 1973], l'estimation de ces mêmes bilans fournit des valeurs proches (64 g d'azote assimilés en juin et 1126 g en juillet) et justifie l'utilisation de l'extrapolation précédente.

Les valeurs évaluées en juillet sont supérieures à celles de juin. En effet, les conditions du milieu (notamment la température et l'éclairement) sont

favorables à un développement plus important de la biomasse algale et de sa productivité.

En attribuant les caractéristiques de juin à septembre et celles de juillet à août, on peut estimer l'assimilation du biofilm entre juin et septembre à 64 kg d'azote.

2.3. Capacité d'assimilation du biofilm algal du déversoir

L'étude conjointe des deux bilans chimiques, effectués pendant 24h sur le système déversoir, a mis en évidence des abattements notables d'azote minéral, notamment en nitrates (figure 13).

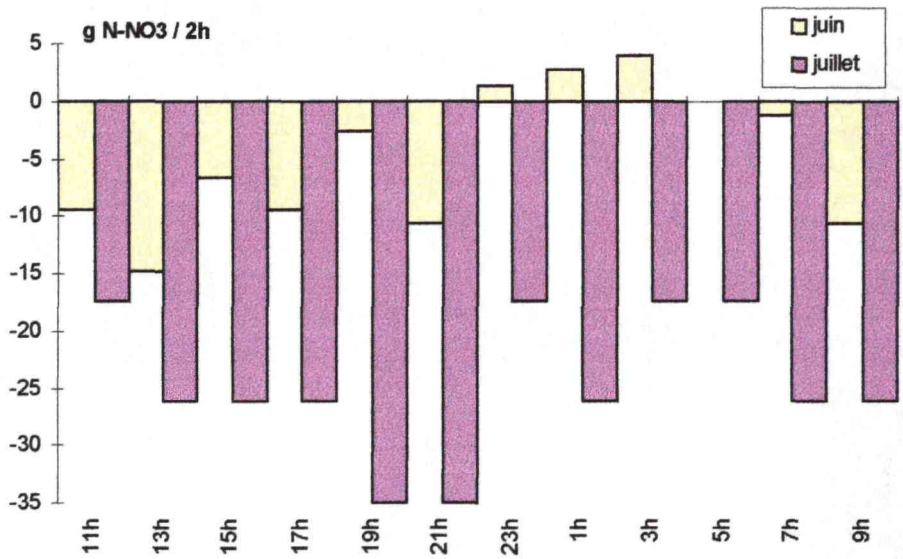


Figure 3 : Abattements de nitrates par tranche horaire de deux heures au niveau du secteur déversoir évalués en juin et en juillet (Données Cemagref 98).

Ces abattements journaliers s'élèvent à :

57,7 g de nitrates par jour mesurés le 29 juin,
297 g de nitrates par jour mesurés le 20 juillet.

Si l'on compare ces derniers abattements à l'assimilation potentielle d'azote déduite expérimentalement de la production journalière (§2.2), on constate qu'elles sont identiques en juin mais inférieures en juillet, l'ordre de grandeur étant cependant respecté.

En ce qui concerne le décalage observé lors de l'expérimentation de juillet, il convient de considérer que la détermination de l'assimilation potentielle par heure et par m^2 est basée sur une mesure expérimentale « statique » qui ne tient pas compte du temps de transfert de la lame d'eau de l'amont à l'aval de l'aménagement. Bien qu'assez faible, cet écoulement ne permet pas au biofilm in situ d'atteindre l'efficacité maximale mesurée dans les conditions confinées qu'offre le phytosynthétron.

Enfin, cet écart peut aussi s'expliquer par le fait que l'équivalence carbone - azote utilisée concerne en fait l'azote total, alors que nos bilans chimiques se réfèrent à l'azote des nitrates. Les algues sont, en effet, capables d'assimiler certaines formes d'azote organique (urée par exemple).

V - CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Présent sur tous les substrats immergés, le périphyton entre pour une grande part dans la capacité d'assimilation des écosystèmes aquatiques d'eau douce. Par leur surface foliaire très développée et les échanges chimiques qu'ils offrent, les macrophytes aquatiques constituent les hôtes privilégiés de ce maillon trophique.

L'important développement des macrophytes et la faible représentation du phytoplancton dans la retenue de Mano nous ont amené à privilégier l'étude du biofilm bactérien et algal en essayant d'estimer son efficacité dans les abattements chimiques constatés à l'aval de cet aménagement, notamment en été.
La difficulté que l'on rencontre à récolter les biofilms recouvrant les macrophytes aquatiques nous a conduit à implanter des substrats artificiels. En effet, fréquemment utilisés, ils constituent un compromis intéressant pour l'étude du biofilm en assurant en quelque sorte, un certain degré de standardisation des mesures.

La mise en œuvre de ces substrats artificiels, dans la retenue de Mano, montre, que la plupart du temps, un gradient de colonisation algale et bactérienne décroissant s'installe entre la zone amont et aval. L'éclairement et la charge nutritive de la colonne d'eau semblent être les facteurs environnementaux affectant son développement au cours du temps. Les espèces algales périphytiques sont ici caractéristiques d'eaux acides mais de bonne qualité.
Mesuré à l'aide d'un gradient d'éclairement artificiel (phytosynthétron), le taux de production primaire optimum des algues du biofilm décroît au fur et à mesure que l'on avance dans l'été. Cette évolution correspond à l'apparition en plus grand nombre des Chlorophycées sur les substrats.

Globalement, les valeurs de biomasses mesurées après 15 et 30 jours, restent faibles par rapport aux résultats obtenus dans la Charente. Toutefois, bien que le compartiment bactérien semble avoir une activité très faible, le biofilm algal présente un potentiel d'assimilation non négligeable.

L'extrapolation d'une valeur potentielle moyenne de production primaire, mesurée en incubateur, à la biomasse estimée des algues épiphytiques entre la surface et 50 cm d'eau montre que sa capacité d'assimilation potentielle évaluée à 475 kg d'azote, pour la période juillet-août, est du même ordre de grandeur que les 400 kg de $N\text{-}NO_3$ abattus, pour la même période, entre l'amont et l'aval de la retenue. Les décalages observés peuvent s'expliquer par :
- l'hétérogénéité des écoulements dans la retenue créant des zones d'eau mortes où l'activité du biofilm n'est pas concernée,
- une surestimation de la zone trophogène dans les zones denses en macrophytes,

- le fait que les algues du biofilm peuvent aussi assimiler des formes organiques de l'azote non prises en compte dans les bilans entrée-sortie effectivement mesurés (azote minéral).

L'adaptation de la démarche précitée à l'hydrosystème simplifié qu'est le déversoir de la retenue de Mano montre qu'au mois de juin, sur 24 heures, l'assimilation potentielle d'azote par les algues du biofilm équivaut à l'abattement de nitrates mesuré entre l'amont et l'aval du déversoir (60 g). Lors de la campagne de juillet, cette assimilation potentielle, estimée à 1000 g, est supérieure à l'abattement mesuré d'un facteur 3 ; rappelons que l'écoulement de la lame d'eau in situ ne permet pas au biofilm d'atteindre l'efficacité maximale mesurée dans les conditions confinées qu'offre le phytosynthétron.

Ceci dit, qu'il s'agisse de la retenue ou de son déversoir, les ordres de grandeur existant entre la capacité d'assimilation azotée et les abattements réels mesurés restent cependant réalistes.

Afin d'affiner ces bilans et dans le but d'approcher un modèle de fonctionnement de cet écosystème, il conviendrait :

- de préciser les temps de transfert dans la retenue,
- de mieux définir l'importance de sa zone trophogène en fonction du développement des macrophytes,
- de prendre en compte l'activité bactérienne en terme de dénitrification et nitrification,
- d'estimer la production primaire des macrophytes.

Si l'assimilation azotée du biofilm de la retenue peut être globalement estimée à 1,6 tonnes de juin à septembre, période correspondant au maximum de développement des macrophytes, celle du déversoir n'excède pas 64 kg pour la même période.
Par rapport aux flux annuels mesurés à l'aval des grandes cultures (30 tonnes d'azote minéral), ces abattements ne représentent qu'un faible pourcentage. Cependant, ajoutés à la minéralomasse stockée entre juin et septembre, ce sont tout autant d'éléments nutritifs qui n'accèdent pas, en cette période cruciale, aux milieux récepteurs en aval (baie d'Arcachon notamment).

Sans augurer des responsabilités et en dehors de toute considération financière, la récolte des macrophytes de la retenue, en fin de période estivale, éviterait le transfert différé d'éléments nutritifs provenant de leur décomposition. Enfin, plus en aval, on peut penser que l'environnement forestier du Grand Arriou est lui aussi susceptible d'interférer sur les nutriments contenus dans les eaux. L'étude des bilans entrée-sortie de secteurs forestiers montre qu'effectivement des abattements peuvent survenir, l'interprétation en restant cependant délicate compte tenu de la proximité de la nappe d'eau superficielle et des dilutions qu'elle peut engendrer.

BIBLIOGRAPHIE

ARGILLOS, F. (1996) - Rôle du périphyton dans la dynamique des éléments nutritifs, cas du fleuve Charente. *DESU Sciences Naturelles, Université de Bordeaux I, Cemagref, Division Qualité des Eaux, Bordeaux*

BEUFFE, H. ; VERNIER, F. (1997) - Fonctionnement et protection de l'écosystème sableux landais. *Rapport technique, Cemagref, Bordeaux, 35p*

BRATBAK, G. (1985) - Bacterial biovolume and biomass estimation. *Applied and environmental microbiology*, 49 (6) : 1488-1493

CAPBLANCQ, J. ; DAUTA, A. (1978) - Phytoplancton et production primaire de la rivière Lot. *Annls Limnol.*, 14 (1-2) : 85-112

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. ; 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 lakes 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

CATTANEO, A. ; KALFF, J. (1980) - The relative contribution of aquatic macrophytes and their epiphytes to the production of macrophytes beds. *Limnol. Oceanogr.*, 25 (2) : 280-289

CATTANEO, A. (1996) - Algal seston and periphyton distribution along a stream linking a chain of lakes on the canadian Shield. *Hydrobiologia*, 325 : 183-192

CATTANEO, A. ; KERIMIAN, T. ; ROBERGE, M. ; MARTY, J. (1997) - Periphyton distribution and abundance on substrata of different size along a gradient of stream trophy. *Hydrobiologia*, 354 : 101-110

CHARACKLIS, W.G. (1981) - Fouling biofilm development : a process analysis. *Biotechnology and Bioengineering*, 23 : 1923-1960

CHADWICK, (1993) - Assimilative capacity and critical load concepts in environmental management

CLAPS, M.C. (1996) - Structure and dynamics of epipelic algae from a plain river (Samborombon River, Buenos Aires, Argentina). *Arch. Hydrobiol.*, 137 (2) : 251-263

CLARET, C. ; FONTVIELLE, D. (1997) - Characteristics of biofilm assemblages in two contrasted hydrodynamic and trophic contexts. *Microb. Ecol.*, 34 : 49-57

COUCH, C.A. ; MEYER, J.L. (1992) - Development and composition of the epixylic biofilm in a blackwater river. *Freshwater Biology*, 27 : 43-51

CORKUM, L.D. (1996) - Response of chlorophyll-a, organic matter and macroinvertebrates to nutrient additions in rivers flowing through agricultural and forest land. *Arch. Hydrobiol.*, 136 (3) : 391-411

COVENEY, M.F. ; WETZEL, R.G. (1992) - Effects of nutrients on specific groxth rate of bacterioplankton in oligotrophic lake water cultures. *Appl Environ Microbiol*, 58 (1) : 150-156

DELBECQUE, E.J.P. (1985) - Periphyton on nymphaeids : an evaluation of methods and separation techniques. *Hydrobiologia*, 124 : 85-93

EDWARDS, R.W. ; OWENS, M. (1965) - The oxygen balance of streams. *Ecology and the industrial society, Backwell Scientific Publications, Oxford*, 6 : 149-172

ERIKSSON, P.G. ; WEISNER, S.E.B. (1996) - Functional differences in epipelic microbial communities in nutrient-rich freshwater ecosystems : an assay of denitrifying capacity. *Freshwater Biology*, 36 : 555-562

FAIRCHILD, G.W. ; SHERMAN, J.W. (1992) - Linkage between epilithic algal growth and water coloumn nutrients in softwater lakes. *Can. J. Fish. Sci.*, 49 : 1641-1646

FOGG, G.E. (1971) - Extracellular products of algae in freshwater. *Ergebn. Limnol.*, 5 : 1-25

FREEMAN, C. ; CHAPMAN, P.J. ; GILMAN, K. ; LOCK, M.A. ; REYNOLDS, B. ; WHEATER, H.S. (1995) - Ion exchange mechanisms and the entrapment of nutrient by river biofilms. *Hydrobiologia*, 297 : 61-65

FRIBERG, N. ; WINTERBOURN, M.J. ; SHEARER, K.A. ; LARSEN, S.E. (1997) - Benthic communities of forest srteams in the South island, new Zealand : effects of forest type and location. *Arch. Hydrobiol.*, 138 (3) : 289-306

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

HANSON, L.A. (1992) - Factors regulating periphytic algal biomass. *Limnol. Oceanogr.*, 37 (2) : 322-328

HEPINSTALL, J.A. ; FULLER, R.L. (1994) - Periphyton reactions to light and nutrient levels and the response of bacteria to these manipulations. *Arch. Hydrobiol.*, 131 (2) : 161-173

HORNER, R.R. WELCH, E.B. (1981) - Stream periphyton development in relation to current velocity and nutrients. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 38 : 449-457

HORNER, R.R. ; WELCH, E.B. ; SEELEY, M.R. ; JACOBY, J.M. (1990) - Response of periphyton to changes in current velocity, suspended sediment and phosphorus concentration. *Freshwater Biology*, 24 : 215-232

HUTCHINSON, G.E. (1975) - The algal benthos. A treatrise on limnology, *Limnological Botany*, chap. 32 : 509-571

HYNES (1960) - The biology of polluted water. *Liverpool University Press*

JORGENSEN, N.O.G. ; KROER, N. ; COFFIN, R.B. ; YANG, X.H. ; LEE, C. (1993) - Dissolved free amino acids, combined amino acids and DNA as sources of carbon and nitrogen to marine bacteria. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 98 : 135-148

LAHOUN, V. (1994) - Etude du périphyton algal du fleuve Charente. *DESS Géosciences appliquées aux équipements en milieus urbains, ruraux, littoraux et cotiers. Université de Bordeaux I, Cemagref, Division Qualité des Eaux, Bordeaux, 53p*

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

LAU, Y.L. ; LIU, D. (1993) - Effect of flow rate on biofilm accumulation in open channels. *Wat. Res.*, 27 (3) : 355-360

LEMMER, H. ; ROTH, D. ; SCHADE, M. (1994) - Population density and enzyme activities of heterotrophic bacteria in sewer biofilms and activated sludge. *Wat. Res.*, 28 (6) : 1341-1346

LEMOALLE, 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

LORENZEN, C.J. (1967) - Determination of chlorophyll and pheopigments : spectrophotometric equations. *Limnol. Oceanogr.*, 12 : 343-346

MEEGAN, S.K. ; PERRY, S.A. (1996) - Periphyton communities in headwater streams of different water chemistry in the central Appalachian Mountains. *Journal of Freshwater Ecology*, 11 (3) : 247-256

MENON, P. ; TORRE, M. ; DUTARTRE, A. ; BEUFFE, H. : COSTE, M. (1993) - Le fonctionnement des compartiments biologiques. *Etude no 65, Cemagref, Division Qualité des Eaux, Bordeaux, 55p*

MESTELAN, G. ; DUTARTRE, A. ; LAPLACE, C. ; LEVEAU, D. ; MOREAU, A. (1998) - La retenue de Mano (Landes) : caractéristiques topographiques et physico-chimiques, peuplements de macrophytes, estimation de biomasse. *Rapport technique, Cemagref, division Qualité des Eaux, Bordeaux*

MCKENSIE, C.H. ; HELLEUR, R. ; DEIBEL, L. (1992) - Use of inorganic membrane filters (anopore) for epifluorescence and scanning electron microscopy of nanoplakton and picoplankton. *Applied and environmental microbiology*, 58 (2) : 773-776

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

MOSS, B. (1968) - The chlorophyll a content of some benthic algal communities; *Arch. Hydrobiol.*, 65 : 51-62

MULER, U. (1995) - Vertical zonation and production rates of epiphytic algae on Pragmites australis. *Freshwater Biology*, 34 : 69-80

MUTTERLEIN, C. (1996) - Production primaire planctonique en zone de marais d'eau douce, suivi d'une zone expérimentale du marais breton-vendéen. *Cemagref, Division Qualité des Eaux, Bordeaux, 33p*

NILSSON, C. ; SUNBACK, K. (1991) - Growth and nutrient uptake studied in sand-agar microphytonbenthic communities. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, 1453 (2) : 207-226

NWANKWO, D.I. ; AKINSOJI, A. (1992) - Epiphyte community on water hyacinth Eichornia crassipes (Mart.) Solms in coastal waters of southwestern Nigeria. *Arch. Hydrobiol.*, 124 (4) : 501-515

O'NEILL MORIN, J. (1986) - Initial colonization of periphyton on natural and artificial apices of Myriophyllum heterophyllum Michx. *Freshwater biology*, 16 : 658-694

OTTEN, J.C. ; WILLEMSE, M.T.M. (1988) - First steps to periphyton. *Hydrobiologia*, 112 (2) : 177-195

PARSONS, T.R. ; STRICKLAND, J.D.H. (1972) - A practical handbook of seawater analysis.

PELLETIER, J. (1973) - Contribution à l'étude de la production primaire du Lac léman. *Thèse spécialité Biologie appliquée option Ecologie, Université de Provence*, 112p

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

PORTER, K.G. ; FEIG, Y.S. (1980) - The use of DAPI for identifying and counting aquatic microflora. *Limnol. Oceanogr.*, 25 : 943-948

RADER, R.B. ; BELISH, T.A. (1997) - Effects of ambiant and enhanced UV-radiation on periphyton in a mountain stream. *Journal of Freshwater Ecology*, 12 (4) : 615-628

REBILLARD, J.P. ; TORRE, M. (1993) - Numération bactérienne en épifluorescence par la méthode couplée DAPI-INT : application à un cas concret. *Revue des sciences de l'eau*, 6 : 153-174

REBILLARD, J.P. ; LENOIR, A. ; BEUFFE, H. (1994) - Les végétaux aquatiques et le transfert des nutriments dans le fleuve Charente : microphytes et compétition bactérienne. *Symposium relations continent - zones cotières, 13-15 Septembre*, La Rochelle

RODHE, W. (1965) - Standard correlation between pelagic photosynthesis and light. *Mem. Ist. Ital. Idrobiol.*, 18, suppl. : 365-381

SAND-JENSEN, K. ; BORUM, J. (1991) - Interaction among phytoplankton, periphyton and macrophytes in temperate freshwaters and estuaries. *Aquatic botany*, 41 : 137-175

SAUNDERS, G.W. ; TRAMA, F.B. ; BACHMANN, R.W. (1962) - Evaluation of a modified C14 technique for shipboard estimation of photosynthesis in lakes. *Publs gt lakes Res.*, div 8, 61p.

SHELDON, F. ; WALKER, K.F. (1997) - Changes in biofilms induced by flow regulation could explain extinctions of aquatic snails in the lower River Murray, Australia. *Hydrobiologia*, 347 : 97-108

SLADECKOVA, A. (1962) - Limnological investigation methods for the periphyton (« Aufwuchs ») community. *Bot. Rev.*, 28 : 286-350

SOBCZAK, W.V. ; BURTON, T.M. (1996) - Epilithic bacterial and algal colonization in a stream run, riffle and pool : a test of biomass covariation. *Hydrobiologia*, 332 : 159-166

SOLLIER, J. (1994) - Etude du périphyton bactérien du fleuve Charente. *DESS Géosciences appliquées aux équipements en milieux urbains, ruraux, littoraux et côtiers. Université de Bordeaux I, Cemagref, Division Qualité des Eaux, Bordeaux.*

STEEMANN-NIELSEN, E. (1952) - The use of radioactive carbon (14C) for measuring organic production in the sea. *J. Cons. Perm. Int. Expl. Mer.*, 18 : 117-140

STRICKLAND, J.D.H. (1960) - Measuring the production of marine phytoplankton. *Bull. Fish. Res. Bd Canada*, 125, 185p.

TAKAMURA, N. ; IWAKUMA, T. (1991) - Nitrogen uptake and C:N:P ratio of epiphytic algae in the littoral zone of lake Kasumigaura; *Arch. Hydrobiol.*, 121 : 161-170

TALLING, J.F. (1957) - Primary prduction fo freshwater microphytes. In *Photosynthesis and productivity in different environments, Edited by J.P.Cooper.*

VOLLENWEIDER,R.A. (1965) - Calculation models of photosynthesis-depth curves and some implication regarding day rate estimates in primary production measurements. *Mem. Ist. Ital. Idrobiol.*, 18, suppl. : 425-457

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 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

WATSON, S.W. ; NOVITSKY, T.J. ; QUINBY, H.L. ; VALOIS, F.W. (1977) - Determination of bacterial number and biomass in the marine environment. *Appl. Environ. Microbiol.*, 33 : 940-946

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.*, 25 (5) : 669-675

WETZEL, R.G. (1964) - A comparative study of the primary productivity of higher aquatic plants, periphyton and phytoplakton in a large shallow lake. *Int. revue ges. hydrobiol.*, 49 (1) : 1-61

WETZEL, R.G. (1965) - Techniques and problems of primary productivity measurements in higher aquatic plants and periphyton. *Mem. Ist. Ital. Idrobiol.*, Suppl 18 : 249-267

WURMANN,K. (1974) - Some problems and perspectives in applied limnology. *Mitt. Internat. Verein. Limnol.*, 20 : 324-402

ANNEXES

Annexe 1 : Bilans chimiques entre l'amont et l'aval de la retenue, données Cemagref 97.

Annexe 2 : Schéma du déversoir de la retenue, dimensions des marches.

Annexe 3 : Mesures de chlorophylle a.

Annexe 4 : Numérations bactériennes.

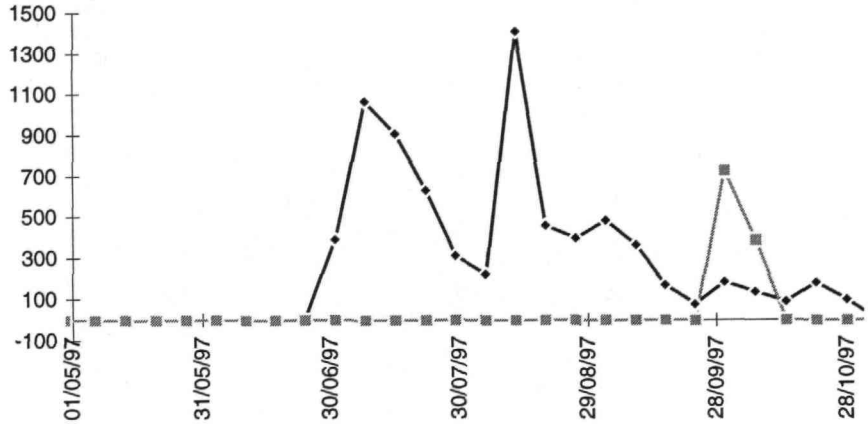
Annexe 5 : Mesures de production primaire.

Annexe 6 : Déterminations des paramètres caractéristiques des courbes d'atténuation de la photosynthèse, Popt et Ik.

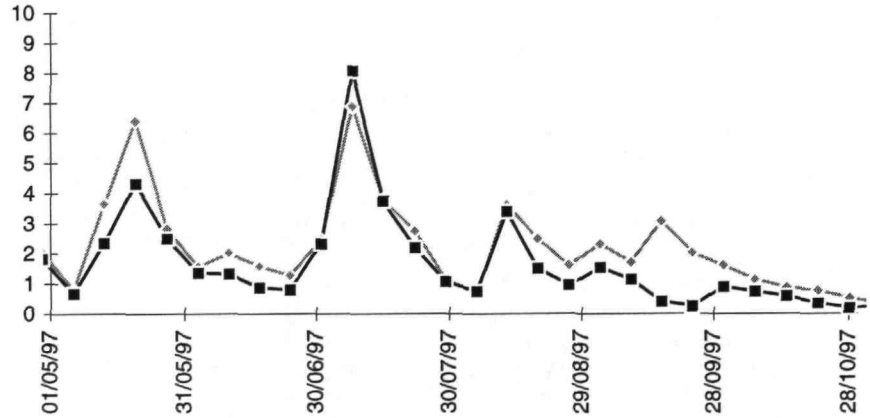
Annexe 7 : Mesures de terrain, retenue de Mano.

Annexe 8 : Evaluations de l'assimilation potentielle sur le déversoir de la retenue.

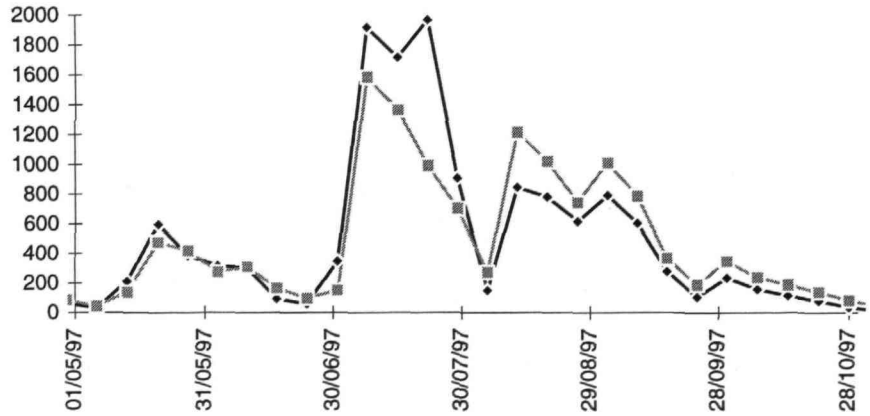
Matières en suspension (kg/semaine)



Phosphore total (kg/semaine)



Azote minéral (kg/semaine)

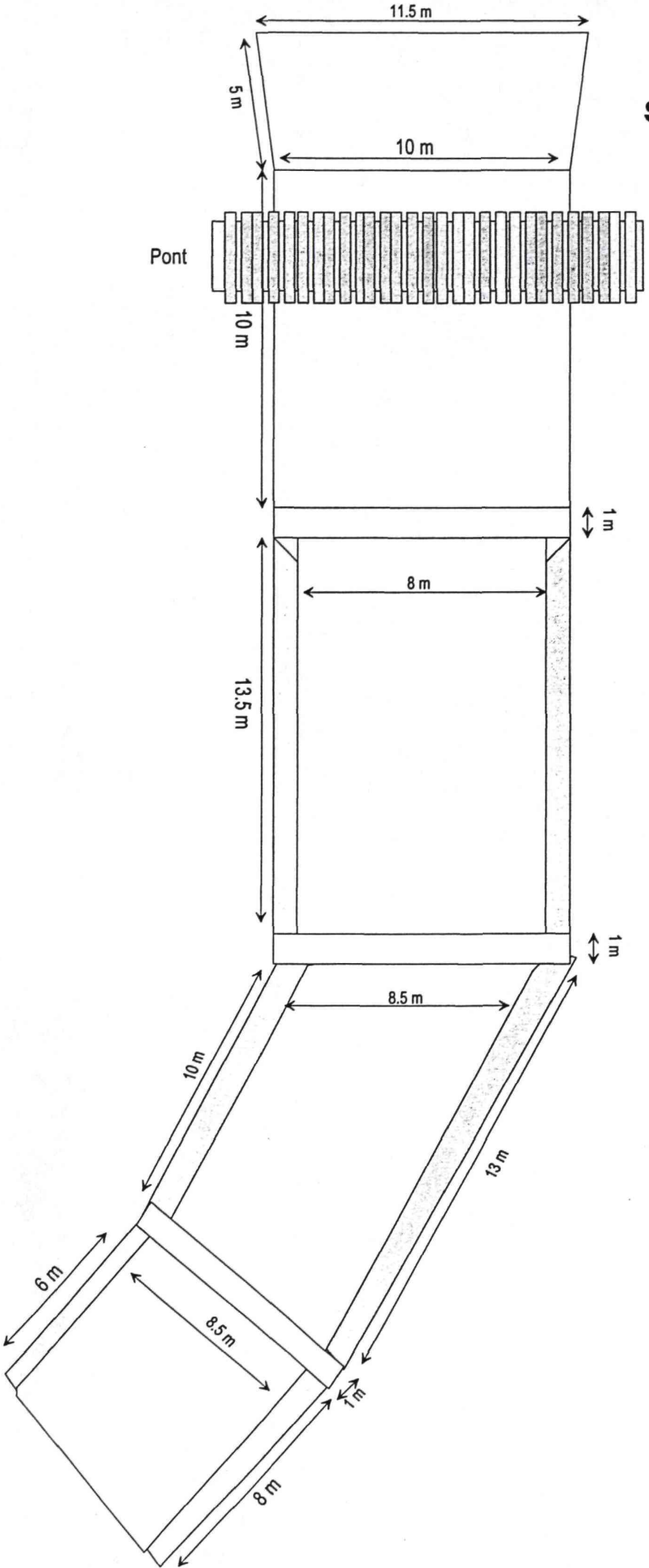


Bilans des flux de nutriments et de matières en suspension entre l'amont et l'aval de la retenue, de Mai à Octobre 97 (Données Cemagref)

amont
aval

Schéma des marches

Mano - 1998



Annexe 2

Résultats mesures de chlorophylle a

échantillon							Absorbance				Abs HCl		Lorenzen			P & S	
date	Station	Z m	Vtot (L)	Vfilt (L)	Vext mL	S (cm²)	630	647	665	750	665	750	Chl a mg/m³	Phéo mg/m³	% Phéo	Chl a µg/L	mg/m³
26-mai	Amt b15	0	0,083	0,038	10,5	188,6	0,044	0,055	0,048	0,018	0,084	0,013	**-1,331**	2,945	182	81,76	**0,360**
26-mai	Amt b15	0,5	0,081	0,03	11,1	185	0,033	0,043	0,084	0,014	0,069	0,021	**0,952**	0,502	35	285,40	**1,250**
26-mai	Amt b15	1	0,057	0,032	10,9	183,8	0,014	0,018	0,043	0,004	0,028	0,003	**0,395**	0,099	20	147,37	**0,457**
26-mai	Amt b15	1,25	0,06	0,03	10,9	189,4	0,021	0,026	0,059	0,006	0,065	0,025	**0,400**	0,461	54	213,10	**0,675**
26-mai	Avl b15	0	0,078	0,036	11,1	176,6	0,003	0,004	0,009	0,001	0,006	0,001	**0,109**	0,018	14	27,32	**0,121**
26-mai	Avl b15	0,5	0,103	0,044	10,4	184,2	-0,02	-0,02	-0,02	-0,02	-0,03	-0,03	**0,035**	0,064	64	13,40	**0,075**
26-mai	Avl b15	1	0,06	0,033	10,4	197	-0,06	-0,01	0	-0,01	-0,01	-0,01	**0,077**	-0,041	-114	20,71	**0,063**
26-mai	Avl b15	1,25	0,063	0,034	11,2	190,8	0,008	0,009	0,016	0,004	0,01	0,002	**0,116**	0,046	29	43,51	**0,144**
09-juin	Amt b15	0	0,11	0,031	12,8	177,4	0,028	0,029	0,045	0,015	0,078	0,049	**0,068**	1,319	95	135,37	**0,839**
09-juin	Amt b15	0,5	0,089	0,036	16	169,4	0,013	0,016	0,041	0,003	0,03	0,006	**0,873**	0,175	17	187,72	**0,986**
09-juin	Amt b15	1	0,061	0,031	17	181,8	0,007	0,009	0,022	0,002	0,018	0,005	**0,344**	0,103	23	121,81	**0,409**
09-juin	Amt b15	1,25	0,07	0,034	12,6	153,6	0,03	0,038	0,092	0,007	0,072	0,017	**1,353**	0,383	22	349,16	**1,591**
09-juin	Avl b15	0	0,067	0,032	15,6	179,6	0,004	0,006	0,015	0,001	0,011	0,002	**0,243**	0,063	21	75,77	**0,283**
09-juin	Avl b15	0,5	0,069	0,031	14	195,8	0,014	0,014	0,021	0,008	0,038	0,025	**0,000**	0,387	100	64,17	**0,226**
09-juin	Avl b15	1	0,051	0,03	13	196,4	0,004	0,005	0,012	0,002	0,011	0,005	**0,120**	0,006	5	48,44	**0,126**
09-juin	Avl b15	1,25	0,052	0,033	14,2	185,4	0,021	0,02	0,022	0,013	0,055	0,04	**-0,193**	0,532	157	40,50	**0,114**
09-juin	Amt b30	0	0,101	0,033	14,8	184,4	0,032	0,037	0,076	0,011	0,069	0,025	**1,377**	0,643	32	321,56	**1,761**
09-juin	Amt b30	0,5	0,083	0,033	15,9	180,2	0,029	0,037	0,098	0,004	0,065	0,006	**2,074**	0,373	15	502,86	**2,316**
09-juin	Amt b30	1	0,075	0,03	14,6	185,8	0,007	0,009	0,019	0,002	0,015	0,004	**0,315**	0,089	22	91,17	**0,368**
09-juin	Amt b30	1,25	0,101	0,032	21,2	188,6	0,023	0,029	0,07	0,007	0,063	0,019	**1,847**	1,070	37	466,94	**2,501**
09-juin	Avl b30	0	0,077	0,033	11,8	185	0,006	0,008	0,02	0,002	0,015	0,004	**0,278**	0,028	9	71,65	**0,298**
09-juin	Avl b30	0,5	0,071	0,034	16,2	170,2	0,015	0,016	0,029	0,007	0,049	0,029	**0,106**	0,637	86	115,44	**0,482**
09-juin	Avl b30	1	0,062	0,032	14,8	179	0,019	0,02	0,03	0,011	0,045	0,027	**0,043**	0,496	92	95,96	**0,332**
09-juin	Avl b30	1,25	0,07	0,032	8	190,4	0,012	0,014	0,032	0,005	0,023	0,008	**0,294**	-0,037	-14	75,11	**0,276**
23-juin	Amt b15	0	0,074	0,033	13,4	179	0,035	0,035	0,054	0,018	0,094	0,06	**0,090**	0,977	92	159,56	**0,660**
23-juin	Amt b15	0,5	0,077	0,031	16	165,4	0,013	0,013	0,024	0,004	0,04	0,022	**0,128**	0,680	84	113,01	**0,526**
23-juin	Amt b15	1	0,052	0,033	15,2	187,6	0,013	0,019	0,053	0	0,042	0,008	**0,648**	0,164	20	270,88	**0,751**
23-juin	Amt b15	1,25	0,066	0,035	10,1	185,6	0,007	0,009	0,021	0,001	0,026	0,011	**0,137**	0,151	52	63,68	**0,226**
23-juin	Avl b15	0	0,065	0,03	13	161,8	0,019	0,019	0,022	0,001	0,055	0,038	**0,186**	0,367	66	94,25	**0,379**
23-juin	Avl b15	0,5	0,073	0,03	15,6	188,2	0,003	0,004	0,012	0	0,014	0,005	**0,162**	0,178	52	69,44	**0,269**
23-juin	Avl b15	1	0,062	0,035	12	177	0,008	0,009	0,016	0,003	0,021	0,012	**0,128**	0,074	37	48,77	**0,171**
23-juin	Avl b15	1,25	0,055	0,035	13	170,8	0,001	0,001	0,002	0	0,014	0,009	**-0,096**	0,208	186	8,08	**0,026**
23-juin	Amt b30	0	0,068	0,034	17,4	197,2	0,002	0,003	0,008	0	0,013	0,006	**0,047**	0,184	80	45,34	**0,156**
23-juin	Amt b30	0,5	0,088	0,033	16,3	172	0,013	0,015	0,033	0,003	0,057	0,031	**0,270**	0,958	78	163,43	**0,836**

Résultats mesures de chlorophylle a

échantillon							Absorbance				Abs HCl		Lorenzen			P & S	
date	Station	Z m	Vtot (L)	Vfilt (L)	Vext mL	S (cm²)	630	647	665	750	665	750	Chl a mg/m²	Phéo mg/m²	% Phéo	Chl a µg/L	mg/m²
23-juin	Amt b30	1	0,1	0,042	10,4	181	0,031	0,038	0,089	0,009	0,103	0,044	0,767	0,742	49	219,62	1,213
23-juin	Amt b30	1,25	0,169	0,043	15,6	171,6	0,023	0,032	0,068	0,006	0,059	0,019	2,099	0,572	21	247,70	2,439
23-juin	Avl b30	0,5	0,07	0,03	14,2	190,2	0,005	0,007	0,026	0	0,023	0,006	0,419	0,135	24	138,09	0,508
23-juin	Avl b30	1	0,061	0,031	15	182,8	0,011	0,013	0,029	0,002	0,044	0,021	0,172	0,522	75	143,97	0,480
23-juin	Avl b30	1,25	0,071	0,037	15,6	170	0,014	0,024	0,024	0,006	0,068	0,045	-0,235	0,992	131	77,62	0,324
07-juil	Amt b15	0	0,076	0,034	14,6	173,6	0	0	0	0	0,013	0,005	-0,402	0,683	243	0,00	0,000
07-juil	Amt b15	0,5	0,074	0,037	15,6	171,6	0	0	0,002	0	0,033	0,019	-0,583	1,058	222	9,78	0,042
07-juil	Amt b15	1	0,049	0,029	21,4	165,6	0	0	0,007	0	0,012	0	-0,291	0,781	160	59,92	0,177
07-juil	Avl b15	0	0,059	0,03	16,4	168	0,011	0,011	0,016	0,003	0,103	0,075	-0,769	1,774	177	76,10	0,267
07-juil	Avl b15	0,5	0,057	0,032	15,6	177	0	0	0,004	0	0,014	0,006	-0,168	0,402	171	22,62	0,073
07-juil	Avl b15	1	0,071	0,034	16	177,4	0,004	0,005	0,019	0	0,059	0,033	-0,352	1,267	138	100,37	0,402
07-juil	Avl b15	1,25	0,063	0,034	19,2	168	0	0	0,002	0	0,049	0,031	-0,905	1,617	227	13,10	0,049
07-juil	Amt b30	0	0,085	0,031	11,4	181,4	0,004	0,004	0,013	0	0,039	0,024	-0,092	0,575	119	53,32	0,250
07-juil	Amt b30	0,5	0,097	0,036	14	195,4	0,015	0,011	0,016	0	0,016	0	0,000	0,577	100	65,76	0,326
07-juil	Amt b30	1	0,066	0,032	15	177,8	0,008	0,014	0,061	0	0,137	0,073	-0,139	2,221	107	322,57	1,197
07-juil	Amt b30	1,25	0,081	0,035	14,2	177,4	0,234	0,244	0,254	0,244	0,068	0,048	-0,495	1,187	171	47,63	0,217
07-juil	Avl b30	0	0,064	0,03	13,8	163,2	0,015	0,016	0,024	0,006	0,091	0,063	-0,482	1,426	151	89,44	0,351
07-juil	Avl b30	0,5	0,086	0,032	16,6	168,2	0	0	0,001	0	0,063	0,044	-1,275	2,217	235	6,02	0,031
07-juil	Avl b30	1	0,066	0,032	10,8	162,8	0,001	0,005	0,032	0	0,024	0	0,292	0,321	52	123,02	0,499
07-juil	Avl b30	1,25	0,066	0,035	22,4	176,8	0	0	0,005	0	0,029	0,017	-0,447	0,982	183	37,12	0,139
21-juil	Amt b30	0	0,065	0,034	10,4	166,2	0,034	0,033	0,041	0,002	0,153	0,113	-0,032	0,926	104	124,59	0,487
21-juil	Amt b30	0,5	0,079	0,032	11,2	188,4	0,004	0,005	0,01	0,002	0,012	0,007	0,118	0,020	14	31,01	0,130
21-juil	Amt b30	1	0,074	0,041	17,4	170,4	0,019	0,02	0,028	0,011	0,059	0,039	-0,148	0,837	121	78,21	0,340
21-juil	Avl b15	0	0,085	0,031	12,2	185,8	0,01	0,011	0,017	0,006	0,019	0,011	0,144	0,125	46	47,42	0,217
21-juil	Avl b15	0,5	0,105	0,035	17,2	176,6	0,014	0,014	0,018	0,009	0,033	0,022	-0,156	0,757	126	47,74	0,284
21-juil	Avl b15	1	0,065	0,032	11,2	201,2	0,01	0,012	0,022	0,005	0,02	0,008	0,151	0,103	40	65,57	0,212
21-juil	Avl b15	1,25	0,083	0,041	12	163,2	0,016	0,019	0,036	0,008	0,035	0,016	0,358	0,171	32	90,52	0,460
21-juil	Amt b15	0	0,08	0,034	10,8	194	0,018	0,022	0,051	0,007	0,042	0,015	0,595	0,066	10	155,40	0,641
21-juil	Amt b15	0,5	0,071	0,032	11	184,8	0,032	0,035	0,067	0,004	0,055	0,009	0,599	0,536	47	235,91	0,906
21-juil	Amt b15	1	0,138	0,042	15,8	155,4	0,015	0,013	0,018	0,005	0,021	0,009	0,089	0,660	88	52,26	0,464
21-juil	Amt b15	1,25	0,097	0,034	14,8	184,2	0,022	0,024	0,034	0,013	0,058	0,036	-0,061	1,004	106	99,22	0,522
21-juil	Avl b30	0	0,084	0,035	11,6	193,8	0,025	0,03	0,065	0,005	0,047	0,013	0,997	-0,084	-9	218,89	0,949
21-juil	Avl b30	0,5	0,086	0,03	15,6	151,6	0,016	0,021	0,047	0,005	0,044	0,016	1,103	0,441	29	241,64	1,371
21-juil	Avl b30	1	0,077	0,034	18	193	0,016	0,02	0,051	0,004	0,033	0,008	1,241	-0,254	-26	276,65	1,104

Résultats mesures de chlorophylle a

échantillon							Absorbance				Abs HCl		Lorenzen			P & S	
													Chl a	Phéo	%	Chl a	
date	Station	Z m	Vtot (L)	Vfilt (L)	Vext mL	S (cm²)	630	647	665	750	665	750	mg/m²	mg/m²	Phéo	µg/L	mg/m²
21-juil	Avl b30	1,25	0,084	0,034	21,8	172,2	0,019	0,023	0,047	0,008	0,054	0,025	0,835	0,860	51	276,48	1,349
04-août	Amt b15	0	0,064	0,032	14,4	182,4	0,009	0,01	0,018	0,005	0,066	0,046	-0,295	0,885	150	64,66	0,227
04-août	Amt b15	0,5	0,07	0,029	16	182,6	0,009	0,01	0,016	0,01	0,005	0,003	0,226	-0,147	-186	38,48	0,148
04-août	Amt b15	1	0,048	0,032	19,2	199,8	0,008	0,012	0,039	0	0,058	0,03	0,423	0,331	44	261,34	0,628
04-août	Amt b15	1,25	0,054	0,032	18,8	178,4	0,007	0,008	0,011	0,006	0,017	0,012	0,000	0,166	100	32,45	0,098
04-août	Avl b15	0	0,091	0,033	17	185,8	0,02	0,025	0,055	0,009	0,054	0,024	1,078	0,337	24	263,29	1,290
04-août	Avl b15	0,5	0,072	0,033	17,2	180,4	0,004	0,011	0,047	0	0,028	0	1,055	0,033	3	276,36	1,103
04-août	Avl b15	1	0,061	0,034	16,8	179	0,02	0,031	0,097	0	0,1	0,035	1,439	0,607	30	534,53	1,822
04-août	Avl b15	1,25	0,065	0,031	16,2	170,8	0,002	0,008	0,034	0	0,029	0,006	0,584	0,271	32	200,48	0,763
04-août	Avl b30	0	0,184	0,034	15,8	186,2	0,01	0,018	0,064	0	0,054	0,011	2,575	1,116	30	333,39	3,295
04-août	Avl b30	0,5	0,188	0,036	22,4	186	0,003	0,01	0,042	0	0,024	0	3,023	-0,202	-7	294,73	2,979
04-août	Avl b30	1	0,07	0,034	21,4	206,8	0,026	0,044	0,15	0,001	0,086	0,009	4,096	-1,030	-34	1050,22	3,555
04-août	Avl b30	1,25	0,087	0,031	16,6	181,4	0,02	0,031	0,095	0,003	0,077	0,018	2,263	0,569	20	550,55	2,640
18-août	Aval b15	0	0,068	0,03	16,8	152,2	0,008	0,012	0,032	0,001	0,026	0,006	0,735	0,200	21	192,76	0,861
18-août	Aval b15	0,25	0,077	0,03	16	180,8	0,008	0,013	0,039	0,001	0,026	0,003	0,910	0,067	7	226,19	0,963
18-août	Aval b15	0,5	0,071	0,03	17,6	174,4	0,011	0,015	0,034	0,005	0,022	0,003	0,638	0,210	25	189,18	0,770
18-août	Aval b15	0,75	0,077	0,032	21,2	170,2	0,005	0,008	0,022	0	0,02	0,005	0,560	0,280	33	161,66	0,731
18-août	Aval b15	1	0,059	0,031	18,4	173,4	0,007	0,013	0,039	0	0,024	0,002	0,917	-0,086	-10	257,83	0,877
18-août	Aval b15	1,25	0,074	0,033	20	168,2	0,01	0,017	0,052	0	0,036	0,004	1,424	0,171	11	351,23	1,545
29-juin	D1		0,073	0,037	15	50,3	0,021	0,027	0,051	0,01	0,1	0,059	0,000	0,451	100	183,16	2,66
29-juin	D2		0,058	0,03	14,4	50,3	0,034	0,046	0,079	0,016	0,102	0,045	0,089	0,501	85	330,71	3,81
29-juin	D3		0,061	0,01	18	50,3	0,043	0,046	0,062	0,027	0,066	0,035	0,233	1,032	82	681,97	8,27
29-juin	D4		0,073	0,01	22,4	50,3	0,021	0,024	0,039	0,01	0,092	0,058	-0,434	2,500	121	709,00	10,29
21-juil	D1		0,114	0,03	19,6	50,3	0,016	0,019	0,032	0,008	0,021	0,007	0,395	-0,008	-2	171,74	3,89
21-juil	D2		0,31	0,02	13,8	50,3	0,031	0,054	0,131	0,005	0,081	0,009	6,131	-0,409	-7	961,70	59,27
21-juil	D3		0,402	0,02	12,6	100,6	0,042	0,063	0,128	0,013	0,141	0,052	1,748	2,440	58	796,60	31,83

Résultats numération bactérienne

échantillon		numération bactéries totales											nb cell	numération bactéries actives											nb cell	% cell
date	station	nbre cell / champ										moy	/ cm²	nb cell actives / cahmp										moy	/cm²	actives
26-mai	Aval b15 0	22	33	41	19	29	24	37	22	31	23	28,1	3,1E+6													
26-mai	Aval b15 0,5	15	12	13	8	15	19	11	6	12	17	12,8	3,5E+6													
26-mai	Aval b15 1	15	17	16	14	18	12	22	24	19	25	18,2	1,4E+6													
26-mai	Aval b15 1,25	23	34	26	18	28	25	15	31	19	28	24,7	9,7E+5													
26-mai	Amt b15 0	74	66	52	61	43	56	40	62	65	45	56,4	1,5E+7													
26-mai	Amt b15 0,5	66	70	46	89	78	65	63	34	58	56	62,5	2,2E+7													
26-mai	Amt b15 1	32	25	21	32	17	20	18	24	24	26	23,9	4,5E+6													
26-mai	Amt b15 1,25	24	18	27	39	22	25	32	30	23	29	26,9	2,2E+6													
09-juin	Aval b15 0	37	52	30	43	31	34	30	32	29	44	36,2	3,3E+6	0	2	0	1	1	1	1	2	0	4	1,2	1,1E+5	3,3
09-juin	Aval b15 0,5	35	47	40	24	32	21	38	25	25	22	30,9	2,7E+6	1	3	0	0	0	2	3	0	7	1	1,7	1,5E+5	5,5
09-juin	Aval b15 1	42	60	38	36	44	28	20	49	56	37	41	1,3E+6													
09-juin	Aval b15 1,25	26	23	21	37	34	21	43	16	30	28	27,9	9,7E+5													
09-juin	Amt b15 0	71	61	65	69	68	60	81	45	79	39	63,8	2,4E+7	10	8	5	5	4	1	5	6	4	3	5,1	2,0E+6	8,0
09-juin	Amt b15 0,5	112	122	132	99	103	116	88	94	84	83	103,3	3,4E+7	1,0	14	22	5	13	15	9	5	6	4	9,4	3,0E+6	9,1
09-juin	Amt b15 1	21	25	26	17	29	16	22	35	25	33	24,9	5,2E+6													
09-juin	Amt b15 1,25	17	20	15	23	9	12	16	23	26	11	17,2	4,8E+6													
09-juin	Aval b30 0	28	24	35	39	24	29	36	27	18	19	27,9	2,9E+6	4	1	1	3	2	1	1	0	1	2	1,6	1,6E+5	5,7
09-juin	Aval b30 0,5	67	89	66	51	51	47	67	41	13	24	51,6	5,3E+6	6	11	4	8	0	6	1	3	0	3	4,2	4,3E+5	8,1
09-juin	Aval b30 1	52	44	12	59	55	49	36	44	38	58	44,7	3,8E+6													
09-juin	Aval b30 1,25	57	63	56	22	83	38	51	54	28	65	51,7	4,7E+6													
09-juin	Amt b30 0	116	130	87	103	109	102	95	71	98	114	102,5	3,5E+7	18	17	12	11	13	11	21	16	14	19	15,2	5,1E+6	14,8
09-juin	Amt b30 0,5	167	138	118	80	162	134	79	95	198	107	127,8	3,6E+7	18	23	32	10	21	16	6	5	45	23	19,9	5,7E+6	15,6
09-juin	Amt b30 1	62	44	49	66	71	64	52	57	61	50	57,6	1,4E+7													
09-juin	Amt b30 1,25	96	91	74	57	72	68	52	77	64	58	70,9	2,3E+7													
23-juin	Aval b15 0	32	39	14	30	27	30	13	18	21	19	24,3	2,4E+6	1	0	0	1	0	0	0	0	2	0	0,4	4,0E+4	1,6
23-juin	Aval b15 0,5	57	26	29	47	40	28	48	43	52	34	40,4	1,9E+6	8	2	1	7	5	3	0	2	3	5	3,6	1,7E+5	8,9
23-juin	Aval b15 1	41	17	25	35	24	34	20	31	27	23	27,7	1,2E+6													
23-juin	Aval b15 1,25	29	18	16	19	17	11	12	13	23	19	17,7	7,0E+5													
23-juin	Amt b15 0	24	26	20	28	31	40	19	27	21	30	26,6	6,8E+6	2	2	1	3	3	0	0	0	2	1	1,4	3,6E+5	5,3
23-juin	Amt b15 0,5	34	40	31	43	36	35	16	33	28	56	35,2	4,0E+6	3	0	2	3	4	4	0	1	2	4	2,3	2,6E+5	6,5
23-juin	Amt b15 1	39	41	31	10	43	23	38	68	40	45	37,8	2,6E+6													
23-juin	Amt b15 1,25	14	9	17	15	12	16	11	8	21	12	13,5	5,9E+5													
23-juin	Aval b30 0	118	116	122	115	121	97	109	93	94	101	108,6	1,0E+7	6	7	9	6	6	15	6	12	11	7	8,5	7,9E+5	7,8

Annexe 4

Résultats numération bactérienne

échantillon		numération bactéries totales											nb cell	numération bactéries actives											nb cell	% cell
date	station	nbre cell / champ										moy	/ cm²	nb cell actives / cahmp										moy	/cm²	actives
23-juin	Aval b30 0,5	91	82	83	71	110	105	105	75	85	74	88,1	2,0E+7	0	0	3	2	0	6	5	6	9	4	3,5	8,0E+5	4,0
23-juin	Aval b30 1	88	70	103	99	62	75	107	61	73	81	81,9	6,7E+6													
23-juin	Aval b30 1,25	82	80	77	66	81	80	104	75	83	76	80,4	8,3E+6													
23-juin	Amt b30 0	37	41	43	39	34	60	47	34	38	24	39,7	3,4E+6	3	0	3	1	1	11	0	0	0	2	2,1	1,8E+5	5,3
23-juin	Amt b30 0,5	35	46	61	49	55	48	30	42	25	36	42,7	1,3E+7	5	2	5	1	8	10	2	5	1	2	4,1	1,3E+6	9,6
23-juin	Amt b30 1	20	17	12	24	27	24	23	31	33	21	23,2	3,2E+6													
23-juin	Amt b30 1,25	40	47	38	23	26	32	13	52	34	65	37	9,0E+6													
07-juil	Aval b15 0	44	60	75	63	69	94	73	123	136	77	81,4	4,2E+6	1	1	4	4	7	6	1	5	14	10	5,3	2,8E+5	6,5
07-juil	Aval b15 0,5	86	79	81	74	61	67	50	101	83	127	80,9	3,9E+6	5	6	8	2	4	7	2	7	7	12	6	2,9E+5	7,4
07-juil	Aval b15 1	182	179	154	136	162	138	153	126	168	135	153,3	3,8E+6													
07-juil	Aval b15 1,25	32	39	25	32	34	40	14	26	18	27	28,7	6,6E+5													
07-juil	Amt b15 0	107	110	116	120	105	128	93	69	142	75	106,5	6,9E+6	31	17	16	40	23	12	20	11	24	21	21,5	1,4E+6	20,2
07-juil	Amt b15 0,5	126	77	103	132	140	155	74	143	149	92	119,1	7,6E+6	10	8	7	8	19	29	6	11	26	12	13,6	8,7E+5	11,4
07-juil	Amt b15 1	45	37	26	29	20	28	20	17	23	24	26,9	9,8E+5													
07-juil	Aval b30 0	80	78	78	59	72	94	84	75	88	103	81,1	1,2E+7	6	4	2	7	10	6	5	3	15	8	6,6	9,6E+5	8,1
07-juil	Aval b30 0,5	29	35	37	31	32	48	54	60	33	46	40,5	7,7E+6	0	0	1	3	0	5	13	8	8	9	4,7	8,9E+5	11,6
07-juil	Aval b30 1	43	36	40	29	39	49	70	57	42	51	45,6	2,3E+6													
07-juil	Aval b30 1,25	38	54	60	37	43	32	58	40	49	42	45,3	1,0E+6													
07-juil	Amt b30 0	31	45	47	59	44	52	51	44	43	62	47,8	8,3E+6	2	1	2	0	3	7	5	3	2	1	2,6	4,5E+5	5,4
07-juil	Amt b30 0,5	288	255	203	232	251	212	243	189	208	171	225,2	8,3E+6	30	42	33	35	19	22	27	21	28	22	27,9	1,0E+6	12,4
07-juil	Amt b30 1	42	51	35	33	32	41	31	43	42	34	38,4	8,8E+5													
07-juil	Amt b30 1,25	44	43	24	36	39	11	29	18	30	26	30	8,5E+5													
21-juil	Aval b15 0	54	74	58	45	34	56	53	40	19	37	47	2,7E+6	9	15	10	3	4	14	6	9	7	6	8,3	4,7E+5	17,7
21-juil	Aval b15 0,5	61	59	45	41	44	18	35	40	28	36	40,7	3,0E+6	5	11	4	1	2	0	1	4	6	6	4	2,9E+5	9,8
21-juil	Aval b15 1	28	30	35	42	30	26	36	33	47	27	33,4	6,7E+5													
21-juil	Aval b15 1,25	19	16	23	21	9	17	11	22	23	12	17,3	5,4E+5													
21-juil	Amt b30 0	67	60	64	99	76	80	58	32	47	67	65	3,1E+6	2	7	5	27	7	3	6	4	10	4	7,5	3,6E+5	11,5
21-juil	Amt b30 0,5	38	39	42	30	21	30	36	43	38	39	35,6	1,8E+6	0	3	4	5	3	2	2	2	2	4	2,7	1,4E+5	7,6
21-juil	Amt b30 1	29	27	21	19	17	21	18	26	33	27	23,8	6,4E+5													
21-juil	Aval b30 0	121	103	130	92	178	128	162	140	87	98	123,9	6,6E+6	34	30	27	23	48	31	25	32	15	21	28,6	1,5E+6	23,1
21-juil	Aval b30 0,5	85	77	105	64	80	75	58	74	86	136	84	5,9E+6	18	17	32	9	7	12	12	7	14	19	14,7	1,0E+6	17,5
21-juil	Aval b30 1	79	112	98	115	91	95	137	101	78	97	100,3	2,5E+6													
21-juil	Aval b30 1,25	44	50	32	39	54	36	41	22	28	26	37,2	1,1E+6													

Résultats numération bactérienne

échantillon		numération bactéries totales											nb cell	numération bactéries actives											nb cell	% cell
date	station	nbre cell / champ										moy	/ cm²	nb cell actives / cahmp										moy	/cm²	actives
21-juil	Amt b15	0	152	148	167	166	157	172	160	141	126	133	152,2	7,7E+6	20	9	12	7	7	4	15	16	6	11	10,7	5,4E+5	7,0
21-juil	Amt b15	0,5	97	92	104	113	94	118	96	119	124	125	108,2	5,1E+6	6	4	8	4	5	4	6	6	10	8	6,1	2,9E+5	5,6
21-juil	Amt b15	1	9	16	12	10	12	8	11	11	20	6	11,5	6,3E+5													
21-juil	Amt b15	1,25	57	35	36	61	72	52	23	35	25	36	43,2	1,4E+6													
04-août	Aval b15	0	179	165	177	181	187	161	151	103	123	102	152,9	9,2E+6	27	19	21	27	15	15	21	20	13	8	18,6	1,1E+6	12,2
04-août	Aval b15	0,5	72	54	107	105	116	98	78	87	92	102	91,1	4,5E+6	7	8	19	13	25	8	12	12	14	10	12,8	6,3E+5	14,1
04-août	Aval b15	1	8	12	11	18	17	14	12	13	9	13	12,7	2,7E+5													
04-août	Aval b15	1,25	32	35	29	37	60	64	29	34	22	42	38,4	9,0E+5													
04-août	Amt b15	0	88	73	72	86	90	78	44	68	50	48	69,7	1,5E+6	10	12	8	10	17	18	7	24	15	6	12,7	2,8E+5	18,2
04-août	Amt b15	0,5	53	75	52	70	50	39	46	71	76	99	63,1	1,5E+6	5	4	6	7	2	0	5	4	4	8	4,5	1,1E+5	7,1
04-août	Amt b15	1	14	24	22	18	15	30	23	15	20	27	20,8	3,1E+5													
04-août	Amt b15	1,25	13	9	7	18	13	27	12	6	10	17	13,2	2,5E+5													
04-août	Aval b30	0	260	283	227	308	281	245	264	187	315	270	264	3,2E+7	49	67	45	63	55	56	38	33	62	24	49,2	6,0E+6	18,6
04-août	Aval b30	0,5	191	166	157	164	170	123	135	165	156	146	157,3	2,0E+7	34	36	38	32	27	21	20	15	20	16	25,9	3,2E+6	16,5
04-août	Aval b30	1	84	80	103	83	65	130	77	114	97	89	92,2	3,9E+6													
04-août	Aval b30	1,25	100	85	73	76	92	73	84	79	93	100	85,5	2,5E+6													
18-août	Aval b15	0	52	39	80	48	40	77	54	44	68	49	55,1	7,6E+6	4	7	13	2	5	19	6	4	14	5	7,9	1,1E+6	14,3
18-août	Aval b15	0,25	127	135	83	139	130	80	117	98	96	106	111,1	5,8E+6	7	13	10	14	14	5	18	15	9	23	12,8	6,7E+5	11,5
18-août	Aval b15	0,5	52	42	48	34	49	26	39	50	59	28	42,7	2,1E+6	9	7	5	8	9	7	5	3	12	2	6,7	3,4E+5	15,7
18-août	Aval b15	0,75	18	27	23	13	32	19	26	22	18	33	23,1	6,5E+5													
18-août	Aval b15	1	19	25	18	23	37	20	27	34	22	15	24	5,0E+5													
18-août	Aval b15	1,25	36	30	27	18	19	30	26	23	11	14	23,4	6,4E+5													
29-juin	D1		92	77	65	79	89	93	96	61	72	46	77	1,4E+7	9	0	4	16	8	7	5	4	7	5	6,5	1,2E+6	8,4
29-juin	D2		50	77	62	42	83	64	40	53	36	27	53,4	7,6E+6	8	15	9	10	19	7	6	9	4	5	9,2	1,3E+6	17,2
29-juin	D3		51	56	42	68	49	38	70	82	50	74	58	1,5E+7	8	7	15	14	10	3	12	19	8	16	11,2	2,9E+6	19,3
29-juin	D4		44	65	94	85	92	75	32	41	27	47	60,2	1,1E+7	6	11	17	18	15	12	6	5	3	6	9,9	1,8E+6	16,4
21-juil	D1		127	172	177	178	191	196	134	171	189	148	168,3	4,7E+7	21	26	17	33	32	36	24	24	26	13	25,2	7,1E+6	15,0
21-juil	D2		164	143	165	209	223	212	175	215	212	190	190,8	1,5E+8	32	23	12	59	45	31	53	52	35	46	38,8	3,0E+7	20,3
21-juil	D3		84	202	184	180	175	191	184	163	154	137	165,4	2,0E+8	4	16	27	26	20	22	24	25	23	19	20,6	2,5E+7	12,5

Manip Production primaire du 09 juin
Station : MANO Amont

V inc (ml) :	2	tps incub	30	min
(L)	0,002		0,5	h
pH	4,82	Alcalinité	35	mg/l HCO3
t°C	21,1		57,38	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
6		C milieu	8,262	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	Sl (cm²)	chla l (µg)	
0,11	177,4	198,23	0,089	169,4	201,25	3,52	0,399	amt b15

	Iz mV	Iz µE/s/m2	mesures dpm	act fixée dpm	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Amt b15	1,75	500	5420	5080	0,04935	140,4	123,55
	1,1	314	4319	3979	0,03866	109,9	96,77
	0,05	14	716	376	0,00365	10,4	9,14
	0,16	46	1816	1476	0,01434	40,8	35,90
	0,67	191	5867	5527	0,05370	152,7	134,42
	1,1	314	5525	5185	0,05037	143,3	126,10
	0,62	177	5728	5388	0,05235	148,9	131,04
	1,45	414	7044	6704	0,06513	185,2	163,04
	3,36	959	6799	6459	0,06275	178,5	157,08
	2,73	779	9139	8799	0,08549	243,1	213,99
	0	0	340	0	0,00000	0	0,00

Manip Production primaire du 09 Juin
Station : MANO Aval

V incub (ml) :	2	tps incub	20	min
(L)	0,002		0,3	h
pH	4,82	Alcalinité	35	(mg/l HCO3)
t°C	21,1		57,38	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
6		C milieu	8,262	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	Sl (cm²)	chla l (µg)	
0,067	179,6	80,72	0,069	195,8	100,85	5,52	0,182	aval b15

	Iz (mV)	Iz (µE/s/m2)	mesures dpm	activité (dpm)	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Aval b15	1,68	480	412	308	0,00448853	8,13	24,72
	1,08	308	395	291	0,00424079	7,68	23,36
	0,06	17	184	80	0,00116585	2,11	6,42
	0,15	43	263	159	0,00231713	4,20	12,76
	0,64	183	408	304	0,00443024	8,03	24,40
	1,04	297	722	618	0,00900621	16,32	49,60
	0,61	174	509	405	0,00590213	10,70	32,51
	1,38	394	696	592	0,00862731	15,63	47,52
	3,27	934	510	406	0,0059167	10,72	32,59
	0	0	104	0	0	0,00	0,00

Manip Production primaire du 23 Juin
Station : MANO Amont

V incub (ml) :	2	tps incub	32	min
(L)	0,002		0,533	h
pH	5	Alcalinité	35	mg/l HCO3
t°C	23,1		57,38	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
5,61	pH5-25°C	C milieu	7,725	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	Si (cm²)	chla i (µg)	
0,074	179	233,75	0,077	165,4	133,96	4,57	0,3677	Amt b15

	Iz mV	Iz µE/s/m2	mesures dpm	act fixée dpm	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Amt b15	0,05	14	370	71	0,00060465	1,32	1,64
	0,14	40	570	271	0,00230789	5,05	6,28
	0,35	100	1284	985	0,00838845	18,37	22,81
	0,46	131	1468	1468	0,01250176	27,37	34,00
	0,66	188	1817	1518	0,01292757	28,31	35,16
	0,94	268	1784	1485	0,01264654	27,69	34,39
	1,24	354	1815	1516	0,01291054	28,27	35,11
	1,74	497	2237	1938	0,01650437	36,14	44,88
	2,62	748	1826	1527	0,01300422	28,47	35,37
	3	857	2137	1838	0,01565275	34,27	42,57
	0	0	299	0	0	0,00	0,00

Manip Production primaire du 23 Juin
Station : MANO Aval

V incub (ml) :	2	tps incub	25	min
(L)	0,002		0,417	h
pH	5	Alcalinité	25	(mg/l HCO3)
t°C	23,1		40,98	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
5,61	pH5-25°C	C milieu	5,518	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	Si (cm²)	chla i (µg)	
0,065	161,8	98,65	0,073	188,2	69,44	5,07	0,1681	aval b15

	Iz (mV)	Iz (µE/s/m2)	mesures dpm	activité (dpm)	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Aval b15	0,15	43	208	17	0,00013237	0,26	0,79
(0-50)	0,31	89	555	364	0,00283419	5,59	16,86
	0,42	120	661	470	0,00365953	7,22	21,77
	0,74	211	646	455	0,00354273	6,99	21,08
	1,06	303	939	748	0,0058241	11,49	34,65
	1,36	388	967	776	0,00604211	11,92	35,95
	1,87	534	722	531	0,00413449	8,16	24,60
	2,86	817	1142	951	0,0074047	14,61	44,05
	3,33	951	1113	922	0,0071789	14,17	42,71
	0	0	191	0	0	0,00	0,00

Manip Production primaire du 07 Juillet
Station : MANO Amont

V incub (ml) :	2	tps incub	36	min
(L)	0,002		0,60	h
pH	7,92	Alcalinité	35	(mg/l HCO3)
t°C	23,6		57,38	(mg/l CaCO3)
Fact. Conv. (Saunders)				
0,25		C milieu	0,344	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	SI (cm²)	chla I (µg)	
0,076	173,6	0,000	0,074	171,6	9,78	4,60	0,0098	amt b15

	Iz (mV)	Iz (µE/s/m2)	mesures dpm	activité (dpm)	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Amt b15	0,05	14	174	82	2,7662E-05	0,06	2,83
	0,15	43	248	156	5,2625E-05	0,11	5,38
	0,31	89	476	384	0,00012954	0,28	13,24
	0,42	120	622	530	0,00017879	0,39	18,28
	0,67	191	723	631	0,00021286	0,46	21,76
	1,05	300	828	736	0,00024828	0,54	25,38
	1,38	394	926	834	0,00028134	0,61	28,76
	1,82	520	838	746	0,00025166	0,55	25,73
	2,69	768	599	507	0,00017103	0,37	17,49
	3,3	942	637	545	0,00018385	0,40	18,80
	0	0	92	0	0	0,00	0,00

Manip Production primaire du 07 Juillet
Station : MANO Aval

V incub (ml) :	2	tps incub	35	min
(L)	0,002		0,583	h
pH	7,92	Alcalinité	35	mg/l HCO3
t°C	23,6		57,38	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
0,25		C milieu	0,344	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	SI (cm²)	chla I (µg)	
0,059	168	92,74	0,057	177	22,62	5,95	0,1154	aval b15

	Iz mV	Iz µE/s/m2	mesures dpm	act fixée dpm	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Aval b15	0,05	14	281	86	2,984E-05	0,05	0,26
	0,14	40	589	394	0,00013671	0,23	1,19
	0,33	94	933	738	0,00025607	0,43	2,22
	0,43	123	1132	937	0,00032512	0,55	2,82
	0,66	188	969	774	0,00026856	0,45	2,33
	0,9	257	1666	1471	0,00051041	0,86	4,42
	1,27	363	2011	1816	0,00063012	1,06	5,46
	1,8	514	1745	1550	0,00053782	0,90	4,66
	2,63	751	1847	1652	0,00057321	0,96	4,97
	3,04	868	3417	3222	0,00111797	1,88	9,69
	0	0	195	0	0	0,00	0,00

Manip Production primaire du 21 Juillet
Station : MANO Amont

V incub (ml) :	3,5	tps incub	45	min
(L)	0,0035		0,75	h
pH	6,6	Alcalinité	45	mg/l HCO3
t°C	24,8		73,77	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
0,37	(t 25°C)	C milieu	0,655	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	Sl (cm²)	chla I (µg)	
0,08	194	177,96	0,071	184,8	249,86	8,80	0,7487	amt b15

	Iz mV	Iz µE/s/m2	mesures dpm	act fixée dpm	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Amt b15	0,05	14	262	100	5,1353E-05	0,06	0,07
	0,14	40	625	463	0,00023776	0,27	0,32
	0,31	89	1185	1023	0,00052534	0,60	0,70
	0,41	117	1467	1305	0,00067016	0,76	0,90
	0,68	194	1821	1659	0,00085195	0,97	1,14
	1,03	294	2220	2058	0,00105685	1,20	1,41
	1,35	385	2343	2181	0,00112001	1,27	1,50
	1,88	537	2472	2310	0,00118625	1,35	1,58
	2,7	771	2504	2342	0,00120269	1,37	1,61
	3,28	936	2611	2449	0,00125764	1,43	1,68
	0	0	162	0	0	0,00	0,00

Manip Production primaire du 21 juillet
Station : MANO Aval

V incub (ml) :	3,5	tps incub	56	min
(L)	0,0035		0,93333333	h
pH	6,6	Alcalinité	35	(mg/l HCO3)
t°C	24,8		57,38	(mg/l CaCO3)
Fact. Conv. (Saunders)				
0,37	(t 25°C)	C milieu	0,510	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	Sl (cm²)	chla I (µg)	
0,085	185,8	71,39	0,105	176,6	92,63	6,77	0,287	aval b15

	Iz (mV)	Iz (mE/s/m2)	mesures dpm	activité (dpm)	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Aval b15	0,05	14	221	116	3,7231E-05	0,06	0,13
	0,14	40	640	535	0,00017171	0,25	0,60
	0,33	94	1355	1250	0,0004012	0,59	1,40
	0,43	123	1624	1519	0,00048753	0,72	1,70
	0,72	206	1899	1794	0,0005758	0,85	2,01
	1,08	308	2761	2656	0,00085246	1,26	2,97
	1,47	420	2951	2846	0,00091344	1,35	3,18
	2,39	685	3001	2896	0,00092949	1,37	3,24
	3,55	1014	3312	3207	0,00102931	1,52	3,59
	0	0	105	0	0	0,00	0,00

Manip Production primaire du 04 Août
Station : MANO Amont

V incub (ml) :	3,5	tps incub	40	min
(L)	0,0035		0,66666667	h
pH	6,5	Alcalinité	37	(mg/l HCO3)
t°C	21,5		60,66	(mg/l CaCO3)
Fact. Conv. (Saunders)				
0,42		C milieu	0,611	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	SI (cm²)	chla I (µg)	
0,064	182,4	87,50	0,07	182,6	94,48	9,55	0,3185	amt b15

	Iz (mV)	Iz (mE/s/m2)	mesures dpm	activité (dpm)	Production mg C ass/h	Production mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Amont b15	0,04	11	184	56	0,000030196	0,03	0,09
(0-50)	0,13	37	550	422	0,00022755	0,24	0,71
	0,26	74	951	823	0,00044377	0,46	1,39
	0,4	114	1189	1061	0,0005721	0,60	1,80
	0,71	203	1768	1640	0,0008843	0,93	2,78
	1	286	2109	1981	0,00106817	1,12	3,35
	1,38	394	2278	2150	0,00115929	1,21	3,64
	1,78	508	2362	2234	0,00120459	1,26	3,78
	2,8	799	2306	2178	0,00117439	1,23	3,69
	3,4	971	2431	2303	0,00124179	1,30	3,90
	0	0	128	0	0	0,00	0,00

Manip Production primaire du 04 Août
Station : MANO Aval

V incub (ml) :	3	tps incub	45	min
(L)	0,003		0,75	h
pH	6,5	Alcalinité	35	mg/l HCO3
t°C	21,5		57,38	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
0,42		C milieu	0,578	mg C
		C fourni	1700859	dpm

éch 0			éch 50					
V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	SI (cm²)	chla I (µg)	
0,091	185,8	310,35	0,072	180,4	276,36	6,82	0,880	aval b15

	Iz mV	Iz µE/s/m2	mesures dpm	act fixée dpm	Production mg C ass/h	Production mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Aval b15	0,04	11	1537	647	0,000293341	0,43	0,33
(0-50)	0,13	37	3166	2276	0,001031909	1,51	1,17
	0,32	91	6468	5578	0,002528993	3,71	2,87
	0,41	117	8070	7180	0,003255319	4,77	3,70
	0,64	183	10032	9142	0,004144865	6,08	4,71
	0,89	254	12116	11226	0,005089724	7,46	5,78
	1,34	383	13675	12785	0,005796554	8,50	6,59
	1,83	522	13249	12359	0,005603411	8,21	6,37
	2,61	745	14045	13155	0,005964307	8,74	6,78
	3,03	865	14127	13237	0,006001485	8,80	6,82
	0	0	890	0	0,000000000	0,00	0,00

Manip Production primaire du 18 Août

Station : MANO aval b15

V incub (ml) :	3	tps incub	36	min
(L)	0,003		0,6	h
pH	6,6	Alcalinité	42	mg/l HCO3
t°C	25,1		68,85	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
0,37		C milieu	0,611	mg C
		C fourni	1700859 dpm	
			(200µL)	

V tot (L)	S tot (cm²)	µg/L chla	Sl (cm²)	chla l (µg)
0,068	152,2	192,70	7,03	0,6081
0,077	180,08	226,20		
0,071	174,4	189,20		

	Iz (mV)	Iz (µE/s/m2)	mesures dpm	activité (dpm)	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
Aval b15	0,04	11	1040	844	0,0005057	0,72	0,83
0-0,25-0,5	0,11	31	1723	1527	0,0009149	1,30	1,50
	0,26	74	2959	2763	0,0016554	2,35	2,72
	0,36	103	4196	4000	0,0023965	3,41	3,94
	0,58	166	4960	4764	0,0028542	4,06	4,69
	0,88	251	5939	5743	0,0034407	4,89	5,66
	1,14	325	6370	6174	0,0036990	5,26	6,08
	1,48	423	6921	6725	0,0040291	5,73	6,63
	2,26	645	7825	7629	0,0045707	6,50	7,52
	2,5	714	6673	6477	0,0038805	5,52	6,38
	0	0	196	0	0,0000000	0,00	0,00
	3,9	1113	7815	7619	0,0045647	6,49	7,51

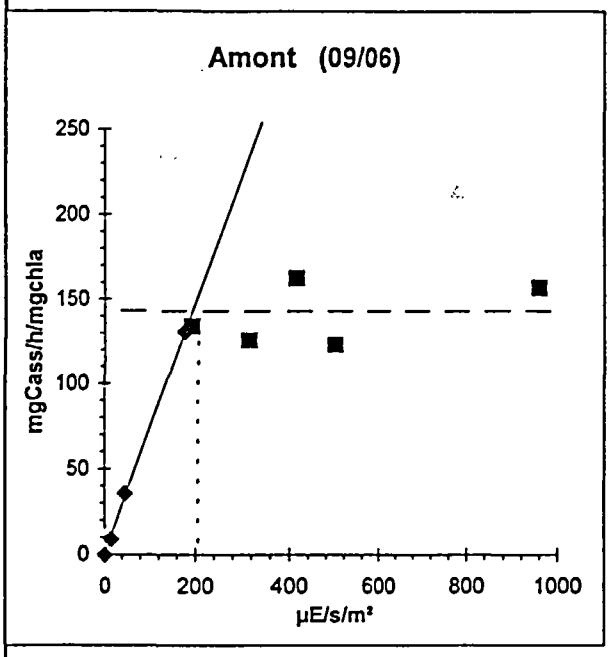
Manip Production primaire du 18 Août

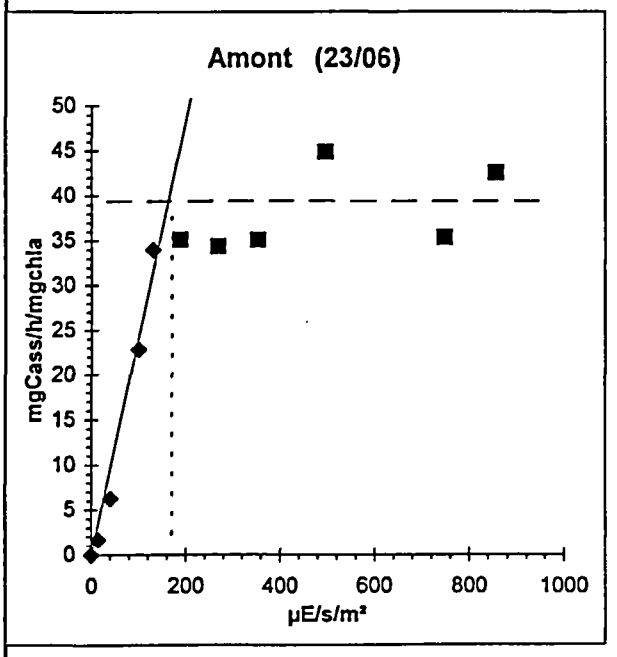
Station : IN SITU

		tps incut	120	min
			2	h
pH	6,6	Alcalinité	42	mg/l HCO3
t°C	25,1		68,85	mg/l CaCO3
Fact. Conv. (Saunders)				
0,37		C milieu	3,057	mg C
		C fourni	3E+06 dpm	
			(400µL)	

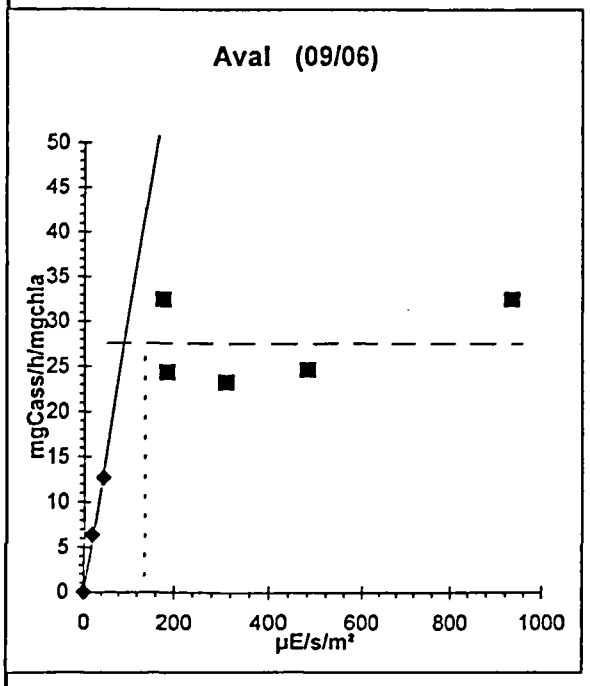
	chl a µg/cm²	chl a µg	Iz mV	Iz µE/s/m2	mesures dpm	act fixée dpm	Production mg C ass/h	mgCass/h/m2	mgCass/h/mgchla
0	0,086	1,256	6,5	1332	73896	73136	0,03286286	22,51	26,17
N0			0	0	760				
0,25	0,096	1,190	3,68	754	78653	76150	0,03421717	27,59	28,74
N0,25			0	0	2503				
0,5	0,077	0,909	2,74	561	51212	50512	0,02269701	19,23	24,98
N0,5			0	0	700				
0,75	0,073	0,907	2,26	463	39021	38359	0,01723619	13,90	19,01
N0,75			0	0	662				
1	0,087	0,853	1,72	352	30209	26740	0,01201533	12,26	14,09
N1			0	0	3469				
1,25	0,154	3,850	1	205	51344	50456	0,02267185	9,07	5,89
N1,25			0	0	888				

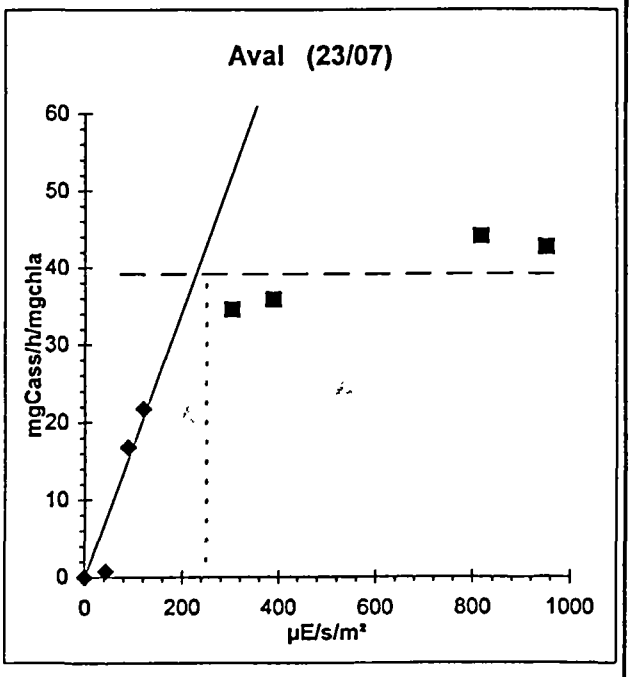
09-juin			23-juin		
Amont			Amont		
Popt	142,44	mgCass/h/mgchla	Popt	39,48	mgCass/h/mgchla
a	0,74210119		a	0,26097923	
Ik	192	µE/s/m²	Ik	151	µE/s/m²
Popt	161,84	mgCass/h/m²	Popt	31,79	mgCass/h/m²



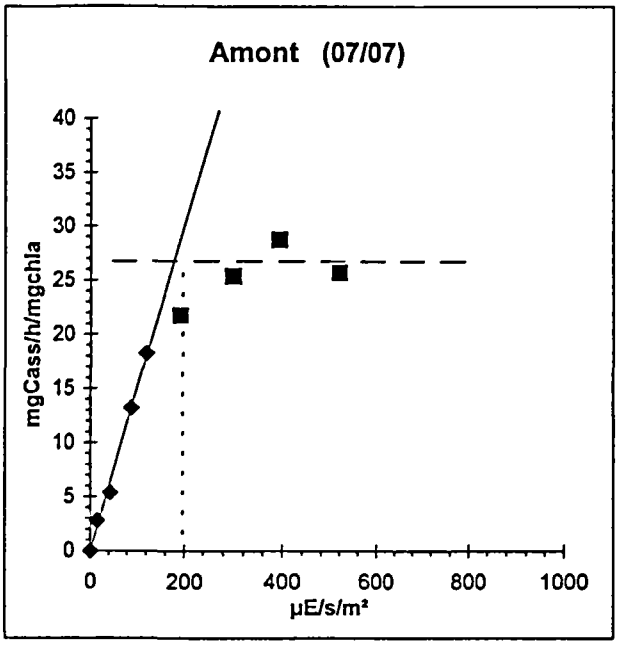


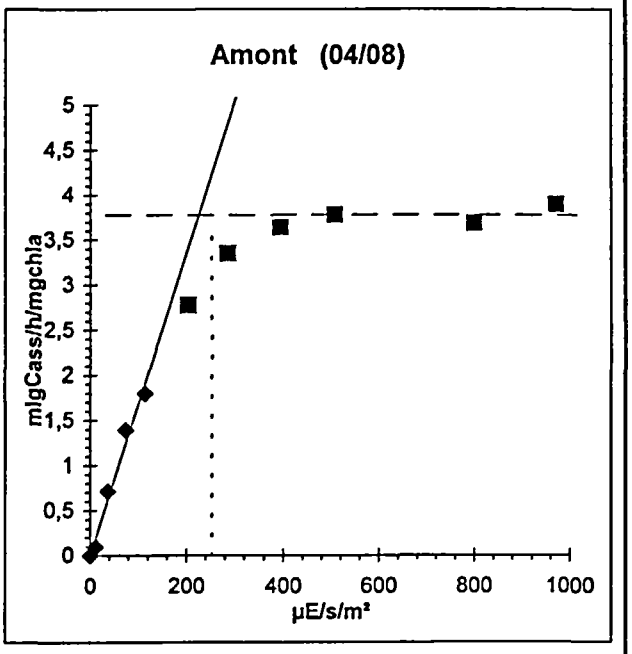
Aval			Aval		
Popt	27,52	mgCass/h/mgchla	Popt	39,34	mgCass/h/mgchla
a	0,29395836		a	0,20092288	
Ik	94	µE/s/m²	Ik	196	µE/s/m²
Popt	9,05	mgCass/h/m²	Popt	13,05	mgCass/h/mgchla



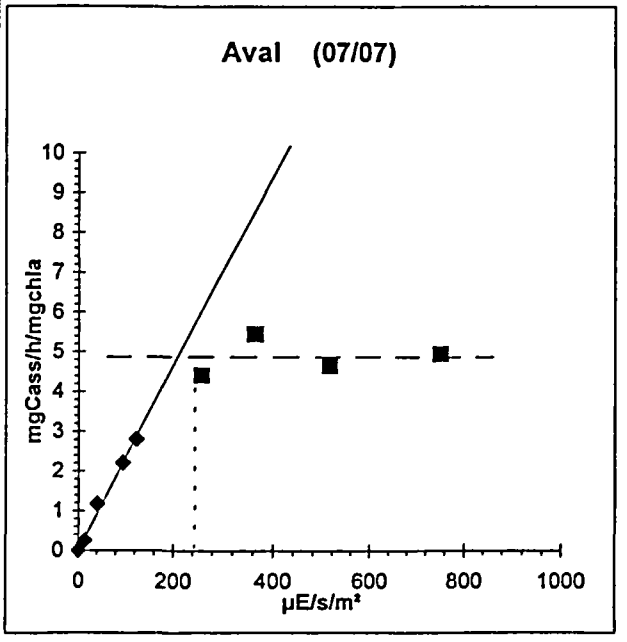


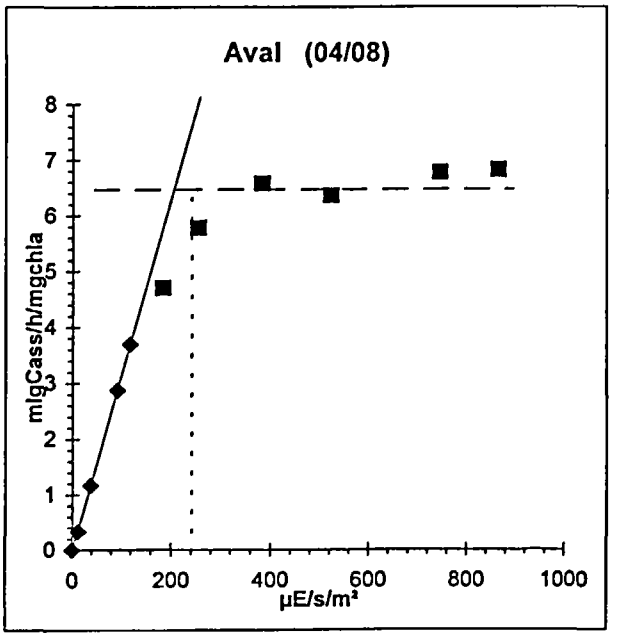
07-juil			04-août		
Amont			Amont		
Popt	26,62	mgCass/h/mgchla	Popt	3,75	mgCass/h/mgchla
a	0,15023652		a	0,01661073	
Ik	177	µE/s/m²	Ik	226	µE/s/m²
Popt	0,57	mgCass/h/m²	Popt	1,25	mgCass/h/m²





Aval			Aval		
Popt	4,88	mgCass/h/mgchla	Popt	6,64	mgCass/h/mgchla
a	0,02306656		a	0,03165513	
Ik	212	µE/s/m²	Ik	210	µE/s/m²
Popt	0,95	mgCass/h/m²	Popt	8,56	mgCass/h/m²





Données terrain

	Date	26-mai	09-juin	23-juin	07-juil	21-juil	04-août	18-août
	temps	très nuageux	grand soleil	grand soleil	couvert	couvert	grand soleil	grand soleil
	Z max (m)	2,5	2,2	2,35	2,2	2	2	2
	Secchi (m)	2,5	2,2	2,3	1,8	1,5	1,6	1,7
E lum	mV	0,55	5	5,2	2,8	1,36	4,99	5,7
incidente	µE/s/m²	157	1428	1485	799	388	1425	1627
E lum	Z 0m	0,7	6,8	6,4	3,25	1,25	4,9	6,6
transmise	Z 0,25m							3,8
	Z 0,5m	0,46	4,3	5,2	1,75	0,55	2,68	2,8
	Z 0,75m							2,2
(mV)	Z 1m	0,32	3,4	3,2	0,9	0,27	0,99	1,6
	Z 1,25m	0,27	2,8	3	0,25	0,15	0,3	1,3
	Z 1,5m	0,21	2,4		0	0,05		
(µE/s/m²)	**Z 0m**	143	1393	1311	666	256	1004	1352
	Z 0,25m							779
	Z 0,5m	94	881	1065	359	113	549	574
	Z 0,75m							451
	Z 1m	66	697	656	184	55	203	328
	Z 1,25m	55	574	615	51	31	61	266
	Z 1,5m	43	492			10		
% transmi	Z 0m	91	98	88	83	66	70	83
	Z 0,25m							48
	Z 0,5m	60	62	72	45	29	39	35
	Z 0,75m							28
	Z 1m	42	49	44	23	14	14	20
	Z 1,25m	35	40	41	6	8	4	16
	Z 1,5m	27	34			3		

Expérimentations sur le déversoir : 29 juin

mesure de production primaire (phytosyjthétron) :

Popt : 10 mgC/h.mgchla
a : 0,03415 (mgC/h/mgchla//µE/m²/s)
Ik : 298 µE/m²/s

biomasse algale moyenne : 6,2 mg/m² chl a

Heures	solarigraphe J/cm2/h	E lum tot µE/m²/s	PAR µE/m²/s	PPestimée mgC/mgCa/h	mgC/m²/h
28/6/94 11:00					
28/6/94 12:00	46,9	600	243		
28/6/94 13:00	65	832	337	10	62
28/6/94 14:00	86,3	1105	447	10	62
28/6/94 15:00	109,1	1396	566	10	62
28/6/94 16:00	122,5	1568	635	10	62
28/6/94 17:00	99,8	1277	517	10	62
28/6/94 18:00	61,8	791	320	10	62
28/6/94 19:00	58,9	754	305	10	62
28/6/94 20:00	64,4	824	334	10	62
28/6/94 21:00	17,5	224	91	3	19
28/6/94 22:00	4,7	60	24	1	5
28/6/94 23:00	0,4	5	2	0	0
29/6/94 0:00	0	0	0	0	0
29/6/94 1:00	0	0	0	0	0
29/6/94 2:00	0	0	0	0	0
29/6/94 3:00	0	0	0	0	0
29/6/94 4:00	0	0	0	0	0
29/6/94 5:00	0	0	0	0	0
29/6/94 6:00	0	0	0	0	0
29/6/94 7:00	0	0	0	0	0
29/6/94 8:00	0,3	4	2	0	0
29/6/94 9:00	6,4	82	33	1	7
29/6/94 10:00	27,2	348	141	5	30
29/6/94 11:00	50,6	648	262	10	62
29/6/94 12:00	32	410	166	6	35
29/6/94 13:00	58,5	749	303		
29/6/94 14:00		0	0		

Carbone assimilé par le système en 24h 303984 mg C
Azote assimilé par le système en 24h 60797 mg N

jour solaire : 9 à 22h (13h)
tiers médian 13 à 18h 45% = 143840 Soit 319644 mg C/j
63929 mg N/j

Expérimentations sur le déversoir : 21 juillet

mesure de production primaire (phytosyjthétron) :

Popt : 35 mgC/h.mgchla
a : 0,0981 (mgC/h/mgchla//µE/m²/s)
Ik : 359 µE/m²/s

biomasse algale moyenne : 31,2 mg/m² chl a

Heures	solarigraphe J/cm2/h	E lum tot µE/m²/s	PAR µE/m²/s	PPestimée mgC/mgCa/h	mgC/m²/h
28/6/94 11:00	30,9	396	160		
28/6/94 12:00	91,5	1171	474		
28/6/94 13:00	117,4	1503	609	35	1092
28/6/94 14:00	132,2	1692	685	35	1092
28/6/94 15:00	139,7	1788	724	35	1092
28/6/94 16:00	139,4	1784	723	35	1092
28/6/94 17:00	129,7	1660	672	35	1092
28/6/94 18:00	111,5	1427	578	35	1092
28/6/94 19:00	98,1	1256	509	35	1092
28/6/94 20:00	63,4	812	329	32	1006
28/6/94 21:00	30,4	389	158	15	482
28/6/94 22:00	2,5	32	13	1	40
28/6/94 23:00	0	0	0	0	0
29/6/94 0:00	0	0	0	0	0
29/6/94 1:00	0	0	0	0	0
29/6/94 2:00	0	0	0	0	0
29/6/94 3:00	0	0	0	0	0
29/6/94 4:00	0,1	1	1	0	2
29/6/94 5:00	0	0	0	0	0
29/6/94 6:00	0,1	1	1	0	2
29/6/94 7:00	0	0	0	0	0
29/6/94 8:00	0,2	3	1	0	3
29/6/94 9:00	5	64	26	3	79
29/6/94 10:00	11,6	148	60	6	184
29/6/94 11:00	36,7	470	190	19	582
29/6/94 12:00	73,1	936	379	35	1092
29/6/94 13:00	53,3	682	276		
29/6/94 14:00	104,2	1334	540		

Carbone assimilé par le système en 24h 5157831
Azote assimilé par le système en 24h 1031566

jour solaire : 8 à 22h (12h)
tiers médian 13 à 18h 45% = 2533440 Soit 5629867
1125973