



HAL
open science

Contribution à la connaissance de l'écologie du fleuve Charente : étude de la physico-chimie des eaux, des algues et de l'activité bactérienne en aval d'Angoulême

Jean-Pierre Rebillard

► **To cite this version:**

Jean-Pierre Rebillard. Contribution à la connaissance de l'écologie du fleuve Charente : étude de la physico-chimie des eaux, des algues et de l'activité bactérienne en aval d'Angoulême. Biologie végétale. Université Paul Verlaine - Metz, 1999. Français. NNT : 1999METZ048S . tel-01775812

HAL Id: tel-01775812

<https://hal.univ-lorraine.fr/tel-01775812>

Submitted on 24 Apr 2018

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.



AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact : ddoc-theses-contact@univ-lorraine.fr

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>

6 162413

S 172

99/68

THESE

présentée à l'université de METZ

par **Rebillard Jean-Pierre**

pour obtenir le grade de Docteur

spécialité : Biologie

**Contribution à la connaissance de l'écologie du fleuve Charente :
étude de la physico-chimie des eaux, des algues et
de l'activité bactérienne en aval d'Angoulême**

soutenue le **22 novembre 1999**

Après avis de :

M. Pierre Lavandier	professeur à l'université de Toulouse	Rapporteur
M. Michel Lafont	directeur de recherches au Cemagref de Lyon	Rapporteur

Devant la commission d'examen formée de :

Me. Paule Vasseur	professeur à l'université de Metz	Présidente
M. Pierre Lavandier	professeur à l'université de Toulouse	Rapporteur
M. Michel Lafont	directeur de recherches au Cemagref de Lyon	Rapporteur
M. Henri Beuffe	chargé de recherches au Cemagref de Bordeaux	Examinateur
M. Roger Lohou	directeur honoraire du GIS-ECOBAG	Examinateur

BIBLIOTHEQUE UNIVERSITAIRE DE METZ



022 304788 0

S 172 99/48



Agence de l'Eau Adour-Garonne



THESE

présentée à l'université de METZ

par **Rebillard Jean-Pierre**

pour obtenir le grade de Docteur

spécialité : Biologie

BIBLIOTHEQUE UNIVERSITAIRE - METZ	
N° inv.	19991405
Cote	S/M ₃ 99/48
Loc	Magasin

**Contribution à la connaissance de l'écologie du fleuve Charente :
étude de la physico-chimie des eaux, des algues et
de l'activité bactérienne en aval d'Angoulême**

soutenue le **22 novembre 1999**

Après avis de :

M. Pierre Lavandier	professeur à l'université de Toulouse	Rapporteur
M. Michel Lafont	directeur de recherches au Cemagref de Lyon	Rapporteur

Devant la commission d'examen formée de :

Me. Paule Vasseur	professeur à l'université de Metz	Présidente
M. Pierre Lavandier	professeur à l'université de Toulouse	Rapporteur
M. Michel Lafont	directeur de recherches au Cemagref de Lyon	Rapporteur
M. Henri Beuffe	chargé de recherches au Cemagref de Bordeaux	Examineur
M. Roger Lohou	directeur honoraire du GIS-ECOBAG	Examineur

REMERCIEMENTS

Remerciements

Le travail qui fait l'objet de ce mémoire a été effectué au sein du Cemagref de Bordeaux à la Division Qualité des Eaux. Je remercie vivement messieurs Edmond Leroy et Bernard Rousseau directeurs successifs du groupement ainsi que monsieur Hugues Aypassorho chef de la Division QE pour m'avoir accueilli et procuré tous les moyens nécessaires à la réalisation de cette thèse.

J'adresse mes plus vifs remerciements à mademoiselle Paule Vasseur, Professeur à l'université de Metz et directrice de cette thèse pour m'avoir accueilli au sein de sa formation doctorale et su convaincre le conseil scientifique de l'université de Metz de m'autoriser à terminer ce travail.

J'exprime toute ma gratitude à Monsieur Henri Beuffe, chargé de recherches au Cemagref de Bordeaux et codirecteur de cette thèse, qui m'a conseillé et encadré.

J'exprime mes plus vifs remerciements à monsieur Pierre Lavandier, professeur à l'université Paul Sabatier de Toulouse pour avoir accepté d'être rapporteur de ma thèse et pour avoir examiné mon travail, malgré son emploi du temps chargé.

J'adresse également tous mes remerciements à monsieur Michel Lafont, directeur de recherches au Cemagref de Lyon, pour l'honneur qu'il m'a fait de juger ce travail.

Je tiens à remercier tout particulièrement Roger Lohou, directeur honoraire du GIS-ECOBAG pour sa participation à ce jury.

Mathieu Torre, ingénieur d'études au Cemagref de Bordeaux, m'a guidé dans l'apprentissage de la microbiologie, je tiens à lui exprimer ma reconnaissance pour son amitié et son aide inconditionnelle.

J'ai le plaisir d'exprimer mes remerciements à mesdames Maryse Boudigues et Muriel Bonnet (techniciennes au laboratoire de chimie du Cemagref de Bordeaux) ainsi qu'à messieurs Michel Coste (chargé de recherches au Cemagref de Bordeaux) et Alain Dutartre (ingénieur de recherches au Cemagref de Bordeaux) pour toute l'aide précieuse qu'ils ont bien voulu m'apporter. Certains chapitres de cette thèse leur doivent beaucoup.

Quel que soit son prénom (Jean-Marc ou Jean-Luc), je remercie monsieur Clotes, chargé d'études à l'agence de l'eau Adour-Garonne, qui m'a apporté son aide avec beaucoup de sympathie.

Je remercie messieurs Michel Roux, sous-directeur de la division milieu et données et François Simonet, chef de la section milieu naturel, pour les démarches qu'ils ont effectué auprès du service du personnel et pour la relecture d'une partie de ce document.

Je remercie vivement le professeur Pierre Servais de l'université libre de Bruxelles pour la relecture du chapitre concernant la communauté bactérienne.

Je remercie également monsieur Renaud Brouquisse, chargé de recherches au laboratoire de physiologie végétale de l'INRA de Villenave d'Ornon.

Pour leur aide très précieuse dans le domaine des statistiques, je remercie vivement madame Diana Florin, maître de conférence à l'université de Bordeaux I et monsieur Eric Tabacchi, chargé de recherche CNRS, à l'université de Toulouse.

Merci à Mademoiselle Frédérique Bau, pour la traduction du résumé en anglais.

Merci à monsieur Robert Estrade, rédacteur en chef de la revue de l'agence de l'eau Adour-Garonne, pour la relecture d'une partie de ce mémoire.

J'exprime tous mes remerciements à monsieur Henri Etcheber, chargé de recherche au CNRS de l'université de Bordeaux I pour m'avoir aidé à interpréter les données concernant le carbone organique.

J'adresse un merci amical à monsieur Yannick Merlet, hydrobiologiste à la DIREN Poitou-Charentes, pour l'ensemble des résultats qu'il m'a transmis.

Je remercie toutes les personnes du Cemagref, permanents ou stagiaires qui ont contribué au bon déroulement de ce travail (Nolwen, Sandrine, Christine, Brigitte, Catherine, Anne, Jean-François, David, Hervé, Pascal, Christian, Yvan, Jean-Claude, Edouard et monsieur Keller).

Pour tous les services qu'ils m'ont rendu, je remercie l'ensemble du personnel de l'agence de l'eau Adour-Garonne et plus particulièrement mesdames Croze, Pogodala et Pechavy, ainsi que messieurs Almon, Bélusca, Bernard, Berteau, Carrère, Etchart, Giorgiutti, Gouzènes, Heuillet, Imbernon, Jallade, Junkés, Le Palud, Martin, Prats, Raucoules, Scharffe et Serrano.

Pour m'avoir facilité les démarches administratives, je remercie vivement madame Maryline Goergen.

RESUMES

Résumé :

Ce travail a permis d'étudier, sur le fleuve Charente en aval d'Angoulême, ¹⁾ les relations existantes entre le phytoplancton et les bactéries en relation avec les concentrations en éléments nutritifs et ²⁾ de quantifier *in situ* le processus de dénitrification.

1. Les conditions hydrodynamiques, les teneurs en nutriments et la pénétration lumineuse dans l'eau sont favorables à la croissance du phytoplancton. Toutefois, les concentrations en chlorophylle-a sont peu élevées (inférieures à 40 µg/l). Il est possible que la relative faiblesse des développements d'algues puissent s'expliquer par des phénomènes de compétition entre diverses formes végétales (macrophytes, périphyton et phytoplancton). Les bactéries qui accompagnent les effluents de cette ville sont caractérisées par une physiologie (rapport leucine/thymidine supérieur à 20) et une morphologie (biovolume supérieur à 0.2 µm³) différentes des bactéries autochtones (volume cellulaire égal à 0.15 µm³ et rapport leucine/thymidine égal à 10). Aucune relation significative entre les communautés phytoplanctoniques et bactériennes n'a pu être mise en évidence. En effet, il est probable que les apports allochtones en matières organiques permettent de subvenir à la demande en carbone des bactéries qui n'ont ainsi pas besoin du soutien de la production primaire (excrétion algale) pour se développer.
2. La vitesse de dénitrification à l'interface eau-sédiment est considérée comme constante et indépendante des variations en température, en teneurs en nitrates et oxygène dissous. Sur un cycle annuel, le taux moyen de dénitrification (perte d'azote sous forme gazeuse) dans la Charente est de 682 mg NO₃/m²/j.

Mots clés : Fleuve, Charente, Bioessais, Azote, Phosphore, Dénitrification, Algues, Bactéries.

Abstract

The present study is aimed at providing (i) accurate data on the relationships between phytoplankton and bacteria responses to varying loading levels of nutrients such as nitrogen, phosphorus and organic matter, and (ii) insight into the denitrification process from in situ experiments. To address this issue, patterns of evolution in water chemistry along with concomitant changes in both phytoplankton and bacteria biomass and activity as well as bioassays on phosphorus bioavailability have been monitored on ten sampling occasions from April to November 1991 at four stations located on a 40 km stretch of the River Charente downstream of Angoulême.

Highest concentrations of ammonium and phosphorus were seen immediately downstream of Angoulême's sewage effluent discharges, but the dynamics of these two compounds were quite different as ammonium has proven to be rapidly nitrified while there were no major signs of altered phosphorus over the whole surveyed stretch. As for organic carbon, it was found in its less easily degradable form, i.e. cellulose, and then its erratic variations were likely to be related to varying paper-mill waste effluents. Hence the aforementioned findings appeared to support similar overall trends to those reported from 1979 to 1997 within the streamwater quality monitoring program of the Adour-Garonne Water Board.

The fraction of phosphorus readily assimilated by algal community and referred as bioavailable phosphorus was bioassayed using as a test organism the alga *Raphidocoelis subcapitata* previously deficient in phosphorus. Prior to any biotest, a preliminary treatment of streamwater samples was required so as to remove both indigenous algae and bacteria likely to interfere by affecting adversely the growth of the test alga *R. subcapitata*. Of the three pre-treatments tested, coupling filtration with the autocleavage process proved to be the most successful and reliable method, with no limitation in growth for the test alga *R. subcapitata* when compared to the UV-procedure and also fewer incidence on the physico-chemical properties of the test water sample when compared to the autocleavage process alone. Over the whole surveyed stretch, the portion of bioavailable phosphorus actually corresponded to the soluble reactive part as determined by physico-chemical analysis. The potential of fertility regarded as the maximum biomass the test alga may reach without any restriction other than those associated to the quality of the test sample itself showed values of chlorophyll-a of 300 µg/l, while simultaneous estimates of phytoplankton production gave evidence of low chlorophyll-a contents (< 40 µg/l). Since such a low development of phytoplankton was unlikely to be accounted for by the prevailing hydrodynamic, trophic and light conditions, all indeed favouring its growth, therefore competition processes were thought to exist between diverse plant standing stocks.

In actual fact, further on-site measurements close to Nersac did reveal a biomass of macrophytes (154 kg C) almost 10-times greater than that of phytoplankton (16 kg C), and a production of periphyton (1.4 gC/m²/j) twice as high as that measured for phytoplankton (0.7 g C/m²/j). As is currently the case in most of the main French watercourses, diatoms and chlorophyceae both accounted for on average 90% of total phytoplankton stocks.

Regarding the bacterial compartment, a significant increase in biomass and activity was also manifest downstream of Angoulême's sewage effluent discharges. Bacteria associated to such urban effluents were characterized by both physiological features (high ratio, i.e. > 20, for leucine to thymidine incorporation rates) and morphological features (high biovolume, i.e. > 0.2 μm^3) far distinct from those displayed by autochthonous bacteria (i.e., mean cellular volume of roughly 0.2 μm^3 and low leucine:thymidine ratio of approx. 10). The present investigation, however, gave no evidence of significant relations between phytoplanktonic and bacterial communities. Indeed, allochthonous supplies of organic matter were merely shown to meet bacterial carbon requirements sufficiently so that no further substantial supply by primary production (in terms of excretion or algal exudates) was needed to enable bacteria to develop. At the site of Nersac, both bacterial biomass and activity seemed to correlate with ammonium (NH_4) levels. The most probable hypothesis put forwards consisted of the fact that protist populations might have proliferated as NH_4 contents dropped thereby securing regulated bacterial community by sustained predation.

The rate of denitrification was also quantified over time from April 1991 to April 1992 as part of an hydrological model relying upon nitrates. The denitrification process resulting in nitrogen losses as nitrogen gas (N_2), it was clearly pointed out that if such a denitrification process did not occur in the whole water column, its rate at the water-sediment interface might be considered as constant and independant from variations in temperature, nitrate contents and dissolved oxygen levels at the interface. Then, the annual mean rate of denitrification in the River Charente levelled off at 682 $\text{mgNO}_3/\text{m}^2/\text{j}$ beyond any marked environmental influence. Examination of estimates using this method relative to those calculated from nitrogen budget showed the rate of denitrification to be better measured by direct dosage than analysis of specific nitrogen forms (i.e., removal of nitrates NO_3 ; failure in budget).

Given the former comprehensive survey of the situation made in 1988 on local effluent discharges, it proved suitable to define to what extent they have evolved afterwards. Unlike apparently unchanged fluxes of organic matter, significantly lowered fluxes of nitrogen, phosphorus, suspended solids and inhibitory substances were seen as a result of present efforts of depollution (e.g., sewage-treatment works) and further factors including the current economic conjuncture as well as new modes of calculation of fluxes and the implementation of European guidelines for urban storm drainage networks. Such decreased discharges into the aquatic environment were reflected in low ammonium levels in the River Charente but, in contrast, no significant trends were apparent for either phosphorus or aquatic biota.

SOMMAIRE

Sommaire

Introduction	1
Chapitre I - Sous chapitre A : Bassin versant de la Charente	5
1 - Géographie physique	5
1 - 1 - Géologie	5
1 - 2 - Climat	7
1 - 3 - Morphologie du fleuve Charente	7
2 - Géographie humaine	8
2 - 1 - Population.....	8
2 - 1 - Economie.....	8
2 - 2 - 1 - <i>Agriculture</i>	8
2 - 2 - 2 - <i>Industrie</i>	8
3 - Aménagements hydrauliques	8
Chapitre I - Sous chapitre B : Zone d'étude et pollutions ponctuelles	10
1 - Zone d'étude.....	10
2 - Pollutions ponctuelles.....	10
2 - 1 - Sources d'informations	10
2 - 2 - Paramètres retenus pour caractériser les rejets.....	10
2 - 2 - 1 - <i>Matière organique</i>	10
2 - 2 - 2 - <i>Matières en suspension</i>	11
2 - 2 - 3 - <i>Matières azotées</i>	11
2 - 2 - 4 - <i>Matières phosphorées</i>	11
2 - 2 - 5 - <i>Matières inhibitrices</i>	11
2 - 3 - Résultats.....	11
Chapitre I - Sous chapitre C : Choix des stations d'étude	13
1 - Stations d'étude.....	13
2 - Dates des campagnes d'échantillonnage.....	13
3 - Dispositif de suivi de la qualité de l'eau au niveau d'Angoulême géré par l'agence.....	14
Chapitre I - Sous chapitre D : Stratégies d'échantillonnage et de conservation des échantillons	15
1 - Echantillonnage	15
2 - Conservation des échantillons.....	15
Résumé du chapitre I	17

Chapitre II - Sous chapitre A : Pluviométrie et hydrologie des campagnes de mesures...	19
1 - Précipitations	19
2 - Les débits	20
Chapitre II - Sous chapitre B : Physico-chimie des eaux	22
1 - Méthodes d'analyses physico-chimiques	22
1 - 1 - Mesures de terrain.....	22
1 - 2 - Mesures au laboratoire	22
2 - Température.....	23
3 - pH.....	24
4 - Conductivité.....	25
5 - Oxygène dissous.....	26
6 - Matières en suspension.....	27
7 - Calcium et Magnésium.....	27
8 - Silice	27
9 - Carbone organique dissous.....	28
10 - Azote	29
10 - 1 - Ammonium.....	29
10 - 2 - Nitrates	31
10 - 3 - Nitrites.....	32
10 - 4 - Azote organique.....	32
10 - 5 - Répartition des différentes formes de l'azote le long du tronçon d'étude	33
11 - Evolution des teneurs en phosphore	34
11 - 1 - Phosphore Réactif Soluble (PRS)	34
11 - 2 - Phosphore total.....	35
11 - 3 - Rapport P-PRS/Pt.....	36
12 - Evolution du rapport N/P	37
13 - Coefficient d'extinction de la lumière	37
Résumé du chapitre II	38
Résumé de nos observations	38
Résumé de l'exploitation des résultats de l'agence	39
Chapitre III - Sous chapitre A : Biodisponibilité du phosphore.....	41
1 - Introduction.....	41
2 - Différents types de prétraitement utilisés	42

2 - 1 - Autoclavage	42
2 - 2 - Couplage filtration - autoclavage	42
2 - 3 - Traitement aux ultraviolets.....	42
2 - 3 - 1 - <i>Effet bactéricide</i>	43
2 - 3 - 2 - <i>Effet algicide</i>	44
3 - Influence des différents types de prétraitement sur la composition physico-chimique de l'échantillon	45
4 - Particularités des bioessais avec algues carencées	46
4 - 1 - Obtention de l'inoculum carencé en phosphore	47
4 - 2 - Etalonnage de la sonde biologique.....	47
4 - 3 - L'essai proprement dit	48
4 - 4 - Résultats.....	49
4 - 4 - 1 - <i>Analyse des résultats du Potentiel de Fertilité (PF) en fonction du prétraitement</i>	49
4 - 4 - 2 - <i>Evolution spatiale et temporelle du potentiel de fertilité</i>	50
Chapitre III - Sous chapitre B : Analyse qualitative et quantitative du phytoplancton.....	52
1 - Introduction.....	52
2 - Analyse qualitative.....	52
3 - Analyse quantitative	55
3 - 1 - Dosage des pigments chlorophylliens	55
3 - 2 - Numération algale.....	55
4 - Résultats.....	56
4 - 1 - Evolution des concentrations en chlorophylle-a	56
4 - 2 - Evolution des densités cellulaires.....	57
4 - 3 - Relations entre chlorophylle-a, biomasse et nombre de cellules algales	58
Chapitre III - Sous Chapitre C : Production primaire phytoplanctonique.....	59
1 - Introduction.....	59
2 - Matériel et méthode.....	59
3 - Méthodes de calcul et valeurs caractéristiques.....	60
3 - 1 - Calcul des taux spécifiques	60
3 - 2 - Courbe théorique I / P.....	60
4 - Résultats.....	61
4 - 1 - P^B_{max}	61
4 - 2 - Alpha et I_k	62

4 - 3 - Relations entre P^B_{max} , I_k et la température.....	62
5 - Production photosynthétique journalière de la colonne d'eau	63
5 - 1 - Irradiance (I)	63
5 - 2 - Détermination du coefficient moyen d'atténuation (K) verticale des rayonnements dans le domaine du visible.....	63
5 - 3 - Résultats.....	64
6 - Discussion.....	65
6 - 1 - Température de l'eau.....	66
6 - 2 - Coefficient d'extinction de la lumière (K_e)	66
6 - 3 - Teneurs en nutriments.....	66
6 - 4 - Influence des micropolluants organiques et minéraux	67
6 - 4 - 1 - <i>Teneurs en herbicides</i>	67
6 - 4 - 2 - <i>Autres micropolluants</i>	68
6 - 5 - Temps de rétention de l'eau	68
6 - 6 - Influence du zooplancton et des organismes benthiques.....	69
6 - 7 - Autres formes végétales	70
6 - 7 - 1 - <i>Estimation de la biomasse produite par les macrophytes, le périphyton et le phytoplancton</i>	70
6 - 7 - 2 - <i>Estimation de la productivité macrophytique, périphytique et phytoplanctonique</i>	71
Résumé du chapitre III	72
Chapitre IV : Dynamique de la communauté bactérienne.....	75
1 - Introduction.....	75
2 - Matériel et méthodes.....	75
2 - 1 - Le dénombrement total des bactéries et des bactéries métaboliquement actives	75
2 - 2 - Estimation des biovolumes et de la biomasse bactérienne.....	76
2 - 2 - 1 - <i>les biovolumes</i>	76
2 - 2 - 2 - <i>la biomasse</i>	77
2 - 3 - Mesure de la production carbonée des bactéries hétérotrophes	77
2 - 3 - 1 - Estimation de l'activité bactérienne par incorporation de 3H -thymidine	77
2 - 3 - 1 - 1 - le principe.....	77
2 - 3 - 1 - 2 - détermination de la concentration saturant le processus d'assimilation.....	78
2 - 3 - 1 - 3 - facteurs de conversion expérimentaux.....	79
2 - 3 - 1 - 4 - facteurs de conversion théorique.....	81

2 - 3 - 1 - 5 - Calcul de la production carbonée à partir de la production cellulaire.....	81
2 - 3 - 2 - Détermination de la production bactérienne par incorporation de ³ H-leucine dans les protéines.....	82
2 - 3 - 3 - Production bactérienne carbonée estimée à partir de l'incorporation de ³ H- leucine dans les protéines.....	83
3 - Les résultats.....	83
3 - 1 - Les dénombrements bactériens.....	83
3 - 2 - La biomasse bactérienne.....	84
3 - 3 - Les volumes cellulaires.....	85
3 - 4 - Le nombre de cellules actives.....	86
3 - 5 - Incorporation de ³ H-thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid.....	87
3 - 6 - Incorporation de ³ H-leucine dans les protéines.....	88
3 - 7 - Relations entre les différents index de l'activité bactérienne.....	88
3 - 8 - Comparaison des taux d'incorporation.....	89
3 - 9 - Rapport des taux d'incorporation " ³ H-leucine / ³ H-thymidine".....	89
3 - 10 - Le taux d'incorporation spécifique réel.....	90
3 - 11 - Production bactérienne estimée à partir de l'incorporation de thymidine et de leucine.....	91
3 - 12 - Estimation de la production bactérienne journalière.....	92
3 - 13 - Taux de croissance et temps de génération.....	92
4 - Discussion.....	93
4 - 1 - Relations entre le rapport des taux d'incorporation, la taille des cellules et le niveau trophique de l'eau.....	94
4 - 2 - Relations entre la température, la biomasse et l'activité bactérienne.....	96
4 - 3 - La communauté bactérienne à la station de Nersac.....	97
4 - 4 - Estimation des bactéries actives par la méthode à l'INT.....	98
4 - 5 - Relations phytoplancton et bactérioplancton.....	98
4 - 5 - 1 - Comparaisons des productions bactériennes et phytoplanctoniques.....	99
4 - 5 - 2 - Comparaisons des biomasses bactériennes et phytoplanctoniques.....	99
4 - 5 - 3 - relations entre les communautés bactériennes et algales et les variables mésologiques.....	101
4 - 5 - 3 - 1 - ACPN avec les variables mésologiques.....	102
4 - 5 - 3 - 2 - ACPN avec l'ensemble des variables.....	103
Résumé du chapitre IV.....	107

Chapitre V : Quantification <i>in situ</i> de la dénitrification dans le fleuve Charente.....	110
1 - Introduction.....	110
2 - Rappels.....	111
2 - 1 - Le site de la réaction.....	111
2 - 2 - Le devenir des nitrates.....	112
2 - 3 - Mesure de la dénitrification.....	112
2 - 4 - Micro-organismes de la dénitrification.....	112
2 - 5 - Facteurs contrôlant la dénitrification.....	113
2 - 5 - 1 - La température de l'eau.....	113
2 - 5 - 2 - Les concentrations en nitrates.....	113
2 - 5 - 3 - La teneur en oxygène dissous.....	114
2 - 5 - 4 - Les concentrations en matière organique.....	114
2 - 5 - 5 - Le rôle des macrophytes, des algues benthiques et de la macrofaune.....	114
3 - Matériel et méthode.....	115
3 - 1 - Sites d'intervention.....	115
3 - 2 - Matériel utilisé.....	115
3 - 3 - Techniques analytiques.....	116
3 - 3 - 1 - Protocole opératoire.....	117
3 - 3 - 2 - Physico-chimie de l'eau des enceintes.....	117
3 - 3 - 3 - Dosage du N ₂ O au laboratoire.....	117
3 - 3 - 4 - Mode de calcul de la concentration initiale en N ₂ O dans l'eau.....	117
4 - Résultats et discussion.....	118
4 - 1 - Production de protoxyde d'azote dans les enceintes.....	118
4 - 2 - Evolution des formes de l'azote.....	121
4 - 3 - Taux de disparition des nitrates K.....	123
4 - 4 - L'abattement en nitrates.....	125
5 - Point sur les études ultérieures.....	125
Résumé du chapitre V.....	127
Chapitre VI : Bilan des actions de dépollution au niveau du secteur d'étude.....	129
1 - Introduction.....	129
2 - Rejets industriels.....	129
2 - 1 - Activité papetière.....	129
2 - 2 - Activité chimie-métallurgie et traitement de surface.....	130

3 - Rejets des collectivités	132
3 - 1 - Réglementation et programmes d'intervention	132
3 - 2 - Evolution des rejets des collectivités	133
4 - Influence de la réduction des rejets sur le milieu naturel.....	135
4 - 1 - Physico-chimie.....	135
4 - 2 - Paramètres biologiques	137
4 - 2 - 1 - Teneurs en chlorophylle-a	137
4 - 2 - 2 - Diatomées.....	137
4 - 2 - 3 - Indice Biologique Global Normalisé (IBGN).....	138
4 - 2 - 4 - Les Oligochètes.....	139
Résumé du chapitre VI.....	139
Conclusion.....	140
Perspectives.....	143
Bibliographie.....	145

Liste des tableaux

Tableau 1.1 - Principales caractéristiques hydrologiques de la Charente au niveau de Cognac.	7
Tableau 1.2 - Population totale et des 4 villes principales du bassin versant de la Charente.	8
Tableau 1.3 - Temps de transfert (heures) de la masse d'eau, qui passe à Angoulême au temps $t=0$, en fonction de la vitesse du fleuve Charente.	13
Tableau 1.4 - Principales stations suivies dans le cadre du réseau national de la surveillance de la qualité des rivières au niveau de l'agglomération d'Angoulême	14
Tableau 1.5 - Comparaison de l'influence de la conservation sur la concentration des éléments suivants : P-PRS, N-NO ₃ , N-NO ₂ , N-NH ₄	16
Tableau 1.6 - Influence de la conservation sur la concentration des éléments suivants : COD et COT.	17
Tableau 2.1 - Pluviosité et pluviométrie (mm) à Cognac de 1989 à 1994.	19
Tableau 2.2 - Températures moyennes sur la Charente.	24
Tableau 2.3 - Conductivités moyennes mesurées entre 1979 et 1997, sur la Charente.	25
Tableau 2.4 - Concentrations moyennes en matières en suspension.	27
Tableau 2.5 - Concentrations moyennes en ammonium	30
Tableau 2.6 - Concentrations moyennes en nitrates	31
Tableau 2.7 - Teneurs moyennes en nitrites	32
Tableau 2.8 - Concentrations moyennes en phosphore total.	36
Tableau 2.9 - Coefficient d'extinction global sur les quatre stations étudiées.	38
Tableau 3.1 - Effet d'une exposition de 20 mn aux ultraviolets sur les teneurs en nitrites.	46
Tableau 3.2 - Effet des différents types de prétraitement sur la chimie des échantillons d'eau.	46
Tableau 3.3 - Principales caractéristiques des bioessais avec algues.	47
Tableau 3.4 - Effet du prétraitement sur le rapport P bio. / P éch.	49
Tableau 3.5 - Croissance de <i>Raphidocoeilis subcapitata</i> carencée en phosphore dans un milieu de culture enrichi en PO ₄ et de concentrations croissantes en nitrites.	49
Tableau 3.6 - Potentiel de fertilité sur le fleuve Charente.	51
Tableau 3.7 - Teneurs moyennes en chlorophylle-a mesurées entre 1989 et 1998 sur la Charente.	57

Tableau 3.8 - Nombre et biomasse moyen des cellules algales sur la Charente.....	57
Tableau 3.9 - Coefficients de corrélation entre la chlorophylle-a, le nombre total de cellules, la biomasse totale et le nombre et la biomasse des cellules algales.....	58
Tableau 3.10 - Valeurs de P^B_{max} (mg C/mgchlo-a/h) obtenues sur la Charente.....	61
Tableau 3.11 - Valeurs de I_k ($\mu E/m^2/s$) et α (mgC/mg chlo-a/E/m^2) obtenues sur la Charente.....	62
Tableau 3.12 - Matrice de corrélations entre température et P^B_{max} et I_k et α.....	62
Tableau 3.13 - Production phytoplanctonique journalière obtenues sur la Charente.....	64
Tableau 3.14 - Productions journalières brutes mesurées dans quelques cours d'eau français.....	65
Tableau 3.15 - Moyenne des potentiels de fertilité et des biomasses algales.....	65
Tableau 3.16 - Coefficient d'extinction de la lumière.....	66
Tableau 3.17 - Constantes de saturation pour la silice, le phosphore et l'azote.....	67
Tableau 3.18 - Teneurs moyennes et amplitudes de variation en phosphore, azote et silice.....	67
Tableau 3.19 - Temps de séjour (j), en fonction du débit.....	69
Tableau 3.20 - Biomasse et productivité des différents compartiments végétaux au niveau de la station de Nersac.....	71
Tableau 4.1 - Valeurs des taux de conversion (10^{18} cellules/mole de thymidine incorporée) déterminées expérimentalement sur le fleuve Charente.....	79
Tableau 4.2 - Présentation de taux de conversion déterminés expérimentalement.....	81
Tableau 4.3 - Présentation des valeurs caractéristiques de la biomasse bactérienne.....	84
Tableau 4.4 - Valeurs d'abondance et de biomasse bactérienne dans des cours d'eau.....	84
Tableau 4.5 - Coefficients de corrélation de Pearson calculés entre la biomasse bactérienne et l'abondance et le volume cellulaire.....	85
Tableau 4.6 - Analyse de variance testant la relation entre les volumes cellulaires moyens.....	85
Tableau 4.7 - Coefficients de corrélation de Pearson calculés entre la température et le nombre total de bactéries et le nombre de bactéries actives.....	87
Tableau 4.8 - Coefficients de corrélation de Pearson calculés entre l'incorporation de thymidine et de leucine et entre le nombre de bactéries actives.....	88
Tableau 4.9 - Rapport «taux d'incorporation 3H-leucine / 3H-thymidine».....	90
Tableau 4.10 - Taux d'incorporation spécifique réel dans le TCA froid (tsthy) et dans les protéines (tsleu).....	91
Tableau 4.11 - Productions bactériennes journalières moyennes sur la Charente.....	92
Tableau 4.12 - Temps de doublement cellulaire (g_1) et temps de régénération de la biomasse (g_2).....	93

Tableau 4.13 - Matrices de corrélations	95
Tableau 4.14 - Coefficients de corrélation de Pearson calculés entre le volume cellulaire moyen, le rapport leucine/thymidine et le phosphore.	96
Tableau 4.15 - Corrélations de Pearson calculées entre les valeurs de biomasse ou de productions bactériennes et phytoplanctoniques	98
Tableau 4.16 - Productions bactériennes journalières moyennes intégrées sur la profondeur	99
Tableau 4.17 - Nomenclature des individus utilisée pour les ACPN.	101
Tableau 4.18 - code des variables et leurs paramètres correspondants.	102
Tableau 4.19 - Taux d'inertie (%) relatifs aux 7 premier facteurs.	103
Tableau 4.20 - Corrélations et contributions relatives de l'axe 1.....	104
Tableau 4.21 - Corrélations et contributions relatives de l'axe 2.....	105
Tableau 4.22 - Corrélations et contributions relatives des individus à la construction de l'axe 3.	106
Tableau 4.23 - Synthèse de l'interprétation des 3 premiers axes et caractéristiques des stations.	107
Tableau 5.1- Mode de calcul de la concentration initiale en N₂O dans l'eau.....	118
Tableau 5.2 - Taux horaire moyen de dénitrification exprimé en N₂O produit et en NO₃⁻ dénitrifié.....	119
Tableau 5.3 - Analyse statistique des données de dénitrification.....	119
Tableau 5.4 - Consommation de nitrates et production de N₂O dans les enceintes.....	121
Tableau 5.5 - Evolution du ratio formes azotées/azote total dans les enceintes exprimé en % par heure.	122
Tableau 5.6 - Valeurs moyennes des principaux paramètres de la dénitrification.	124
Tableau 5.7 - Quelques valeurs de taux de dénitrification citées dans la littérature.....	124
Tableau 5.8 - % d'abattement en nitrates en fonction du régime hydraulique.....	125
Tableau 5.9 - Production moyenne de N₂O en µg/m²/h pour l'ensemble des expérimentations	126
Tableau 6.1 - Evolution des rendements épuratoires et des flux rejetés entre l'ancienne et la nouvelle station d'épuration de l'agglomération d'Angoulême.....	134
Tableau 6.2 - Valeurs moyennes de NH₄(mg/l), PRS(mg/l) et débit (m³/s) obtenues sur trois stations situées sur la Charente en amont et en aval d'Angoulême et sur les Eaux Claires	136
Tableau 6.3 - Valeurs moyennes en chlorophylle-a (µg/l) et du débit (m³/s) obtenues sur deux stations situées sur la Charente en amont et en aval d'Angoulême	137
Tableau 6.4 - Qualité générale de l'eau en fonction des valeurs de l'IPS.	137

Liste des schémas

Schéma 5.1 - Présentation du site de la réaction de dénitrification.....	111
Schéma 5.2 - Présentation du matériel utilisé pour mesurer la dénitrification in situ.....	116

Liste des figures

Figure 1.1 - Présentation du bassin versant de la Charente.....	6
Figure 1.2 - Profil de pente du fleuve Charente.....	7
Figure 1.3 - Principaux rejets et leurs caractéristiques.....	12
Figure 2.1 - Précipitations cumulées	19
Figure 2.2 - Module, débit moyen d'étiage et nombre de jours avec un débit < 10 m ³ /s.....	20
Figure 2.3 - Débits de la Charente	21
Figure 2.4 - Evolution spatiale et temporelle des températures des eaux de la Charente.	23
Figure 2.5 - Evolution spatiale et temporelle de la conductivité des eaux de la Charente.....	25
Figure 2.6 - Evolution spatiale et temporelle de l'oxygène dissous des eaux de la Charente.	26
Figure 2.7 - Concentrations moyennes en oxygène mesurées à l'étiage entre 1979 et 1997	26
Figure 2.8 - Evolution spatiale et temporelle, des teneurs en silice des eaux de la Charente.	28
Figure 2.9 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en COD des eaux de la Charente.	28
Figure 2.10 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en ammonium de l'eau de la Charente.	29
Figure 2.11 - Concentrations moyennes en ammonium sur 4 stations de la Charente	30
Figure 2.12 - Evolution des teneurs en N-NH ₄ et du débit à la station de Nersac.	30
Figure 2.13 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en nitrates des eaux de la Charente.....	31
Figure 2.14 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en azote organique des eaux de la Charente.	32
Figure 2.15 - Moyennes statistiques des différentes formes de l'azote en période d'étiage	33
Figure 2.16 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en PRS des eaux de la Charente.	34
Figure 2.17 - Coefficient de corrélation de Pearson entre le PRS et l'inverse du débit à Nersac	34
Figure 2.18 - Relation entre le PRS et l'inverse du débit à Nersac.	35
Figure 2.19 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en phosphore total des eaux de la Charente.....	35
Figure 2.20 - Evolution moyenne du rapport P-PRS/Pt sur quatre stations de la Charente.....	36
Figure 2.21 - Evolution temporelle du rapport N/P et du débit sur la Charente	37
Figure 3.1 - Dispositif expérimental de traitement des échantillons d'eau par les ultraviolets.	43
Figure 3.2 - Pourcentage d'abattement de la concentration en bactéries formant colonies sur gélose	43
Figure 3.3 - Effet algicide des ultraviolets en fonction du temps de contact et de la biomasse algale.	44
Figure 3.4 - Biomasse algale maximale produite en fonction de la concentration initiale en P-PO ₄	48

Figure 3.5 - Evolution spatiale et temporelle du potentiel de fertilité sur 4 stations du fleuve Charente	50
Figure 3.6 - Courbes d'étalonnage du fluorimètre Design pour les quatre gammes de sensibilité.	51
Figure 3.7 - Evolution temporelle des grandes familles d'algues.....	53
Figure 3.8 - Evolution spatiale et temporelle d'une Diatomée tropicale (<i>Navicula confervacea</i>)	54
Figure 3.9 - Proportion des algues tychoplanctoniques et phytoplanctoniques.....	55
Figure 3.10 - Evolution des teneurs en chlorophylle-a entre Angoulême et Gondeville.....	56
Figure 3.11 - Evolution de la densité algale de la Charente entre avril et novembre 1991.	57
Figure 3.12 - Relation taux d'activité photosynthétique par unité de biomasse et énergie lumineuse.....	60
Figure 3.13 - Evolution spatiale et temporelle des valeurs de P^B_{max}	61
Figure 3.14 - Evolution de la production phytoplanctonique	64
Figure 3.15 - Temps de séjour (heures) dans les différents biefs du secteur étudié.	67
Figure 3.16 - Exemple d'ordination de cours d'eau	72
Figure 4.1 - Relation entre l'incorporation de méthyl 3H -thymidine dans le TCA froid,	78
Figure 4.2 - Facteurs de conversion déterminés de façon expérimentale en suivant au cours du temps.	80
Figure 4.3 - Détermination de la vitesse de synthèse protéique.	82
Figure 4.4 - Evolution spatiale et temporelle des dénombrements bactériens.....	83
Figure 4.5 - Evolution spatiale et temporelle de la biomasse	84
Figure 4.6 - Evolution spatiale et temporelle des volumes cellulaires bactériens	85
Figure 4.7 - Application des classes de taille.....	86
Figure 4.8 - Evolution spatiale et temporelle des numérations bactériennes actives.....	87
Figure 4.9 - Taux d'incorporation de 3H -thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid.....	87
Figure 4.10 - Taux d'incorporation de 3H -leucine dans les protéines.....	88
Figure 4.11 - Taux d'incorporation de 3H -leucine en fonction des taux d'incorporation de 3H -thymidine .	89
Figure 4.12 - Rapport des taux (Leucine/thymidine).....	90
Figure 4.13 - Production bactérienne calculée à partir de l'incorporation de 3H -thymidine portée en fonction de la production bactérienne calculée à partir de l'incorporation de 3H -leucine.	91
Figure 4.14 - Evolutions saisonnières de la biomasse bactérienne et algale.....	100
Figure 4.15 - Présentation du nuage des stations dans le plan formé par les axes 1 et 2.....	103
Figure 4.16 (a et b) - Présentation schématique des individus et des variables qui décrivent l'axe 1.....	104

Figure 4.17 (a et b) - Présentation schématique des individus et des variables qui décrivent l'axe 2.....	105
Figure 4.18 (a et b) - Présentation schématique des individus et des variables qui décrivent l'axe 3.....	106
Figure 5.1 - Taux de disparition des nitrates et de l'activité dénitrifiante à la station de Nersac.....	120
Figure 5.2 - Taux de disparition des nitrates et de l'activité dénitrifiante à la station de Juac.....	120
Figure 6.1 - Evolution de 1988 à 1997 des teneurs en matières organiques et en matières en suspension contenues dans les effluents des principaux établissements.....	130
Figure 6.2 - Evolution de 1988 à 1997 des teneurs en matières inhibitrices et en matières azotées contenues dans les effluents des principaux établissements de la branche "chimie - métallurgie - traitement de surface".....	132
Figure 6.3 - Présentation des résultats en phosphore total obtenus de 1992 à 1998 dans le cadre de l'autocontrôle de l'effluent de la station d'épuration d'Angoulême.	135
Figure 6.4 - Présentation des résultats en azote Kjeldhal obtenus de 1992 à 1998 dans le cadre de l'autocontrôle de l'effluent de la station d'épuration d'Angoulême.	135
Figure 6.5 - Evolution des teneurs moyennes en PRS (mg/l) de 1993 et 1999, entre l'amont et l'aval des rejets de l'agglomération d'Angoulême.	136
Figure 6.6 - Evolution de l'IPS à Angoulême et Nersac.	138
Figure 6.7 - IBGN et nombre de taxons de 1987 à 1998 sur la Charente au niveau de Nersac.....	138

INTRODUCTION

Introduction

D'amont en aval, la Charente pourvoit à de multiples usages. Elle assure l'alimentation en eau potable d'une grande partie de la population résidente et touristique du littoral, l'irrigation des terres agricoles et les prélèvements nécessités par l'activité industrielle (Chesné, 1994). Parallèlement, ce fleuve doit supporter sans dégradation excessive les diverses pollutions déversées tout au long de son cours. Lorsque les ressources naturelles ne permettent pas de satisfaire l'ensemble des sollicitations de la vallée, des antagonismes, voire des conflits d'intérêts peuvent naître. Dans le cas du bassin de la Charente et de la baie de Marennes-Oléron qui en est tributaire, le conflit entre agriculteurs et ostréiculteurs a motivé à la fin des années 80, le projet de construction d'un barrage réservoir et le lancement d'un programme de recherche. En effet, les apports en eau douce à l'estuaire de la Charente, tant d'un point de vue quantitatifs que qualitatifs, conditionnent :

- une dessalure qui favorise la ponte des huîtres et le développement du naissain à l'aval immédiat de l'estuaire,
- un apport d'éléments fertilisants, qui permet le développement du phytoplancton, donc le grossissement des huîtres et par la même une production ostréicole de qualité.

Deux organismes scientifiques : l'Institut Français de Recherche pour l'Exploitation de la MER (Ifremer) et le Centre national d'Etude du Machinisme Agricole, du Génie Rural des Eaux et Forêts (Cemagref) se sont associés aux pouvoirs publics et aux collectivités territoriales concernées au sein d'un Groupement d'Intérêt Scientifique (G.I.S) "Charente-Marennes-Oléron", afin d'évaluer l'impact des activités humaines sur la qualité des eaux continentales et littorales et, par voie de conséquence, sur la production ostréicole.

Le volet continental de ce programme, à la charge du Cemagref, avait pour objet d'établir un modèle de flux de nutriments (azote notamment) sur l'ensemble du bassin versant. Les résultats obtenus avec ce modèle devraient servir à alimenter celui développé par l'Ifremer concernant la production primaire et la croissance d'huîtres dans la baie de Marennes Oléron. Le rôle des compartiments biologiques a été intégré à ce volet continental que dans la mesure où il était susceptible d'interagir fortement avec les flux d'éléments nutritifs le long de la rivière.

Le présent travail de thèse, réalisé au sein de la division «milieu aquatique» du Cemagref de Bordeaux s'est intéressé d'une part à **l'impact des apports en nutriments vis-à-vis de deux compartiments de l'écosystème aquatique, le phytoplancton et les bactéries**, et d'autre part à **la dénitrification**.

En ce qui concerne les relations entre les communautés phytoplanctoniques et bactériennes vis-à-vis des nutriments, une étude précédente (Coatnoan, 1991) a mis en évidence que l'agglomération d'Angoulême représentait la principale source de pollution (azotée, phosphorée, organique et toxique) du bassin de la Charente. C'est pour cette raison que nous avons choisi comme terrain pour nos expérimentations, un secteur de 40 km du cours du fleuve Charente, à l'aval d'Angoulême. Les producteurs primaires et les bactéries jouent un rôle important dans la consommation et le transfert de la matière organique et des nutriments dans les milieux aquatiques. Le stockage temporaire de ces éléments, en relation avec la production de matière vivante dans les écosystèmes aquatiques, et le recyclage qui résulte du métabolisme puis de la mort de ces organismes, sont autant de phénomènes qui déterminent la capacité d'assimilation des milieux aquatiques (Ayphassorho, 1990 ; Beuffe, 1996). Ainsi, il nous a semblé important d'étudier le comportement des communautés algales et bactériennes vis-à-vis des apports en éléments nutritifs. Le phosphore est considéré comme l'élément nutritif limitant, c'est à dire qu'il détermine la biomasse végétale maximale susceptible de se développer, dans la grande majorité des eaux de surface en climat tempéré. Nous avons donc porté une attention particulière au phosphore, en déterminant la fraction biodisponible de cet élément. En effet, sur la totalité du phosphore présent dans l'eau à un moment donné, seule une fraction est biodisponible, c'est à dire directement assimilable par les algues (Droop, 1974-1975 ; Beuffe, 1996).

Nous avons étudié ces relations, durant l'année 1991 sur une partie (40 km) du cours de la rivière Charente, à l'aval d'Angoulême, en suivant conjointement l'évolution spatiale :

- de la chimie des eaux,
- de la biomasse et de l'activité bactérienne et phytoplanctonique,
- de la biodisponibilité du phosphore, notamment à l'aide de bioessais avec les algues carencées.

La seconde partie de ce travail de thèse a consisté à quantifier un processus qui intervient au sein du cycle de l'azote et qui conduit à une perte de nitrates pour le milieu aquatique : la dénitrification (Painter, 1977 ; Gorlenko *et al.*, 1983 ; Tiedje, 1988).

Dans le modèle de production primaire mis au point par l'Ifremer, l'azote joue un rôle primordial car c'est l'élément limitant pour la croissance des algues en eau de mer. Ainsi, l'azote, avec l'énergie lumineuse bien entendu, est le moteur de la production phytoplanctonique du bassin Marennes-Oléron et donc de sa production ostréicole. La mise en oeuvre du modèle de transfert des nitrates dans le fleuve Charente, réalisé par Ma en 1991 a rapidement montré une surestimation des concentrations journalières simulées à l'exutoire du bassin, par rapport aux valeurs mesurées. Donc la quantification *in situ* de cette dénitrification au niveau de la Charente a semblé indispensable pour le bon fonctionnement du modèle «nitrates». Elle permet ainsi de

s'affranchir des valeurs tirées de la littérature (Toms, 1975 ; Whitehead et O'Connell, 1984) et généralement admises sans vérification.

Nous avons considéré que les résultats issus de ces expérimentations, bien qu'anciens, méritent d'être exposés car les processus biologiques restent les mêmes et toute contribution à leur compréhension présente un grand intérêt.

Depuis, de nombreux aménagements sont survenus qui ont contribué à la réduction des pollutions ponctuelles du secteur de rivière étudié. Aussi, il nous est apparu intéressant de comparer, chaque fois que cela a été possible, la situation passée à celle que permet de décrire le suivi régulier effectué dans le cadre du réseau national de bassin de l'agence de l'eau Adour Garonne.

D'autre part, la référence aux résultats obtenus lors d'études complémentaires effectuées sur ce site par le Cemagref, notamment en ce qui concerne le périphyton (Lahoun, 1994) et les macrophytes (Mary, 1994 a et b), nous a paru nécessaire par la dimension nouvelle qu'ils apportent dans la connaissance de l'intensité de ces processus biologiques.

Le présent mémoire s'organisera de la manière suivante :

La présentation des **principales caractéristiques du bassin versant du fleuve Charente et de la zone d'étude** fera l'objet du *premier chapitre*.

Les **conditions hydrologiques** (précipitations, débits) et **l'évolution des principaux éléments nutritifs** sur la zone d'étude seront abordées dans le *deuxième chapitre*.

Le *troisième chapitre* sera consacré à la **biodisponibilité du phosphore**, estimée avec des bioessais ainsi qu'à la présentation de **l'étude quantitative et qualitative du compartiment phytoplanctonique**.

Le *chapitre quatre* traitera des **variations spatiales et temporelles de la biomasse et de l'activité bactérienne** de la masse d'eau. Les relations entre la communauté algale et bactérienne, en liaison avec les variables mésologiques seront également traitées dans ce chapitre.

Le *cinquième chapitre* sera consacré à un processus qui conduit à une perte d'azote pour le milieu aquatique : **la dénitrification au niveau de l'interface eau/sédiments**.

Enfin, **le point des actions d'épuration** au niveau du secteur d'étude ainsi que **leur impact sur la qualité physico-chimique et biologique** de la Charente feront l'objet du *chapitre six*.

CHAPITRE 1

**Principales caractéristiques du bassin versant
du fleuve Charente et de la zone d'étude**

Chapitre I

Sous chapitre A : Bassin versant de la Charente :

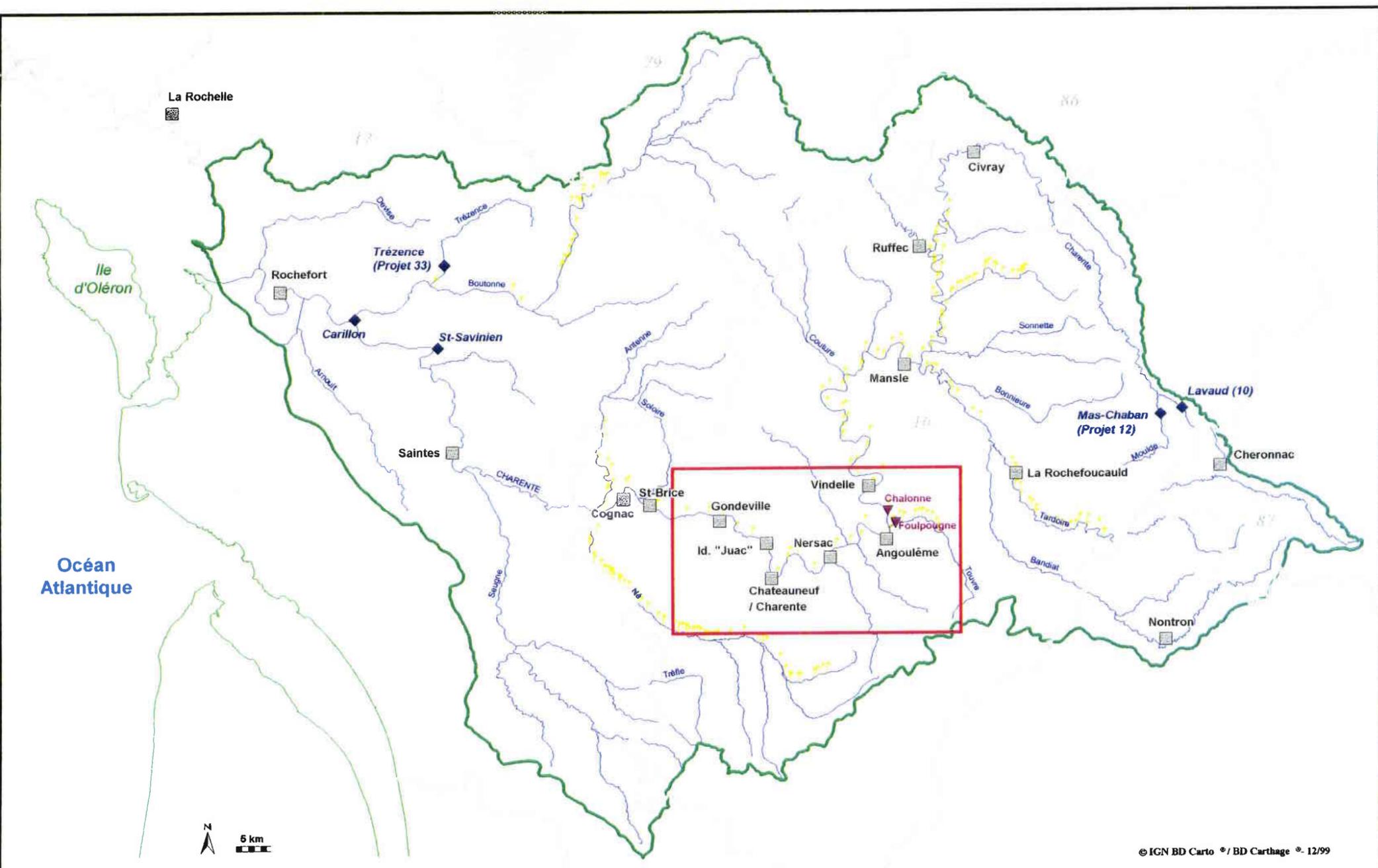
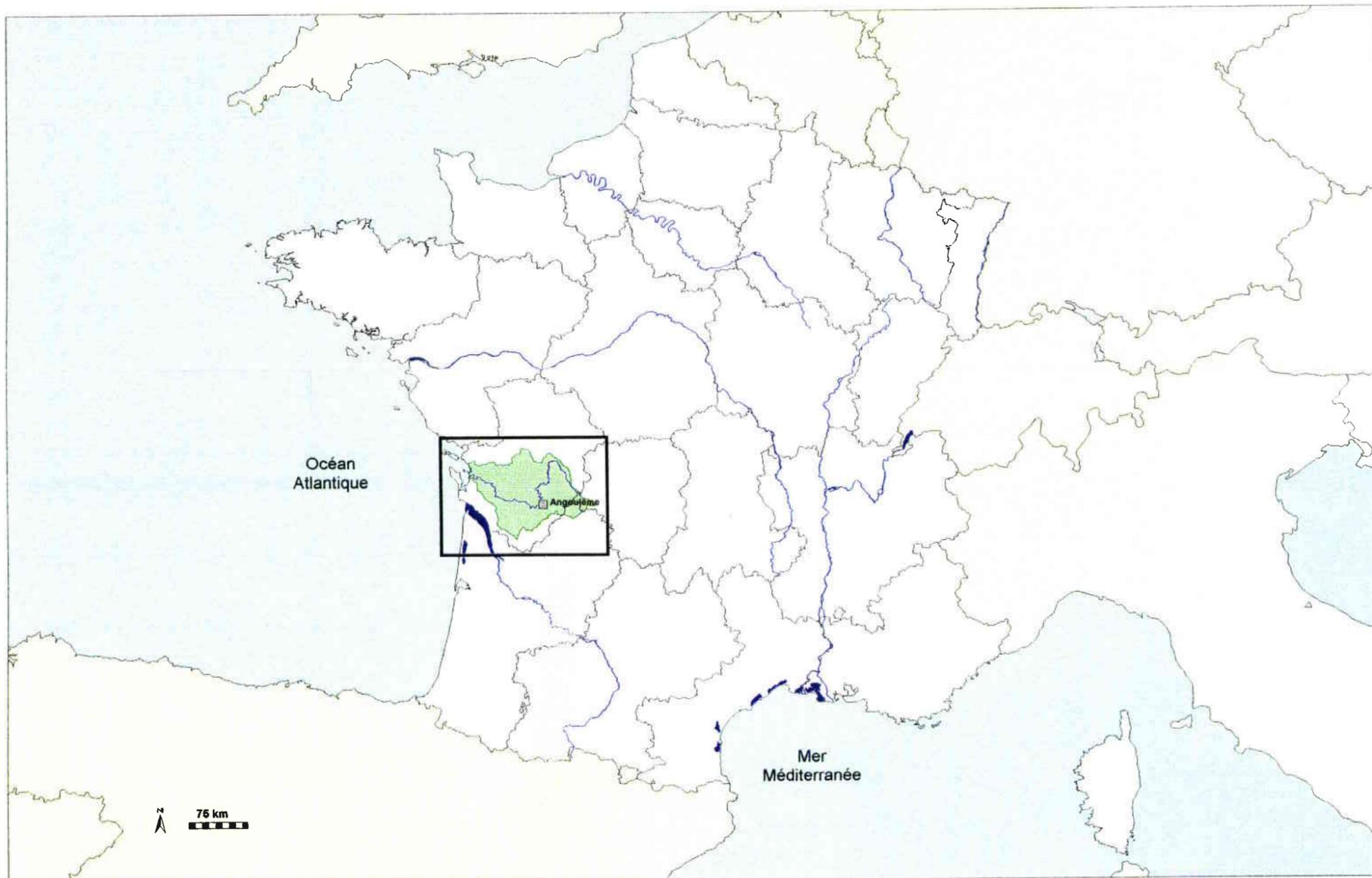
- Géographie physique
- Géographie humaine
- Aménagements hydrauliques

Sous chapitre B : Zone d'étude et pollutions ponctuelles

Sous chapitre C : Choix des stations d'étude

Sous chapitre D : Stratégies d'échantillonnage et de conservation des échantillons

La France : localisation du bassin de la Charente



© IGN BD Carthage / BD Carthage 12/99

- ◆ Barrages (capacité en millions de m3)
- ▼ Stations de jaugeage
- Seuils
- Communes
- Bassin de la Charente
- Limites de départements
- Zone d'étude

Figure 1.1 - Présentation du bassin versant du fleuve Charente

Chapitre I - Sous chapitre A : Bassin versant de la Charente

La Charente (**figure 1.1**) est un fleuve de 381 km de longueur (BD Carthage, 1996), qui draine un bassin versant d'une superficie voisine de 10 000 km². Les changements d'orientation de la Charente peuvent être rapprochés des directions générales de fracturation géologique (Rambaud, 1979 ; Béteille, 1994). Prenant sa source à 260 m d'altitude près de Chéronnac, en Haute-Vienne, cette rivière traverse le département de la Charente et fait une brève incursion dans celui de la Vienne au niveau de Civray. En se dirigeant vers le sud, elle retrouve le département de la Charente aux alentours de Ruffec. Elle prend la direction de l'ouest à partir d'Angoulême et traverse le département de la Charente-Maritime pour déboucher dans l'océan Atlantique, au sud de la Rochelle dans la baie de Marennes-Oléron.

Ce bassin versant côtier présente en majorité un relief très doux bien que légèrement plus accusé à l'est. Le point culminant du bassin se situe d'ailleurs à 500 m d'altitude dans la région de Nontron (Dordogne).

1 - Géographie physique

1 - 1 - Géologie

L'extrême amont, à l'est du bassin versant, s'appuie au piémont du massif central et repose sur des terrains métamorphiques et cristallins. Les eaux drainant ce secteur, qui représente moins de 10 % du bassin versant, sont donc naturellement faiblement minéralisées. Le reste du bassin versant repose sur des terrains sédimentaires à dominante de calcaires plus ou moins fortement fissurés. Les eaux qui drainent ces terrains ont une minéralisation naturelle assez élevée liée à la présence d'hydrogénocarbonates.

Mais la principale particularité géologique reste la présence d'un grand réservoir karstique, d'une capacité estimée à 400 millions de m³, dans la région de la Rochefoucauld. Ce karst est alimenté par les pertes des rivières situées à l'est d'Angoulême, en particulier la Tardoire et le Bandiat. Les principales résurgences de ce karst sont assez groupées et donnent naissance à la Touvre (seconde résurgence de France par le débit : 13 m³/s en moyenne annuelle) qui conflue avec la Charente à Angoulême. Ce karst joue un rôle primordial dans le soutien naturel des débits d'étiage de la Charente.

1 - 2 - Climat

Le climat est de type océanique. La pluviométrie annuelle moyenne se répartit selon un gradient allant de 700 mm sur le littoral à 1100 mm sur le haut du bassin. D'avril à septembre, la faible pluviométrie moyenne associée à une forte évapotranspiration potentielle moyenne déterminent un déficit hydrique estival important à l'ouest du bassin versant (250 mm à Cognac et près de 350 mm sur le littoral). Pour une période de référence de 20 années (1961 à 1980), les températures moyennes à Cognac s'échelonnent de 5°C en janvier à 19.3 °C en juillet.

Le contexte climatologique et géologique qui vient d'être exposé conditionne les grands traits de l'hydrologie de la Charente. A Cognac où la superficie du bassin versant est de 4630 km², on observe les caractéristiques hydrologiques principales suivantes (**tableau 1.1**) :

Module	50 m ³ /s
Débit moyen mensuel d'étiage quinquennal	7 m ³ /s
Débit de crue décennale	400 m ³ /s

Tableau 1.1 - Principales caractéristiques hydrologiques de la Charente au niveau de Cognac.

1 - 3 - Morphologie du fleuve Charente

Le cours de la Charente commence donc en Limousin, sous la forme d'un petit ruisseau qui incise la vallée, puis il se noie très vite dans le barrage de Lavaud (**figure 1.2**). Jusqu'à Civray la vallée reste assez étroite (100 m) et la pente élevée (0,15%).

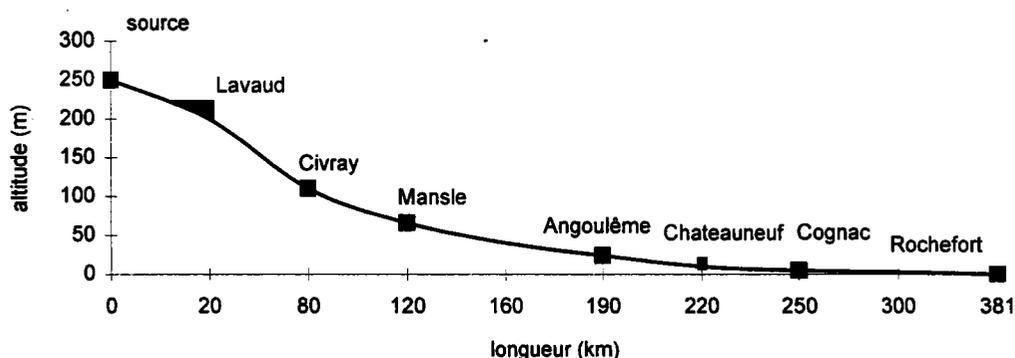


Figure 1.2 - Profil de pente du fleuve Charente.

Puis la vallée s'élargit (500 à 800 m) en relation avec une diminution notable de la pente (à partir de Mansle la pente moyenne s'établit à 0.05%).

Ainsi la Charente s'écoule, jusqu'à Châteauneuf, en méandres et en courbes plus ou moins accusés. Plus à l'aval, la vallée prend une dimension importante (plus d'un 1 km de large) et le fleuve rejoint l'océan Atlantique en ligne droite non sans avoir méandré une dernière fois au niveau de Rochefort.

2 - Géographie humaine

2 - 1 - Population

La population totale du bassin versant de la Charente est d'environ 600.000 habitants soit une densité au km² de 60 habitants.

Depuis 1982, cette population est stable et un cinquième de la population totale est regroupé dans quatre villes : Angoulême, Cognac, Saintes et Rochefort, toutes étant localisées sur le fleuve Charente (tableau 1.2).

	1982	1990	1999
Angoulême	46.197	42.876	42.652
Cognac	20.660	19.528	19.516
Saintes	26.167	25.561	25.767
Rochefort	25.471	25.874	25.524
Totale bassin	592.601	595.204	595.572

Tableau 1.2 - Recensement de la population totale et des 4 villes principales du bassin versant de la Charente entre 1982 et 1999. Source des données : Institut National de la Statistique et des Etudes Economiques (INSEE).

2 - 2 - Economie

2 - 2 - 1 - Agriculture

75 % de la surface du bassin versant est utilisée en surface agricole, ce qui représente une large dominante rurale. L'agriculture sur l'ensemble du bassin versant se caractérise par (Montbardon, 1987) :

- un élevage bovin important dans les parties extrêmes est et ouest (marais littoraux),
- une production viticole dans le Cognçais,
- des cultures céréalières (maïs, tournesol) dans le centre.

2 - 2 - 2 - Industrie

En dehors de la métallurgie de transformation développée surtout dans la région d'Angoulême, l'industrie est liée en grande partie à la production agricole (produits laitiers, fabrication de Cognac et verrerie). Les activités liées à la papeterie et à ses dérivés, concurrencées par les gros exportateurs de pâtes à papier du Canada et de Scandinavie, sont en net recul depuis 1965.

3 - Aménagements hydrauliques

Dans la partie amont du bassin on trouve deux barrages réservoir :

- celui de Lavaud sur la Charente (capacité de stockage de 10 millions de m³) qui a été mis en service en 1988,
- la retenue de Mas Chaban, située sur la Moulde (capacité de stockage de 12 millions de m³) et qui sera bientôt opérationnelle.

Ces deux retenues devraient permettre de garantir le Débit Objectif d'Etiage (D.O.E.) de la Charente à Vindelle (amont d'Angoulême), qui a été fixé en 1996 à 3.2 m³/s par le Schéma Directeur d'Aménagement et de Gestion des Eaux (S.D.A.G.E.) du bassin Adour Garonne.

Deux barrages d'estuaire, l'un à Saint-Savinien sur la Charente, le second à Carillon sur la Boutonne, limitent les remontées d'eaux salées.

A l'ouest du bassin, le projet de barrage sur la Trézence concerne la construction d'une retenue d'une capacité utile de 39 millions de m³ pour :

- soutenir les étiages de la Boutonne amont via un adducteur (volume maximal de 12 millions de m³ et débit maximal de réalimentation de 3 m³/s),
- réalimenter de façon gravitaire l'estuaire de la Charente et le bassin conchylicole de Marennes-Oléron, à hauteur d'un volume maximal de 27 millions de m³.

Enfin, il faut souligner que de multiples seuils (moulins, écluses) existent sur le cours de la Charente et la Boutonne et façonnent l'allure de ces rivières en une série de longues retenues, puis en eaux courantes aux pieds des barrages.

Chapitre I - Sous chapitre B : Zone d'étude et pollutions ponctuelles

1 - Zone d'étude

Le tronçon du fleuve Charente retenu pour cette étude s'étend de l'amont d'Angoulême (600 m en aval de sa confluence avec la Touvre) à l'amont de Gondeville, soit un linéaire de cours d'eau de 40 km (figure 1.3). Ce tronçon aménagé de longue date pour la navigation se caractérise par une succession de retenues longues et profondes. On dénombre d'ailleurs pas moins de 13 seuils (écluses, moulins) sur le secteur étudié.

2 - Pollutions ponctuelles

Avant de choisir les stations d'études, il a été nécessaire d'identifier et de localiser les rejets ponctuels caractérisant ce secteur. Ce travail s'est appuyé sur une étude réalisée en 1991 par Coatnoan.

2 - 1 - Sources d'informations

La plus grande partie des informations sur les rejets urbains et industriels a été recueillie auprès de divers organismes tels que les **SATESE** (Service d'Assistance Technique aux Exploitants de Station d'Épuration), l'agence de l'eau Adour-Garonne, la Direction Départementale de l'Équipement (DDE), la Direction Départementale de l'Agriculture (DDA), La Direction Régionale de l'Industrie, de la Recherche et de l'Environnement (DRIRE), les exploitants des stations d'épuration et les mairies. Il faut noter que la pollution engendrée par les industriels a été comptabilisée à partir du fichier de l'agence de l'eau Adour-Garonne et que les industries non redevables¹ ne figurent pas dans ce fichier. Dès lors, les bilans de pollution effectués sont légèrement inférieurs aux bilans réels. En ce qui concerne les données provenant des visites bilans des stations d'épuration, elles ne reflètent pas toujours leur état réel de fonctionnement. En effet, une visite bilan est réalisée sur une période de 24 heures et les résultats sont extrapolés à une année.

2 - 2 - Paramètres retenus pour caractériser les rejets

2 - 2 - 1 - Matière organique

Les matières organiques (MO) sont calculées à partir des DBO (Demande Biologique en Oxygène) et des DCO (Demande Chimique en Oxygène), en appliquant la relation $3 \text{ MO} = \text{DCO} + 2 \text{ DBO}$ et s'expriment en Kg MO/jour.

¹ En ce qui concerne la détérioration de l'eau, les établissements dont la quantité de pollution produite ne dépasse pas un certain seuil, sont non redevables (article 14 de la loi du 16 décembre 1964).

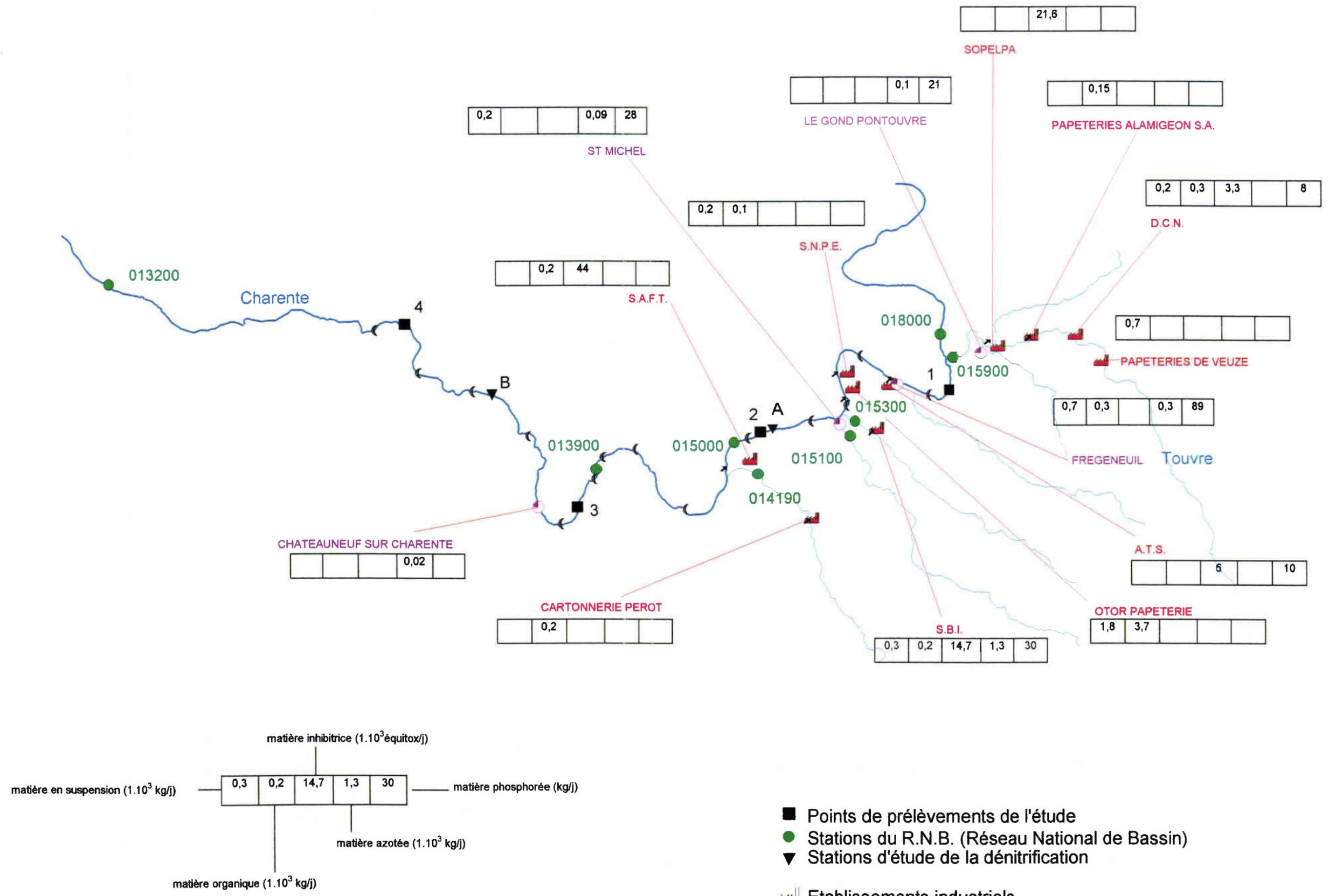


Figure 1.3 - Principaux rejets et leurs caractéristiques. Localisation des stations échantillonnées lors de l'étude et de celles suivies par l'Agence de l'Eau dans le cadre du Réseau National de la surveillance de la qualité des rivières du Bassin Adour-Garonne (R.N.B.)

2 - 2 - 2 - Matières en suspension

Elles sont exprimées en kg MES/jour.

2 - 2 - 3 - Matières azotées

Les matières azotées (MA) désignent l'azote Kjeldhal et sont exprimées en Kg N-NTK/jour. Toutes les formes de l'azote ne sont pas prises en compte, en particulier les nitrates et les nitrites.

2 - 2 - 4 - Matières phosphorées

Les matières phosphorées (MP) représentent le phosphore total, exprimées en Kg P-Pt/jour.

2 - 2 - 5 - Matières inhibitrices

Les matières inhibitrices (MI) sont exprimées en équitox/jour. Pour caractériser la diversité des matières inhibitrices (métaux, solvants...), on utilise une mesure globale qui consiste à réaliser un test d'inhibition de mobilité de *Daphnia magna*.

2 - 3 - Résultats

L'emplacement des rejets sur la zone d'étude, pour l'année 1991, ainsi que leurs principales caractéristiques sont présentés dans la **figure 1.3**. Il ressort de l'analyse de cette figure que :

- les principales sources de phosphore proviennent pour plus de 78 % des effluents rejetés par les stations d'épuration de Frégeneuil (89 kg/j), de St Michel (28 kg/j) et de Gond-Pontouvre (21 kg/j),
- les effluents de l'établissement industriel **Système Bio-Industrie (S.B.I.)** représentent le principal rejet en azote (72%) avec 1300 kg/j,
- parmi les cinq entreprises qui rejettent des effluents potentiellement toxiques, la **Société des Accumulateurs Fixes et de Traction (S.A.F.T.)** représente à elle seule 44% de ce flux avec 44 000 équitox/j,
- les effluents de la société Otor papeterie représentent le flux le plus élevé en matière organique (3700 kg/j) qui se trouve être dix fois plus important que celui provenant de la station d'épuration de Frégeneuil (300 kg/j),
- les principales sources de matière en suspension (78%) proviennent de trois établissements : Otor papeterie (1800 kg/j), les papeteries de Veuze et la station d'épuration de Frégeneuil avec toutes deux 700 kg/j.

Chapitre I - Sous chapitre C : Choix des stations d'étude

1 - Stations d'étude

Pour tenter d'appréhender la répercussion des rejets de l'agglomération d'Angoulême sur la qualité de l'eau et la dynamique des communautés algales et bactériennes, quatre stations ont été retenues. La station 1 de référence " **Angoulême** " se situe 600 m en aval de la confluence de la Charente avec la Touvre et en amont des principaux rejets de l'agglomération angoumoise.

La station 2 " **Nersac** " est distante de 12 km de la station 1. Elle prend en compte la majorité des rejets de l'agglomération d'Angoulême. Toutefois, pour éviter tout phénomène éventuel de toxicité, elle est située en amont des rejets de la S.A.F.T.

Situées respectivement à 14 et 28 km de la station 2, les stations 3 " **Châteauneuf** " et 4 " **Gondeville** " permettent d'apprécier la capacité d'assimilation du fleuve Charente. Ces deux stations sont situées en amont des deux villes dont elles portent le nom afin de s'affranchir d'éventuels rejets urbains parasites.

2 - Dates des campagnes d'échantillonnage

Initialement envisagé, le suivi de masse d'eau n'a pas pu être réalisé pour des raisons techniques et d'organisation. En effet, le temps de transfert de la masse d'eau est fonction de sa vitesse. Ainsi à l'étiage et pour une vitesse moyenne² de 0.05 m/s (28/07/91), la masse d'eau qui passe au temps $t=0$ à Angoulême met 222 heures, soit neuf jours pour parcourir les 40 kilomètres qui la sépare de Gondeville (tableau 1.3).

débit moyen journalier de la Charente (m ³ /s)	dates	vitesse moyenne de déplacement de la masse d'eau (m/s)	Temps (heures) pour atteindre les stations		
			Nersac (12 km)	Châteauneuf (26 km)	Gondeville (40 km)
34.7	15/04/91	0.514	6.5	14.1	21.6
3.7	28/07/91	0.05	66.7	144.2	222.2
8.6	24/10/91	0.140	23.8	51.6	79.4

Tableau 1.3 - Temps de transfert (heures) de la masse d'eau, qui passe à Angoulême au temps $t=0$, en fonction de la vitesse du fleuve Charente.

² Pour déterminer la vitesse moyenne d'une masse d'eau, il faut réaliser un traçage (chlorure de lithium, rhodamine...). Dans la mesure où nous n'avons pas réalisé une telle opération, nous nous sommes servi des courbes de tarages [$Q = f(H)$ et $S = f(H)$] établies par la DIREN Poitou-Charentes pour estimer les vitesses moyennes.

De ce fait, les prélèvements ont été effectués sans tenir compte du temps de transfert de la masse d'eau. Par contre, pour une station donnée, ils ont toujours été effectués le même jour et dans un même laps de temps. Ainsi la station d'Angoulême a été systématiquement échantillonnée le lundi entre 15 h et 16 h, celle de Nersac le mardi entre 16 h et 17 h, le mercredi entre 16 h et 17 h pour la station de Châteauneuf et le jeudi entre 11 h et 12 h pour la station de Gondeville.

Afin d'étudier les variations saisonnières, les campagnes d'échantillonnage ont eu lieu en 1991 aux périodes suivantes :

15 au 18 avril	26 au 29 août
27 au 30 mai	9 au 12 septembre
17 au 20 juin	7 au 10 octobre
8 au 11 juillet	21 au 24 octobre
29 juillet au 1 août	18 au 21 novembre

3 - Dispositif de suivi de la qualité de l'eau au niveau d'Angoulême géré par l'agence

Dans le cadre du réseau national de la surveillance de la qualité des rivières, l'agence de l'eau Adour-Garonne dispose, au niveau de l'agglomération d'Angoulême d'un dispositif de suivi depuis 1971 composé de 8 stations (tableau 1.4 et figure 1.3).

Point	Rivière	Localisation	Finalité
014190	Boème	Pont de la N699 à Nersac	Contrôle du bassin de la Boème
015100	Charraud	Pont de la N699 à St-Michel	Contrôle du bassin de la Charraud
015300	Eaux Claires	Pont de la D104 à St-Michel	Contrôle du bassin des Eaux Claires
015900	Touvre	Pont de la N737 à Le Gond	Contrôle du bassin de la Touvre
018000	Charente	Pont de Roffit, amont du confluent avec la Touvre	Amont du confluent avec la Touvre
015000	Charente	Pont de La Meure à Nersac,	Aval agglomération Angoulême
013900	Charente	Pont de St-Simeux	Aval S.A.F.T.
013200	Charente	Pont de la D15 à St-Brice	Amont Cognac

Tableau 1.4 - Principales stations suivies dans le cadre du réseau national de la surveillance de la qualité des rivières au niveau de l'agglomération d'Angoulême (agence de l'eau Adour-Garonne).

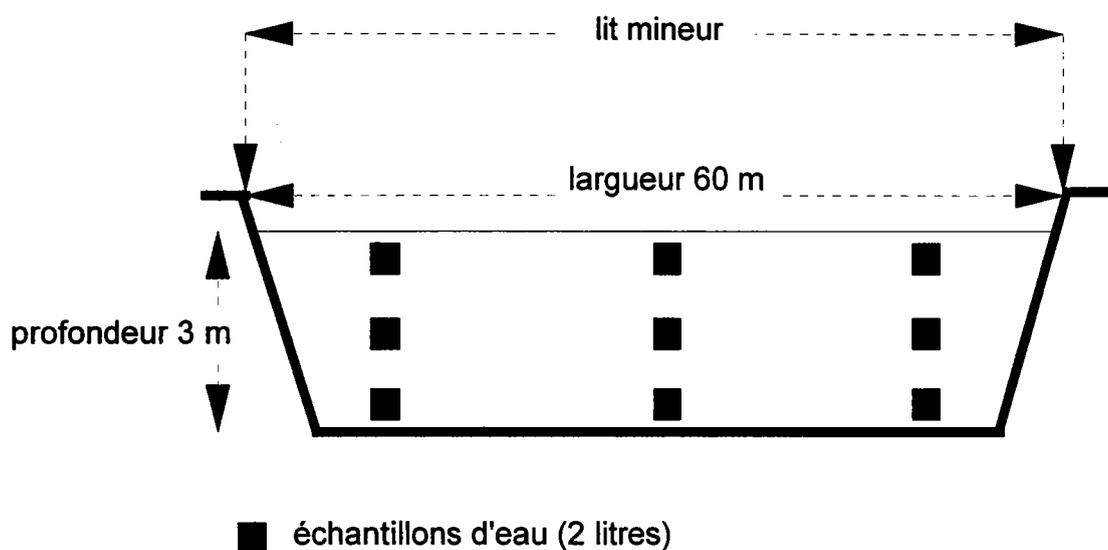
Les données issues de ce suivi nous ont permis :

- de situer les résultats obtenus lors de nos 10 campagnes non seulement par rapport au contexte général de l'année 1991 mais aussi des années précédentes et suivantes,
- de mettre en évidence les tendances évolutives récentes.

Chapitre I - Sous chapitre D : Stratégies d'échantillonnage et de conservation des échantillons

1 - Echantillonnage

Afin de s'affranchir de l'hétérogénéité de la masse d'eau d'une grande rivière, Chestérikoff et al. (1990) ont montré qu'il fallait procéder à un échantillonnage moyenné sur le profil transversal de la masse d'eau. Pour chacune des quatre stations, l'échantillon moyen a été constitué par un mélange de 9 échantillons de 2 litres selon le plan d'échantillonnage décrit ci-dessous.



Les différents échantillons d'eau sont prélevés avec une bouteille à prélèvement et le mélange des échantillons est réalisé dans une nourrice en polyéthylène de 25 litres préalablement nettoyée à l'acide nitrique et rincée à l'eau déminéralisée.

Les études physico-chimiques et biologiques ont été conduites sur les mêmes échantillons.

Si les expérimentations concernant l'activité bactérienne et algale ont été effectuées sur le terrain, les analyses chimiques ont dû être différées et attendre le retour au laboratoire.

2 - Conservation des échantillons

Afin de savoir dans quelles limites l'évolution de la qualité physico-chimique des échantillons pouvait varier, nous avons testé au préalable deux techniques de conservation classiquement utilisées :

- la congélation (Garnier, 1989) pendant 5 jours,
- la conservation à 4°C, à l'obscurité (Couture, 1981) pendant 4, 24, 72, 120 heures.

Les analyses ont concerné le phosphore réactif soluble (P-PRS), les nitrates (N-NO₃), les nitrites (N-NO₂) et l'ammonium (N-NH₄).

STATION	Temps de congélation (heures)	Temps de conservation à 4°C et à l'obscurité (heures)			
		4	24	72	120

ANGOULEME

P-PRS (mg/l)	0,019	0,033	0,028	0,029	0,029
N-NO ₃ (mg/l)	1,44	1,50	1,50	1,50	1,49
N-NO ₂ (mg/l)	0,04	0,07	0,05	0,04	0,04
N-NH ₄ (mg/l)	0,13	0,24	0,24	0,24	0,23

NERSAC

P-PRS (mg/l)	0,039	0,113	0,109	0,103	0,103
N-NO ₃ (mg/l)	1,35	1,38	1,38	1,39	1,38
N-NO ₂ (mg/l)	0,07	0,09	0,08	0,08	0,07
N-NH ₄ (mg/l)	0,71	1,02	1,02	1,02	1,02

CHATEAUNEUF

P-PRS (mg/l)	0,032	0,103	0,095	0,091	0,087
N-NO ₃ (mg/l)	1,65	1,70	1,70	1,70	1,70
N-NO ₂ (mg/l)	0,085	0,13	0,13	0,12	0,12
N-NH ₄ (mg/l)	0,66	0,86	0,85	0,86	0,86

GONDEVILLE

P-PRS (mg/l)	0,039	0,103	0,097	0,096	0,097
N-NO ₃ (mg/l)	1,69	2,03	2,04	2,03	2,03
N-NO ₂ (mg/l)	0,08	0,1	0,09	0,09	0,09
N-NH ₄ (mg/l)	0,13	0,22	0,22	0,22	0,22

Tableau 1.5 - Comparaison de l'influence de la conservation (congélation 5 jours, 4°C à l'obscurité pendant 4, 24, 72, 120 heures) sur la concentration des éléments suivants : P-PRS, N-NO₃, N-NO₂, N-NH₄.

L'échantillon conservé pendant 4 heures à 4°C et à l'obscurité a été pris comme référence (*trame du tableau en grisé*). L'analyse de ces résultats (**tableau 1.5**) montre que la congélation entraîne une diminution importante de la teneur en P-PO₄ et en N-NH₄. L'hypothèse d'un phénomène de coprécipitation des ions ammonium et phosphore avec le calcium peut être avancée. En ce qui concerne la conservation au froid, elle semble moins modifier la composition chimique de l'échantillon. Cette méthode provoque toutefois une faible diminution de la teneur en phosphore et en nitrites.

En ce qui concerne le COD et le COT, le **tableau 1.6** montre que l'utilisation de flacons en verre préalablement passés au four (500°C) et rincés à l'eau Milli-Q puis l'ajout de HgCl₂ dans l'échantillon d'eau permettent, avec une conservation à 4°C, de stopper leur évolution.

	COT (mg/l)	COD (mg/l)
Analyse 4 heures après le prélèvement	4,4	3,6
Analyse 5 jours après ajout de HgCl ₂ et conservation à 4°C et à l'obscurité	4,5	3,5

Tableau 1.6 - Influence de la conservation (une semaine à 4°C et à l'obscurité, après ajout de HgCl₂) sur la concentration des éléments suivants : COD et COT.

Ainsi, d'une manière générale, la conservation a été effectuée à 4°C, à l'obscurité, avec ajout de HgCl₂ pour le carbone et avec un délai d'analyse n'excédant pas 120 h.

Résumé du chapitre I

La Charente draine un bassin contrasté avec une zone amont cristalline et une zone aval marno-calcaire. De nombreux aménagements transversaux jalonnent le lit mineur de la Charente qui, associés à une pente générale faible (0.07%), conditionnent les caractéristiques d'écoulement de ce fleuve en une succession de longues retenues. L'essentiel de l'activité industrielle est regroupé au niveau de grandes agglomérations comme Angoulême et Cognac alors que le reste du bassin versant a surtout une vocation agricole. Le barrage de Lavaud, mis en service à la fin des années 80, permet de soutenir les étiages du fleuve dans la partie amont de son cours. La zone d'étude, longue de 41 km, s'étend d'Angoulême à Gondeville. La localisation et l'identification des principaux rejets ponctuels sur ce secteur a permis de choisir nos stations d'études. Parmi les quatre stations retenues, deux d'entre elles (Angoulême et Nersac), encadrent les rejets de l'agglomération angoumoise. Les deux autres stations (Châteauneuf et Gondeville), situées plus à l'aval, permettent d'apprécier la capacité d'assimilation du fleuve Charente. Les dix campagnes d'échantillonnage ont eu lieu d'avril à novembre 1991. Pour s'affranchir de l'hétérogénéité de la masse d'eau, nous avons procédé à un échantillonnage moyenné sur le profil transversal du fleuve. Les analyses concernant la physico-chimie et les communautés phytoplanctoniques et bactériennes ont été réalisées sur les mêmes échantillons.

CHAPITRE 2

**Conditions hydrologiques et évolution
des principaux éléments nutritifs**

Chapitre II

Sous chapitre A : Pluviométrie et hydrologie des campagnes de mesures

Sous chapitre B : Physico-chimie des eaux

Chapitre II - Sous chapitre A : Pluviométrie et hydrologie des campagnes de mesures

1 - Précipitations

Les données prises en compte sont celles fournies par Météo-France au niveau de Cognac. Pour caractériser les événements pluvieux d'une année (**tableau 2.1**), on utilise la pluviosité qui correspond au rapport entre la pluviométrie annuelle et la pluviométrie moyenne annuelle de référence, calculée sur 30 années de mesures de 1961 à 1990. La pluviométrie à la station de Cognac est de 783 mm. En 1991, la pluviosité à Cognac a été de 0.82, ce qui équivaut pour la zone d'étude à une année sèche. On constate que l'année 1991 fait suite à deux années également sèches (1989 et 1990). L'année 1992 se caractérise par une pluviosité moyenne, alors que celles de 1993 et 1994 sont caractéristiques d'années humides.

Années	1989	1990	1991	1992	1993	1994
Pluviométrie (mm)	622	682	645	783	830	1000
Pluviosité	0.79	0.88	0.82	1	1.06	1.27

Tableau 2.1 - Pluviosité et pluviométrie (mm) à Cognac de 1989 à 1994. Source des données : Météo-France.

Ces résultats font apparaître clairement une grande variation inter-annuelle, dont la tendance se manifestera globalement au niveau des processus biologiques. A l'échelle de la journée, voire de la semaine, les précipitations sont susceptibles de provoquer des perturbations (ruissellement, dilution, diminution de la transparence...) qui peuvent avoir des répercussions sur les concentrations en éléments dissous et en suspension (bactéries notamment).

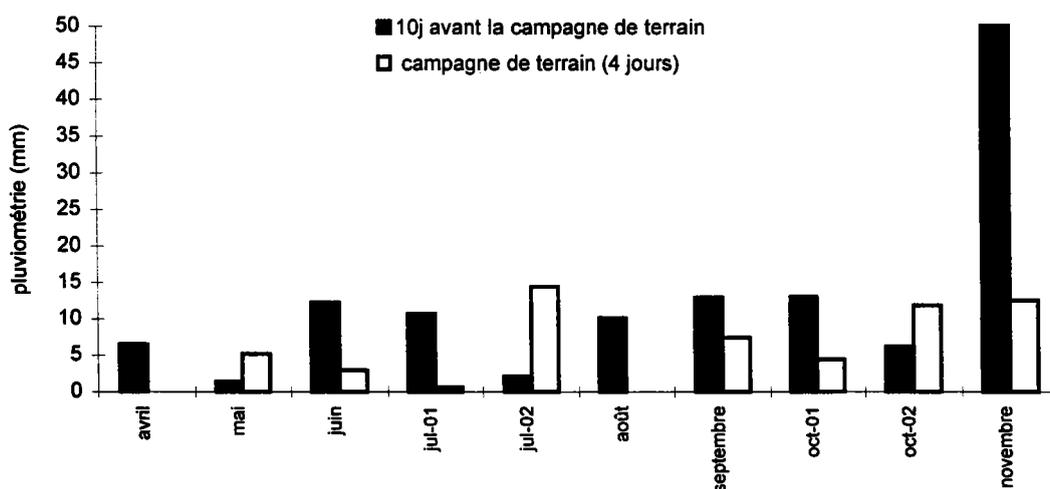


Figure 2.1 - Précipitations cumulées (mm) pendant chaque campagne de terrain et durant les 10 jours qui précèdent le début des prélèvements. Source des données : Météo France.

Comme le montre le **figure 2.1** aucune pluie notable, supérieure à 15 mm, n'est venue interférer entre avril et fin octobre 1991 lors des campagnes de terrain. Par contre en novembre, les précipitations cumulées des 10 jours précédant la dernière campagne ont été importantes (50 mm).

2 - Les débits

Pour la zone d'étude, la Charente à l'aval d'Angoulême ne présente pas de station de jaugeage fiable. En conséquence, c'est la somme des débits mesurés sur la Charente à Chalonne (amont d'Angoulême) et sur la Touvre à Foulpougne qui fait référence (cf carte 1.1). Ces stations sont gérées par la Direction Régionale de L'ENvironnement (DIREN) de Poitou-Charentes.

La figure 2.2 permet de situer l'hydrologie de l'année 1991 par rapport à celle des années voisines.

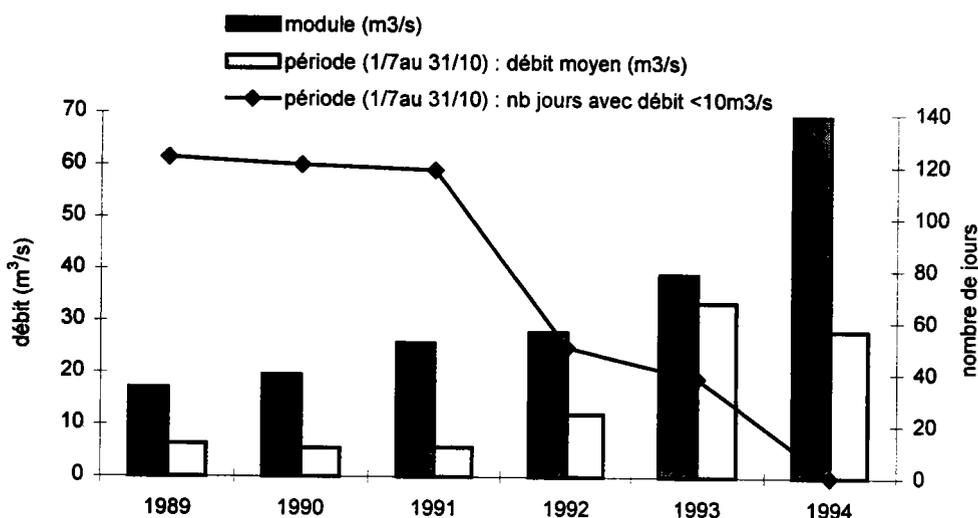


Figure 2.2 - Module (m³/s), débit moyen d'étiage (m³/s) déterminé du 1/7 au 31/10 et nombre de jours avec un débit < 10 m³/s, sur le fleuve Charente au niveau d'Angoulême.

L'hydrologie de la Charente est similaire de 1989 à 1991 avec un module faible (<25 m³/s) et un étiage sévère tant en quantité (<6 m³/s) qu'en durée (120 jours avec un débit < 10 m³/s).

Malgré un module proche de celui de 1991, l'année 1992 présente un étiage deux fois moins long (50 jours avec un débit < 10m³/s) et un débit moyen d'étiage deux fois plus élevé (11 m³/s).

En 1993 le débit d'étiage est 7 fois supérieur (37 m³/s) à celui de 1991. Il faut noter également que l'hydrologie de 1993 est singulière dans la mesure où son débit d'étiage (33 m³/s) est voisin du module (38 m³/s). Cette particularité est due à une succession d'événements pluvieux, survenus à partir du 15 septembre 1993.

Enfin, l'année 1994 s'oppose à l'année 1991 par un module 3 fois supérieur (80 m³/s), un débit d'étiage 5 fois supérieur (28 m³/s) et aucune journée avec un débit < 10m³/s.

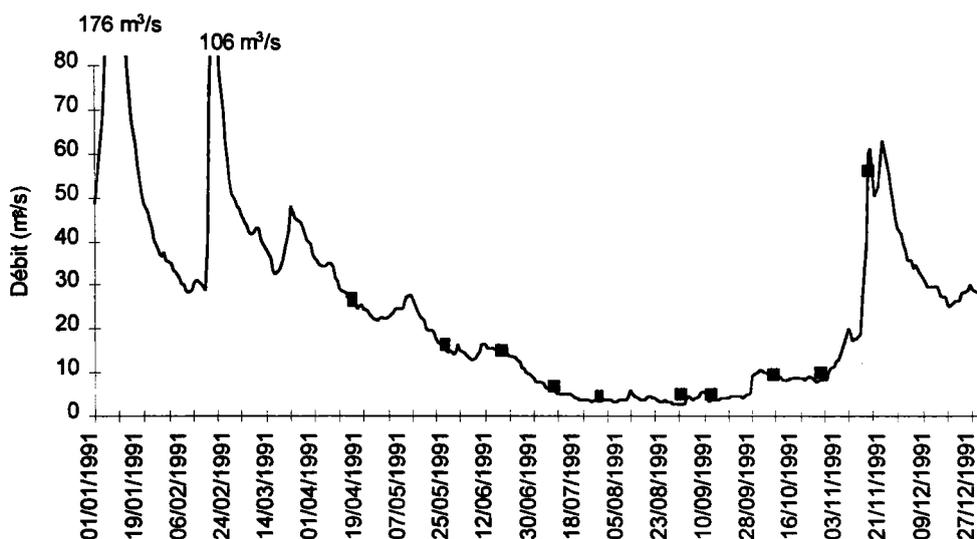


Figure 2.3 - Débits (m^3/s) estimés à partir de la somme de ceux enregistrés sur la Touvre à Foulpougne et à Chalonne sur la Charente en amont d'Angoulême. Source de l'information : DIREN Poitou-Charentes.

L'analyse de la **figure 2.3** permet de distinguer plusieurs épisodes au cours de l'année 1991 :

- 2 pointes de débits, l'une au mois de janvier ($176 \text{ m}^3/\text{s}$ le 10/01/91), la seconde au mois de février ($106 \text{ m}^3/\text{s}$) le 19/02/91,
- une diminution progressive des débits de fin mars ($45 \text{ m}^3/\text{s}$) à fin juin ($10 \text{ m}^3/\text{s}$),
- un étiage ($<10 \text{ m}^3/\text{s}$) d'une durée de 4 mois (juillet à octobre), pouvant atteindre des valeurs critiques ($<5 \text{ m}^3/\text{s}$) de mi-juillet à fin septembre (le minimum est de $2,5 \text{ m}^3/\text{s}$ le 31/08/91),
- une augmentation du débit en novembre ($65 \text{ m}^3/\text{s}$) puis un retour progressif à des débits moyens ($30 \text{ m}^3/\text{s}$) en décembre.

Les 9 premières campagnes (carrés noirs du graphique) ont été réalisées avec un débit moyen journalier inférieur à $30 \text{ m}^3/\text{s}$ contrairement aux prélèvements de novembre ($70 \text{ m}^3/\text{s}$).

Chapitre II - Sous chapitre B : Physico-chimie des eaux

Ce paragraphe présente l'évolution spatiale et temporelle des paramètres descriptifs de la qualité des eaux de la Charente entre avril et novembre 91. Chaque fois qu'il sera possible, on établira la comparaison avec les résultats obtenus pour la période de 1979 à 1997 dans le cadre du RNB de l'agence de l'eau Adour Garonne.

Signalons aussi que la représentation graphique des résultats obtenus au cours des campagnes effectuées en 1991 a été réalisée comme si les prélèvements avaient été effectués le même jour. Les résultats bruts sont présentés en **annexe 1**.

1 - Méthodes d'analyses physico-chimiques

1 - 1 - Mesures de terrain

Quatre paramètres ont été mesurés sur l'échantillon moyen provenant des 9 points de prélèvements. Ils concernent :

- la température et la teneur en oxygène dissous (oxy-thermomètre YSI modèle 58),
- la conductivité (conductimètre YSI 3500),
- le pH (pH-mètre YSI 3500).

La transparence a été estimée avec un disque de secchi (disque blanc de 25 cm de diamètre).

1 - 2 - Mesures au laboratoire

Les analyses du carbone organique total (COT) et dissous (COD) nécessitent du matériel spécifique. Elles ont été confiées au Laboratoire Municipal de Bordeaux. Toutes les autres analyses ont été effectuées au sein du laboratoire de Chimie du Cemagref de Bordeaux.

Les méthodes utilisées sont décrites plus en détail dans les normes AFNOR. Une partie de l'eau a été filtrée sur filtre Whatman GF/C.

- le phosphore réactif soluble de l'eau filtrée (P-PRS) a été mesuré par spectrophotométrie à 630 nm après réaction avec du molybdate d'ammonium et une réduction en bleu de molybdène par l'acide ascorbique.
- Le phosphore total (P-TOT) de l'eau brute et de l'eau filtrée a été déterminé, comme précédemment pour le PRS, après une digestion au persulfate de sodium et une minéralisation en phase acide à 110°C. Le phosphore particulaire a été obtenu par différence entre les valeurs de l'eau brute et de l'eau filtrée.

- Les nitrates (N-NO₃) ont été mesurés sur l'eau filtrée par spectrophotométrie à 415 nm, après formation de paranitrosalicylate de sodium.
- L'ammonium (N-NH₄) a été dosé sur l'eau filtrée par la méthode colorimétrique de l'indophénol, la densité optique est lue à 635 nm.
- Les nitrites (N-NO₂) ont été mesurés sur l'eau filtrée par la méthode colorimétrique avec le réactif de diazotation, la densité optique est lue à 540 nm.
- La teneur en azote Kjeldahl (N-KJEL) est déterminée sur l'eau brute, après minéralisation à chaud en milieu acide et le dosage s'effectue comme précédemment pour l'ammonium.
- Les concentrations en : hydrogénocarbonates (HCO₃⁻), calcium (Ca²⁺), magnésium (Mg²⁺) sont déterminées sur l'eau brute par potentiographie.
- La silice a été déterminée sur l'eau filtrée par dosage colorimétrique, après formation du complexe silico-molybdique. La densité optique est lue à 410 nm.
- les matières en suspension (MES) sont recueillies par filtration sur un filtre en fibre de verre. Elles sont déterminées par pesée, après dessiccation (110°C, 1h). Ces mêmes filtres sont ensuite passés au four (500°C, 1h) et de nouveau pesés, permettant ainsi de déterminer la fraction minérale des MES.
- après oxydation en ampoule scellée par le persulfate de potassium, le carbone organique total (COT) est déterminé par dosage du CO₂ par spectrométrie infrarouge.
- la mesure du carbone organique dissous s'effectue sur de l'eau filtrée (filtre en fibre de verre, passé 2h dans le four à 200 °C). Son dosage est identique à celui du COT.

2 - Température

Les températures ponctuelles de l'eau les plus élevées ont été observées au niveau des quatre stations entre juillet et août (figure 2.4).

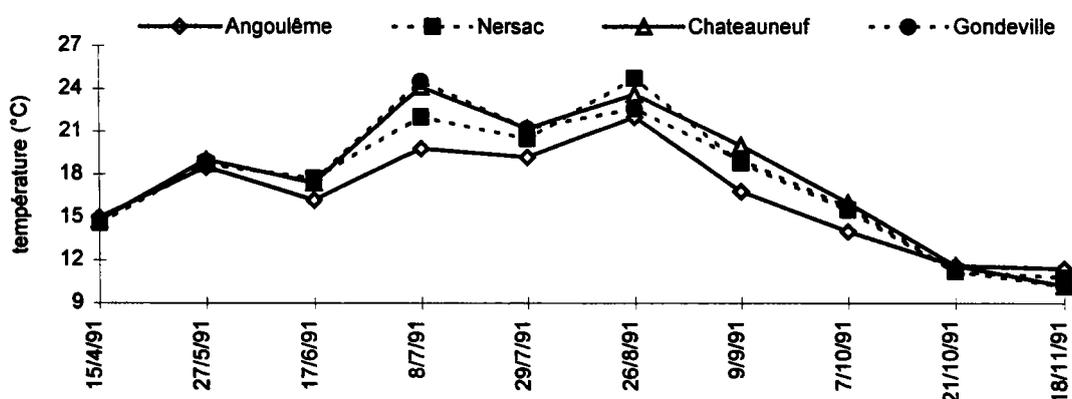


Figure 2.4 - Evolution spatiale et temporelle des températures (°C) des eaux de la Charente.

Le maximum a été enregistré à la station de Nersac le 27/8/91 avec 24.7°C. Les températures les plus faibles se situent en novembre avec un minimum de 10.2°C obtenu à Châteauneuf et Gondeville.

En période d'étiage (juillet à mi-octobre) on constate qu'en moyenne les températures mesurées à la station d'Angoulême (18.3°C) sont inférieures de deux degrés par rapport aux stations aval (20.5°C).

* Comparaison avec les données de l'agence Adour-Garonne

Les données acquises par l'agence Adour-Garonne (**tableau 2.2**) dans le cadre du R.N.B. mettent en évidence que la Touvre présente des températures moyennes (14.8°C) inférieures de 5°C par rapport à celles de la Charente avant sa confluence (19.6°C).

	moyenne des températures (°C) obtenues de juillet à octobre pendant 19 années (1979 à 1997)	Nombre de valeurs
Charente amont confluence avec la Touvre (018000)	19.6	70
Touvre amont confluence avec la Charente (015900)	14.8	65
Charente à Nersac (015000)	18	69
Charente à St Simeux (013900)	19.3	73
Charente à St Brice (013200)	19.3	64

Tableau 2.2 - Températures moyennes mesurées de juillet à novembre sur une période de 19 années (1979 à 1997) sur 4 stations de la Charente et 1 station de la Touvre. Source : banque de données Adour-Garonne.

Ainsi, les températures plus fraîches mesurées au niveau de la station d'Angoulême s'expliquent par les apports de la Touvre. Ce rafraîchissement s'estompe progressivement sur 20 km.

3 - pH

Il ne présente pas de variations spatiales et temporelles significatives. Les valeurs mesurées varient entre 7.8 et 8.1 unités pH et sont à mettre en relation avec la géologie des terrains traversés (calcaire). Ces valeurs sont identiques à celles issues du suivi effectué dans le cadre du R.N.B.

4 - Conductivité

Quelle que soit la campagne considérée, les rejets de l'agglomération d'Angoulême provoquent une augmentation de 50 $\mu\text{S/cm}$ de la conductivité (figure 2.5) entre la station Angoulême et celle de Nersac. Par contre, plus à l'aval au niveau de Châteauneuf (426 $\mu\text{S/cm}$) et de Gondeville (437 $\mu\text{S/cm}$), la conductivité moyenne reste du même ordre de grandeur qu'à Nersac (420 $\mu\text{S/cm}$). Au mois d'août, alors que le débit de la Charente est très faible ($<5\text{m}^3/\text{s}$), les valeurs de conductivité baissent à toutes les stations, traduisant ainsi une diminution notable des apports industriels et urbains au fleuve lors de cette campagne.

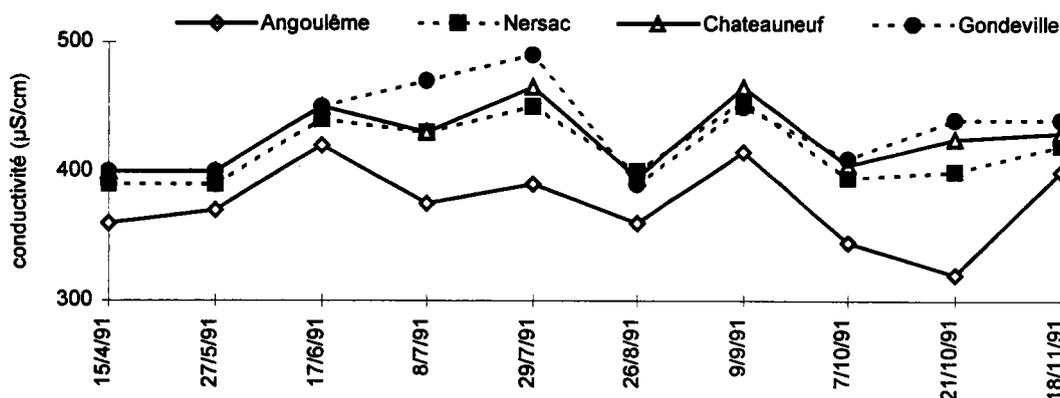


Figure 2.5 - Evolution spatiale et temporelle de la conductivité ($\mu\text{S/cm}$) des eaux de la Charente.

Aucune tendance significative ne ressort de l'analyse des données (tableau 2.3) obtenues par l'agence.

stations	moyenne des valeurs de conductivité ($\mu\text{S/cm}$) (1979 - 1997)	nombre de valeurs	écart-type	coefficient de variation (%)
Charente amont confluence avec la Touvre (018000)	431	176	69	16
Charente à Nersac (015000)	439	199	52	12
Charente à St Simeux (013900)	423	178	58	14
Charente à St Brice (013200)	460	161	60	13

Tableau 2.3 - Conductivités moyennes mesurées entre 1979 et 1997, sur 4 stations de la Charente. Source : banque de données Adour-Garonne.

5 - Oxygène dissous

En période d'étiage (débit $10 \text{ m}^3/\text{s}$), et lorsque les températures sont élevées (20°C) les rejets de l'agglomération d'Angoulême provoquent une diminution importante des concentrations en oxygène dans l'eau au niveau de la station de Nersac (figure 2.6), en liaison avec la dégradation de la matière organique par les micro-organismes (consommation d'oxygène). Progressivement, ces teneurs augmentent pour atteindre des valeurs équivalentes à celles d'Angoulême à partir de Châteauneuf. Il faut noter que la station de Nersac présente des variations temporelles en oxygène importantes (7,2 mg/l le 8 juillet et 2,8 mg/l le 29 juillet), en relation très certainement avec la variation des flux polluants.

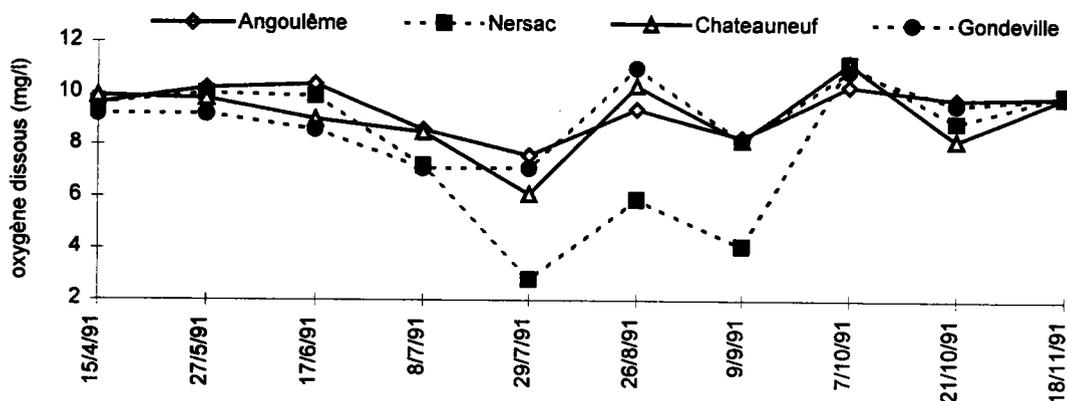


Figure 2.6 - Evolution spatiale et temporelle de l'oxygène dissous (mg/l) des eaux de la Charente.

La figure 2.7 montre que les données de l'agence Adour-Garonne ne coïncident pas avec nos résultats.

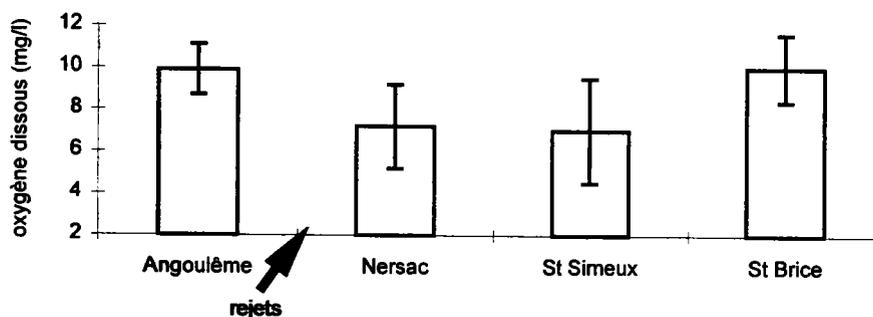


Figure 2.7 - Concentrations moyennes en oxygène mesurées à l'étiage entre 1979 et 1997, sur 4 stations de la Charente. Source : banque de données Adour-Garonne.

En effet, l'exploitation des résultats met en évidence une diminution de la teneur en oxygène dissous (3 mg/l en moyenne) à Nersac comme à St Simeux, 24 km plus loin. La Charente ne retrouve des teneurs en oxygène voisines de celles mesurées en amont des rejets qu'à partir de St Brice, soit 50 km à l'aval d'Angoulême.

6 - Matières en suspension

En novembre les teneurs en matières en suspension ont atteint des valeurs voisines de 20 mg/l et ceci quelle que soit la station considérée. Ces concentrations s'expliquent par les précipitations survenues avant le début de la campagne et par l'augmentation du débit du fleuve. En effet, ces deux événements sont de nature à avoir favorisé le ruissellement et la mobilisation des sédiments. Par contre pour l'ensemble des autres campagnes, les concentrations sont faibles (<10 mg/l) et il n'a pas été noté de différences significatives entre les 4 stations, ce que confirme l'exploitation des données de l'agence de l'eau Adour-Garonne (**tableau 2.4**).

stations	moyenne des valeurs de MES (mg/l) (1979 - 1997)	teneur en MES maximale (mg/l)	nombre de valeurs	écart-type	coefficient de variation (%)
Charente amont confluence avec la Touvre (018000)	9	68 (nov 87)	158	9.1	101
Charente à Nersac (015000)	10	73 (nov 87)	160	10.5	105
Charente à St Simeux (013900)	10.5	82 (nov 87)	165	12	114
Charente à St Brice (013200)	10.5	84 (nov 87)	156	11.7	111

Tableau 2.4 - Concentrations moyennes en matières en suspension, mesurées entre 1979 et 1997 au niveau de 4 stations du fleuve Charente. Source : banque de données Adour-Garonne.

7 - Calcium et Magnésium

D'une façon générale, la dureté de l'eau (somme des teneurs en calcium et en magnésium) du fleuve Charente est importante (80 mg/l), en relation avec la nature géologique des terrains traversés. Les résultats ne montrent pas de variations spatiales significatives. Les données obtenues dans le cadre du Réseau National de Bassin confirment nos observations.

8 - Silice

En avril, les 4 stations présentent de faibles concentrations en silice (3 mg/l). A l'inverse c'est en novembre que leurs teneurs sont les plus importantes (11 mg/l). De juillet à octobre les stations de Châteauneuf et de Gondeville, et à un degré moindre de Nersac, se démarquent de celle d'Angoulême

par des teneurs en silice moins importantes (figure 2.8). Les fortes valeurs de novembre sont à mettre en relation avec l'augmentation du débit car cet élément est essentiellement d'origine érosive (Golterman, 1975).

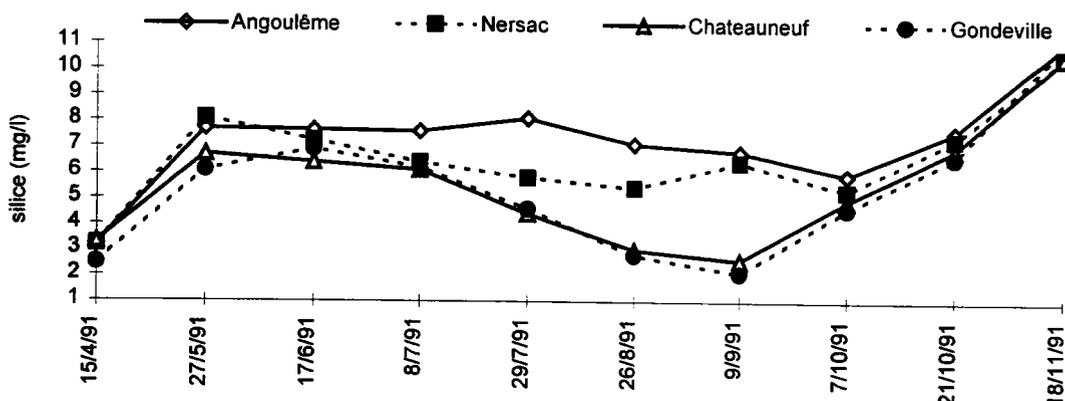


Figure 2.8 - Evolution spatiale et temporelle, d'avril à novembre 1991, des teneurs en silice (mg/l) des eaux de la Charente.

Quelles que soient les stations considérées, nous n'avons pas pu établir une relation significative entre les concentrations en silice et le développement des diatomées dont l'élaboration de la frustule (exosquelette) nécessite de la silice.

$$\text{- diatomées (nb cellules/ml) = 211.3 [SiO}_2\text{]} + 3419.8 ; r = 0.3 \text{ n = 40}$$

Ces résultats vont à l'encontre de ceux trouvés par Gicleux (1992) sur la Moselle en aval de Metz et sur la Seille. Il est impossible d'obtenir l'évolution des concentrations en silice en exploitant les résultats de l'agence de l'eau Adour-Garonne car cet élément n'est pas dosé dans le cadre de son réseau de surveillance.

9 - Carbone organique dissous

Sur l'ensemble des campagnes, les teneurs en COD varient entre 2.5 et 6.95 mg/l (figure 2.9).

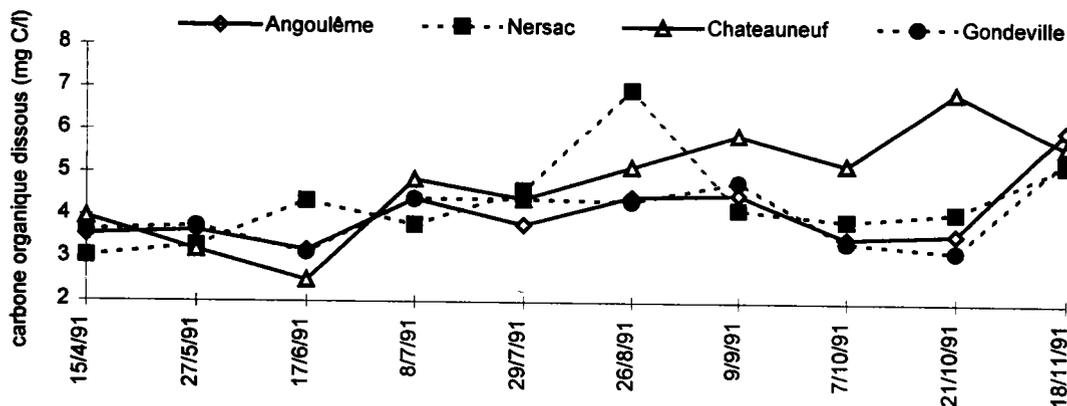


Figure 2.9 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en carbone organique dissous (mg C/l) des eaux de la Charente.

Ces valeurs sont du même ordre de grandeur que celles rencontrées dans les fleuves européens (Meybeck, 1982). Cependant la moyenne de la totalité des valeurs obtenues (4.2 mg/l).est supérieure d'un facteur voisin de 1.5 à celles classiquement mesurées, hors périodes de crues, dans la Garonne (3.1 mg/l), la Dordogne (2.9 mg/l) et l'ensemble des Gaves (2.5 mg/l) (Veyssy, 1998). D'Angoulême à Gondeville, la Charente supporte une charge importante en matière organique dissoute qui semble réfractaire à la biodégradation. En effet, quelle que soit la station considérée les concentrations moyennes en COD sont équivalentes et les variations enregistrées correspondent à celles des rejets. Le fait que cette matière organique provienne en grande majorité des effluents rejetés par les industries papetières (cellulose) permet d'expliquer son caractère non biodégradable. Un tel phénomène est également observable sur l'Adour au niveau de Dax. Cette station, située en aval des rejets de la papeterie de Tartas, présente des teneurs en COD qui fluctuent dans le temps de façon erratique entre 4 et 7 mg/l en relation très certainement avec les flux de matières organiques en provenance de cette entreprise (Etcheber communication personnelle). Le carbone organique dissous n'est pas dosé dans le cadre du réseau de surveillance du bassin Adour-Garonne.

10 - Azote

10 - 1 - Ammonium

Les conditions naturelles d'oxygénation du fleuve Charente sont suffisamment satisfaisantes pour que la présence d'azote sous la forme réduite NH_4 soit imputable uniquement à des rejets d'eaux usées. Bien que, d'une façon générale, les concentrations en $N-NH_4$ à la station de référence sont modérées (0.15 mg/l en moyenne) l'impact de rejets en amont peut s'y faire sentir comme en juin 91 (0.70 mg/l de $N-NH_4$). Les rejets de l'agglomération d'Angoulême provoquent une nette augmentation des concentrations en $N-NH_4$ au niveau de la station de Nersac (0.72 mg/l en moyenne). Le processus de nitrification contribue à ramener dès Châteauneuf (26 km) les teneurs en $N-NH_4$ au niveau de celles d'Angoulême (figure 2.10).

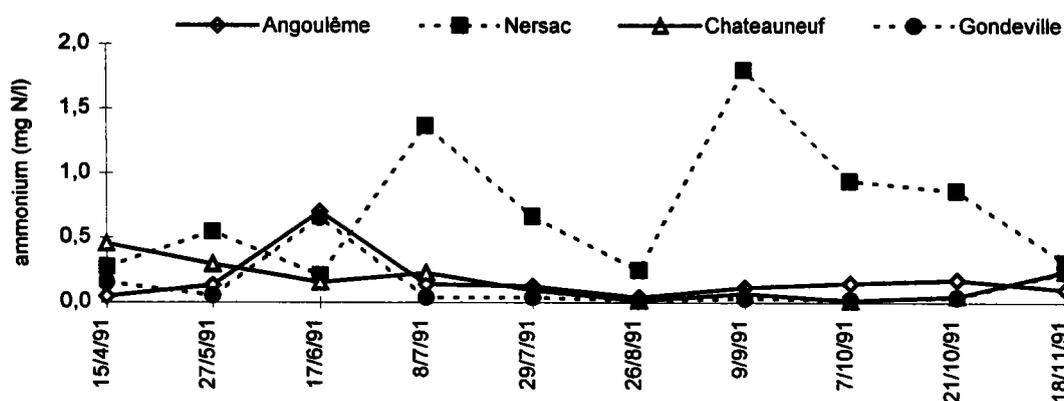


Figure 2.10 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en ammonium (mg N/l) de l'eau de la Charente.

Les résultats issus du suivi RNB montrent quant à eux, que la nitrification totale de l'ammonium est effective à St Brice, soit au bout de 50 km (figure 2.11).

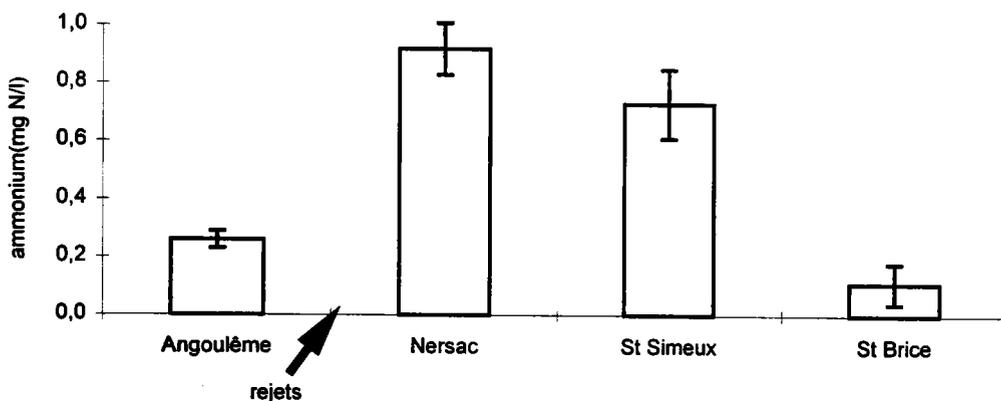


Figure 2.11 - Concentrations moyennes en ammonium (mg N/l) sur 4 stations de la Charente. Source : banque de données Adour-Garonne.

De nature ponctuelle les rejets en N-NH₄ évoluent de façon inversement proportionnelle au débit. Cette relation ne s'est pas vérifiée à Nersac de fin juillet à fin août (figure 2.12) alors que les débits sont faibles (<5 m³/s). En effet, à cette période de l'année, l'entreprise Système Bio Industrie (SBI) diminue fortement son activité (congés annuels). Rappelons que cette entreprise rejette 1300 kg/j d'azote, ce qui représente 76 % des apports azotés à la zone d'étude

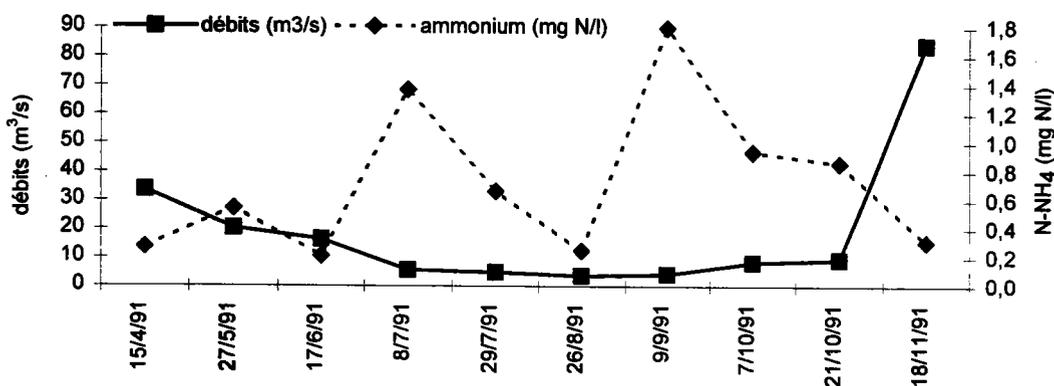


Figure 2.12 - Evolution des teneurs en N-NH₄ (mg/l) et du débit (m³/s) à la station de Nersac.

L'analyse des données de l'agence de l'eau confirme que cette tendance se répète chaque année à la même période.

stations	moyenne des teneurs en NH ₄ (mg/l) (1979 - 1997)					
	juillet	nb	août	nb	septembre	nb
Charente amont confluence avec la Touvre	0.27	22	0.21	13	0.26	18
Touvre amont confluence avec la Charente	0.26	20	0.22	12	0.24	14
Charente à Nersac	0.84	22	0.31	14	1.53	18
Eaux Claires à St Michel	42.78	21	15.1	13	36.7	16

Tableau 2.5. Concentrations moyennes en ammonium (mg/l) mesurées de juillet à septembre entre 1979 et 1997 au niveau de 4 stations du RNB. Source : banque de données Adour-Garonne.

10 - 2 - Nitrates

Quelle que soit la station considérée, les concentrations maximales mesurées en novembre 91 (8 mg/l de N-NO₃) proviennent du lessivage des terres agricoles (figure 2.13).

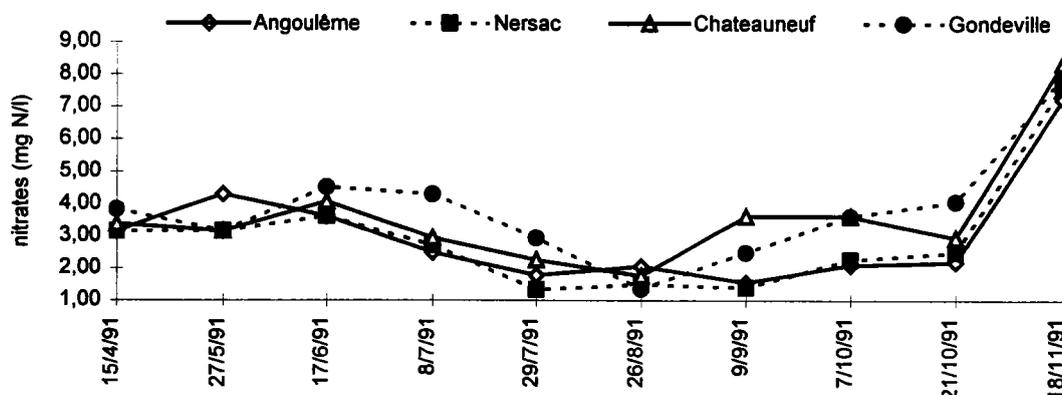


Figure 2.13 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en nitrates (mg N/l) des eaux de la Charente.

Si les teneurs mesurées à Angoulême et Nersac sont comparables, l'oxydation progressive de l'azote ammoniacal, provenant des rejets de l'agglomération angoumoise, peut expliquer l'augmentation progressive des teneurs en nitrates observée entre Nersac (moyenne de 2.9 mg N-NO₃/l) et Gondeville (moyenne de 3.8 mg N-NO₃/l).

Le **tableau 2.6** issu des données de l'agence Adour-Garonne met en évidence la dilution des nitrates provenant de l'amont par la confluence avec la Touvre (trame du tableau en grisé) contrairement à nos observations.

Par contre ces résultats confirment l'augmentation progressive des nitrates entre Nersac et St Brice (oxydation de l'ammonium).

stations	concentration moyenne en nitrates (mg N/l) (1979 - 1997)	nombre de valeurs	écart-type	coefficient de variation (%)
Charente amont confluence avec la Touvre (018000)	4.3	158	1.5	35
La Touvre amont confluence avec la Charente (015900)	2.9	158	1.2	41
Charente à Nersac (015000)	2.7	160	1.2	44
Charente à St Simeux. (013900)	3	165	1.6	53
Charente à St Brice (013200)	5.1	156	1.8	35

Tableau 2.6 - Concentrations moyennes en nitrates (mg N/l), mesurées entre 1979 et 1997 au niveau de la Touvre et de 4 stations du fleuve Charente. Source : banque de données agence de l'eau Adour-Garonne.

10 - 3 - Nitrites

La moyenne des mesures effectuées en 1991 montre (tableau 2.7) que les rejets de l'agglomération d'Angoulême provoquent une augmentation des concentrations en nitrites au niveau de Nersac (0.14 mgN/l). Les concentrations diminuent ensuite de façon progressive de Châteauneuf (0.09 mgN/l) jusqu'à Gondeville (0.06 mgN/l) pour atteindre alors des teneurs voisines de la station amont (0.05 mgN/l).

	moyenne (mg/l)	amplitude	écart-type	coefficient de variation
Angoulême	0.05	0.01 - 0.11	0.03	60
Nersac	0.14	0.03 - 0.23	0.08	57
Châteauneuf	0.09	0.01 - 0.23	0.08	89
Gondeville	0.06	0.01 - 0.2	0.05	83

Tableau 2.7 - Teneurs moyennes en nitrites (mg N/l) mesurées au niveau de 4 stations du fleuve Charente en 1991. Source : banque de données Adour-Garonne.

10 - 4 - Azote organique

Il a été déterminé par calcul en appliquant la relation $N \text{ Kjeldhal} = N \text{ organique} + NH_4$.

Les variations temporelles et spatiales de ce paramètre sont très importantes (figure 2.14).

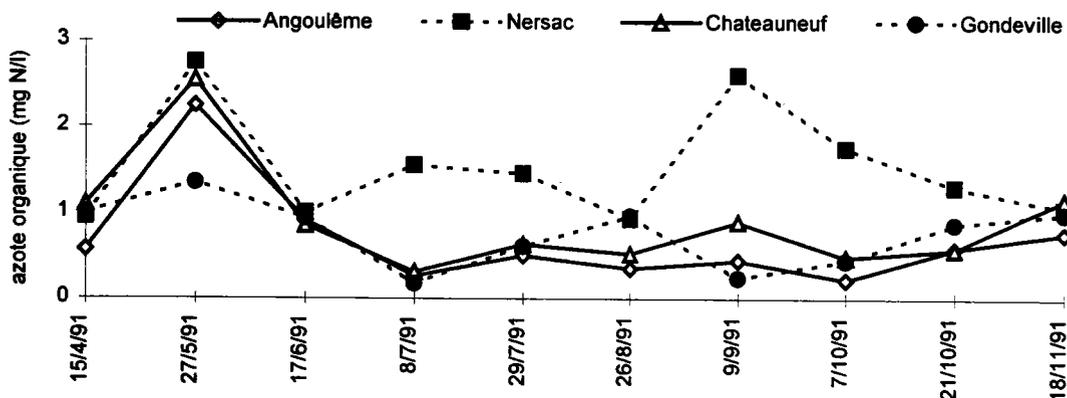


Figure 2.14 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en azote organique (mg N/l) des eaux de la Charente.

Les fortes valeurs enregistrées en juin (> 2 mg N/l) sont très certainement à mettre en relation avec des effluents urbains ou industriels dont les teneurs en azote organique étaient très importantes. On retiendra tout de même qu'en moyenne les rejets d'Angoulême provoquent une augmentation des concentrations en azote organique (0.8 mg N/l à Nersac) et qu'elles diminuent de façon progressive entre Nersac et Gondeville (0.6 mg N/l), tout en restant supérieures aux valeurs mesurées à Angoulême (0.5 mg N/l).

10 - 5 - Répartition des différentes formes de l'azote le long du tronçon d'étude

Les moyennes statistiques des résultats concernant les concentrations relatives des différentes formes de l'azote pour des débits inférieurs à 10 m³/s sont représentées figure 2.15.

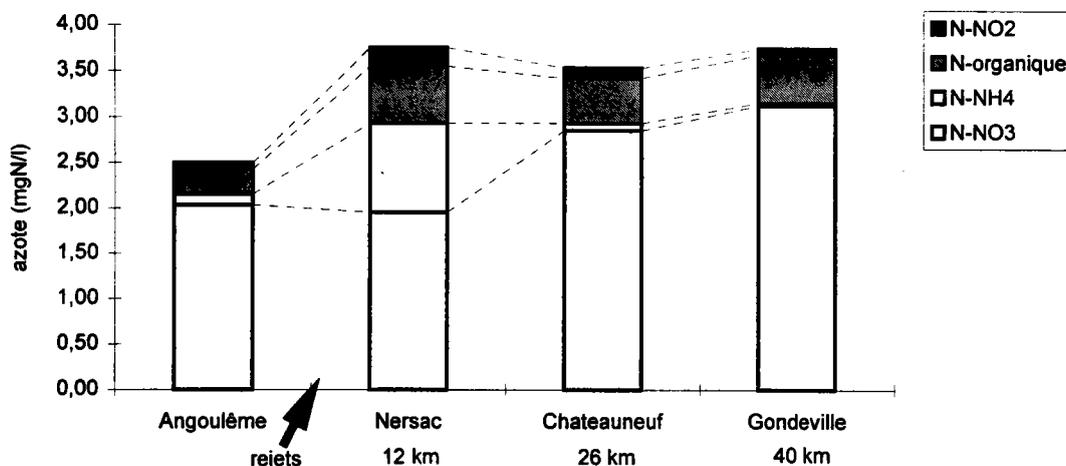


Figure 2.15 - Moyennes statistiques des différentes formes de l'azote en période d'été (< 10 m³/s). Nombre de valeurs pris en compte par station est de 6.

En période d'été les rejets d'Angoulême provoquent une augmentation de la concentration moyenne en azote total due principalement à l'ammonium et à l'azote organique.

De Nersac à Gondeville, on constate surtout que la teneur en azote total est presque constante bien que les différentes formes de l'azote évoluent sous l'action de la microflore aquatique (nitrification NH₄ → NO₃ et nitratisation NO₂ → NO₃).

Il est impossible d'obtenir l'évolution des différentes spéciations de l'azote en exploitant les résultats de l'agence de l'eau Adour-Garonne car l'azote Kjeldhal n'est pas dosé de façon systématique dans le cadre de son réseau de surveillance.

11 - Evolution des teneurs en phosphore

11 - 1 - Phosphore Réactif Soluble (PRS)

La figure 2.16 met en évidence d'une part une augmentation significative des teneurs en PRS à l'aval des rejets de l'agglomération d'Angoulême et d'autre part une diminution progressive des concentrations de Nersac (moyenne statistique des 10 valeurs = 0.55 mgP/l) à Gondeville (moyenne statistique des 10 valeurs = 0.48 mgP/l) tout en demeurant supérieures à la station de référence (moyenne statistique des 10 valeurs = 0.27 mgP/l).

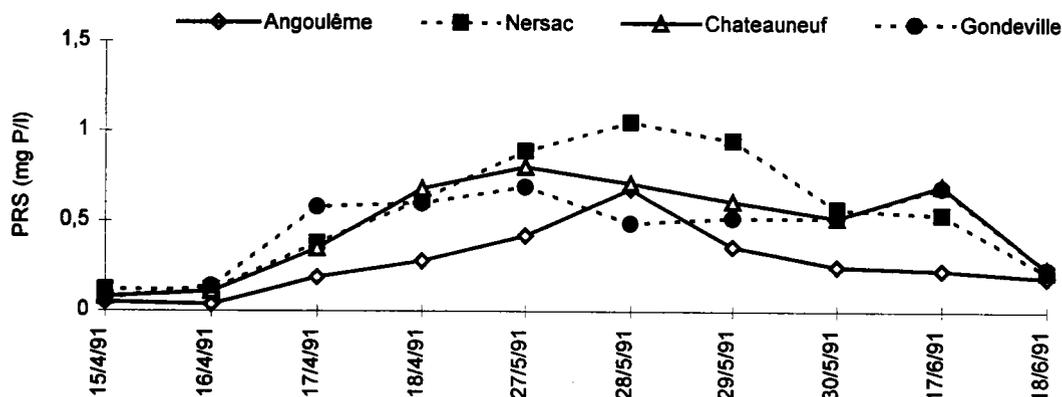


Figure 2.16 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en PRS (mg P/l) des eaux de la Charente.

Quelle que soit la station considérée, les teneurs en PRS varient de façon inversement proportionnelle avec le débit de la Charente. Ceci indique clairement l'origine ponctuelle (industrielle et urbaine) de cet élément.

A Nersac, le coefficient de corrélation entre PRS et l'inverse du débit est excellent (0.97) sur l'ensemble des 10 couples de mesures (figure 2.17).

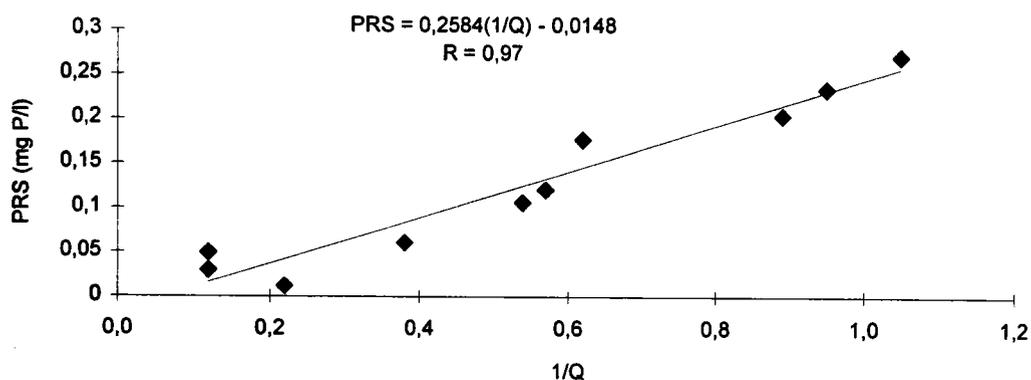


Figure 2.17 - Coefficient de corrélation de Pearson entre les teneurs en PRS et l'inverse du débit à Nersac. N = 10 et r = 0.97 (significativement différent de zéro au seuil de 1%).

Pour l'ensemble des stations, les 40 couples de valeurs présentent un coefficient de corrélation de Pearson "r" égal à 0.76 significativement différent de zéro au seuil de 1%.

L'analyse des données de l'agence de l'eau Adour-Garonne à Nersac de 1979 à 1997 confirme cette tendance (**figure 2.18**) puisque le coefficient de corrélation obtenu ($r = 0.7$) est significatif au seuil de 1% pour l'ensemble des 155 couples.

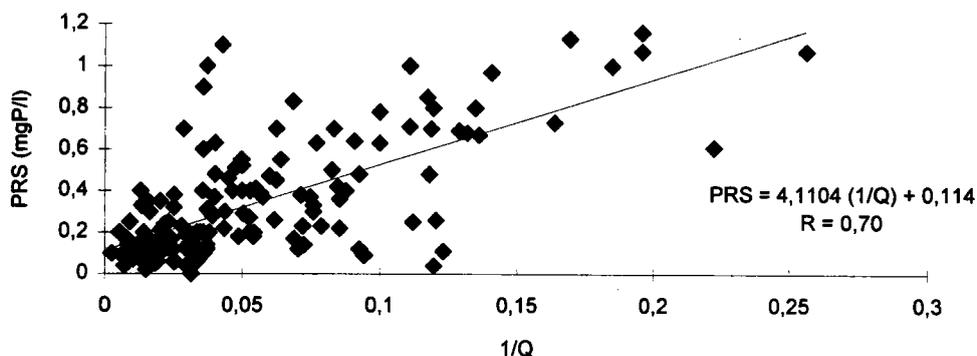


Figure 2.18 - Relation entre le PRS (mg P/l) et l'inverse du débit (m^3/s) à Nersac. N = 155 de 1979 à 1997. Le coefficient de corrélation ($r = 0.7$) est différent de zéro au seuil de 1%. Source : banque de données Adour-Garonne.

11 - 2 - Phosphore total

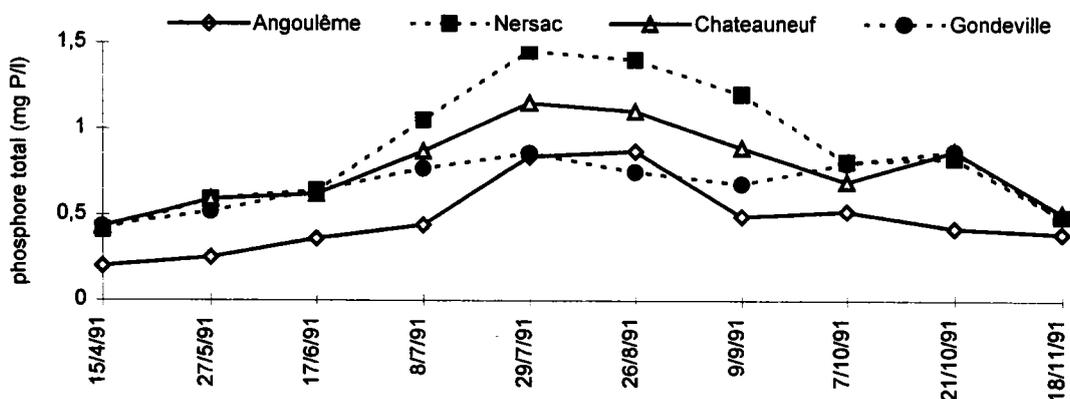


Figure 2.19 - Evolution spatiale et temporelle des teneurs en phosphore total (mg P/l) des eaux de la Charente.

Le phosphore total (**figure 2.19**) présente les mêmes tendances que celles concernant le phosphore réactif soluble:

- augmentation à l'aval des rejets de l'agglomération d'Angoulême,
- diminution progressive des concentrations moyennes de Nersac (*moyenne des 10 valeurs = 0.89 mg P/l*) à Gondeville (*moyenne des 10 valeurs = 0.68 mg P/l*), tout en demeurant supérieures à la station de référence (*moyenne des 10 valeurs = 0.48 mg P/l*).

stations	moyenne des valeurs de Pt (mg P/l) (1990 - 1997)	teneur en Pt maximale (mg P/l)	nombre de valeurs	écart-type	coefficient de variation (%)
Charente amont confluence avec la Touvre (018000)	0.09	0.7 (avril 93)	72	0.09	100
Charente à Nersac (015000)	0.19	0.8 (mars 90)	66	0.13	68
Charente à St Simeux (013900)	0.19	0.53 (nov 90)	83	0.12	63

Tableau 2.8 - Concentrations moyennes en phosphore total (mg P/l), mesurées entre 1979 et 1997 au niveau de la Touvre et de 4 stations du fleuve Charente. Source : banque de données Adour-Garonne.

Les données de l'agence (**tableau 2.8**) montrent également que les rejets de l'agglomération d'Angoulême provoquent une augmentation des concentrations moyennes en phosphore total. Par contre, et contrairement à nos résultats, il semble que ces teneurs restent constantes entre Nersac et St Simeux.

11 - 3 - Rapport P-PRS/Pt

Quelle que soit la station considérée, ce rapport varie en moyenne entre 0.5 et 0.6 (**figure 2.20**) et augmente progressivement de l'amont (0.5) vers l'aval (0.6).

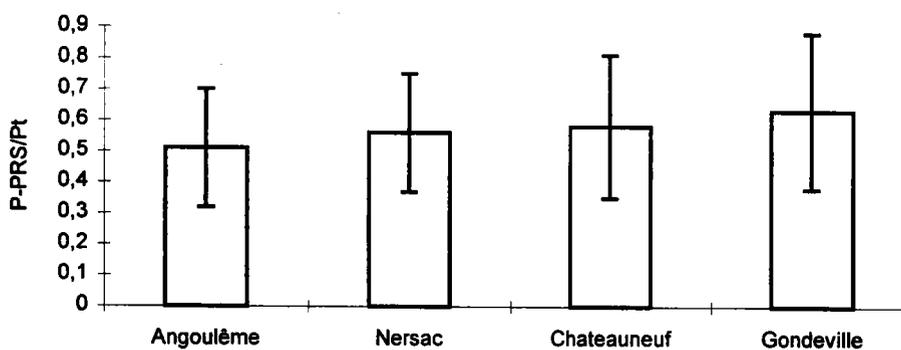


Figure 2.20 - Evolution moyenne du rapport P-PRS/Pt sur quatre stations de la Charente.

Certains auteurs (Qotby, 1996 ; Gicleux, 1992) ont mis en évidence que l'évolution du rapport P-PRS/Pt se fait parallèlement à l'augmentation de la biomasse phytoplanctonique. Dans notre cas aucune relation entre le rapport P-PRS/Pt et la biomasse algale ou la concentration en chlorophylle-a n'a pu être établie. Il est possible que les concentrations en phosphore soient excédentaires par rapport aux besoins du phytoplancton. Ainsi, elles n'influent pas sur le développement des algues.

12 - Evolution du rapport N/P

La notion d'eutrophisation est indissociable du concept d'élément nutritif limitant. En effet, c'est la quantité de l'élément nutritif le moins disponible par rapport aux besoins des végétaux aquatiques qui va déterminer la biomasse maximale susceptible de se développer dans un milieu donné. La composition élémentaire des algues permet d'estimer que la synthèse de 1 gramme de matière organique végétale (correspondant à environ 10 mg de chlorophylle) nécessite environ 500 mg de carbone, 75 mg d'azote et 10 mg de phosphore (Capblanc et Garabétian, 1999). On conçoit que dans les eaux où les concentrations de N et P minéral sont dans un rapport supérieur à 7, le phosphore puisse être épuisé en premier et ainsi devenir l'élément nutritif limitant.

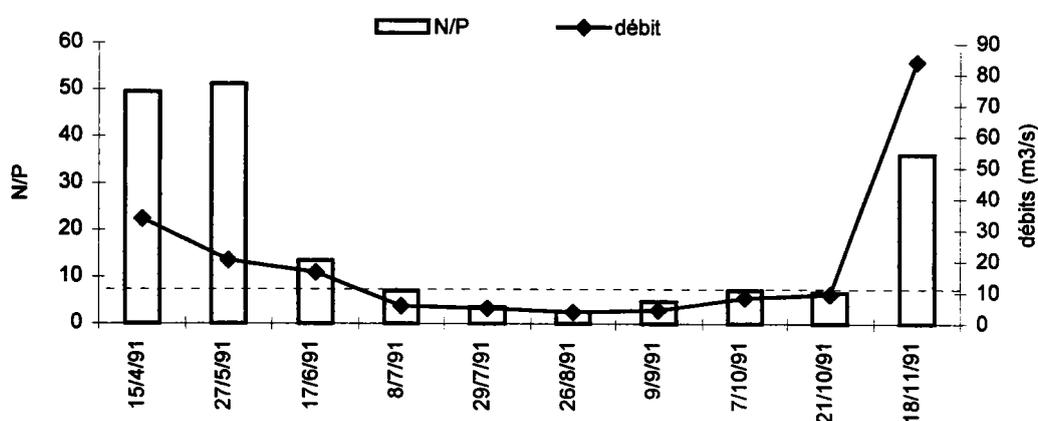


Figure 2.21 - Evolution temporelle du rapport N/P et du débit sur la Charente au niveau du tronçon étudié. Le trait en pointillé matérialise la valeur du N/P =7.

Dans notre secteur d'étude, on constate qu'en période d'étiage (débit < 10 m³/s), le rapport N/P peut atteindre des valeurs de 3 (figure 2.21). Dans ce cas, l'azote peut être considéré comme l'élément limitant.

13 - Coefficient d'extinction de la lumière

Dans cette étude, la transparence de l'eau a été mesurée au disque de Secchi, et le coefficient d'extinction (K) calculé à partir de l'équation :

$$K(m^{-1}) = 2/Secchi (m)$$

Le **tableau 2.9** illustre les valeurs du coefficient d'extinction global pour les quatre stations étudiées.

	moyenne $K(m^{-1})$	amplitude	écart-type	coefficient de variation (%)
Angoulême	1.1	0.8 - 2.5	0.5	45
Nersac	1.2	0.6 - 2.5	0.5	42
Châteauneuf	1.2	0.9 - 5	1.2	100
Gondeville	1.1	0.7 - 2.9	0.6	54

Tableau 2.9 - Coefficient d'extinction global sur les quatre stations étudiées.

Les valeurs relativement faibles des coefficients d'extinction témoignent d'une transparence importante de l'eau. Pour les quatre stations, on observe une relative homogénéité des valeurs.

Le coefficient d'extinction (K) présente de fortes corrélations avec le débit (Déb) et les concentrations en matières en suspension (MES) :

- $\text{Déb} = 25.926 \times K - 16.053$ $r = 0.86$ $n = 40$
- $\text{MES} = 6.354 \times K - 1.8203$ $r = 0.79$ $n = 40$

Par contre aucune relation significative n'a pu être établie avec les teneurs en chlorophylle-a, car celles-ci sont très peu élevées.

Résumé du chapitre II

Résumé de nos observations

L'étude de la variabilité spatio-temporelle des caractéristiques physico-chimiques du fleuve Charente entre l'amont d'Angoulême et Gondeville s'est effectuée dans des conditions hydrologiques (débit et pluviométrie) caractéristiques d'une année sèche. En période d'étiage, les eaux de la Touvre, issues d'une résurgence, rafraîchissent de quelques degrés celles de la Charente. Les rejets de l'agglomération d'Angoulême provoquent une nette augmentation de la teneur en ammonium au niveau de la station de Nersac. Quatorze kilomètres plus en aval, cet élément est nitrifié puisque les teneurs à Châteauneuf sont du même ordre de grandeur que celles mesurées à l'amont d'Angoulême. Les variations des concentrations en ammonium à la station de Nersac dépendent étroitement de l'activité de l'entreprise Système-Bio-Industrie.

Les teneurs en nitrates sont voisines entre Angoulême et Nersac. Cependant, en période d'étiage, les rejets de l'agglomération d'Angoulême ont une influence sur les teneurs rencontrées dans le fleuve. L'oxydation progressive de l'azote Kjeldhal et de l'ammonium permet d'expliquer l'augmentation de la concentration moyenne en nitrates entre Nersac et Gondeville.

La baisse de la teneur en oxygène dissous à Nersac est à rapprocher directement de la quantité de matières organiques et d'azote organique rejetée par l'agglomération d'Angoulême. L'oxydation de cette matière organique et azotée se poursuit jusqu'à Châteauneuf. A partir de Gondeville, les teneurs en oxygène sont voisines de celles enregistrées à Angoulême.

Le phosphore d'origine urbaine, essentiellement sous la forme de phosphore réactif soluble, marque fortement la station de Nersac. Cependant, et contrairement à l'ammonium, les teneurs en phosphore à Gondeville demeurent supérieures à celles observées à Angoulême. Les teneurs en carbone organique dissous sont élevées dès la station d'Angoulême. Le caractère peu biodégradable de cette matière organique (cellulose) rend délicate l'interprétation dans la mesure où les variations sont erratiques et très certainement en relation avec la quantité de COD rejetée par les papeteries.

Résumé de l'exploitation des résultats de l'agence

D'une façon générale, l'exploitation des données acquises par l'agence de l'eau Adour-Garonne pendant 19 années (1979 à 1997), a permis d'étayer la plupart de nos conclusions. Toutefois l'analyse de ces données ne coïncide pas avec nos conclusions sur trois points :

- dilution des nitrates au niveau de Nersac, liée à la confluence de la Touvre,
- augmentation des concentrations en phosphore total entre Nersac et St Simeux,
- l'impact des rejets de l'agglomération d'Angoulême en ammonium et en oxygène dissous se répercute plus en aval.

CHAPITRE 3

La communauté phytoplanctonique

Chapitre III

Sous chapitre A : Biodisponibilité du phosphore

**Sous chapitre B : Analyse quantitative et qualitative du
phytoplancton**

Sous chapitre C : Production primaire phytoplanctonique

Chapitre III - Sous chapitre A : Biodisponibilité du phosphore

1 - Introduction

L'impact des substances nutritives ou toxiques sur les écosystèmes aquatiques ne peut pas être déterminé uniquement par la mesure de paramètres physiques ou chimiques. Il dépend en effet de la présence de nombreuses substances non identifiées dont les actions synergiques ou antagonistes sont déterminantes.

Grâce à la sensibilité de certains organismes végétaux et animaux aquatiques qu'ils mettent en jeu, les bioessais peuvent permettre d'intégrer ces interactions et donc d'évaluer la qualité globale des eaux.

De ce point de vue, l'intérêt des algues est grand car elles constituent le premier maillon de la chaîne trophique (producteurs primaires) et que toute altération de leur croissance se répercute immédiatement sur les maillons supérieurs (consommateurs secondaires).

Actuellement l'eutrophisation accélérée est une des évolutions le plus fréquemment constaté au niveau des écosystèmes aquatiques d'eaux douces, liée aux apports en éléments nutritifs et notamment en phosphore. D'origine anthropique, ses manifestations se font ressentir dans les rivières à cours lent et dans les lacs par des proliférations de végétaux aquatiques, des déficits en oxygène et l'envasement. La quantification des teneurs en orthophosphates et phosphore total est systématiquement associée au diagnostic de l'eutrophisation des écosystèmes aquatiques d'eaux douces. Toutefois, il est souvent très difficile d'établir une corrélation précise entre les valeurs de biomasse phytoplanctonique et les teneurs en phosphore mesurées dans l'eau des hydrosystèmes. Ceci tient au fait que, sur la totalité du phosphore présent dans l'eau à un moment donné, seule une fraction est biodisponible, c'est à dire assimilable par les algues. Ainsi, la cellule algale paraît tout à fait adaptée comme «sonde biologique» à la détermination de cette fraction biodisponible du phosphore. Cependant, comme les algues peuvent se multiplier en absence de phosphore, simplement en utilisant leurs réserves intracellulaires et ce pendant plusieurs générations, celles utilisées pour l'essai devront être au préalable carencées en phosphore par repiquages successifs sur un milieu de culture sans phosphore.

D'autre part, compte tenu de l'existence, dans les échantillons d'eau issus du milieu naturel, de bactéries et d'algues indigènes dont le développement pourrait interférer avec la croissance de l'algue test, il est nécessaire de réaliser avant tout bioessais un prétraitement de l'échantillon à tester. Ce prétraitement devra permettre :

- d'éliminer de l'échantillon les organismes indigènes (algues et bactéries),
- de perturber le moins possible la physico-chimie initiale de l'échantillon.

C'est aux méthodes de prétraitement, à leurs conditions d'applications et à leurs effets sur la physico-chimie des échantillons que nous consacrerons la première partie de ce sous-chapitre.

2 - Différents types de prétraitement utilisés

Les tableaux présentés en annexe 2 résument les principaux avantages et inconvénients des différentes techniques de stérilisation habituellement utilisées dans ce domaine.

Il convient de remarquer qu'il n'a pas été aisé de conclure sur une méthodologie particulière et que dans le doute nous avons employé, pour chaque campagne, trois procédés.

2 - 1 - Autoclavage

Il consiste en un passage des échantillons à l'autoclave (120°C, 20 mn). Nous avons utilisé cette méthode pour sa facilité de mise en œuvre d'une part et d'autre part parce que la dureté des eaux de la Charente est inférieure à 150 mg/l, concentration au delà de laquelle il y a précipitation du calcium entraînant celle du phosphore (US-EPA, 1978).

2 - 2 - Couplage filtration - autoclavage

Ce prétraitement est un compromis entre deux méthodes fréquemment utilisées. Pour la filtration, nous retiendrons ce que préconisent Tarapchak *et al.* (1982). Un volume d'eau de 100 ml est filtré (volume total 400 ml) à faible pression (150 mm Hg) sur des membranes en acétate de cellulose de porosité 0.45 µm (Sartorius). Elles sont préalablement rincées avec 100 ml d'eau déminéralisée stérile pour éliminer d'éventuels apports d'éléments nutritifs dus à la membrane. Afin de récupérer le résidu retenu sur les 4 membranes, elles sont placées chacune à leur tour dans 50 ml de filtrat, et soumises aux ultrasons (5 à 10 s). La membrane est ensuite retirée, et les 50 ml sont autoclavés (120°C, 20 mn). Après refroidissement, ce volume est réincorporé dans le filtrat restant.

2 - 3 - Traitement aux ultraviolets

C'est l'effet germicide des rayonnements ultraviolets de longueur d'onde 235.7 nm qui est ici utilisé. L'analyse bibliographique effectuée au préalable ne nous ayant pas permis de déterminer précisément le temps de contact minimum pour obtenir une stérilisation *ad hoc* de l'échantillon, nous avons donc procédé à cette approche en contrôlant l'efficacité bactéricide et algicide de cette méthode.

2 - 3 - 1 - Effet bactéricide

Le schéma du matériel utilisé est présenté figure 3.1.

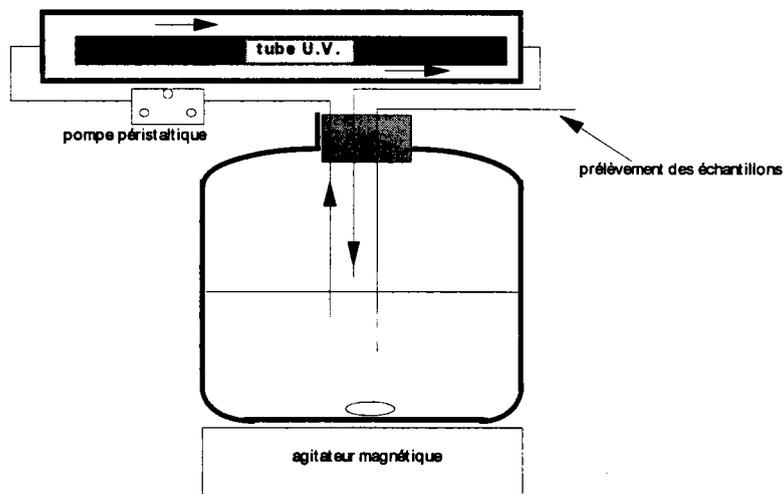


Figure 3.1 - Dispositif expérimental de traitement des échantillons d'eau par les ultraviolets.

L'efficacité bactéricide des ultraviolets a été testée sur 18 échantillons en provenance de lacs et rivières du bassin Adour-Garonne et sur 1 échantillon de culture bactérienne.

Pour chaque prélèvement, la microflore totale est déterminée par la méthode d'incorporation en gélose TSA (Trypticase Soja Agar). Les lectures s'effectuent après 24 h incubation à 30°C et à l'obscurité. L'ensemble des résultats est présenté en annexe 3. Les concentrations initiales en germes bactériens s'échelonnaient entre 78 et 76.10³ cellules/ml. La figure 3.2 montre que le pourcentage d'abattement de la population bactérienne est de 99% après 20 mn de contact avec les ultraviolets et que 10 mn supplémentaires n'améliorent pas ce pourcentage.

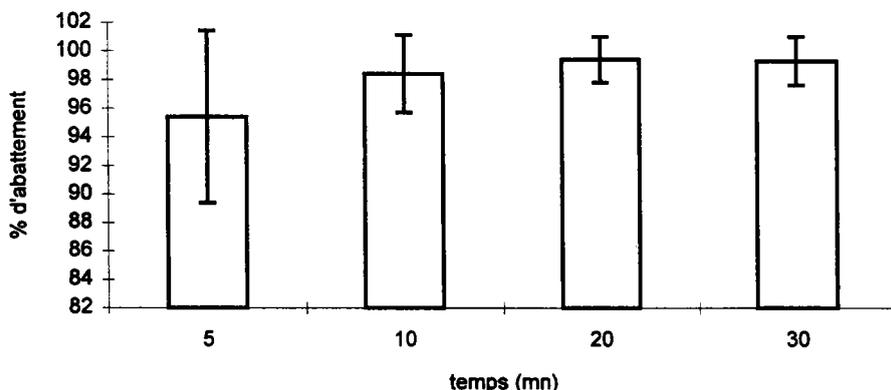


Figure 3.2 - Pourcentage d'abattement de la concentration en bactéries formant colonies sur gélose nutritive (TSA, 24h à 30°C), en fonction du temps de contact aux ultraviolets. L'écart-type est matérialisé par un trait vertical.

2 - 3 - 2 - Effet algicide

En ce qui concerne les algues, les essais ont été réalisés à partir d'un échantillon prélevé sur la Charente et enrichi artificiellement de manière croissante avec des algues de culture (*Raphidocoelis subcapitata*). Les biomasses correspondantes exprimées en chlorophylle-a ont été : 12, 46 et 97 µg/l. Pour chaque temps d'exposition 5, 10, 20 et 30 mn, un ml de chaque échantillon a été prélevé et repiqué sur milieu de culture selon le protocole présenté au paragraphe 4 de ce sous-chapitre. La croissance algale a été suivie quotidiennement pendant 15 jours (figure 3.3). Pour chaque échantillon un témoin non traité a été suivi.

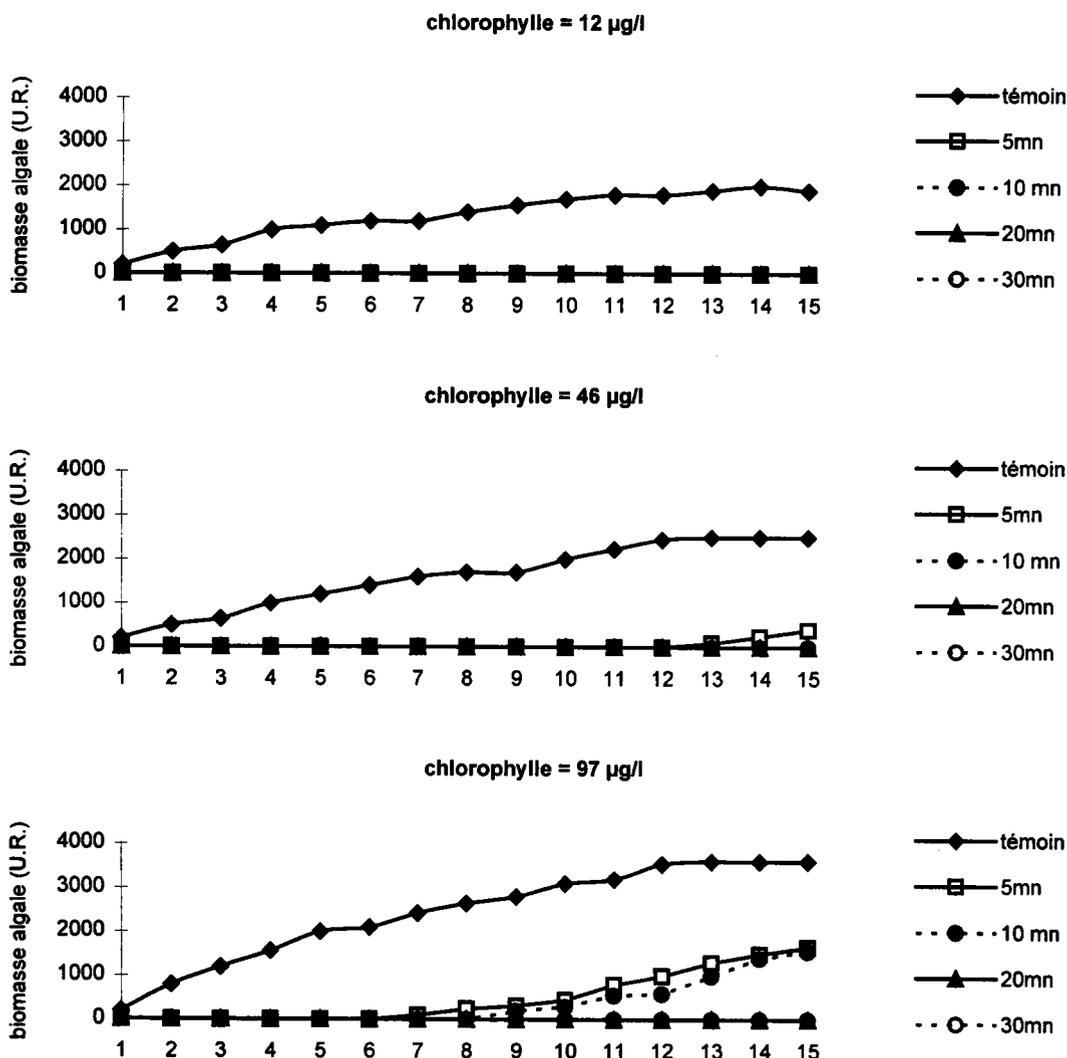


Figure 3.3 - Effet algicide des ultraviolets en fonction du temps de contact (5 ,10, 20 ou 30 mn) et de la biomasse algale de départ (12, 46 ou 97 µg/l).

Les résultats montrent que l'efficacité du traitement décroît avec l'augmentation de biomasse et qu'au delà de 20 minutes d'exposition, il n'y a aucune reprise de la croissance algale.

Bien que le temps de contact aux ultraviolets n'assure pas une stérilité bactérienne complète de l'échantillon au bout de 20 mn, c'est cette valeur que nous avons choisi pour la suite des expérimentations. En effet, nous avons considéré que des conditions non strictement stériles n'interfèrent pas avec la croissance de l'algue test dans la mesure où d'une part l'inoculum algal apporté dans les bioessais n'est pas axénique et, d'autre part, que le nombre de cellules algales apportées par l'inoculum (10^4 cellules/ml) est au moins 1000 fois plus élevé que le nombre de bactéries se développant après 20 mn de contact aux ultraviolets.

3 - Influence des différents types de prétraitement sur la composition physico-chimique de l'échantillon

Afin de déterminer la répercussion des différents prétraitements sur la physico-chimie des échantillons, des analyses ont été réalisées avant et après chacune des techniques de stérilisation mises en œuvre.

Ces dosages concernent les formes dissoutes de l'azote et du phosphore et ont été effectués selon les méthodes analytiques mentionnées chapitre II.

Les résultats bruts sont présentés (**annexe 4**). Nous avons utilisé le test de signification sur des mesures appariées pour déterminer si le traitement modifiait de façon significative ou non la physico-chimie de l'échantillon. L'hypothèse nulle de départ a été que le prétraitement ne modifiait pas la physico-chimie de l'échantillon ; le seuil de signification étant de 5%.

- En ce qui concerne les nitrates, quel que soit le prétraitement considéré, les concentrations ne sont pas modifiées.
Pour le phosphore réactif soluble (PRS) les résultats obtenus mettent en évidence que l'autoclavage induit une diminution des concentrations. Ils confirment ceux de l'US-EPA (1978) et d'Hanna (1985). D'après ces auteurs cette baisse serait liée à une précipitation de phosphate de calcium en relation avec la dureté de l'eau. Il convient de signaler que, pour les échantillons considérés, ce phénomène apparaît pour des duretés inférieures (60 et 85 mg/l) aux limites communément admises par la littérature (120 à 150 mg/l). La tendance est identique pour le couplage autoclavage – filtration, toutefois le pourcentage de diminution du PRS est moindre (16%) que dans le cas du traitement avec l'autoclavage seul (55%). En ce qui concerne les ultraviolets, les résultats obtenus ne nous permettent pas de conclure.
- Si pour l'ammonium les ultraviolets et le couplage filtration-autoclavage ne modifient pas les teneurs, il y a une indétermination en ce qui concerne l'autoclavage seul.

- Enfin pour les nitrites, l'autoclavage n'en modifie pas les teneurs et le couplage filtration-autoclavage ne donne pas de réponse déterminée. Les ultraviolets par contre provoquent une augmentation significative (d'un facteur deux au minimum) des teneurs en NO_2^- , tendance qui se répète sur des prélèvements effectués sur onze étangs landais (**tableau 3.1**).

N = 11	moyenne avant traitement	moyenne après traitement aux ultraviolets	égalité des moyennes au seuil de 5%
N- NO_2 (mg/l)	0.01	0.04	non

Tableau 3.1 – Effet d'une exposition de 20 mn aux ultraviolets sur les teneurs en nitrites de 11 échantillons provenant d'étangs landais (test de student sur des séries appariées).

Le **tableau 3.2** reprend, de façon synthétique, les principales conclusions concernant l'influence du prétraitement sur la physico-chimie de l'échantillon.

	autoclavage	ultraviolet	filtration-autoclavage
PRS	↘ (55 +/- 5%)	?	↘ (16 +/- 2%)
NO_3	=	=	=
NH_4	?	=	=
NO_2	=	↗ (210 +/- 57%)	?

Tableau 3.2 - Effet des différents types de prétraitement sur la chimie des échantillons d'eau.

La signification des symboles utilisés dans le **tableau 3.2** est la suivante :

= : pas de modification des concentrations	↗ : augmentation des concentrations
↘ : diminution des concentrations	? : indétermination.

Quand il y a augmentation ou diminution des concentrations, nous avons précisé son pourcentage (chiffre entre parenthèses dans le tableau 3.2).

4 - Particularités des bioessais avec algues carencées

Actuellement, il n'existe pas de norme pour la réalisation des bioessais avec algues carencées. Cependant, le protocole des bioessais mis en œuvre dans cette étude présente de nombreuses similitudes avec celui de la Norme ISO 8692 (1989). Aussi, ne seront exposés dans ce paragraphe que les aspects particuliers les concernant : l'obtention d'algues carencées en phosphore, l'étalonnage de la sonde biologique et l'essai proprement dit. Les principales caractéristiques concernant la réalisation de nos bioessais sont synthétisées dans le **tableau 3.3**.

Algue test	<i>Raphidocoelis subcapitata</i> (anciennement <i>Selenastrum capricornutum</i>)
Température	20 +/- 0.5°C
Méthode de culture	technique en « batch »
Milieu de culture	Hanna (1985)
Flacons	<ul style="list-style-type: none"> - culture d'algues • erlenmeyers de 1L. - bioessais • des tubes à essai (100 x 14 mm) en verre, spécialement adapté au fluorimètre Design.
Agitation	manuelle 1 fois par jour
Energie lumineuse	115 µE/cm/s
Mesure de la concentration cellulaire	Quotidienne. Mesure de la fluorescence algale avec un fluorimètre Design
Cycle lumineux	15h/9h soit 15h d'intensité lumineuse constante suivies de 9h d'obscurité. Pour assurer une distribution égale de l'énergie, les tubes à essai sont placés sur des portoirs ronds tournant tangentiellement devant la source lumineuse.

Tableau 3.3 - Principales caractéristiques des bioessais avec algues.

4 - 1 - Obtention de l'inoculum carencé en phosphore

On rappellera que les algues peuvent se multiplier en absence de phosphore dans l'eau simplement en utilisant leurs réserves intracellulaires et ce pendant plusieurs générations. Les algues utilisées pour l'essai *Raphidocoelis subcapitata* (anciennement *Selenastrum capricornutum*) sont au préalable carencées en phosphore par repiquages successifs sur milieu de culture sans phosphore (Hanna, 1985). La répétition d'essais de croissance a permis d'estimer que cet état de carence était obtenu au bout de 15 jours. Plus récemment des expérimentations effectuées par le Cemagref de Bordeaux dans le cadre du programme « Environnement détergents » du Ministère de l'Environnement ont montré que le maximum de l'activité phosphatasique alcaline (A.P.A.) d'algues carencées en phosphore était atteint au bout de 12 jours. Rappelons que c'est par le biais de cette enzyme que l'algue peut puiser le phosphore dans ses réserves.

4 - 2 - Etalonnage de la sonde biologique

Il consiste à suivre simultanément la croissance de ces algues carencées en phosphore, sur un milieu de culture synthétique enrichi en hydrogénophosphate de potassium (K_2HPO_4), selon une gamme croissante. Sous cette forme le phosphore est totalement biodisponible pour les algues. Le suivi quotidien de la croissance des algues, par mesure de la fluorescence in vivo de la chlorophylle-a qu'elles contiennent, permet d'établir pour chaque niveau d'enrichissement en phosphore, une biomasse maximale produite. Ce sont ces valeurs qui, reportées graphiquement

avec les concentrations en phosphore correspondantes, permettent de tracer la courbe étalon recherchée.

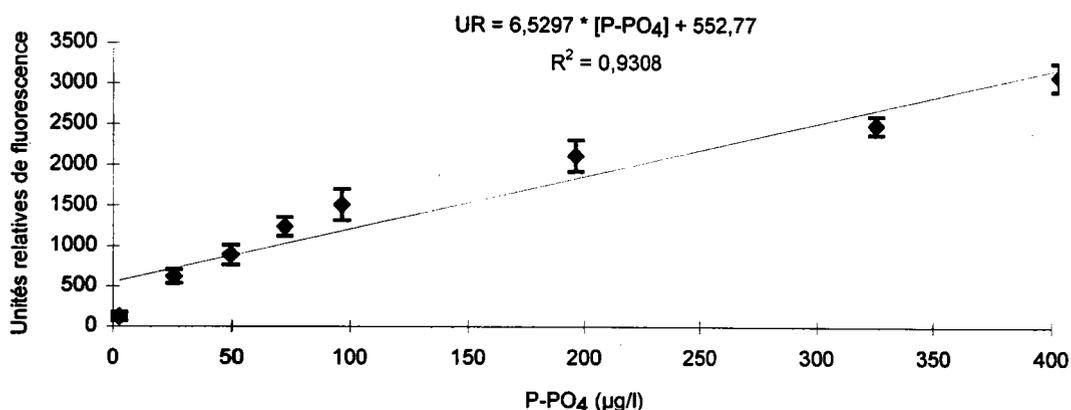


Figure 3.4 - Biomasse algale maximale produite en fonction de la concentration initiale en P-PO₄.

Pour l'ensemble de nos dix campagnes, nous voyons (figure 3.4) que la biomasse maximale produite croît de façon linéaire avec la concentration initiale en phosphore. Ces résultats confirment ceux obtenus par Hanna (1985) et Qotby (1996).

4 - 3 - L'essai proprement dit

Il se déroule parallèlement à l'établissement de la courbe étalon avec le même matériel biologique et s'effectue sur l'échantillon d'eau à tester, préalablement traité comme indiqué au paragraphe 2 de ce chapitre. La valeur maximale de la biomasse algale produite par l'échantillon est reportée sur la courbe étalon qui, par correspondance, permet de déterminer l'équivalent en phosphore biodisponible de l'échantillon considéré (P bio.) ; celui-ci est exprimé en µg/l.

L'interprétation de cette valeur se fera par rapport à la concentration en orthophosphates effectivement mesurée dans l'échantillon traité (P éch.). D'après Beuffe (1993), trois cas peuvent se présenter :

- P bio. / P éch. < 0.8 : l'échantillon peut présenter un effet inhibiteur (toxicité) qui ne permet pas aux algues tests d'utiliser tout le phosphore biodisponible,
- P bio. / P éch. > 1.2 : l'échantillon contient en plus du phosphore biodisponible des substances organiques solubles, pouvant être assimilées par les algues et favoriser leur croissance.
- $0.8 \leq P \text{ bio.} / P \text{ éch.} \leq 1.2$: Le phosphore biodisponible correspond au phosphore dissous (PRS) mesuré par analyse chimique.

4 - 4 - Résultats

4 - 4 - 1 - Analyse des résultats du Potentiel de Fertilité (PF)¹ en fonction du prétraitement

L'ensemble des résultats sont présentés en **annexe 5**. Le **tableau 3.4** synthétise les rapports P bio./P éch. obtenus pour l'ensemble des campagnes et suivant le prétraitement utilisé : ultraviolets (U.V.), autoclavage (A), filtration-autoclavage (F-A).

Prétraitement	nb de cas où P bio./P éch. < 0.8	nb de cas où 0.8 ≤ P bio./P éch. ≤ 1.2	nb de cas où P bio./P éch. > 1.2
U.V.	30	10	0
A.	1	28	11
F-A.	5	35	0

Tableau 3.4 – Effet du prétraitement sur le rapport P bio. / P éch.

• les ultraviolets

A dix reprises la concentration en phosphore biodisponible déterminée par la «sonde biologique» et par l'analyse chimique est équivalente. Par contre, la biodisponibilité du phosphore estimée par la croissance algale maximale produite est inférieure dans trente cas à celle estimée par l'analyse chimique. Les ultraviolets provoquent une augmentation sensible de la concentration des NO₂⁻, qui pourrait donc induire un phénomène de toxicité sur la croissance de l'algue test. Pour vérifier cette hypothèse des essais ont été entrepris afin de voir si les nitrites pouvaient limiter la croissance algale. La croissance de l'algue test (*Raphidocoelis subcapitata*), préalablement carencée en phosphore, a été suivie quotidiennement à la fois dans un milieu de culture contenant 100 µg/l de PO₄, apporté sous la forme KH₂PO₄ (témoin) et dans ce même milieu de culture enrichi en nitrites à 0.1, 0.2 et 0.4 mg/l sous forme NaNO₂. Le protocole expérimental est identique à celui décrit dans les paragraphes précédents. Les résultats obtenus (**tableau 3.5**) montrent que pour les trois concentrations testées, les biomasses maximales ne semblent pas différentes de celle du témoin.

	témoin	NO ₂ (0.1 mg/l)	NO ₂ (0.2 mg/l)	NO ₂ (0.4 mg/l)
biomasse maximale (unités relative de fluorescence) obtenue au bout de 15 j	1380	1365	1400	1400

Tableau 3.5 - Croissance de *Raphidocoelis subcapitata* carencée en phosphore dans un milieu de culture enrichi en PO₄ (100 µg/l) et de concentrations croissantes en nitrites.

Cette observation semble plutôt confirmer l'hypothèse de Gjessing et Källquist (1991), selon laquelle les ultraviolets induiraient la formation de radicaux hydroxyles et oxygènes, et d'hydrogène peroxyde, responsables de l'inhibition observée.

¹ C'est le potentiel qu'a une eau de développer une biomasse végétale en dehors de toutes limitations autres que celle liée à la qualité de l'eau.

• l'autoclavage

Vingt-huit résultats montrent que l'estimation de la concentration en phosphore biodisponible est équivalente à celle déterminée par analyse physico-chimique. A onze reprises le P bio. est supérieur au P éch. L'autoclavage permet la lyse des matières en suspension (bactéries, algues..) contenues dans l'échantillon, mettant ainsi à la disposition de l'algue test des substances organiques solubles qui favorisent sa croissance. Cette technique préfigure les processus de dégradation de la matière organique survenant dans les milieux naturels.

• le couplage filtration-autoclavage

Pour ce type de prétraitement, on constate qu'à trente cinq reprises la concentration en phosphore biodisponible est équivalente à celle déterminée par l'analyse chimique. Les ultraviolets induisent une inhibition de la croissance de l'algue test et provoquent en moyenne un doublement des teneurs en nitrites. L'autoclavage et le couplage autoclavage-filtration provoquent une perte respective en PRS de 55% et 16%. Ainsi, le prétraitement qui associe l'autoclavage à la filtration apparaît comme étant le moins dommageable pour l'échantillon. Ce type de prétraitement a été retenu pour présenter l'évolution spatiale et temporelle du potentiel de fertilité.

4 - 4 - 2 - Evolution spatiale et temporelle du potentiel de fertilité

La figure 3.5 met en évidence d'une part une augmentation significative du potentiel de fertilité à l'aval des rejets de l'agglomération d'Angoulême et, d'autre part, une diminution progressive de cette fertilité de Nersac (moyenne des 10 valeurs = 1696 U.R.) à Gondeville (moyenne des 10 valeurs = 1519 U.R.), tout en demeurant supérieure à la station de référence (moyenne des 10 valeurs = 1139 U.R.).

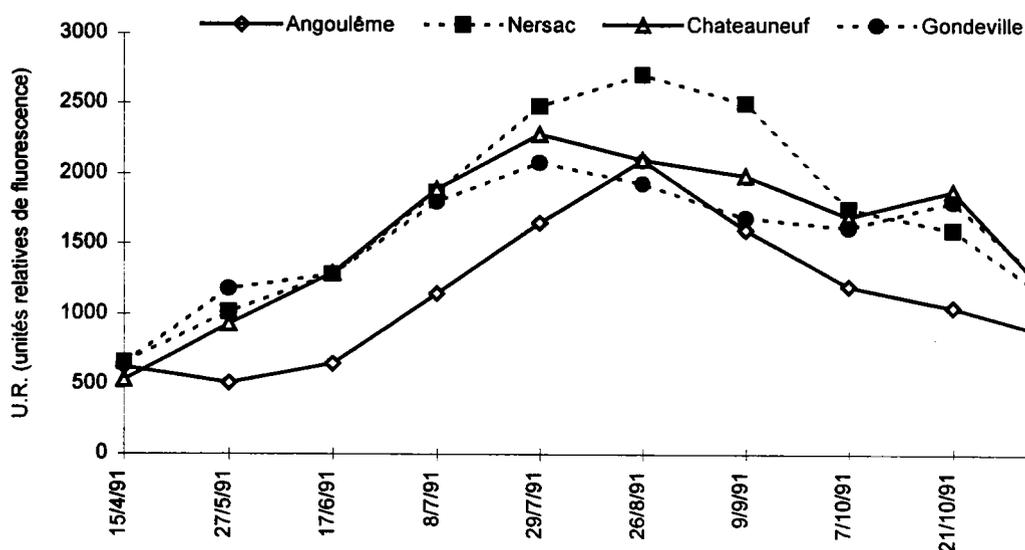


Figure 3.5 - Evolution spatiale et temporelle du potentiel de fertilité sur 4 stations du fleuve Charente entre avril et novembre 1991.

Le suivi journalier de la croissance des algues a été effectué à l'aide d'un fluorimètre Design étalonné pour doser la chlorophylle-a *in vivo* pour différentes sensibilités. La **figure 3.6** fait état des 4 gammes existantes pour effectuer la mesure et qui nous permettent convertir les résultats exprimés en unités relatives de fluorescence en chlorophylle-a (**tableau 3.6**).

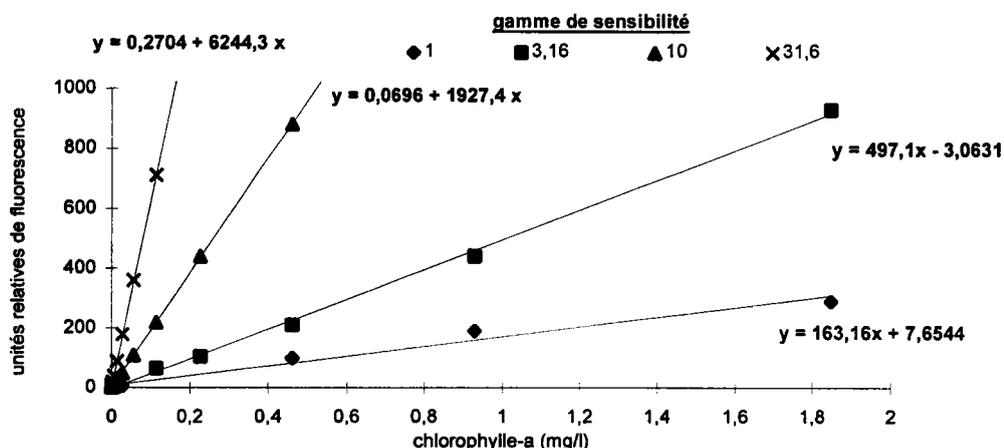


Figure 3.6 - Courbes d'étalonnage du fluorimètre Design pour les quatre gammes de sensibilité de l'appareil en fonction des teneurs en chlorophylle-a.

	potentiel de fertilité moyen (µg chloro-a/l)	amplitude (µg chloro-a/l)	écart-type (µg chloro-a/l)	CV (%)
Angoulême	267	(145 - 454)	147	55
Nersac	375	(173 - 571)	182	48
Châteauneuf	350	(149 - 489)	158	45
Gondeville	341	(172 - 450)	131	38

Tableau 3.6 - Potentiel de fertilité moyen (µg chlorophylle-a/l) déterminé au niveau de quatre stations sur le fleuve Charente entre avril et novembre 1991.

En première analyse, on remarque qu'il existe un décalage entre les concentrations moyenne en chlorophylle-a mesurées *in situ* (< 20 µg/l) et celles obtenues par les bioessais (> 260 µg/l). Nous tenterons ultérieurement d'expliquer ce constat (cf chapitre III-sous-chapitre C-§ 6).

Chapitre III - Sous chapitre B : Analyse qualitative et quantitative du phytoplancton

1 - Introduction

Nous avons étudié le phytoplancton sous l'aspect qualitatif (examen microscopique du peuplement algal) et quantitatif (estimation de la biomasse algale).

2 - Analyse qualitative

L'observation au microscope d'échantillons prélevés dans les cinquante premiers centimètres de la masse d'eau (**figure 3.7**) et fixés au formol à 4% montre que:

- hormis fin juillet à Nersac, les Chlorophycées (Chlorococcales et Volvocales) et les Diatomées (Centriques, Araphidées, Nitzchiacées et autres Diatomées) représentent 90 % du phytoplancton de la Charente,
- les Cyanophycées apparaissent de façon épisodique à Nersac (septembre) et Gondeville (avril et septembre),
- les Euglénophycées ne sont jamais abondantes,
- les Dinophycées et les Cryptophycées sont apparues en mai au niveau de toutes les stations avec un développement important fin juillet à Nersac de *Synura sp.* qui disparaît par la suite.

Cette composition du phytoplancton n'est pas spécifique à la Charente et semble même assez fréquente dans les grandes rivières comme la Seine (Garnier *et al.*, 1998), la Loire (Leitao et Lepretre, 1998), la Meuse (Descy *et al.*, 1987) et la Moselle (Descy *et al.*, 1987 ; Gicleux, 1992). Enfin il convient d'évoquer la présence d'une diatomée tropicale (*Navicula confervacea* Kütz)² dont la distribution dans le temps et dans l'espace est illustrée par la **figure 3.8**.

² le synonyme récent de cette algue est : *Diadесmis confervacea*.

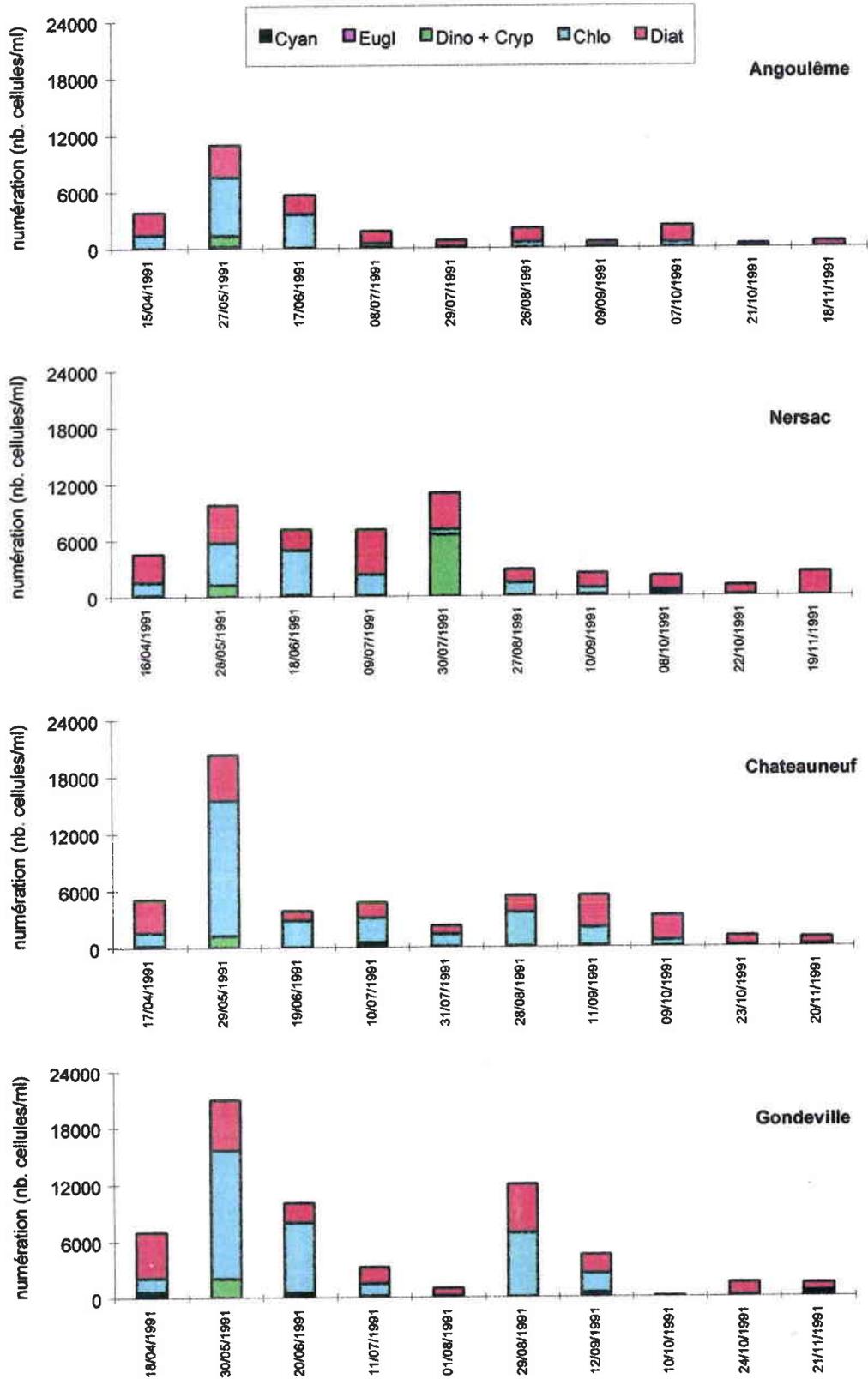


Figure 3.7 - Evolution temporelle (avril à novembre 1991) au niveau des 4 stations des grandes familles d'algues suivantes : Diatomées (Diat), Chlorophycées (Chlo), Dinophycées + Cryptophycées (Dino + Cryp), Euglénophycées (Eugl) et Cyanophycées (Cyan).

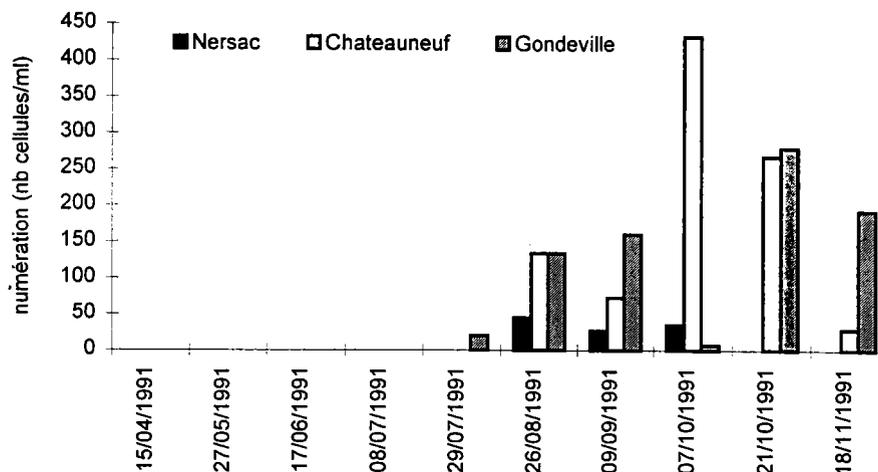


Figure 3.8 - Evolution spatiale et temporelle d'une Diatomée tropicale (*Navicula confervacea*) sur le fleuve Charente entre avril et novembre 1991.

Cette espèce, qui n'a pas été observée à la station Angoulême, est apparue fin juillet à la station de Gondeville (20 individus/ml). Son développement maximal (433 individus/ml) s'est produit début octobre à la station de Châteauneuf. En novembre, elle est encore présente aux stations de Châteauneuf et de Gondeville.

Cette espèce a déjà été observée en France par Coste (1975 ; 1978) et Coste et Verrel (1978) dans la Seine au niveau de Porcheville dans le rejet de la centrale thermique. Cette espèce continue d'être observée au niveau de Nersac en 1996 et 1997 dans le cadre du RNB de l'agence Adour-Garonne (Coste communication personnelle).

Le phytoplancton de la Charente n'est pas constitué exclusivement par des algues planctoniques au sens strict. En effet, des espèces d'algues fixées et benthiques (= algues tychoplanctoniques) qui dérivent sont également prises en compte. Ces algues non planctoniques sont essentiellement des Diatomées ainsi qu'une Chlorococcale (*Characium sp.*). Quelle que soit la station considérée (**figure 3.9**), le nombre de ces algues tychoplanctoniques est en moyenne proche de 500 cellules/ml, toutefois en pourcentage par rapport au nombre total de cellules algales c'est à Angoulême (26%) qu'elles sont le plus représentées.

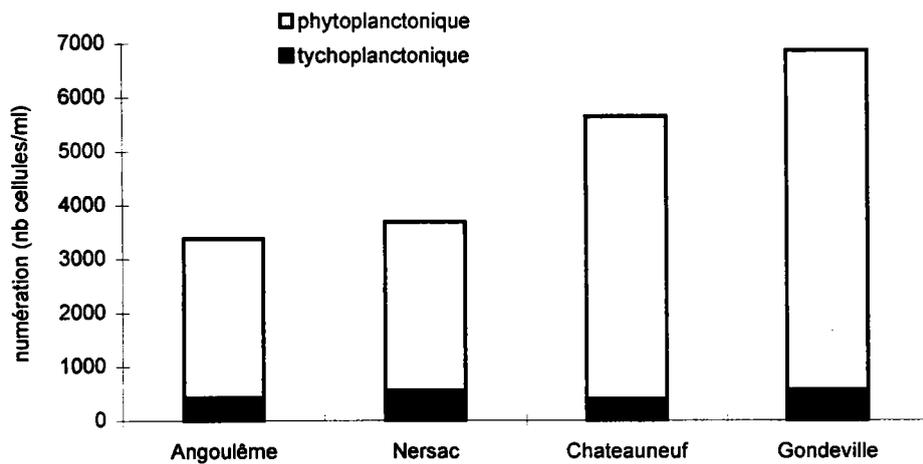


Figure 3.9 - Proportion des algues tycho planktoniques et phytoplanktoniques au niveau de 4 stations de la Charente.

3 - Analyse quantitative

L'estimation de la biomasse algale a été déterminée par dosage de la chlorophylle-a et par des dénombrements cellulaires couplés à des mesures de biovolume. Deux prélèvements ont été effectués dans les cinquante premiers centimètres de la masse d'eau. L'un est filtré (Whatman, GF/C) et le filtre conservé à -20°C jusqu'à l'extraction (chlorophylle). L'autre est fixé par ajout de formol (4%) et conservé à 4°C, jusqu'à l'examen microscopique (dénombrements).

3 - 1 - Dosage des pigments chlorophylliens

Les mesures ont été réalisées d'après les recommandations de la norme AFNOR T 90-117 (1984). L'extraction est réalisée à froid pendant 24 heures dans de l'acétone à 90%. La densité optique (663 et 750 nm) de l'extrait acétonique est mesurée avant et après acidification (40µl d'HCL 1N) pour estimer la fraction des phéopigments. La concentration de la chlorophylle-a et des phéopigments est calculée à l'aide des équations de Lorenzen (1967).

3 - 2 - Numération algale

Les numérations de phytoplancton sont réalisées sur cellules de Nageotte d'une contenance de 5 mm³ afin de minimiser les erreurs de comptages liées à la méthode Utermöhl (1958). En effet, certaines Cyanophycées qui renferment des lipides ou des Chlorophycées qui contiennent des pseudo vacuoles peuvent présenter des défauts de sédimentation. Les résultats exprimés en nombre de cellules par millilitre sont transformés en biomasses après calcul des biovolumes

plasmiques et application des formules de Smayda (1965) pour les Diatomées et Hagmeier (1961) pour les Périдиниens. Pour des raisons pratiques, les biovolumes plasmiques moyens sont calculés en rapportant chaque espèce à une figure géométrique simple à partir des dimensions relevées dans la littérature (Kramer et Lange-Bertalot, 1986-91), (Komarek et Fott, 1983), (Hindack, 1980-84) et les formules proposées par Wetzel et Likens (1991) et par Hillebrand *et al.*, (1999). Les biovolumes exprimés en m³ sont convertis en g par litre, la densité des algues étant supposée égale à celle de l'eau (Cemagref, 1991).

4 - Résultats

4 - 1 - Evolution des concentrations en chlorophylle-a

Les teneurs en chlorophylle-a (**figure 3.10**) de la station amont sont faibles et n'excèdent pas 10 µg/l. Hormis fin juillet où l'on note un pic de chlorophylle-a à Nersac (30.6 µg/l), les plus fortes concentrations s'observent le plus souvent à Châteauneuf (maximum de chlorophylle-a = 39.4 µg/l en septembre) et à Gondeville (maximum de chlorophylle-a = 35.5 µg/l en mai).

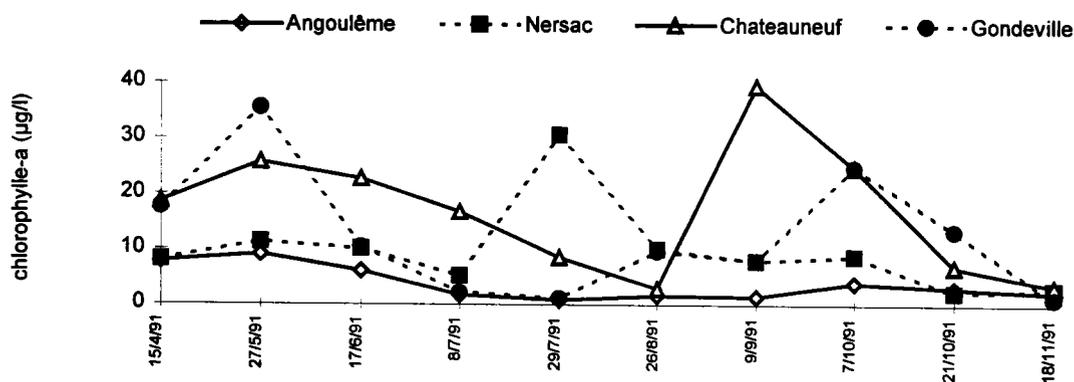


Figure 3.10 - Evolution des teneurs en chlorophylle-a entre Angoulême et Gondeville.

Depuis 1989, des mesures sont systématiquement réalisées dans le cadre du RNB au niveau de trois stations du cours de la Charente, à raison d'un prélèvement par mois. Il s'agit des stations d'Angoulême, de Nersac et de St Simeux. Comme le montre le **tableau 3.7**, les moyennes calculées pour l'ensemble des données mettent en évidence une légère augmentation des concentrations en chlorophylle-a entre Nersac et St Simeux. Par contre, entre l'amont d'Angoulême et Nersac, on enregistre une diminution de la biomasse algale, qui peut être mise en relation avec la dilution de la Charente par les apports de la Touvre.

	chlorophylle-a (µg/l)	écart-type	CV (%)	Nombre de valeurs
amont Angoulême (station n°018000)	8.5	11.5	135	62
Nersac (station n°015000)	7.7	9.2	120	68
St Simeux (station n°013900)	11.3	15.8	140	62

Tableau 3.7 - Teneurs moyennes en chlorophylle-a mesurées entre 1989 et 1998 sur la Charente.

4 - 2 - Evolution des densités cellulaires

L'inventaire systématique fournit en **annexe 6** fait apparaître une diversité spécifique (255 espèces) comparable à celle de la Seine (Garnier *et al.*, 1998) et de la Moselle en aval de Metz (Gicleux, 1992). L'analyse de la **figure 3.11** met en évidence la faiblesse des effectifs comptés, ainsi qu'une variation spatiale et temporelle importante : le maximum est obtenu à Gondeville au mois de mai (20.923 cellules/ml). Les dénombrements élevés observés en mai à Châteauneuf et Gondeville correspondent à la prolifération de deux Chlorophycées de petite taille, *Actinastrum hantzschii* et *Dictyosphaerium ehrenbergianum*.

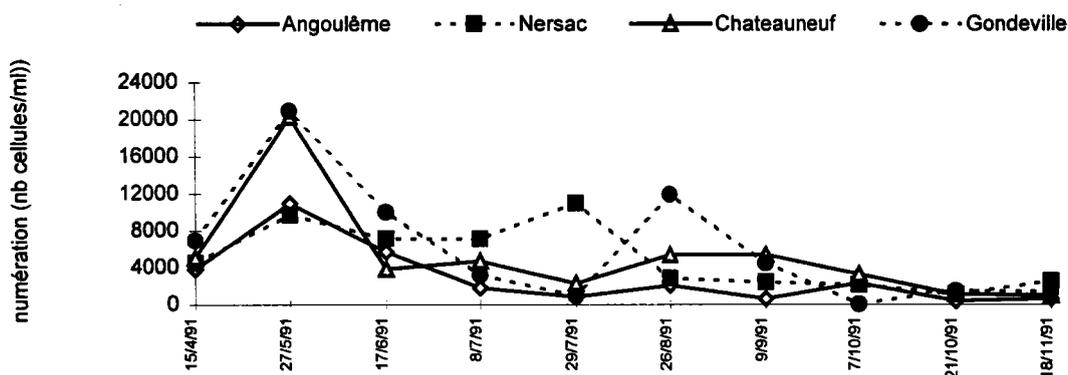


Figure 3.11 - Evolution de la densité algale de la Charente entre avril et novembre 1991.

Cette tendance se répète lorsque l'on prend en compte la biomasse algale calculée avec les biovolumes. Le maximum de densité mesuré en mai 91 correspond à une biomasse algale de 13 mg/l.

	Angoulême	Nersac	Châteauneuf	Gondeville
Biomasse moyenne (µg/l)	3377	4684	4905	5251
écart-type	2782	1977	3165	3427
CV (%)	82	42	64	65
Nb cellules algales moyen/ml	2901	5040	5218	6138
écart-type	3283	3469	5549	6558
CV (%)	113	69	106	107

Tableau 3.8 - Nombre et biomasse moyens des cellules algales sur la Charente.

Les rejets de l'agglomération d'Angoulême provoquent en 1991, une augmentation progressive du nombre de cellules algales et de la biomasse qu'elles représentent (**tableau 3.8**).

4 - 3 - Relations entre chlorophylle-a, biomasse et nombre de cellules algales

Ces trois paramètres sont bien corrélés entre eux puisque les coefficients de corrélation sont significativement différents de zéro au seuil de 1% :

Relation	coef de corrélation	nb de couples de valeurs
$\text{Chl-a} = 0.0014 \text{ Biom} + 3.6474$	0.41	40
$\text{Chl-a} = 0.0012 \text{ Cel} + 4.2083$	0.62	40
$\text{Biom.} = 0.489 \text{ Cel.} + 2250$	0.85	40

On considère généralement un rapport carbone/poids frais du phytoplancton égal à 0.1. En appliquant ce rapport à nos valeurs nous en déduisons ainsi le rapport C/chlorophylle-a pour le tronçon étudié.

$\text{C/chlorophylle-a} = 46.8 \pm 28.1 (n = 40)$
--

Ce résultat est très proche de celui admis par la plupart des auteurs, qui en absence de comptage microscopique utilisent par défaut C/chlorophylle = 40, pour déterminer la biomasse carbonée liée au phytoplancton. Afin d'affiner les relations existantes entre ces paramètres nous avons recherché ces mêmes corrélations en fonction de cinq classes de taille de cellules définies comme suit :

	15 µm	30 µm	75 µm	150 µm
	cl I	cl II	cl III	cl IV
				cl V

L'ensemble des corrélations observées sur 40 couples de valeurs sont présentées dans le **tableau (3.9)**.

	nombre de cellules					biomasse algale				
	cl I	cl II	cl III	cl IV	cl V	cl I	cl II	cl III	cl IV	cl V
Chl-a	0,60*	0,38**	0,47*	0,05 ns	0,45*	0,87*	0,13 ns	0,03 ns	0,18 ns	0,3 ns
NTC.	0,96*	0,92*	0,65*	0,45*	0,77*	0,81*	0,82*	0,48*	0,40**	0,71*
BT.	0,52*	0,47*	0,57*	0,15 ns	0,68*	0,40**	0,52*	0,72*	0,27 ns	0,82*

Tableau 3.9 - Coefficients de corrélation entre la chlorophylle-a (Chl a), le nombre total de cellules (NTC.), la biomasse totale (BT.) et le nombre et la biomasse des cellules algales selon cinq classes de taille. (* = r significativement différent de zéro au risque de 1%, ** = r significativement différent de zéro au risque de 5%, (NS) = r non significativement différent de zéro).

La chlorophylle-a ainsi que le nombre de cellules algales sont bien corrélés avec la classe de taille inférieure à 15 µm, ce qui montre que la production algale est essentiellement assurée par des cellules de petite taille.

Chapitre III - Sous Chapitre C : Production primaire phytoplanctonique

1 - Introduction

La quantification de la capacité d'assimilation des producteurs primaires, notamment celle des algues benthiques et planctoniques, est un des préalables à la modélisation fonctionnelle des hydrosystèmes et nécessite la détermination de paramètres tels que production optimale, intensité saturante de la photosynthèse et pente initiale de la courbe production - énergie lumineuse (Capblancq *et al.*, 1988). Largement utilisée pour le calcul de ces paramètres, la méthode d'incorporation au ^{14}C (Steeman-Nielsen, 1952) présente cependant un inconvénient lié essentiellement à la durée d'incubation choisie qui, lorsqu'elle est trop longue, conduit plutôt à une estimation de la production nette des producteurs primaires. C'est le cas des mesures effectuées en milieu naturel où, d'autre part, l'obtention d'un gradient d'éclairement comprenant des intensités saturantes dépend des conditions météorologiques.

A cet effet, l'utilisation d'incubateurs à éclairage artificiel semble apporter, grâce au gradient instantané et calibré qu'ils assurent, une solution à ces difficultés (Lewis et Smith, 1983).

2 - Matériel et méthode

Inspiré du modèle de Lewis et Smith (1983) le dispositif utilisé reproduit grâce à des trames au pouvoir atténuateur différent, une gamme d'éclairement d'intensités croissantes (12 intensités lumineuses entre 20 à $1300 \mu\text{E} / \text{cm}^2/\text{s}$). Le gradient lumineux de l'incubateur est contrôlé, pour chaque expérimentation, à l'aide d'un quantamètre terrestre Li-Cor (LI-190SA).

Après ajout à l'échantillon d'eau de rivière de 200 μl d'une solution de $\text{NaH}^{14}\text{CO}_3$ à 5 $\mu\text{Ci/ml}$, l'incubation a lieu pendant 30 minutes dans des flacons transparents et opaques (25 ml) régulièrement agités.

Après incubation et fixation au formol, le phytoplancton est immédiatement récupéré sur membranes en acétate de cellulose de porosité de 0.45 μm . Une fois séchés, les filtres sont soumis à des vapeurs d'acide chlorhydrique pendant quinze minutes. La radioactivité fixée est alors mesurée par scintillation liquide et permet le calcul du taux de production primaire (Vollenweider, 1969).

Les résultats de chlorophylle-a utilisés sont ceux calculés au sous-chapitre B (paragraphe 4.1).

3 - Méthodes de calcul et valeurs caractéristiques

3 - 1 - Calcul des taux spécifiques

La concentration en chlorophylle-a étant un bon indicateur du potentiel photosynthétique du phytoplancton, le taux spécifique de photosynthèse (PB) est exprimé par unité de chlorophylle. Les valeurs de PB, exprimées en mg C/mg Chl-a/h sont obtenues pour chaque intensité lumineuse d'après la relation :

$$PB = (F_1 * F_2 * F_3 * sCO_2 * 10^3 * 1.06) / chlo-a$$

où :

- F₁ est la fraction de la radioactivité incorporée par le phytoplancton,
- F₂ est la conversion du taux d'assimilation pendant le temps d'incubation en taux horaire,
- F₃ est le volume de l'échantillon inoculé avec le ¹⁴C rapporté au volume filtré,
- sCO₂ * 10³ est la quantité de carbone inorganique dans l'eau. Il s'exprime en mg C/m³,
- 1.06 est le facteur de correction isotopique,
- chlo-a est la concentration en chlorophylle-a, exprimée en mg C/m³.

Lorsque l'appareil photosynthétique est saturé en lumière, PB atteint alors sa valeur maximale, appelé le taux spécifique maximal de photosynthèse (P^Bmax).

3 - 2 - Courbe théorique I / P

Talling en 1957 a montré que la courbe qui décrit la variation du taux d'activité photosynthétique par unité de biomasse (P) en fonction de l'intensité lumineuse (I) peut être décrite à l'aide de deux paramètres (**figure 3.12**). Il s'agit du taux spécifique de photosynthèse maximale à saturation par la lumière (P^Bmax) et la pente initiale de la courbe en éclairissement non saturant (α) ou par une valeur qui leur sont associées (I_k= P^Bmax/α). I_k représente l'intensité seuil de saturation.

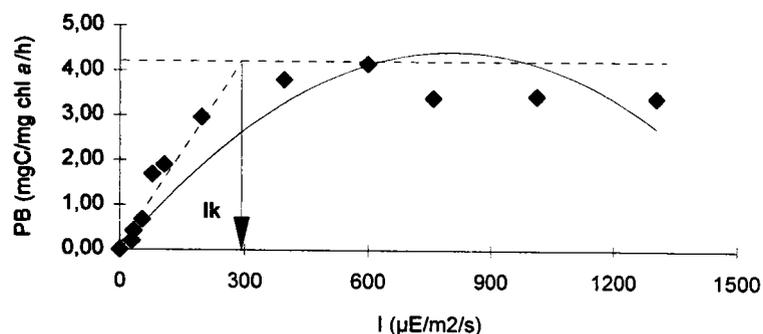


Figure 3.12 - Relation taux d'activité photosynthétique par unité de biomasse (P) et énergie lumineuse (I).

L'ensemble des courbes établies au cours de cette étude sont présentées en **annexe 7**.

D'une manière générale, nous voyons qu'aux basses intensités lumineuses, PB augmente linéairement avec l'énergie lumineuse. Puis la valeur de PB s'infléchit, pour atteindre sa valeur maximale (P^B_{max}). Dans certains cas, les valeurs de PB peuvent diminuer parfois pour les intensités les plus fortes. Cette photo inhibition a été rencontrée 27 fois sur 40 profils.

4 - Résultats

4 - 1 - P^B_{max}

La **figure 3.13** montre que :

- pour les quatre stations, les plus fortes valeurs de P^B_{max} sont enregistrées entre fin juillet et début septembre pour l'ensemble des stations,
- hormis en avril, les valeurs de P^B_{max} les plus élevées s'observent à Gondeville (maximum 9.97 mg C/ mg chlo-a / h, en août 1991).

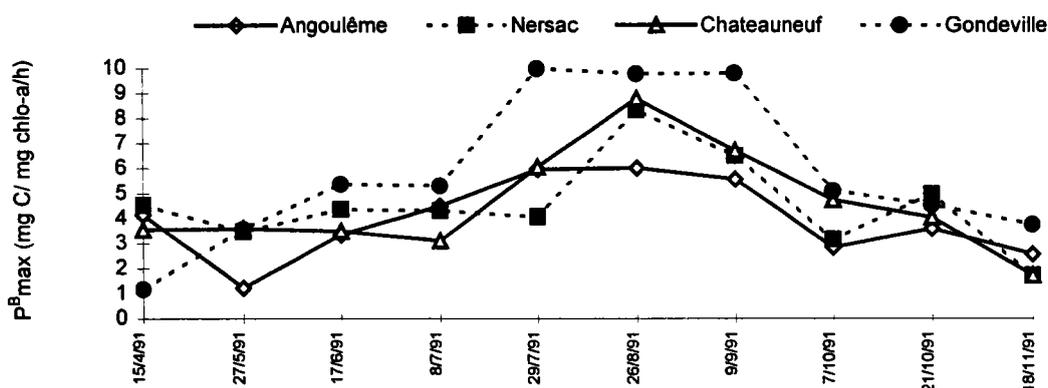


Figure 3.13 - Evolution spatiale et temporelle des valeurs de P^B_{max} (mg C/mg chlo-a/h) au niveau de 4 stations du fleuve Charente, entre avril et novembre 1991.

Les valeurs de P^B_{max} (**tableau 3.10**) obtenues sur la Charente se situent dans la gamme de celles obtenues avec un phytosytétron sur la Seine et ses affluents (Garnier *et al.*, 1998).

	Amplitude	Moyenne	Ecart-type	Coefficient de variation (%)	Nb. de valeurs
Angoulême	1.23 - 6	3.97	1.57	40	10
Nersac	1.72 - 8.31	4.54	1.81	40	10
Châteauneuf	1.73 - 8.77	4.57	2.05	45	10
Gondeville	1.17 - 9.97	5.83	3.02	52	10

Tableau 3.10 - Valeurs de P^B_{max} (mg C/mgchlo-a/h) obtenues sur la Charente sur 4 stations d'avril à novembre 1991.

4 - 2 - Alpha et I_k

Pour l'ensemble des stations, les amplitudes de variations des valeurs de I_k et de alpha sont présentées dans le **tableau 3.11**.

I _k (μE/m ² /s)	Amplitude	Moyenne	Ecart-type	Coefficient de variation (%)	Nb. de valeurs
Angoulême	138 - 291	213	64	29	10
Nersac	129 - 331	250	81	33	10
Châteauneuf	114 - 382	246	79	30	10
Gondeville	112- 409	243	92	38	10
α (mg C/mg chlo-a/E/m ²)	Amplitude	Moyenne	Ecart-type	Coefficient de variation (%)	Nb. de valeurs
Angoulême	2.22 - 7.25	5.18	1.53	30	10
Nersac	2.69 - 8.72	5.34	2.19	41	10
Châteauneuf	2.88 - 7.88	5.13	1.5	29	10
Gondeville	1.63 - 9.63	6.43	2.43	38	10

Tableau 3.11 - Valeurs de I_k (μE/m²/s) et alpha (mgC/mg chlo-a/E/m²) obtenues sur la Charente sur 4 stations d'avril à novembre 1991.

4 - 3 - Relations entre P^Bmax, I_k et la température

La matrice de corrélations (**tableau 3.12**) indique une liaison apparente de P^Bmax et I_k avec la température.

	température	I _k	P ^B max
température	1		
I _k	0.58**	1	
P ^B max	0.55**	0.07 ns	1

Tableau 3.12 - Matrice de corrélations entre température et P^Bmax et I_k et α. ** valeurs significatives au seuil de 0.1% et ns : non significatives

5 - Production photosynthétique journalière de la colonne d'eau

La formule mathématique établie par Talling en 1957 est :

$$sP = P^B_{\max} * Chlo-a * 1/K * Ln (2 * I_0' / I_k) * 0.9$$

où :

P^B_{\max} = le taux spécifique maximal de photosynthèse exprimé en (mg C/mg Chlo-a/h),

Chlo-a = la concentration en chlorophylle-a exprimée en (mg/m³),

K = le coefficient d'atténuation total exprimé en (m),

I_0' = la fraction des radiations photosynthétiquement actives juste en dessous de la surface de l'eau exprimée en (μE/m²/s),

I_k = la région initiale de la lumière saturante exprimée en (μE/m²/s),

sP = la production horaire de la colonne d'eau exprimée en mg C/m²/h

0.9 est un facteur empirique qui tient compte des intensités lumineuses non saturantes correspondantes au lever et au coucher du soleil.

La production journalière de la colonne d'eau (sP jour) est obtenue en multipliant la valeur horaire sP par l'insolation journalière exprimée en heures.

5 - 1 - Irradiance (I)

Les données moyennes journalières concernant le rayonnement global incident (I_0) sont exprimées en (J/cm²) et proviennent de la station météorologique de Cognac. Ces données sont d'abord transformées en Wm⁻² en utilisant la correspondance suivante : 1 Wm⁻² = 1,0 J s⁻¹ m⁻². Ces données sont alors transformées en quantum d'énergie par la relation suivante : 1 Wm⁻² = 4,6 μmol s⁻¹ m⁻² = 4,6 μE s⁻¹ m⁻².

Connaissant l'irradiance (I), il est possible de calculer l'intensité des radiations photosynthétiquement actives (PAR) en subsurface (I_0') sachant que 10% du rayonnement solaire sont réfléchis par la surface de l'eau, en moyenne journalière, et que les PAR représentent 46% de la lumière pénétrant dans l'eau.

$$I_0' = 0.9 * 0.46 * I = 0.414 * I$$

Les données concernant l'insolation journalière (exprimées en heures) ont été communiquées également par la station météo France de Cognac.

5 - 2 - Détermination du coefficient moyen d'atténuation (K) verticale des rayonnements dans le domaine du visible

Le coefficient d'atténuation verticale de la lumière est lié à la profondeur limite de visibilité du disque de secchi (Zds) par une relation non linéaire (Preisendorfer, 1986) et qui diffère selon les

milieux. Toutefois comme il n'a pas été déterminé pendant cette étude, c'est celui proposé par Vollenweider (1969) qui a été retenu et qui s'exprime selon la relation :

$$K = 2 * Zds^{-1}$$

5 - 3 - Résultats

La figure (3.14) présente pour chacune des quatre stations, l'évolution de la production journalière de la colonne d'eau en fonction du temps. Quelle que soit la station considérée, la production phytoplanctonique obtenue au mois de novembre est très faible (< 13 mgC/m²/j). On constate également que cette production présente des valeurs modérées de juin à fin juillet et ceci quelle que soit la station considérée.

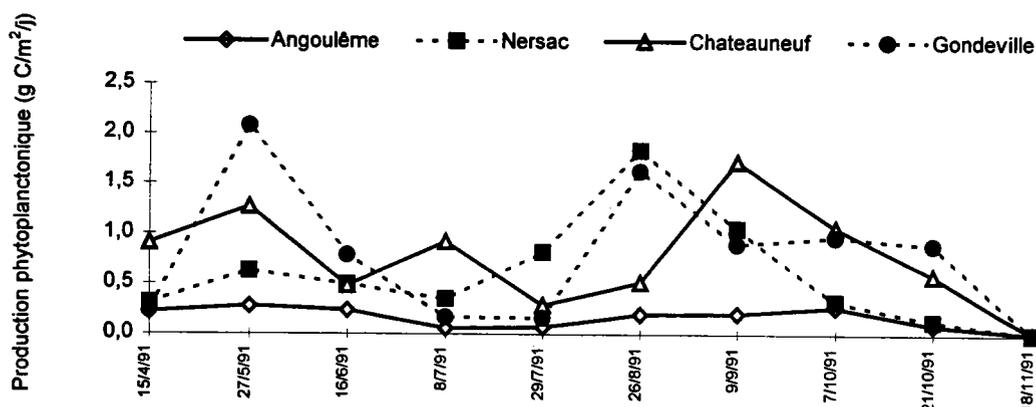


Figure 3.14 - Evolution de la production phytoplanctonique (g C/m²/j) sur 4 stations du fleuve Charente d'avril à novembre 1991.

Des mois d'avril à octobre, la production moyenne journalière de la colonne d'eau est faible (0.18 g C/m²/j) en amont d'Angoulême. La production phytoplanctonique augmente de façon significative en aval des rejets de l'agglomération d'Angoulême (0.66 g C/m²/j à Nersac), toutefois en moyenne les valeurs les plus importantes sont obtenues à Gondeville (0.87 g C/m²/j) et à Châteauneuf (0.86 g C/m²/j) (tableau 3.13).

	amplitude	moyenne* (g C/m ² /j)	écart-type*	coefficient de variation*
Angoulême	0.01 - 0.31	0.18	0.08	47
Nersac	0.00 - 1.83	0.66	0.52	79
Châteauneuf	0.00 - 1.73	0.86	0.45	52
Gondeville	0.00 - 2.08	0.87	0.66	76

Tableau 3.13 - Valeurs de production phytoplanctonique journalière (g C/m²/j), obtenues sur 4 stations de la Charente entre avril et novembre 1991. * = pour calculer la moyenne les valeurs de novembre n'ont pas été prises en compte.

cours d'eau	référence	Productions journalières brutes (g C/m ² /j)		maximum de chlorophylle-a (µg/l)
		minimum	maximum	
Loire	Billen <i>et al.</i> (1984)	0.05	2.7	158
Oise	Billen <i>et al.</i> (1984)	0.07	2.7	101
Lot	Capblancq et Dauta (1978)	0.068	2.32	15
Moselle	Gicleux (1992)	0.00	4.63	134
Seille	Gicleux (1992)	0.00	5.04	231
Vire	Dulac (1981)	0.00	1.04	122
Charente	cette étude	0.00	2.08	39

Tableau 3.14 - Présentation de productions journalières brutes mesurées dans quelques cours d'eau français.

Le **tableau 3.14** permet de situer nos données par rapport à des mesures effectuées dans d'autres cours d'eau. On peut ainsi constater que la plage de variation de nos valeurs est voisine de celles trouvées dans la littérature.

6 - Discussion

On a constaté que pour les quatre stations suivies lors de cette étude, la biomasse maximale d'une algue de référence (*Raphidocoelis subcapitata*), en dehors de toutes limitations autre que celles liées à la qualité de l'eau d'un échantillon donné, pouvait être élevée (> 250 µg/l de chlorophylle-a). Dans le même temps, l'estimation de la biomasse algale au niveau des stations fait apparaître des valeurs de chlorophylle-a (< 50 µg/l) beaucoup plus faibles (**tableau 3.15**).

	Moyenne du potentiel de fertilité (µg chl-a/l)	Moyenne de la biomasse algale (µg chl-a/l)
Angoulême	267 (145 - 454)	3.8 (0.9 - 9)
Nersac	375 (173 - 571)	9.7 (2.8 - 30.6)
Châteauneuf	350 (149 - 489)	16.9 (3.4 - 39.4)
Gondeville	341 (172 - 450)	12.4 (1.2 - 35.5)

Tableau 3.15 - Moyenne des potentiels de fertilité et des biomasses algales au niveau de 4 stations sur la Charente. Le nombre de valeurs pris en compte est de dix.

De ce fait, il nous a paru intéressant de voir quels pouvaient être les facteurs explicatifs de la faible synthèse de biomasse phytoplanctonique dans le milieu naturel.

6 - 1 - Température de l'eau

En ce qui concerne la température, ce ne sont pas tant les valeurs absolues (18 à 20 °C) mesurées en période estivale mais plutôt le rafraîchissement des eaux de la Charente (- 2°C) suite aux apports de la Touvre qui pourrait être de nature à limiter le développement du phytoplancton.

6 - 2 - Coefficient d'extinction de la lumière (Ke)

Nous n'avons pas pris en compte les résultats de novembre puisque la Charente était en crue (Ke moyen = 3.2 m et ze = 1.4 m). La zone euphotique (ze), zone où la production d'oxygène est supérieure ou égale à la consommation par respiration du phytoplancton et dont la limite correspond à une valeur de 1% de l'énergie solaire pénétrant dans l'eau, est voisine de 4 m et ceci quelle que soit la station considérée. Donc pour nos mesures réalisées entre avril et fin octobre 1991, l'ensemble de la couche d'eau peut être le siège d'une production primaire planctonique. Ainsi, nous en déduisons que l'énergie lumineuse disponible dans la tranche d'eau est suffisante pour la photosynthèse planctonique (**tableau 3.16**).

	Ke (m ⁻¹) et son amplitude de variation	profondeur moyenne de la station (m)	Zone euphotique moyenne (m)
Angoulême	1.2 (0.8 - 1.5)	2.9	3.8
Nersac	1.1 (0.6 - 1.4)	3	4.2
Châteauneuf	1.2 (0.9 - 1.4)	3	3.8
Gondeville	1.1 (0.7 - 1.3)	3	4.2
moyenne	1.15 m	3	4

Tableau 3.16 - Coefficient d'extinction de la lumière sur les quatre stations suivies lors de cette étude.

6 - 3 - Teneurs en nutriments

Les nutriments pris en compte sont le phosphore, l'azote et la silice. Nous avons vu précédemment que le phytoplancton de la Charente était composé à 90% de Diatomées et de Chlorophycées. Seule l'influence des nutriments sur ces deux familles sera prise en compte.

Le rôle limitant de la silice concerne uniquement les Diatomées qui l'utilisent pour l'élaboration de leur frustule. Dans la mesure où le peuplement phytoplanctonique est constitué en grande partie par les Diatomées et que toute limitation de leur croissance peut favoriser le développement d'autres espèces algales, cet élément a donc été pris en compte. L'hypothèse de départ nous amène à considérer que le processus de la biomasse obéit à une cinétique de Michaelis-Menten par rapport à la concentration extérieure en éléments nutritifs considérés. Ainsi, la constante de demi-saturation caractérise l'affinité des algues pour les éléments nutritifs.

En dessous de cette valeur, on admet qu'il peut y avoir limitation de la croissance algale. Cette hypothèse est simplificatrice car elle ne tient pas compte du fait que les algues peuvent effectuer des réserves, phénomène souvent désigné sous le terme de consommation de luxe, et donc poursuivre leur croissance dans des conditions a priori limitantes. Ainsi, Dauta (1982) a montré que les concentrations internes en silice pouvaient être 250 fois plus élevées que dans le milieu externe.

Les valeurs des constantes de demi-saturation prises en compte (**tableau 3.17**) sont, pour le phosphore et la silice, celles déterminées expérimentalement sur des populations naturelles de la Seine (Garnier *et al.*, 1995) et pour l'azote celles obtenues par Dauta (1982) sur huit espèces en culture.

constantes de demi-saturation	Diatomées	Chlorophycées	référence
KpSi (mgSiO ₂ /l)	0.13 - 0.17	-	Garnier <i>et al.</i> (1995)
KpP (µgP/l)	4.3 - 5.9	1.1	Garnier <i>et al.</i> (1995)
KpN (µgN/l)	1 - 1.75		Dauta (1982)

Tableau 3.17 - Constantes de saturation pour la silice, le phosphore et l'azote.

Quelle que soit la station considérée, on constate en comparant les **tableaux 3.17 et 3.18**, qu'aucun des éléments nutritifs considéré n'a un rôle limitant dans le développement du phytoplancton sur notre zone d'étude.

	PRS (mgP/l)	NO ₃ + NH ₄ (mgN/l)	SiO ₂ (mg/l)
Angoulême	0.27 0.037 - 0.42	3.2 1.6 - 7.1	7.3 3.2 - 11
Nersac	0.55 0.12 - 1.05	3.6 1.7 - 8.3	6.6 3.2 - 10.5
Châteauneuf	0.48 0.08 - 0.8	3.8 1.7 - 8.2	5.5 1.7 - 8.2
Gondeville	0.45 0.07 - 0.69	3.9 1.3 - 8.2	5.3 2.1 - 11

Tableau 3.18 - Teneurs moyennes (en gras dans le tableau) et amplitudes de variation en phosphore, azote et silice sur les quatre stations étudiées.

6 - 4 - Influence des micropolluants organiques et minéraux

6 - 4 - 1 - Teneurs en herbicides

Les herbicides peuvent représenter un autre type de facteur susceptible d'altérer la physiologie du phytoplancton et contribuer ainsi au déclin des populations de phytoplancton. Garnier *et al.*

(1995) ont mis en évidence, sur des cultures de phytoplancton issues de la Seine et des cultures de Diatomées, que seules des concentrations de l'ordre de 50 µg/l en atrazine et en simazine avaient un effet significatif sur le taux maximum de photosynthèse (P^B_{max}). Ces valeurs sont bien supérieures à celles mesurées depuis 1992 sur la Charente au niveau de St Simeux (agence de l'eau Adour-Garonne, 1997) puisque les concentrations ne dépassent pas 1.2 µg/l. D'autres herbicides tels l'alachlor (0.11 µg/l), le métolachlor (0.12 µg/l), l'imazametabenz (0.13 µg/l) peuvent être détectés de façon ponctuelle sur cette station. Toutefois, comme l'ont souligné Bérard et Pelte (1999) dans leur revue bibliographique, l'impact des herbicides sur les algues est variable selon la structure des peuplements (liée aux successions) et les paramètres environnementaux, notamment liés à la saison.

6 - 4 - 2 - Autres micropolluants

L'agence dispose d'une station de mesure à St Simeux (018000) qui lui permet de contrôler la pollution provenant de l'agglomération d'Angoulême. Les résultats obtenus (agence de l'eau Adour-Garonne, 1997) mettent en évidence que la contamination des sédiments vis-à-vis des hydrocarbures aromatiques polycycliques, des métaux (As, Cd, Pb, Hg, Cr, Zn, Cu, Ni) et des polychlorobiphényles présente des risques d'écotoxicité pour l'écosystème aquatique. Il est donc possible que ces micropolluants organiques et métalliques puissent limiter le développement du phytoplancton. Il est à noter qu'une telle hypothèse a déjà été avancée (SIEE, 1996) pour expliquer les faibles biomasses algales dans le Tarn en aval de sa confluence avec l'Agout (teneurs en chrome importantes résultant de l'activité des mégissiers).

6 - 5 - Temps de rétention de l'eau

Les variations de biomasse phytoplanctonique dans un tronçon de rivière dépendent du bilan entre l'accroissement de la densité d'algues par division cellulaire et la dilution par l'eau provenant de l'amont. Les concentrations en éléments nutritifs dissous dans l'eau ne sont pas limitantes pour le développement des algues. Dans ces conditions, le temps de doublement des algues planctoniques est de 2 jours. Donc c'est le temps de rétention de l'eau qui va fixer la production de la biomasse algale au sein des tronçons. Pour déterminer précisément ce temps de rétention il faudrait disposer de données morphométriques précises comme l'a fait Qotby (1996) pour le Lot. Dans la mesure où l'on ne disposait pas de telles mesures, nous avons considéré une profondeur et une largeur moyenne respectivement de 3 et 55 m. Pour la longueur des tronçons nous l'avons estimé à partir des cartes IGN au 1/25.000. Sur le secteur étudié, nous avons estimé pour trois débits différents (5, 10 et 30 m³/s), le temps de rétention

pour chaque tronçon. La **figure 3.15** illustre que pour un débit de $5 \text{ m}^3/\text{s}$, la masse d'eau qui part au temps $t=0$ jours d'Angoulême, met environ 17 jours pour atteindre le bief de Gondeville.

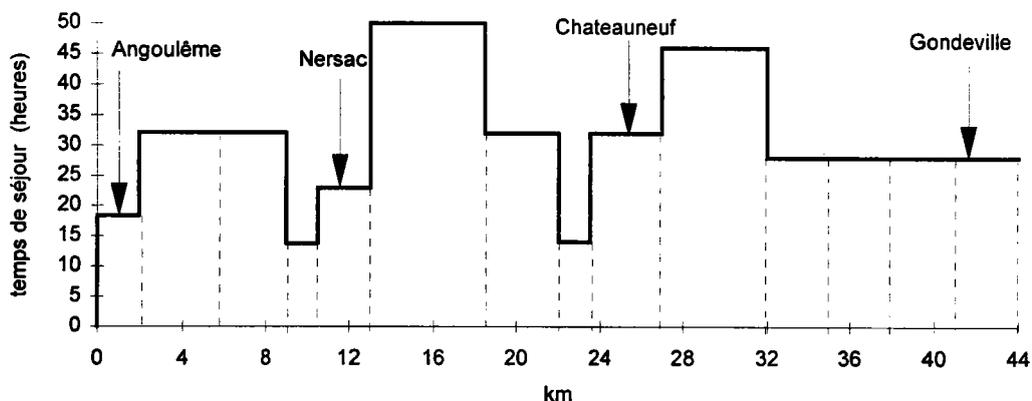


Figure 3.15 - Temps de séjour (heures) dans les différents biefs du secteur étudié pour un débit de $5 \text{ m}^3/\text{s}$.

Nous constatons que les algues présentes à Angoulême disposent d'un temps de séjour (chiffre en gras dans le tableau 3.19) qui leur permet à l'étiage de doubler leur biomasse (chiffre entre parenthèses dans le tableau 3.19) entre quatre (débit $\leq 10 \text{ m}^3/\text{s}$) et huit reprises (débit $\leq 5 \text{ m}^3/\text{s}$) avant d'atteindre Gondeville (**tableau 3.19**).

	$5 \text{ m}^3/\text{s}$	$10 \text{ m}^3/\text{s}$	$30 \text{ m}^3/\text{s}$
Nersac	5 (2)	2 (1)	1 (-)
Châteauneuf	10 (5)	5 (2)	2 (1)
Gondeville	17 (8)	8 (4)	3 (1)

Tableau 3.19 - Temps de séjour (j), en fonction du débit, d'une masse d'eau partant d'Angoulême au temps $t=0$, avant d'atteindre les stations de Nersac, Châteauneuf et Gondeville.

Les conditions hydro-morphodynamiques (débit d'étiage faible, successions de biefs) de la Charente sur le secteur étudié sont favorables au développement de la biomasse algale. Elles ne peuvent en aucun cas permettre d'expliquer la faiblesse des biomasses algales observées.

6 - 6 - Influence du zooplancton et des organismes benthiques

Nous n'avons étudié ni l'influence du zooplancton ni celle des organismes benthiques sur le développement du phytoplancton. Toutefois, Hanset *et al.* (1991) ont mis en évidence que le déclin du phytoplancton printanier de la Seine coïncide avec un accroissement spectaculaire de l'abondance des organismes zooplanctoniques (broutage). En ce qui concerne les organismes benthiques, Garnier *et al.* (1998) ont mis en évidence que les moules d'eau douce (*Dreissena polymorpha*) peuvent avoir un rôle significatif de régulation (filtration) du phytoplancton de la

Seine. Seule une étude spécifique pourrait permettre de préciser le rôle de ces organismes sur le contrôle du phytoplancton.

6 - 7 - Autres formes végétales

Nous avons exploité les résultats d'études spécifiques entreprises sur les macrophytes et le périphyton afin de préciser la part relative en terme de biomasse et de productivité de ces différentes formes végétales au niveau de la station de Nersac, dont la morphométrie établie par Mary (1994 a) est présentée ci-après.

	Longueur (m)	largeur (m)	profondeur moyenne (m)	volume estimé (m ³)	superficie estimée (ha)
Nersac	506 m	58.6	2.6	7.7	2.96

Afin de comparer les résultats obtenus pour les trois formes végétales, nous avons décidé de les exprimer en unité carbone.

6 - 7 - 1 - Estimation de la biomasse produite par les macrophytes, le périphyton et le phytoplancton

- **Macrophytes**

En 1993, la biomasse développée à Nersac est de 105 kg de matières sèches par hectare (Mary, 1994 b). Sachant que la composition minérale des végétaux en carbone équivaut à environ 50% de leur poids sec (Heller, 1984), nous en déduisons que la biomasse carbonée à Nersac est de 52 kg C/ha, soit **154 kg C**.

- **Périphyton**

Le périphyton se développe sur la surface foliaire développée par les végétaux et son développement atteint son maximum dans la tranche 0-1m (Lahoun, 1994 ; Beuffe, 1996).

En utilisant la corrélation établie par Mary (1994 b) entre le poids sec et la surface foliaire développée : 1 kg de matières sèches de plantes = 72 m² de surface foliaire, nous en déduisons que le périphyton colonise une surface foliaire développée de 0.86 ha. La biomasse chlorophyllienne du périphyton a été estimée à 56 mg/m² à Nersac (Lahoun, 1994). En utilisant le rapport C/chlorophylle-a = 46.8, déterminé lors de cette étude, on estime que la biomasse carbonée du périphyton à Nersac est de **22 Kg C**.

- **Phytoplancton**

En période estivale, la concentration en chlorophylle-a a été estimée à 12 µg/l. En considérant que le phytoplancton atteint son maximum dans la tranche 0-1m, nous en déduisons que la biomasse carbonée (C/Chl-a = 46.8) liée au phytoplancton à Nersac est de **16 kg C**.

6 - 7 - 2 - Estimation de la productivité macrophytique, périphytique et phytoplanctonique

• **Macrophytes**

Compte tenu du fait que les estimations de biomasse réalisées sur la Charente ne comptabilisent que la biomasse au dessus du sol (donc sans les systèmes racinaires qui peuvent persister en hiver), le raisonnement qui suit peut-être appliqué. La biomasse carbonée produite par les macrophytes est de 52 kg C/ha. Sachant que la période de croissance des macrophytes immergées est de 75 jours, nous en déduisons que leur productivité est de **0.070 g C/m²/j**. Cette valeur se situe dans la fourchette basse de productivité (0.06 à 5.4 g C/m²/j) de différentes espèces de *potamogeton* (Wade, 1990). Il est à noter que la productivité maximale de certains herbiers (espèce principale = *Ranunculus fluitans*) sur la Dordogne au niveau d'Argentat peut atteindre de 1 à 2 g C/m²/j (Petitjean, 1981).

• **Périphyton**

Les travaux réalisés par Lahoun (1994) ont permis d'estimer la production primaire moyenne du biofilm algal (en utilisant un phytosynthétron) à **1.4 g C/m²/j** à la station de Nersac.

• **Phytoplancton**

Lors de cette étude on a mis en évidence que la productivité phytoplanctonique à Nersac était en moyenne de **0.66 g C/m²/j**.

Le **tableau 3.20** récapitule les principaux résultats obtenus et met en évidence que les macrophytes représentent 80% de la biomasse carbonée végétale au niveau de Nersac. Par contre, c'est le compartiment périphytique qui à lui seul représente 64% de la productivité.

	Biomasse (kg C)	Productivité (g C/m²/j)
Macrophytes	154	0.07
Périphyton	22	1.4
Phytoplancton	16	0.66

Tableau 3.20 - Biomasse (kg C) et productivité (g C/m²/j) des différents compartiments végétaux au niveau de la station de Nersac.

Il nous a paru intéressant pour terminer cette discussion de comparer nos résultats à la notion de concept de continuité développé par Vannote *et al.* (1980). Ce concept part du principe, qu'en dehors de tout aménagement susceptible de modifier les conditions d'écoulement et de profondeur, un réseau fluvial offre un gradient continu de conditions physiques. Pour différencier ces différents types physiques, c'est la technique d'ordination des cours d'eau de Strahler (1952) qui est préconisée pour son objectivité et sa facilité de mise en oeuvre. La convention est de qualifier tous les cours d'eau pérennes de tête de bassin, jusqu'à la première confluence, de cours d'eau de premier ordre ou de rang 1. La rencontre de deux cours d'eau de premier ordre

forme un cours d'eau de second ordre. D'une façon plus générale, la confluence de deux cours d'eau d'ordre n produit un cours d'eau d'ordre $n+1$ (figure 3.16).

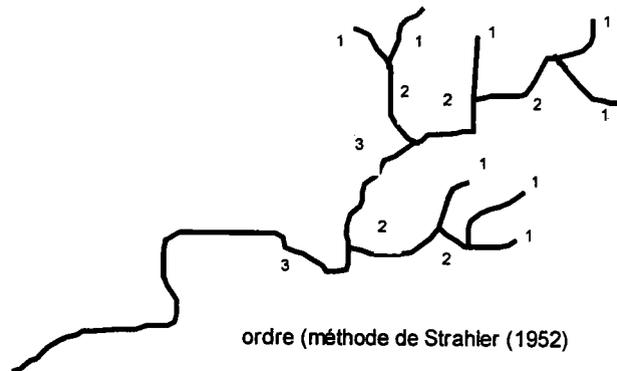


Figure 3.16 - Exemple d'ordination de cours d'eau d'après la méthode de Strahler (1952).

Ce gradient physique suscite chez les populations colonisant dans le réseau, une série de réponses aboutissant à un continuum d'ajustements biologiques. Ainsi, pour les végétaux aquatiques il apparaît que les formes fixées (algues périphytiques et macrophytes) dominent dans les cours d'eau d'ordre inférieur à 5. Le phytoplancton n'atteint des densités appréciables que dans les segments d'ordre supérieur 5 à 6. L'augmentation de la profondeur en fonction de l'ordre implique que le taux de croissance moyen du phytoplancton diminue aux ordres supérieurs, la colonne d'eau étant moins éclairée. En ce qui concerne la Charente, le secteur étudié correspond à un ordre 4. Les résultats présentés ci-avant, sont concordants avec le concept de Vannotte (1980) puisque la biomasse des macrophytes et la productivité liée au périphyton sont supérieures à celles du phytoplancton.

Résumé du chapitre III

Sur la totalité du phosphore présent dans l'eau à un moment donné, seule une fraction est biodisponible, c'est à dire assimilable par les algues. Ainsi la mise en oeuvre de bioessais utilisant une population d'algues test (*Raphidocoelis subcapitata*) a permis de déterminer cette fraction biodisponible du phosphore.

Les trois prétraitements utilisés lors de la préparation des échantillons destinés aux bioessais (autoclavage, ultraviolets et le couplage filtration-autoclavage) permettent d'éliminer les organismes indigènes (algues, bactéries) qui sont présents dans les échantillons d'eau provenant du milieu naturel. Cependant, à l'issue de ces traitements, la physico-chimie initiale de l'échantillon s'en trouve modifiée. Ainsi, on retiendra que les ultraviolets provoquent un doublement des teneurs en nitrites et que l'autoclavage et le couplage filtration-autoclavage provoquent une baisse respective de 55 % et 16 % des teneurs initiales en phosphore réactif.

soluble. De plus, les ultraviolets induisent l'apparition de nouveaux composés qui altèrent la croissance de l'algue test.

Les résultats de ces bioessais ont permis de mettre en évidence que la totalité du phosphore réactif soluble (déterminé par analyse physico-chimique) correspond à du phosphore biodisponible pour les algues. Il ressort également que le potentiel de fertilité, exprimé en chlorophylle-a, des eaux de la Charente est nettement supérieur aux valeurs réellement mesurées *in situ*. En effet, les plus fortes valeurs en chlorophylle-a dans le milieu naturel n'excèdent pas 40 µg/l alors que le potentiel de fertilité permet d'atteindre des valeurs supérieures à 300 µg/l. Nous avons pu mettre en évidence que ni les conditions hydrodynamiques, ni les teneurs en nutriments, ni la pénétration lumineuse dans l'eau ne pouvaient expliquer une telle différence. Par contre, en exploitant les résultats acquis lors d'études effectuées ultérieurement à ce travail, on a pu mettre en évidence que d'autres compartiments végétaux (les macrophytes et le périphyton) présentaient des biomasses ou des activités supérieures à celles du phytoplancton. Il est donc probable que la faible biomasse phytoplanctonique puisse s'expliquer en partie par des phénomènes de compétition entre ces divers compartiments. On retiendra également que la Charente présente une richesse floristique (255 espèces) normale et du même ordre de grandeur que celle d'un fleuve comme la Seine. Les familles d'algues les mieux représentées sur la Charente sont les Chlorophycées et les Diatomées. On notera la présence épisodique de Cyanophycées et des Chromophycées. En ce qui concerne les Euglénophycées, elles ne sont jamais abondantes. Cette composition du phytoplancton de la Charente est assez fréquente dans d'autres grands cours d'eau (Seine, Loire, Meuse, Moselle).

CHAPITRE 4

La communauté bactérienne

Chapitre IV

Dynamique de la communauté bactérienne

Chapitre IV : Dynamique de la communauté bactérienne

1 - Introduction

Les cours d'eau véhiculent de nombreux micro-organismes (champignons, virus, bactéries...). En ce qui concerne spécifiquement les bactéries, elles peuvent avoir des origines très différentes. Ainsi, celles naturellement présentes dans les rivières (appelées autochtones) y jouent des rôles considérables dans les cycles biogéochimiques (dénitrification, nitrification, dégradation de la matière organique...). A l'inverse, certaines bactéries (appelées allochtones) sont rejetées dans les rivières, alors qu'à l'origine ce milieu ne constitue pas leur environnement habituel puisqu'elles peuvent provenir par exemple des effluents des stations d'épuration ou bien encore de la microflore intestinale animale (bactéries fécales). Quelle que soit son origine, le compartiment bactérien est capable de réagir rapidement à des variations de conditions environnementales. Nous avons évoqué précédemment le fait que les rejets industriels et urbains de l'agglomération d'Angoulême représentaient des apports en matières azotées, phosphorées et organiques très importants pour le fleuve Charente. On imagine aisément que les apports de bactéries allochtones doivent être également importants. De ce fait, l'étude de la réponse (modifications d'abondance et d'activité) de la communauté bactérienne au sens large et sans distinction des bactéries dites «allochtones et autochtones» à ce changement de composition physico-chimique semblait primordial.

2 - Matériel et méthodes

2 - 1 - Le dénombrement total des bactéries et des bactéries métaboliquement actives.

Ce paragraphe a fait l'objet d'une publication (Rebillard et Torre, 1993).

Les comptages cellulaires ont été effectués après mise au point d'un protocole dérivé de la technique décrite par Dufour *et al.* (1990). Cette méthode repose sur le principe que les bactéries actives peuvent être détectées par microscopie car elles possèdent un système de transport d'électrons intact capable de réduire l'INT (2-(p-iodophényl)-3-(p-nitrophényl)-5-phényl tetrazolium chloride) incolore, en un dépôt intracellulaire optiquement dense (cristaux rouges).

Dix millilitres d'échantillon sont mis à incuber 1h à l'obscurité et à la température de terrain avec 1 ml d'INT (concentration finale 0.02%) et 1 ml de KCN (concentration finale en CN⁻ 0.2 nM). L'incubation est stoppée par addition de 0.5 ml de formol (concentration finale 5%), les échantillons sont conservés à 4°C et à l'obscurité jusqu'à la préparation des lames. Les dilutions sont effectuées dans de l'eau déminéralisée stérile et de façon à obtenir de 10 à 20 bactéries par champ microscopique observé.

Les échantillons sont filtrés sur des membranes en nuclépore noires (Millipore) de porosité 0.2 µm et de diamètre 25 mm. Les membranes sont recouvertes pendant 5 mn d'une solution de DAPI¹ (Sigma, solution mère à 200%), puis rincées avec 5 ml d'eau déminéralisée stérile. Séchées à l'air les membranes sont ensuite coupées en 4 parties égales. Chaque quart est monté entre 2 gouttes d'huile et entre lame et lamelle.

Pour chaque champ, une première observation a été effectuée en lumière transmise pour détecter les cellules possédant des granules de formazan, immédiatement suivie par une observation en épifluorescence pour déterminer le nombre total de bactéries. Le microscope à épifluorescence Leitz Laborlux S (50W) étant couplé à un ensemble vidéo (caméra noir et blanc CCD 0.5 lux, unité de contrôle C2400-77 Hamamatsu, écran de contrôle et vidéo imprimante). Ceci a permis d'obtenir instantanément des clichés de tous les champs observés. Cette procédure est répétée 5 fois pour chaque quart de lame, donc au total 20 champs sont observés par échantillon.

2 - 2 - Estimation des biovolumes et de la biomasse bactérienne

2 - 2 - 1 - Les biovolumes

Afin de calculer le biovolume moyen, les bâtonnets sont considérés comme des cylindres à bouts hémisphériques et les coques comme des sphères (Watson *et al.*, 1977).

La mesure (longueur (L) et largeur (l)) des cellules bactériennes s'est effectuée sous loupe, à l'aide d'une feuille de papier millimétré transparente, avec la correspondance suivante : (1 mm = 1 µm). Les biovolumes (V) ont été déterminés en appliquant la formule de Bratbak (1985) soit :

$$V = (\pi/4) * l^2 * (L-l/3)$$

Pour chacun des échantillons, les cellules qui ne sont repérées qu'à un seul exemplaire pour une taille donnée sont systématiquement éliminées des comptages.

Toutes les cellules sont comptabilisées, dans un premier temps, en une vingtaine de classes de volumes correspondant à toutes les tailles observées dans nos échantillons.

¹ DAPI : 4'-6-diamidino-2-phénylindole dihydrochlorure

2 - 2 - 2 - La biomasse

Le volume cellulaire a été converti en biomasse carbonée par la relation suivante, déduite des résultats obtenus par Simon et Azam (1989). Cette relation prend en compte la variation du rapport C/V liée à la taille des bactéries.

$$C = 92 \cdot V^{0.598}$$

avec:

C = biomasse individuelle (fg de carbone par cellule),

V = volume cellulaire (μm^3 par cellule).

2 - 3 - Mesure de la production carbonée des bactéries hétérotrophes

Parmi les nombreuses méthodes proposées dans la littérature, il semble que celles d'incorporation de ^3H -thymidine dans l'ADN bactérien et de ^3H -leucine dans les protéines soient les plus fréquemment utilisées. Bien qu'elles permettent toutes deux d'estimer la production carbonée des bactéries hétérotrophes, elles mesurent deux aspects du métabolisme bactérien. Ainsi l'incorporation de ^3H -thymidine dans l'ADN mesure un accroissement du nombre de cellules, alors que l'incorporation de ^3H -leucine dans les protéines permet de quantifier l'accroissement de la biomasse bactérienne. De ce fait et dans la mesure où ces deux méthodes sont complémentaires, nous avons décidé de les mettre en oeuvre en parallèle.

2 - 3 - 1 - Estimation de l'activité bactérienne par incorporation de ^3H -thymidine

2 - 3 - 1 - 1 - Le principe

Cette technique comprend deux phases principales :

- mesure de l'incorporation de ^3H -thymidine dans la fraction insoluble à l'acide trichloroacétique (TCA) froid,
- conversion de ces résultats expérimentaux en production cellulaire, puis en biomasse carbonée.

Afin d'établir un protocole adapté au fleuve Charente, il est nécessaire de déterminer la concentration en ^3H -thymidine nécessaire pour saturer le processus d'assimilation. Cette concentration est en effet variable selon le milieu étudié et l'activité bactérienne (Servais, 1988). L'utilisation d'une concentration inférieure à la concentration saturante entraîne une sous-estimation du taux de synthèse de l'ADN.

2 - 3 - 1 - 2 - Détermination de la concentration saturant le processus d'assimilation

Cette concentration a été déterminée à deux reprises en avril et en mai 1991, à la station de Nersac. L'incorporation de ^3H -thymidine a été mesurée suivant la procédure de référence décrite par Fuhrman et Azam (1982).

A cinq échantillons de 5 ml d'eau de la Charente sont ajoutés respectivement 0.05 ; 0.1 ; 0.15 ; 0.2 et 0.3 nmole de méthyl ^3H -thymidine (Dositek, activité spécifique 1,77 TBq/mmol, stérile en solution aqueuse à 2% d'alcool). Pour chaque concentration de méthyl ^3H -thymidine, nous réalisons des duplicatas. Après 30 mn d'incubation à l'obscurité et à la température *in situ*, les échantillons sont fixés par ajout de 0.25 ml de formol 0.5N (concentration finale 2.5%) . Ils sont ensuite placés pendant 10 mn dans de la glace pilée pour amener leur température à 0°C. Après ajout de 2.5 ml d'une solution à 15% d'acide trichloroacétique (concentration finale 5%) froid (0°C), l'extraction se déroule pendant 30 mn dans de la glace pilée (0°C). Les échantillons sont ensuite filtrés sur des membranes nuclépore (Millipore) de 0.2 μm . Pour les filtrations, nous avons utilisé un collecteur d'échantillons 12 postes (Millipore) légèrement modifié pour permettre de placer des glaçons autour de chaque puits de filtration afin que la température des échantillons reste voisine de 0°C lors de la filtration. Après la filtration, les filtres sont rincés 3 fois avec 5 ml d'une solution de TCA froid à 5%. Les filtres secs sont introduits dans des fioles à scintillation d'une capacité de 20 ml et 5 ml de liquide scintillant Pico fluor 15 (Packard) sont ajoutés. La radioactivité est mesurée par un scintillateur Packard. Deux blancs d'incorporation sont réalisés. Mis à part l'ajout de 0.25 ml de formol simultanément à l'addition de méthyl ^3H -thymidine, le protocole opératoire est identique à celui décrit précédemment. La valeur moyenne de ces blancs est soustraite de la valeur moyenne des deux échantillons. Les résultats (figure 4.1) mettent en évidence que la saturation du processus d'assimilation est obtenue pour une concentration en thymidine de 20 nM. Cependant, par mesure de précaution, pour l'ensemble des campagnes et des stations considérées, on a utilisé une concentration en thymidine de 40 nM

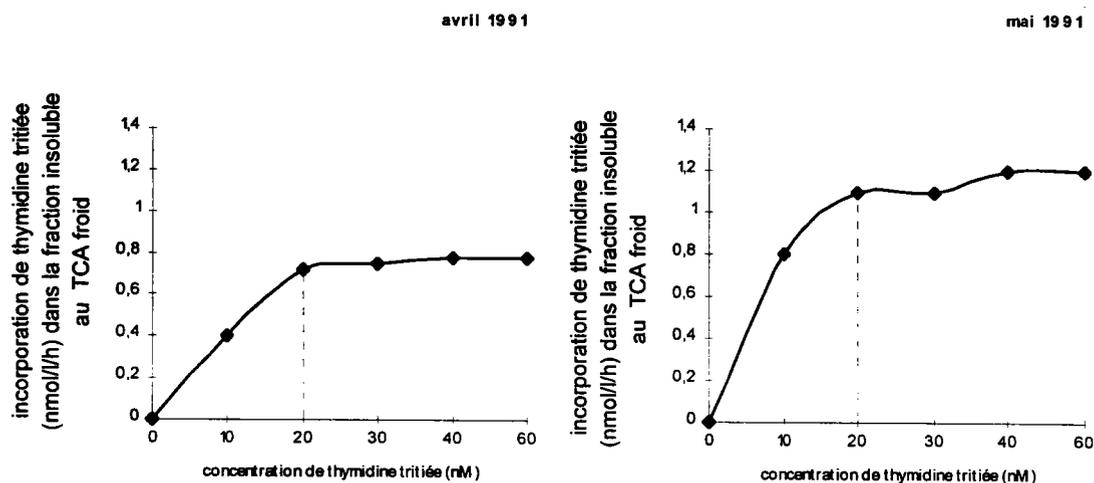


Figure 4.1 - Relation entre l'incorporation de méthyl ^3H -thymidine dans le TCA froid, en fonction de la concentration initiale en thymidine tritiée. Le trait en pointillé matérialise la concentration (20 nM), à partir de laquelle le processus d'assimilation est saturé.

L'estimation de la production bactérienne, à partir des taux d'incorporation de méthyl ³H-thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid, nécessite l'emploi d'un facteur qui permet de convertir ceux-ci en nombre de cellules produites, puis de calculer la production carbonée nette connaissant le contenu moyen en carbone des cellules bactériennes. Ce facteur de conversion peut être déterminé soit de façon expérimentale, soit à partir des bases théoriques relatives aux constituants cellulaires.

2 - 3 - 1 - 3 - Facteurs de conversion expérimentaux

A trois reprises, nous avons déterminé ces facteurs.

*** le protocole**

100 ml d'eau de la Charente (station de Nersac) sont dilués avec 800 ml d'eau filtrée et provenant du même milieu. La filtration s'effectue sur des membranes en nuclépore (Millipore) de porosité 0.22 µm et de diamètre 47 mm.

L'échantillon de 900 ml ainsi constitué est placé dans un erlenmeyer de 1l. Il est ensuite mis à incuber à la température de terrain et à l'obscurité. L'agitation se fait manuellement avant chaque prélèvement. Cinq sous-échantillons de 5 ml chacun sont prélevés au départ, puis toutes les 2h pendant environ 24h. Ces sous-échantillons servent :

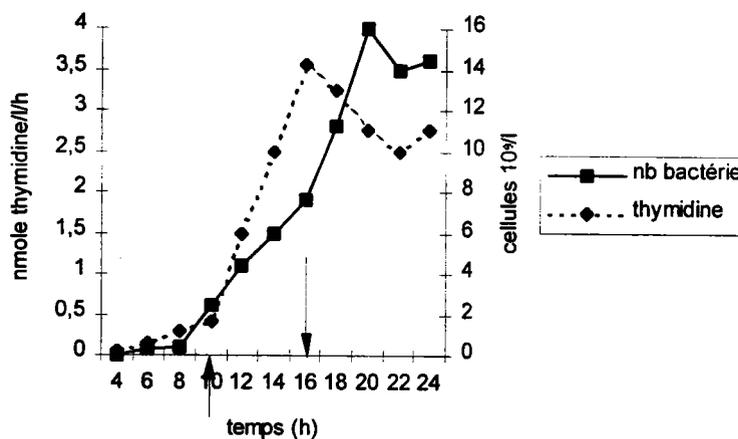
- pour 4 d'entre eux, à mesurer le taux d'incorporation méthyl ³H-thymidine dans le TCA froid (2 blancs et 2 échantillons) selon le protocole décrit ,
- pour l'un d'entre eux, à déterminer le nombre de cellules bactériennes.

*** les résultats**

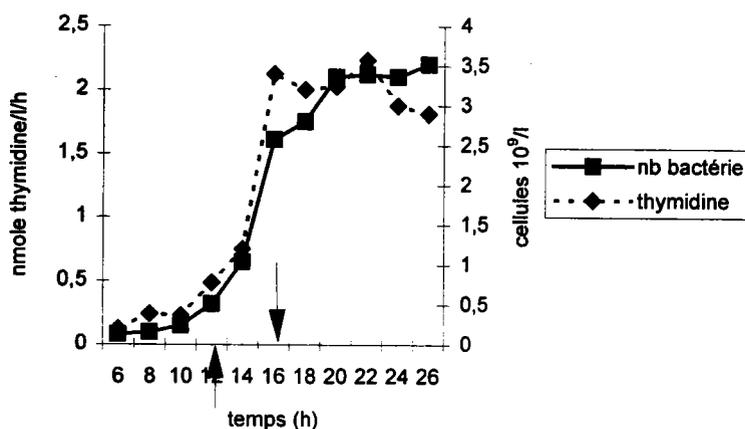
Les facteurs de conversion varient entre 1.3 10¹⁸ et 9.65 10¹⁸ cellules/mole de thymidine incorporée dans la fraction insoluble au TCA froid (**tableau 4.1 et figure 4.2**).

	juillet 91	septembre 91	novembre 91
facteur de conversion (10 ¹⁸ cellules/mole de thymidine incorporée)	9.65	2.03	1.3
température de l'eau (°C) au début et en fin d'expérience	22.5 - 24	17 - 19	10 - 13

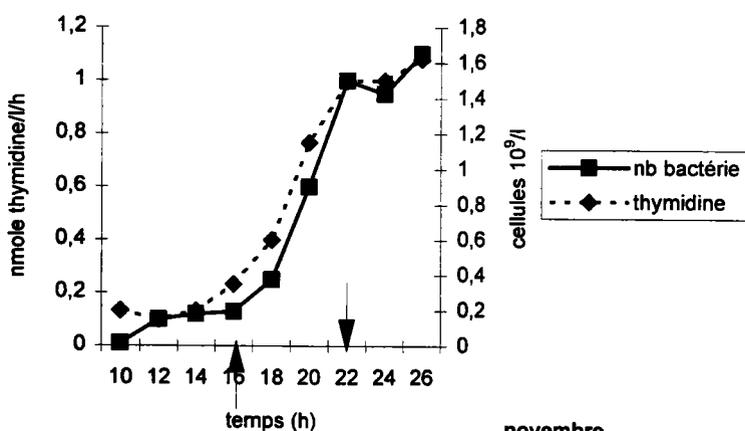
Tableau 4.1 - Valeurs des taux de conversion (10¹⁸ cellules/mole de thymidine incorporée) déterminées expérimentalement sur le fleuve Charente.



juillet



septembre



novembre

Figure 4.2 - Facteurs de conversion déterminés de façon expérimentale en suivant au cours du temps l'accroissement du nombre de bactéries et les taux d'incorporation de thymidine tritiée dans la fraction insoluble au TCA froid. Les flèches indiquent les valeurs prises en compte pour déterminer le facteur de conversion.

Ces valeurs se situent dans la large gamme trouvée dans la littérature (tableau 4.2). En ce qui concerne la valeur du mois de juillet ($9.65 \cdot 10^{18}$ cellules/mole de thymidine), elle est nettement plus élevée que les facteurs théoriques. Cette forte valeur pourrait s'expliquer, comme l'a mis en évidence Bell en 1990, par un phénomène de dilution isotopique intracellulaire (la thymidine tritiée étant apportée en quantité insuffisante pour pouvoir inhiber la synthèse *de novo*) et ceci d'autant plus que ces concentrations saturantes en milieu naturel peuvent se révéler insuffisantes en culture (Bell, 1988). A partir de nos expériences, on remarque également une augmentation des taux de conversion en parallèle avec celle de la température. Il est probable que la vitesse d'assimilation du précurseur soit insuffisante pour saturer le pool interne de thymidine tritiée. Ceci se produit chez des bactéries en forte croissance, c'est à dire notamment quand la température augmente (Smits et Riemann, 1988 ; Simon, 1990). Chacune de ces raisons conduit à une sous-estimation des taux d'incorporation dans les expériences de calibration et contribue ainsi à augmenter l'évaluation du nombre de cellules produites par mole de thymidine tritiée incorporée (Servais et Lavandier, 1995).

Auteurs	Milieu	10^{18} cellules/mole de thymidine incorporée dans la fraction insoluble au TCA
Scavia <i>et al.</i> (1986)	lac	4.7 - 12.3
Servais (1986)	Escaut (rivière)	0.5
Lavandier et Faure (1989)	lac	2 - 10.7
Servais (1990)	mer du Nord	2.66
Chin-Leo et Kirchman (1988)	mer	1 - 5.6

Tableau 4.2 - Présentation de taux de conversion déterminés expérimentalement et issus de la littérature

2 - 3 - 1 - 4 - Facteurs de conversion théorique

Les facteurs déterminés par l'approche théorique se situent entre $0.5 \cdot 10^{18}$ et $2 \cdot 10^{18}$ cellules par mole de thymidine incorporée dans l'ADN (Furhman et Azam, 1982 ; Bell et Kuparinen, 1984 ; Chrost *et al.*, 1988).

Dans le cadre de cette étude, la production bactérienne a été calculée en appliquant un facteur égal à $1 \cdot 10^{18}$ cellules par mole de thymidine incorporée dans le TCA froid.

2 - 3 - 1 - 5 - Calcul de la production carbonée à partir de la production cellulaire

La production carbonée est obtenue en multipliant la production cellulaire par le contenu moyen en carbone des bactéries (§ 2 - 2 - 2).

2 - 3 - 2 - Détermination de la production bactérienne par incorporation de ³H-leucine dans les protéines

A chaque station, l'incorporation de leucine tritiée a été mesurée suivant la procédure de référence décrite par Kirchman *et al.* (1985) et Servais (1990).

A 4 échantillons de 5 ml sont ajoutées 0.01 nmole de ³H-L-Leucine (Dositek, activité spécifique 5.18 Tbq/mmol, stérile en solution aqueuse à 2% d'alcool) puis respectivement 0 ; 0.125 ; 0.25 et 0.375 nmole de L-Leucine (Sigma), de manière à travailler à quatre concentrations différentes de leucine ajoutée (2, 27, 52, 77 nM). Après 30 mn d'incubation à l'obscurité et à température in situ, les échantillons sont fixés par ajout de 0.25 ml de formol (concentration finale 2.5%). Ils sont ensuite placés 10 mn dans de la glace pilée pour amener leur température à 0°C. Après ajout de 2.5 ml d'une solution à 15% d'acide trichloroacétique (concentration finale 5%) froid (0°C), les échantillons sont placés pendant 30 mn dans un bain marie à 80°C, refroidis puis filtrés sur un filtre nuclépore (Millipore) de 0.2 µm. Les filtres secs sont introduits dans des fioles à scintillations et 5 ml de liquide scintillant Pico fluor 15 (Packard) sont ajoutés. La radioactivité est mesurée par un scintillateur Packard. Pour chaque concentration en leucine, un blanc d'incorporation est soustrait. Mis à part l'ajout de 0.25 ml de formol après l'addition de leucine tritiée, le protocole opératoire de réalisation du blanc est identique à celui décrit précédemment.

Le taux de synthèse protéique est estimé selon la méthodologie décrite par Servais (1990). Pratiquement, on porte l'inverse de la vitesse relative d'incorporation de radioactivité dans les protéines (dpm_{aj}/dpm_{inc}) en fonction de la concentration en leucine ajoutée ($L+L^*$), on obtient une droite dont le coefficient angulaire représente l'inverse de la vitesse réelle de synthèse protéique (V_p). La valeur de V_p est exprimée en nmole de leucine incorporée par litre et par heure (**figure 4.3**).

avec :

- dpm_{aj} = quantité de radioactivité ajoutée,
- dpm_{inc} = quantité de radioactivité incorporée,
- L = concentration en leucine froide ajoutée,
- L^* = concentration en ³H leucine ajoutée,
- V_p = vitesse de synthèse protéique

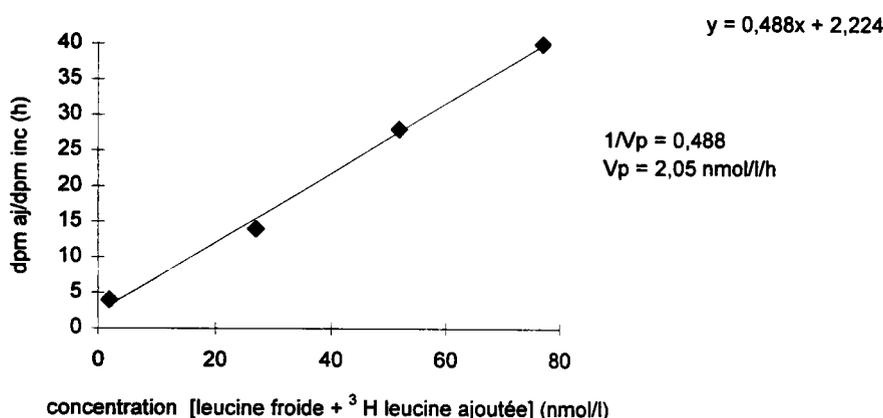


Figure 4.3 - Détermination de la vitesse de synthèse protéique (V_p) exprimée en nanomole de leucine incorporée par litre et par heure. Exemple d'Angoulême le 29 juillet 1991.

2 - 3 - 3 - Production bactérienne carbonée estimée à partir de l'incorporation ³H-leucine dans les protéines

Simon et Azam (1989) ont montré que les protéines et le carbone représentent une proportion constante du poids sec des bactéries. Donc la vitesse de synthèse protéique (le taux d'incorporation de leucine dans les protéines) peut être directement convertie en production carbonée. Le facteur de conversion est de même ordre de grandeur, qu'il soit déterminé de façon expérimentale (à partir de cultures bactériennes diluées et en utilisant des concentrations saturantes de leucine) ou bien à partir de considérations théoriques (Kirchman, 1992 ; Servais et Garnier, 1993). Pour cette étude, nous avons utilisé celui préconisé par Servais et Lavandier (1995), à savoir 1080 g de C/mole de leucine incorporée. Ces auteurs considèrent que la leucine représente 9% des acides aminés contenus dans les protéines bactériennes et que la biomasse carbonée des bactéries représente 86% du poids des protéines. De plus, ils tiennent compte du poids de la molécule d'eau produite lors de la synthèse peptidique.

$$[PM \text{ leucine} - PM \text{ H}_2\text{O}] * (100/9) * 0.86 = 1080 \text{ g C/ mole de leucine incorporée.}$$

avec :

PM leucine = poids moléculaire de la leucine (131),

PM H₂O = poids moléculaire de la molécule d'eau.

3 - Les résultats

3 - 1 - Les dénombrements bactériens

Les dénombrements bactériens mettent en évidence (figure 4.4) un accroissement de l'abondance bactérienne à la station de Nersac (maximum de $9.53 \cdot 10^6$ cellules bactériennes par ml en septembre 1991). Le nombre de cellules bactériennes décroît de façon progressive entre Nersac et Gondeville. D'ailleurs, hormis le pic détecté en juin à Châteauneuf et Gondeville ($\sim 5 \cdot 10^6$ cellules/ml), les dénombrements cellulaires à cette station sont du même ordre de grandeur que ceux d'Angoulême.

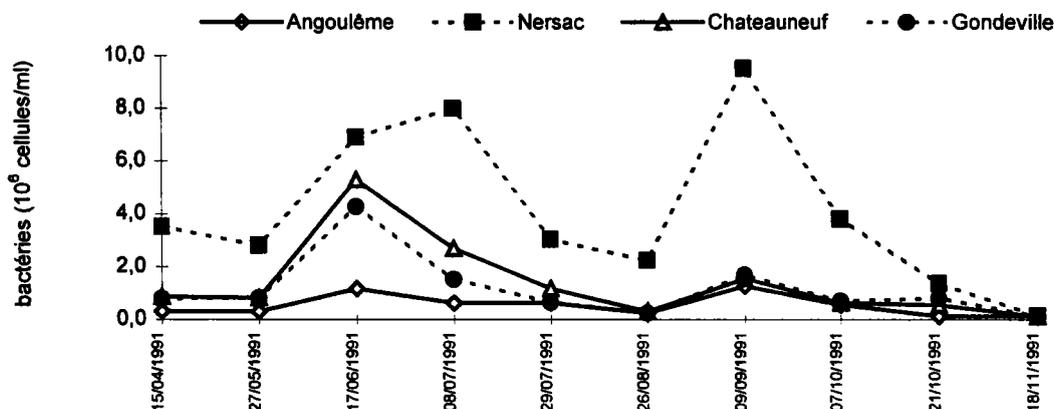


Figure 4.4 - Evolution spatiale et temporelle des dénombrements bactériens (10⁶ cellules/ml) par comptage en épifluorescence au niveau de 4 stations situées sur la Charente.

3 - 2 - La biomasse bactérienne

En novembre, alors que la Charente est en crue ($> 70 \text{ m}^3/\text{s}$), les biomasses bactériennes sont faibles ($< 4 \text{ } \mu\text{g C/ml}$) et comparables entre toutes les stations (figure 4.5).

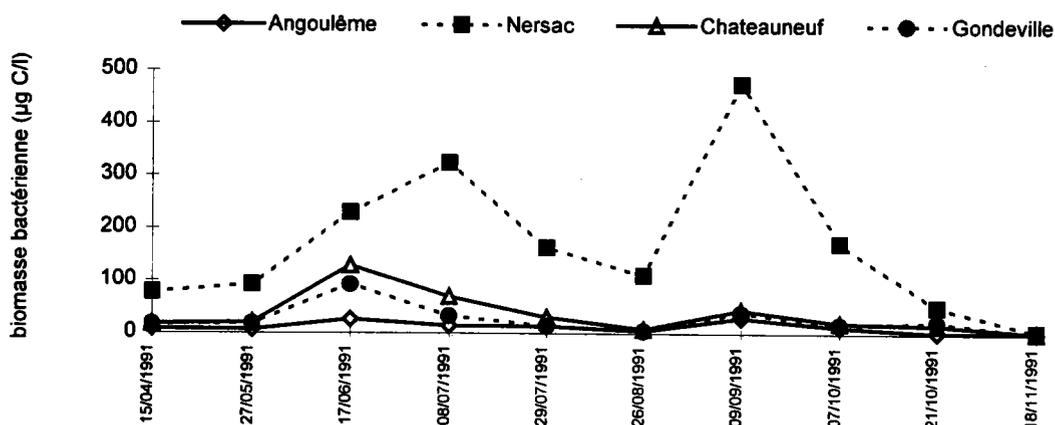


Figure 4.5 - Evolution spatiale et temporelle de la biomasse bactérienne ($\mu\text{g C/l}$) au niveau de 4 stations situées sur la Charente.

La station de Nersac, située en aval immédiat des rejets de l'agglomération d'Angoulême présente la biomasse bactérienne moyenne ($170 \text{ } \mu\text{g C/ml}$) la plus importante (tableau 4.3). Puis elle diminue rapidement vers l'aval ($36 \text{ } \mu\text{g C/ml}$ à Châteauneuf). A Gondeville, on note encore une légère diminution ($26 \text{ } \mu\text{g C/ml}$) sans toutefois revenir à la valeur moyenne de la station de référence ($13 \text{ } \mu\text{g C/ml}$).

	moyenne ($\mu\text{g C/ml}$)	amplitude	écart-type	coefficient de variation (%)
Angoulême	13	2.4 - 29	8.6	67
Nersac	170	3.9 - 475	142	83
Châteauneuf	36	2.6 - 128	38	105
Gondeville	26	1 - 92	26	100

Tableau 4.3 - Présentation des valeurs caractéristiques de la biomasse bactérienne (moyenne, minimum - maximum, écart-type et coefficient de variation). Le nombre de valeurs pris en compte pour chaque station est de 10.

Les résultats de dénombrements bactériens et de biomasse bactérienne du fleuve Charente se situent dans la gamme de ceux relevés dans la littérature et concernant quelques cours d'eau (tableau 4.4).

milieux	saison	abondance (10^9 cellules/l)	biomasse ($\mu\text{g C/l}$)	références
Elbe	annuel	8 - 13	80 - > 240	Gocke et Rheinheimer, 1988
Seine	annuel	1.8 - 16.5	25 - 580	Garnier <i>et al.</i> , 1992
Rhin	printemps	5 - 16	nd	de Ruyter van Steveninck <i>et al.</i> , 1992
Rhin	été	2 - 7	nd	de Ruyter van Steveninck <i>et al.</i> , 1992

Tableau 4.4 - Valeurs d'abondance et de biomasse bactérienne dans des cours d'eau.

La biomasse bactérienne suit la même évolution que la taille et est mieux corrélée au volume qu'à l'abondance cellulaire (tableau 4.5).

	Abondance	volume cellulaire
biomasse bactérienne	0.95 * n = 40	0.73 * n = 40

Tableau 4.5 - Coefficients de corrélation de Pearson calculés entre la biomasse bactérienne et l'abondance et le volume cellulaire. * coefficient de corrélation significativement différent de zéro au seuil de 1%, n = nombre de couples de données.

3 - 3 - Les volumes cellulaires

En ce qui concerne les volumes cellulaires moyens (figure 4.6) une analyse de variance couplée à un test de Tukey a permis de mettre en évidence (tableau 4.6) qu'ils sont plus importants (au seuil de 5%) à la station de Nersac.

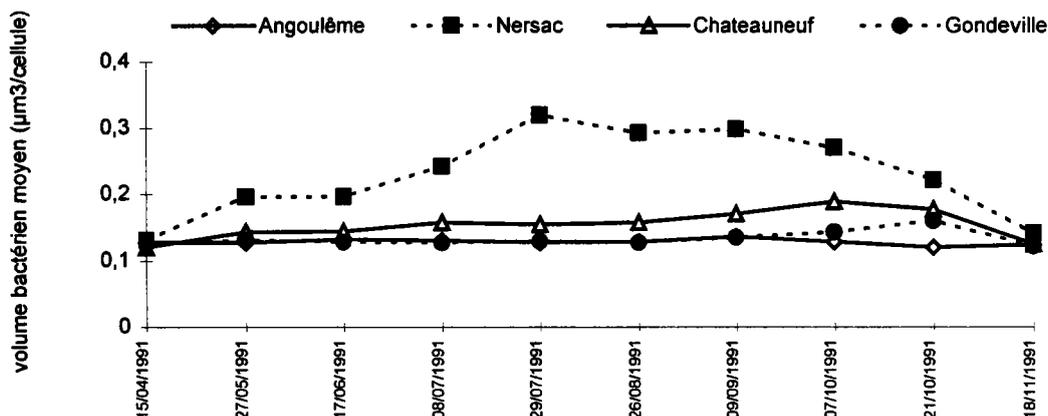


Figure 4.6 - Evolution spatiale et temporelle des volumes cellulaires bactériens (µm³/cellule) au niveau de 4 stations situées sur la Charente.

Source de variation	dispersion	ddl	variance	F
Temps	0,15278	9	0,00169	1,587
Station	0,06608	3	0,02202	20,598
Résiduelle	0,02887	27	0,00106	
Total	0,11024	39		

	N	moyenne	groupes homogènes
Angoulême	10	0,131	**
Gondeville	10	0,133	**
Châteauneuf	10	0,153	**
Nersac	10	0,231	

Tableau 4.6 - Résultats de l'analyse de variance testant la relation entre les volumes cellulaires moyens au niveau des quatre stations et résultats du test de rang de Tukey. N = nombre de campagnes prises en compte.

Simon (1996) a mis en évidence qu'il était possible de distinguer l'origine des bactéries sur la Charente au niveau d'Angoulême, à partir de 3 classes de taille :

- cellules $< 0.08 \mu\text{m}^3$ représentant la communauté des bactéries autochtones,
- cellules $> 0.2 \mu\text{m}^3$ caractérisant les bactéries issues de station d'épuration,
- cellules comprises entre $0.08 \mu\text{m}^3$ et $0.2 \mu\text{m}^3$ constituant un mélange de cellules d'origine mixte.

Ces classes de taille ont été appliquées à l'ensemble de nos prélèvements. On remarque (**figure 4.7**) qu'en moyenne, les rejets de l'agglomération d'Angoulême apportent des cellules allochtones ($> 0.2 \mu\text{m}^3$) mais semblent également favoriser le développement des bactéries autochtones ($< 0.08 \mu\text{m}^3$). Ces phénomènes s'estompent rapidement dans l'espace puisque dès Châteauneuf les cellules de grande taille ont nettement diminué.

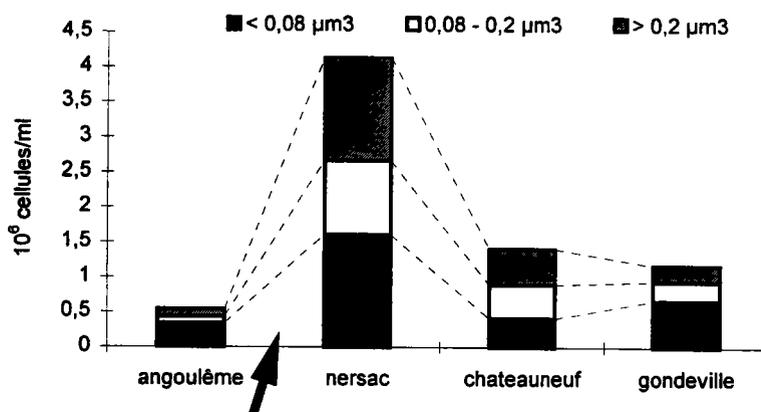


Figure 4.7 - Application des classes de taille, proposées par Simon (1996), à l'ensemble des prélèvements réalisés en 1991. La flèche matérialise les principaux rejets de l'agglomération d'Angoulême.

3 - 4 - Le nombre de cellules actives

Le nombre de cellules actives est très faible à la station de référence (moyenne de $0.14 \cdot 10^6$ cellules/ml). Puis, il augmente brusquement au niveau de la station de Nersac (**figure 4.8**), avec un maximum de $5.7 \cdot 10^6$ cellules/ml le 11 septembre 1991 et en moyenne $1.49 \cdot 10^6$ cellules/ml. Ce nombre décroît ensuite très rapidement pour atteindre des moyennes de $0.32 \cdot 10^6$ cellules/ml à Châteauneuf et $0.14 \cdot 10^6$ cellules/ml à Gondeville.

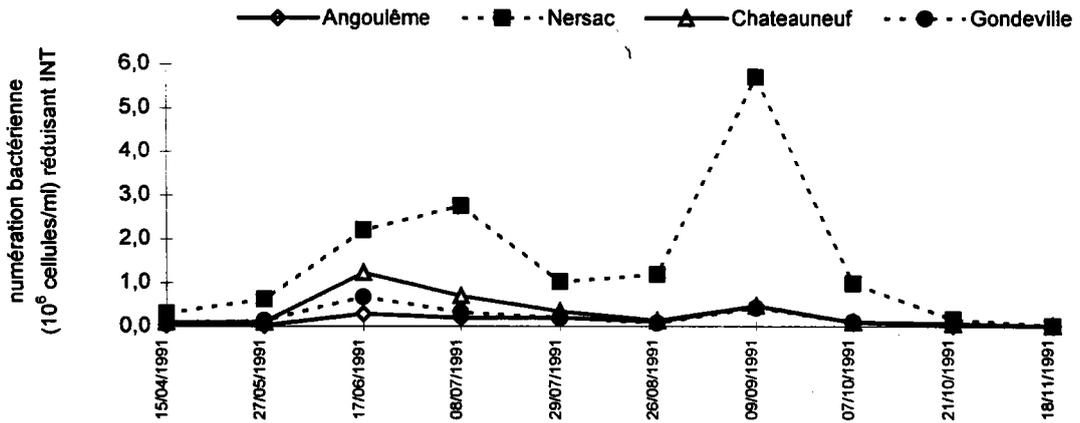


Figure 4.8 - Evolution spatiale et temporelle des numérations bactériennes actives (10^6 cellules/ml), déterminées par la méthode à l'INT, au niveau de 4 stations situées sur le fleuve Charente, lors de 10 campagnes de terrain réalisées d'avril à novembre 1991.

Comme l'illustre le tableau 4.7 nous n'avons pas pu établir de relation significative entre la température de l'eau et les numérations des cellules bactériennes (totales ou actives).

	Nombre total de bactéries	Nombre de bactéries actives
température	temp = 0.2315 bact + 17.584 r = 0.14 (NS) n = 40	temp = 0.6947 bact + 17.631 r = 0.19 (NS) n = 40

Tableau 4.7 - Coefficients de corrélation de Pearson calculés entre la température et le nombre total de bactéries et le nombre de bactéries actives. NS = coefficient de corrélation non significativement différent de zéro au seuil de 1%, n = nombre de couples de données.

3 - 5 - Incorporation de ^3H -thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid

La station de Nersac présente les taux d'incorporation de thymidine tritiée dans la fraction insoluble au TCA froid les plus élevés (figure 4.9). La valeur maximale est atteinte en septembre 1991 (1,8 nmole/h).

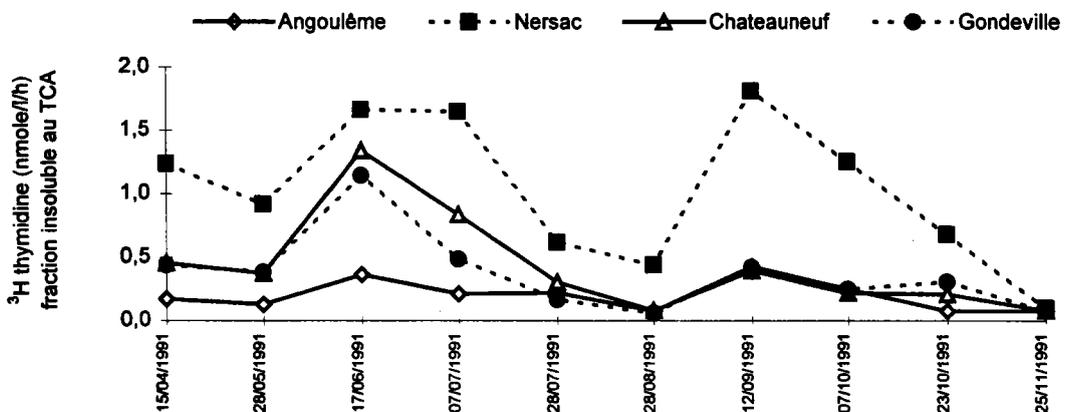


Figure 4.9 - Taux d'incorporation de ^3H -thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid.

Les taux d'incorporation de thymidine dans le TCA froid, bien que d'amplitudes très différentes pour chacune des 4 stations, présentent cependant des profils avec les mêmes tendances générales. On observe, en effet, deux pics d'incorporation de thymidine en juin et en septembre. Par contre, c'est lors des campagnes effectuées en août (0.439 nmole/l/h à Nersac) et en novembre (environ 0.1 nmole/l/h pour l'ensemble des stations) que les valeurs les plus faibles sont atteintes.

3 - 6 - Incorporation de ³H-leucine dans les protéines

Les profils d'incorporation de leucine dans les protéines (figure 4.10) présentent les mêmes tendances que ceux de thymidine.

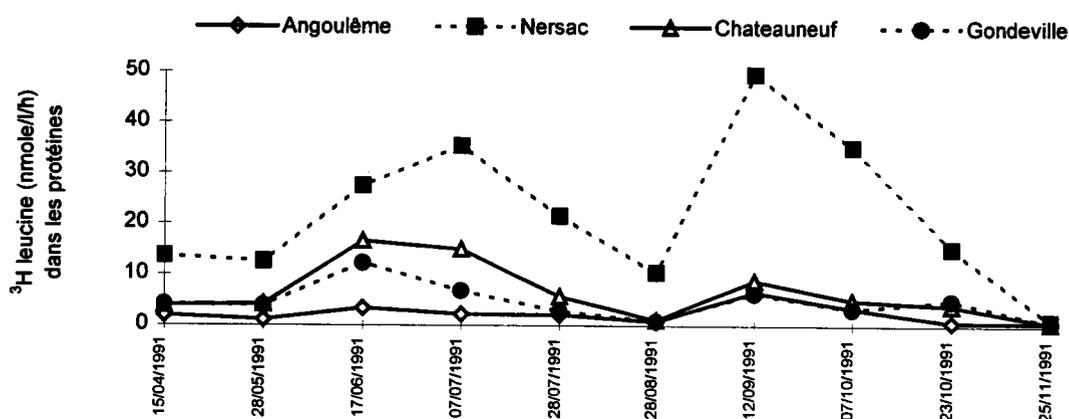


Figure 4.10 - Taux d'incorporation de ³H-leucine dans les protéines

3 - 7 - Relations entre les différents index de l'activité bactérienne

Pour l'ensemble de nos mesures, les différents index de l'activité bactérienne (incorporation de thymidine, de leucine et le nombre de cellules capables de réduire l'INT) sont corrélés de façon significative et positive entre eux (tableau 4.8). Une telle relation a déjà été rapportée pour le lac de Genève (Dufour *et al.*, 1990).

	thymidine	leucine
cellules actives (INT)	$INT = 1.6347 \text{ thy} - 0.2925$ $r = 0.78^{**}$ $n = 40$	$INT = 0.082 \text{ leu} + 0.1894$ $r = 0.88^{**}$ $n = 40$

Tableau 4.8 - Coefficients de corrélation de Pearson calculés entre l'incorporation de thymidine et de leucine et entre le nombre de bactéries actives. ** = coefficient de corrélation significativement différent de zéro au seuil de 1%, n = nombre de couples de données.

3 - 8 - Comparaison des taux d'incorporation

Les corrélations sont significatives et démontrent la cohérence des deux méthodes (**figure 4.11**). Le coefficient angulaire de la droite de régression (20.5) est largement supérieur à 1, ce qui indique que les taux d'incorporation de ^3H -leucine sont plus élevés que les taux d'incorporation de ^3H -thymidine, confirmant que la biosynthèse bactérienne requiert davantage de leucine incorporée dans les protéines que de thymidine dans l'ADN (Simon et Azam, 1989).

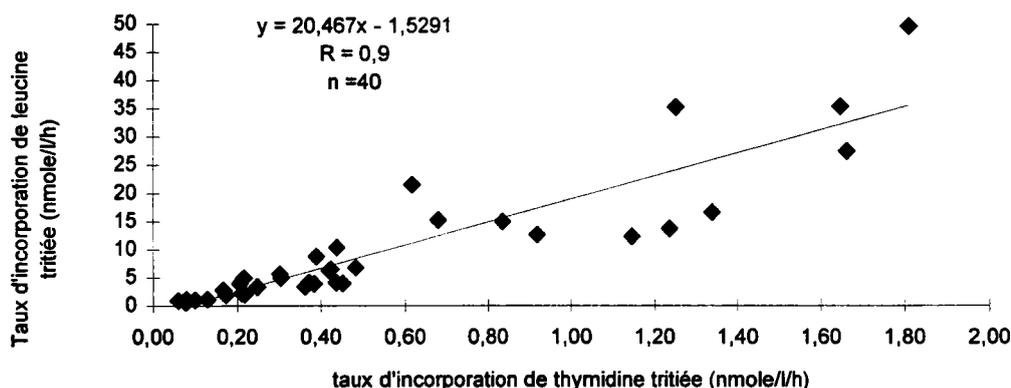


Figure 4.11 - Taux d'incorporation de ^3H -leucine dans les protéines portés en fonction des taux d'incorporation de ^3H -thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid.

3 - 9 - Rapport des taux d'incorporation « ^3H -leucine / ^3H -thymidine»

Le rapport molaire d'incorporation des deux traceurs est présenté dans la **figure 4.12**. La station de Nersac, située en aval immédiat des rejets de l'agglomération d'Angoulême, se caractérise par un rapport d'incorporation leucine/incorporation thymidine plus élevé que celui atteint aux trois autres stations, avec un maximum de 34,8 nmole//h le 29 juillet 1991. A la station amont d'Angoulême et à la station de Gondeville le rapport d'incorporation des deux traceurs présente des valeurs relativement constantes, comprises entre 8,7 et 16,8 nmole//h. Lors des campagnes de septembre et lors de la première d'octobre, les valeurs du rapport molaire d'incorporation des deux traceurs observées à la station de Châteauneuf se démarquent de celles observées à Angoulême et Gondeville, avec des valeurs voisines de 20 nmole//h.

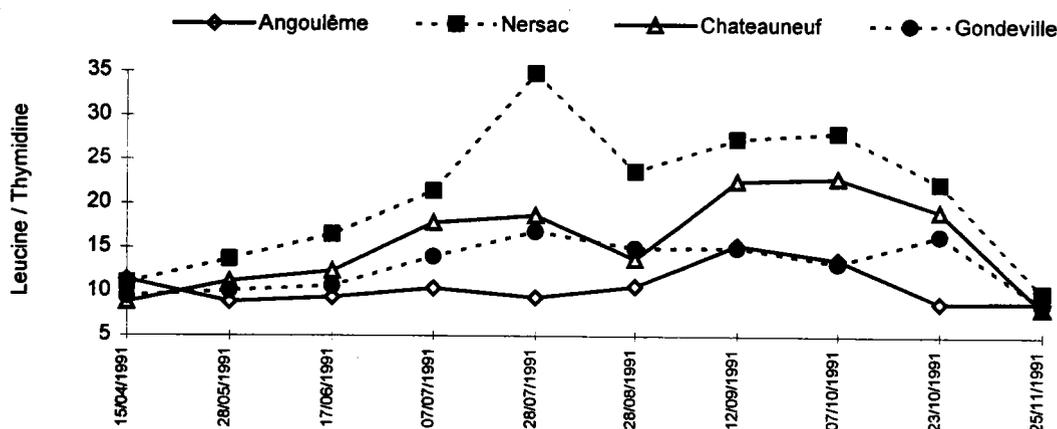


Figure 4.12 - Rapport des taux d'incorporation «³H-leucine dans les protéines / ³H-thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid» (Leucine/thymidine).

Ces valeurs se situent dans la gamme de celles relevées dans la littérature (tableau 4.9).

Site	leucine / thymidine	référence
Seine	3.3 - 34.7 (b)	Servais et Garnier (1990)
3 lacs et 4 rivières (Seine, Oise, Marne et Meuse)	6.07 - 19.65 (b)	Servais et Lavandier (1993)
Lac de Pareloup	8.65 - 34.47 (a)	Petit (1997)

Tableau 4.9 - Rapport «taux d'incorporation ³H-leucine / ³H-thymidine» (a) : thymidine dans l'ADN, (b) thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid.

3 - 10 - Le taux d'incorporation spécifique réel

Le taux d'incorporation spécifique réel (ts) est calculé en divisant le taux d'incorporation de thymidine dans le TCA froid ou de leucine dans les protéines par l'abondance des cellules bactériennes actives.

Il est possible que notre estimation des cellules actives en novembre soit biaisée par la présence des matières en suspension (> 25 mg/l). De ce fait, nous avons décidé de ne prendre en compte que les résultats obtenus d'avril à fin octobre 1991.

Le tableau 4.10 illustre qu'en moyenne le taux spécifique d'incorporation de thymidine diminue à Nersac (1.54 mol/cellule/h*10⁻¹⁸), pour ensuite augmenter progressivement pour atteindre à Gondeville des valeurs proches de la station de référence (2.60 mol/cellule/h*10⁻¹⁸).

En ce qui concerne le taux spécifique d'incorporation de leucine, il augmente progressivement de l'amont (26.11 mol/cellule/h*10⁻¹⁸) vers l'aval (32.69 mol/cellule/h*10⁻¹⁸).

	moyenne ts thy mol/cellule/h*10 ⁻¹⁸	coefficient de variation	moyenne ts leu mol/cellule/h*10 ⁻¹⁸	coefficient de variation
Angoulême	2.52	76	26.11	69
Nersac	1.54	102	29.26	98
Châteauneuf	2.08	72	30.26	63
Gondeville	2.60	82	32.69	78

Tableau 4.10 - Taux d'incorporation spécifique réel dans le TCA froid (tsthy) et dans les protéines (tsleu). Moyenne établie sur les 9 premières campagnes de mesures.

Si l'on calcule le taux spécifique d'incorporation de thymidine (rapport entre le taux d'incorporation de thymidine dans le TCA froid et le nombre total de bactéries) pour l'ensemble de nos résultats (0.19 à 0.55 mol/cellule/h*10⁻¹⁸), on constate qu'ils sont du même ordre de grandeur que ceux déduits des résultats obtenus par Servais et Garnier (1990) sur la Seine (variation entre 0.1 et 0.38 mol/cellule/h*10⁻¹⁸).

3 - 11 - Production bactérienne estimée à partir de l'incorporation de thymidine et de leucine

Une corrélation (figure 4.13) significative ($r = 0.98$, $n = 40$) est observée entre les productions bactériennes calculées à partir de l'incorporation de 3H-thymidine (PBT) et celles calculées à partir de l'incorporation de 3H-leucine (PBL). De telles corrélations ont déjà été démontrées par d'autres auteurs : Servais et Lavandier (1993) ; Petit (1997). Ils montrent également que leur droite de régression est très proche de la diagonale qui correspond à des productions bactériennes identiques estimées par les deux méthodes. Dans notre cas on constate que la droite de corrélation, s'éloigne d'un facteur 1.7 de la diagonale. Le fait d'avoir mesuré l'incorporation de 3H-thymidine dans la fraction insoluble au TCA froid (macromolécules) au lieu du DNA peut permettre d'expliquer une telle différence (surestimation de PBT). Il faut également rappeler que ce rapport est influencé par les facteurs de conversion pris en compte.

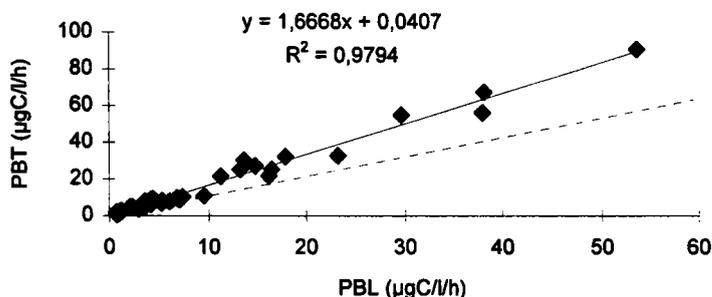


Figure 4.13 - Production bactérienne calculée à partir de l'incorporation de 3H-thymidine (PBT) portée en fonction de la production bactérienne calculée à partir de l'incorporation de 3H-leucine (PBL) dans la Charente au niveau de 4 stations. La droite en pointillé correspond à la diagonale : PBT = PBL. Le nombre de couples de valeur est de 40.

3 - 12 - Estimation de la production bactérienne journalière

Petit (1997) a mis en évidence sur le lac de Pareloup que les incorporations horaires de ³H-thymidine et de ³H-leucine représentaient en moyenne 5% de l'incorporation journalière. Nous avons appliqué ce même principe pour nos résultats. La production journalière a donc été calculée en multipliant par 20 les valeurs horaires de production. Dans la mesure où la campagne de novembre s'est effectuée en période de crue, seuls les résultats des 9 premières campagnes ont été considérés (tableau 4.11).

	PBL (µg C/l/j)		PBT (µg C/l/j)	
	moyenne	coefficient de variation (%)	moyenne	coefficient de variation (%)
Angoulême	39.2	74	93	54
Nersac	530	54	902	52
Châteauneuf	154	74	235	79
Gondeville	109	64	182	74

Tableau 4.11 - Productions bactériennes journalières moyennes sur la Charente, au niveau de 4 stations. Le nombre de valeurs pris en compte par station est égal à 9, car les résultats obtenus en période de crue ont été écartés.

3 - 13 - Taux de croissance et temps de génération

Le taux de croissance (μ), exprimé en h^{-1} ou en j^{-1} , peut être calculé en divisant la production cellulaire par l'abondance bactérienne ou la production bactérienne par la biomasse carbonée. Le temps de génération (g) est égal à $\ln(2)/\mu$, il s'exprime en unités de temps (h ou j).

Nous avons calculé le taux de croissance de deux façons :

- μ_1 est obtenu en divisant la production cellulaire (déterminée à partir du taux d'incorporation de thymidine tritiée dans le TCA froid) par le nombre de bactéries ; g1 correspond donc au temps de doublement cellulaire.
- μ_2 est obtenu en divisant la production cellulaire (déterminée à partir du taux d'incorporation de leucine dans les protéines) par la biomasse carbonée ; g2 correspond donc au temps de régénération de la biomasse.

En ce qui concerne le temps de doublement cellulaire, nous l'avons estimé tout d'abord en prenant en compte le nombre de bactéries actives (réduction de l'INT). Nous avons obtenu des temps de doublement qui étaient de l'ordre de quelques minutes (< 15 mn). Ces résultats nous ont paru aberrants car Pelmont (1993) a mis en évidence que les temps de doublement les plus rapides pour différentes bactéries (*E. coli*, *pseudomonas*) mises en culture à 37°C sont de 20 à 30 mn. Il est probable que nous sous-estimons les cellules capables de réduire l'INT. En effet, il est possible que les cristaux rouges ne soient pas visibles dans le cas de petites cellules. Pour remédier à ce problème nous avons calculé μ_1 en utilisant le nombre total de bactéries.

Les valeurs des taux de croissance (μ_1 et μ_2) ou des temps de génération (g_1 et g_2) obtenues durant cette étude sont bien corrélées entre elles. Pour l'ensemble de nos données on obtient la relation suivante :

$$g_1 = 0.48 g_2 + 0.37 ; r = 0.80 \text{ (significativement différent de zéro au seuil de 1\%)} \text{ et } n = 40$$

Une bonne concordance entre le temps de doublement et le temps de «turnover» de la biomasse a déjà été observée en lac (Simon, 1985 ; Petit, 1997).

Le **tableau 4.12** met en évidence d'une part une augmentation du temps de génération de la biomasse entre la station d'Angoulême (moyenne = 3.4 heures) et celle de Nersac (moyenne = 4.8 heures). Plus à l'aval, aux stations de Châteauneuf et Gondeville les valeurs observées (moyenne = 3.4) sont égales à celles observées au niveau de la station de référence. Nos résultats sont du même ordre de grandeur que ceux déduits (facteur de conversion pris en compte et égal à 1080 gC/mole de leucine incorporée) des résultats obtenus sur la Seine par Servais *et al.* (1998).

En ce qui concerne l'évolution du temps de doublement cellulaire, on constate une augmentation à Nersac (moyenne 2.7 h), puis une diminution progressive plus à l'aval (moyenne = 2.2 h), sans toutefois revenir aux valeurs de l'amont (moyenne 1.8 h). Lors de cette étude, les temps de doublement cellulaire varient entre 1.0 à 3.7 heures et sont du même ordre de grandeur que ceux déduits des résultats obtenus par Servais et Garnier (1990) sur la Seine (1.2 à 6.9 heures).

Quelles que soient la station et la période considérées, le temps de régénération de la biomasse est en moyenne toujours supérieur au temps de doublement.

	g1 (heures)		g2 (heures)	
	moyenne	amplitude	moyenne	amplitude
Angoulême	1.8	1.1 - 2.3	3.4	1.9 - 4.9
Nersac	2.7	1.1 - 3.7	4.8	2.1 - 6.8
Châteauneuf	2.2	1.0 - 2.8	3.4	2.6 - 4.9
Gondeville	2.2	1.1 - 2.8	3.4	2.6 - 4.8

Tableau 4.12 - Temps de doublement cellulaire (g_1) et temps de régénération de la biomasse (g_2).

4 - Discussion

Diverses modifications se produisent au sein de la communauté bactérienne en réponse aux changements qui surviennent dans les milieux aquatiques. La croissance bactérienne est en effet contrôlée par des paramètres physiques (température, lumière..), des facteurs chimiques (disponibilité en nutriments) et biologiques (prédation par les protozoaires et le zooplancton). On admet d'ailleurs que deux types de régulation, ascendant (bottom-up) et descendant (top-down), contrôlent le compartiment bactérien dans les écosystèmes aquatiques.

La régulation de type bottom-up est liée aux apports en substrats nutritifs favorisant un accroissement de la biomasse bactérienne, alors que la régulation de type top-down est liée, aux facteurs responsables des pertes de biomasse et notamment la prédation.

Selon Billen *et al.* (1990), une corrélation positive entre la production et la biomasse des bactéries révèle l'existence d'une régulation de type bottom-up dominante. Dans cette situation, la production de biomasse est supérieure aux pertes. Par contre, une corrélation négative obtenue entre la production et la biomasse bactérienne traduit le fait que les pertes sont plus importantes que la production de biomasse et que la régulation dominante est de type top-down. Les résultats présentés précédemment et les matrices de corrélations établies pour chacune des stations (**tableau 4.13**) sont utilisés afin de connaître les mécanismes de régulation de l'activité bactérienne dans la Charente au niveau du secteur étudié. L'application simultanée de deux méthodes qui mesurent deux aspects différents du métabolisme bactérien apparaît intéressante. D'une part elle conduit à une double estimation de la production bactérienne sur des bases différentes, d'autre part la comparaison des taux d'incorporation de leucine et de thymidine tritiées permet de mettre en évidence des différences de comportements physiologiques parmi les populations bactériennes le long du tronçon étudié. De telles observations sont à rapprocher de celles obtenues sur la Seine (Servais *et al.*, 1998). Le tronçon du fleuve Charente situé entre l'amont d'Angoulême et de Gondeville est caractérisé par une augmentation significative de tous les paramètres bactériens étudiés (nombre, biomasse, activité) en aval immédiat des rejets de l'agglomération d'Angoulême. Pour toutes les stations, on remarque que la biomasse est corrélée positivement de façon significative avec les taux d'incorporation de leucine et de thymidine tritiée. On en déduit donc que, sur le tronçon étudié, le compartiment bactérien est contrôlé par une relation de type bottom-up dominante.

4 - 1 - Relations entre le rapport des taux d'incorporation, la taille des cellules et le niveau trophique de l'eau

Pour les stations de Nersac et de Châteauneuf, on constate (**tableau 4.14**) une relation significative et positive ($r = 0.93$ à Nersac et $r = 0.90$ à Châteauneuf) entre le volume cellulaire et le rapport d'incorporation «leucine/thymidine». Selon Servais et Lavandier (1995), les protéines représentent un pourcentage constant de la biomasse alors que l'ADN est plutôt constant par cellule, ce qui explique une augmentation du rapport protéine/ADN lorsque la taille des bactéries augmente. Ces mêmes auteurs mettent également en évidence que le rapport augmente avec le degré de trophie du milieu en relation avec la taille des cellules. Une telle relation a également pu être mise en évidence lors de cette étude au niveau des stations de Nersac et de Châteauneuf puisque comme le montre le **tableau 4.13**, on obtient des relations positives et significatives entre les teneurs en phosphore, les volumes cellulaires et le rapport «leucine/thymidine».

Angoulême	NO3	PO4	NH4+	temp	débit	BMC	nbc	volC	thymidine	leucine	leu/thy	INT	tsthy	tsleu
NO3	1,00													
PO4	*-0,73	1,00												
NH4+	0,40	-0,23	1,00											
temp	-0,15	0,65	-0,26	1,00										
débit	*0,71	*-0,78	0,11	-0,50	1,00									
BMC	-0,22	-0,03	0,59	-0,33	-0,21	1,00								
nbc	-0,23	0,00	0,61	-0,30	-0,27	**0,96	1,00							
volC	-0,29	0,12	0,36	-0,14	-0,31	**0,9	**0,89	1,00						
thymidine	-0,24	-0,13	0,53	-0,50	-0,16	**0,97	**0,96	**0,85	1,00					
leucine	-0,41	-0,03	0,22	-0,49	-0,23	**0,87	**0,86	**0,87	**0,92	1,00				
leu/thy	-0,61	0,14	-0,29	-0,45	-0,24	0,41	0,39	0,56	0,52	*0,77	1,00			
INT	-0,47	0,28	0,34	-0,04	-0,46	**0,92	**0,92	**0,93	**0,86	**0,85	0,48	1,00		
tsthy	0,35	-0,65	-0,37	-0,59	*0,78	-0,45	-0,51	*-0,67	-0,30	-0,21	0,09	-0,62	1,00	
tsleu	-0,15	-0,38	-0,42	*-0,73	0,40	-0,07	-0,12	-0,03	0,11	0,33	0,69	-0,17	*0,77	1,00

Nersac	NO3	PO4	NH4+	temp	débit	BMC	nbc	volC	thymidine	leucine	leu/thy	INT	tsthy	tsleu
NO3	1,00													
PO4	** -0,89	1,00												
NH4+	-0,41	0,39	1,00											
temp	-0,49	*0,67	0,06	1,00										
débit	*0,73	** -0,88	-0,52	*-0,67	1,00									
BMC	-0,29	0,45	**0,86	0,12	-0,52	1,00								
nbc	0,04	0,17	*0,72	-0,03	-0,27	**0,93	1,00							
volC	** -0,89	**0,91	0,46	0,57	** -0,93	0,40	0,09	1,00						
thymidine	0,38	-0,21	0,56	-0,41	0,09	*0,73	**0,89	-0,26	1,00					
leucine	-0,24	0,34	**0,86	-0,15	-0,48	**0,91	**0,85	0,38	*0,77	1,00				
leu/thy	** -0,84	**0,81	0,44	0,33	** -0,82	0,35	0,06	**0,93	-0,21	0,43	1,00			
INT	-0,33	0,47	*0,78	0,16	-0,48	**0,97	**0,89	0,39	0,65	**0,83	0,29	1,00		
tsthy	-0,02	-0,16	0,27	*-0,70	0,13	0,05	0,00	-0,04	0,27	0,39	0,11	0,00	1,00	
tsleu	-0,40	0,50	**0,84	0,31	-0,47	**0,90	**0,81	0,37	0,56	*0,72	0,26	**0,90	-0,08	1,00

Châteauneuf	NO3	PO4	NH4+	temp	débit	BMC	nbc	volC	thymidine	leucine	leu/thy	INT	tsthy	tsleu
NO3	1,00													
PO4	-0,54	1,00												
NH4+	0,26	*-0,77	1,00											
temp	*-0,69	*0,71	-0,38	1,00										
débit	0,39	** -0,92	**0,88	*-0,70	1,00									
BMC	0,54	0,00	0,00	-0,01	-0,06	1,00								
nbc	0,54	-0,05	0,06	-0,04	0,01	**0,96	1,00							
volC	0,01	*0,67	** -0,84	0,21	*-0,78	-0,10	-0,17	1,00						
thymidine	0,58	-0,21	0,26	-0,11	0,18	**0,96	**0,97	-0,30	1,00					
leucine	0,54	0,09	0,05	0,10	-0,13	**0,93	**0,92	0,00	**0,91	1,00				
leu/thy	0,05	*0,74	*-0,72	0,22	*-0,75	-0,05	-0,13	**0,90	-0,25	0,11	1,00			
INT	0,44	0,13	-0,07	0,11	-0,16	**0,98	**0,97	-0,07	**0,92	**0,93	0,00	1,00		
tsthy	0,20	0,14	-0,57	-0,25	-0,33	-0,34	-0,38	**0,82	-0,45	-0,30	0,63	-0,38	1,00	
tsleu	-0,43	0,47	*-0,73	0,43	-0,63	-0,28	-0,31	0,47	-0,49	-0,39	0,34	-0,19	0,31	1,00

Gondeville	NO3	PO4	NH4+	temp	débit	BMC	nbc	volC	thymidine	leucine	leu/thy	INT	tsthy	tsleu
NO3	1,00													
PO4	-0,03	1,00												
NH4+	0,56	0,08	1,00											
temp	-0,31	0,52	-0,32	1,00										
débit	0,42	** -0,83	0,31	*-0,69	1,00									
BMC	0,58	0,28	**0,89	-0,15	0,05	1,00								
nbc	0,59	0,27	**0,90	-0,14	0,06	**0,97	1,00							
volC	-0,03	0,16	-0,27	-0,39	-0,28	-0,11	-0,14	1,00						
thymidine	*0,71	0,04	**0,91	-0,27	0,30	**0,95	**0,96	-0,20	1,00					
leucine	*0,69	0,21	**0,83	-0,14	0,11	**0,97	**0,97	-0,14	**0,97	1,00				
leu/thy	-0,53	*0,77	-0,49	0,62	** -0,85	-0,31	-0,32	0,16	-0,54	-0,36	1,00			
INT	0,43	0,46	*0,74	0,06	-0,20	**0,94	**0,94	-0,10	**0,84	**0,92	-0,04	1,00		
tsthy	-0,52	0,10	-0,37	-0,04	-0,13	-0,63	-0,63	0,10	*-0,68	*-0,74	0,39	-0,65	1,00	
tsleu	*-0,73	-0,03	-0,38	0,16	-0,18	-0,64	-0,63	-0,07	*-0,68	*-0,76	0,30	-0,65	**0,88	1,00

Tableau 4.13 - Matrices de corrélation linéaire de Pearson établies pour chacune des 4 stations (Angoulême, Nersac, Châteauneuf et Gondeville). (**) : r significativement différent de zéro au seuil de 1%. (*) : r significativement différent de zéro au seuil de 5%. Le nombre de valeurs est égal à 9 pour chaque station.

	Nersac		Châteauneuf	
	Vol. cel. (μm^3)	Leucine/Thymidine	Vol. cel. (μm^3)	Leucine/Thymidine
Phosphore (mg/l)	0.92 **	0.81 **	0.67 *	0.74 *
	n = 9	n = 9	n = 9	n = 9

Tableau 4.14 - Coefficients de corrélation de Pearson calculés entre le volume cellulaire moyen, le rapport leucine/thymidine et le phosphore. ** = coefficient de corrélation significativement différent de zéro au seuil de 1%, * = coefficient de corrélation significativement différent de zéro au seuil de 5%, n = nombre de couples de données.

Sur la Charente, les cellules dont le volume cellulaire est supérieur à $0.2 \mu\text{m}^3$ représentent la communauté des bactéries allochtones (Simon, 1996). Ainsi les **figures 4.6 et 4.7** mettent en évidence que les rejets de l'agglomération d'Angoulême constituent un apport notable de bactéries allochtones de taille moyenne ($0.3 \mu\text{m}^3$) deux fois supérieure à celle observée en amont et dans la partie aval du tronçon ($0.15 \mu\text{m}^3$). Ces bactéries allochtones se caractérisent par un rapport leucine/thymidine élevé. De tels résultats ont déjà été observés sur la Seine en aval de la station d'épuration d'Achères (Servais et Garnier, 1990). En ce qui concerne la Charente nous avons réalisé, en juin 1992, un profil en long de l'évolution de la microflore bactérienne (biomasse, volume cellulaire) entre l'amont d'Angoulême et Nersac (Rebillard et Torre, 1993). Cette expérience nous a permis de mettre en évidence que les bactéries avec un volume cellulaire important ($0.3 \mu\text{m}^3$) n'apparaissent qu'à partir de Nersac, confirmant ainsi le caractère particulier de cette station. Cinq cent mètres en aval des rejets de la station d'épuration d'Angoulême (Frégeneuil), les volumes cellulaires sont du même ordre de grandeur que ceux observés en amont d'Angoulême ($0.15 \mu\text{m}^3$). Plus récemment, les travaux de Delsart (1995) et Simon (1996) ont permis de préciser que les rejets de la station d'épuration de Frégeneuil renfermaient des cellules bactériennes dont le volume cellulaire ($> 0.2 \mu\text{m}^3$) est plus élevé que les bactéries autochtones ($< 0.08 \mu\text{m}^3$) et que moins de 400 m après le rejet de Frégeneuil le volume cellulaire moyen est équivalent à celui observé en amont.

La corrélation négative ($r = - 0.67$) trouvée à Angoulême entre le volume cellulaire et le taux spécifique réel d'incorporation de thymidine montre que la production bactérienne est très certainement assurée par des cellules de petites tailles, ce qui confirme également que le rapport leucine/thymidine soit le plus faible à cette station (cf **figure 4.12**).

4 - 2 - Relations entre la température, la biomasse et l'activité bactérienne

Quelle que soit la station considérée, la température n'est pas un facteur de contrôle de la biomasse bactérienne. En effet, parmi les trois paramètres suivants : la biomasse, le nombre total de bactéries et le nombre de bactéries actives, aucun ne présente de relation significative avec la température (cf **tableau 4.7**). Ce résultat s'oppose à ceux rapportés dans la littérature (Lavandier, 1990 ; Dufour *et al.*, 1990 ; White *et al.*, 1991 ; Petit, 1997). En première hypothèse, on peut imaginer que les variations saisonnières de température (cf **figure 2.4 chapitre II**) enregistrées entre avril et fin octobre 1991 ne sont pas suffisamment importantes pour contrôler de façon significative la biomasse bactérienne.

D'ailleurs, sur le lac de Pareloup, Petit (1997) a constaté que l'effet de la température entre octobre 1993 et décembre 1994 sur le contrôle de la biomasse était marqué de façon significative dans la zone euphotique mais pas dans la zone aphotique. D'après cet auteur, il est probable que des variations saisonnières de température moins importantes dans la zone aphotique ($\Delta \text{ temp. zone aphotique} : 3 \text{ et } 14^\circ\text{C}$ et $\Delta \text{ temp. zone euphotique} : 3 \text{ et } 21^\circ\text{C}$) permettent d'expliquer ces résultats. Dans une seconde hypothèse et, vu le nombre élevé de rejets d'industries et de stations d'épuration sur la zone d'étude (cf carte 1.3), on peut raisonnablement penser que le nombre et la biomasse bactérienne dépendent avant tout des flux rejetés dans le fleuve Charente. En ce qui concerne la température et l'activité bactérienne on a pu établir, pour deux stations, des relations significatives et négatives entre la température et les taux d'incorporations spécifiques réels de thymidine (Nersac) et de leucine (Angoulême). Ces résultats peuvent paraître à première vue très surprenants (l'activité bactérienne augmente quand la température diminue). Toutefois, il ne faut pas oublier que sur le secteur étudié, certains rejets ponctuels peuvent être de nature toxique pour la communauté bactérienne. Il est possible que la toxicité soit moindre lorsque le débit augmente (dilution). Ainsi, pendant cette étude les plus faibles températures correspondent à des débits associés forts. D'ailleurs, nous avons pu établir une relation significative et négative entre la température et le débit à Nersac. Une telle relation n'a pas pu être mise en évidence au niveau d'Angoulême à cause de la confluence avec la Touvre (cf chapitre I-B, § 2). Les résultats obtenus sur la Charente en aval d'Angoulême par l'agence de l'eau Adour-Garonne (1997), montrent que les sédiments renferment des métaux, des hydrocarbures aromatiques polycycliques (HAP) et des polychlorobiphényles (PCB) à des concentrations notables. Cependant, la communauté bactérienne est peu sensible, voire même résistante à ces types de micropolluants. Donc, nous ne pensons pas qu'ils puissent présenter un risque potentiel d'écotoxicité pour les bactéries. Par contre, la présence d'organohalogénés adsorbables (AOX) en aval d'Angoulême à des teneurs élevées ($> 50 \mu\text{g/l}$) traduit la présence dans le milieu de chlore ou de solvants chlorés, toxiques pour la communauté bactérienne.

4 - 3 - La communauté bactérienne à la station de Nersac

En ce qui concerne spécifiquement la station de Nersac, il semble intéressant de s'attarder sur les résultats obtenus. On a enregistré une baisse très importante des taux d'incorporation de thymidine entre fin juillet et fin août (**figure 4.9**). On constate que cette baisse d'incorporation de thymidine s'accompagne de celle des concentrations en NH_4 (cf **figure 2.12 du chapitre II**). D'ailleurs on notera que l'ammonium présente une relation positive et significative avec le taux d'incorporation de leucine ($r = 0.86$). Il est possible que les fortes teneurs en ammonium (1.5 mgN/l) jouent un rôle limitant dans le développement des protistes. Si tel est le cas, les diminutions de NH_4 ($0.2 \text{ à } 0.5 \text{ mgN/l}$) relevées de fin juillet à fin août, peuvent permettre la prolifération de protistes hétérotrophes et ainsi réguler le développement de la communauté bactérienne par une prédation importante. Certains auteurs considèrent d'ailleurs que ces protistes sont les principaux prédateurs des bactéries (Gonzalez et al,

1990 ; Güde, 1989) et que la prédation serait plus marquée sur de grosses bactéries en bâtonnet que sur de petites bactéries en coccoïdes (Turley et al, 1986).

Toutefois, il semble que la lyse virale puisse également être aussi importante que la prédation causée par les protistes (Furhman et Noble, 1995). Le processus de régulation par la prédation peut également impliquer le zooplancton et notamment les cladocères (Güde, 1988 ; Petit, 1997). Enfin, certaines espèces d'algues de la famille des Chrysophycées et du genre *Dinobryon* peuvent réguler la communauté bactérienne lacustre (Dokulil et Skolaut, 1991). Toutefois, parmi les trois espèces de *Dinobryon* présentes sur la Charente (*D. acuminatum*, *D. divergens*, *D. sociale*) aucune n'a été détectée à Nersac en juillet et en août.

4 - 4 - Estimation des bactéries actives par la méthode à l'INT

La méthode de l'INT-formazan nous a posé des problèmes (sous-estimation) lorsque les cellules bactériennes sont de petites tailles et peut nous amener à obtenir des résultats aberrants notamment dans l'estimation du temps de doublement cellulaire (cf § 3.13). Il semble d'ailleurs, d'après Bonin et Travers (1992), que l'utilisation de cette méthode en écologie soit compromise. En effet, l'INT est un facteur inhibiteur de la croissance aux concentrations utilisées. De ce fait, il en résulte un arrêt prématuré de l'accumulation de formazan dès le début des incubations. Ainsi, ce composé apparaît seulement chez les cellules qui possèdent une activité respiratoire importante. Donc avec cette méthode, on tend à assimiler les cellules qui ont une activité respiratoire faible à celles qui n'ont aucune activité. L'utilisation de CTC permettrait peut-être de s'affranchir des problèmes cités précédemment.

4 - 5 - Relations phytoplancton et bactérioplancton

Les résultats (tableau 4.15) ne font pas apparaître de corrélation significative entre la biomasse ou la production bactérienne et la biomasse ou l'activité phytoplanctonique.

		biomasse bactérienne (mgC/m ³)	PBT (mgC/m ³ /h)	PBL (mgC/m ³ /h)
Angoulême	chlo-a (mg/m ³)	- 0.17	- 0.06	- 0.21
	PPT (mgC/m ³ /h)	- 0.02	0.14	- 0.06
Nersac	chlo-a (mg/m ³)	- 0.07	- 0.2	- 0.12
	PPT (mgC/m ³ /h)	0.002	- 0.21	- 0.16
Châteauneuf	chlo-a (mg/m ³)	0.29	0.3	0.35
	PPT (mgC/m ³ /h)	0.11	0.05	0.18
Gondeville	chlo-a (mg/m ³)	- 0.19	- 0.03	- 0.19
	PPT (mgC/m ³ /h)	- 0.15	- 0.15	- 0.24

Tableau 4.15 - Corrélations de Pearson calculées entre les valeurs de biomasse ou de productions bactériennes (PBT, PBL) et celles des paramètres phytoplanctoniques ; concentration en chlorophylle-a, production photosynthétique totale (PPT).

Ces résultats se rapprochent de ceux de Petit (1997) dans le lac de Pareloup. Toutefois, certains auteurs ont trouvé des relations significatives, soit entre les productions bactériennes et phytoplanctoniques (Billen, 1990 ; Furhman et Azam, 1982), soit entre la biomasse bactérienne ou

l'abondance et la concentration en chlorophylle-a (Bird et Kalff, 1984). La plupart du temps, des relations significatives entre les communautés algales et bactériennes sont mises en évidence lorsque les apports en matière organique sont d'origine autochtone. En effet, on considère dans ce cas que la production primaire soutient l'activité des bactéries. Ainsi les bactéries réincorporent le carbone excrété (lyse des cellules, exsudats) par les algues. Dans notre étude et dans la mesure où les apports en matière organique sont surtout d'origine allochtone (rejets), il est logique de ne pas mettre en évidence de relations significatives entre les algues et les bactéries (Servais, communication personnelle).

4 - 5 - 1 - Comparaisons des productions bactériennes et phytoplanctoniques

Afin d'être en mesure de comparer les données, la production bactérienne journalière a été intégrée sur la profondeur de la colonne d'eau en considérant que la profondeur moyenne des nos stations est de 3 m (tableau 4.16).

	PBL (mgC/m ² /j)	PBL/PPT (%)	coef. de variation (%)	PBT (mgC/m ² /j)	PBT/PPT (%)	coef. de variation (%)
Angoulême	159	108 (27 - 246)	76	278	159 (59 - 480)	77
Nersac	1591	379 (37 - 752)	65	2708	631 (70 - 1167)	70
Châteauneuf	461	69 (13- 222)	110	705	108 (24 - 400)	100
Gondeville	327	78 (3 - 260)	96	545	123 (4 - 361)	102

Tableau 4.16 - Rapports des productions bactériennes et de la production phytoplanctonique.

Quelle que soit la station considérée et la méthodologie utilisée (thymidine ou leucine tritiée), la production bactérienne est importante (comprise en moyenne entre 69 et 631%) si l'on se réfère à l'étude de Cole *et al.* (1988). En effet, cet auteur montre qu'en moyenne les bactéries représentent 30% de la production carbonée (synthèse de 70 études menées en milieu marin et en eau douce). Il faut également noter que les coefficients de variations (≥ 65 %) qui sont associés à ce rapport sont élevés et mettent en évidence que les productions bactériennes et phytoplanctoniques sont variables dans le temps.

4 - 5 - 2 - Comparaisons des biomasses bactériennes et phytoplanctoniques

Les variations de la biomasse bactérienne ne suivent pas celles du phytoplancton (figure 4.14). D'ailleurs on observe plutôt des phénomènes de compétition puisque les pics de chlorophylle-a surviennent quand la biomasse bactérienne est faible et inversement.

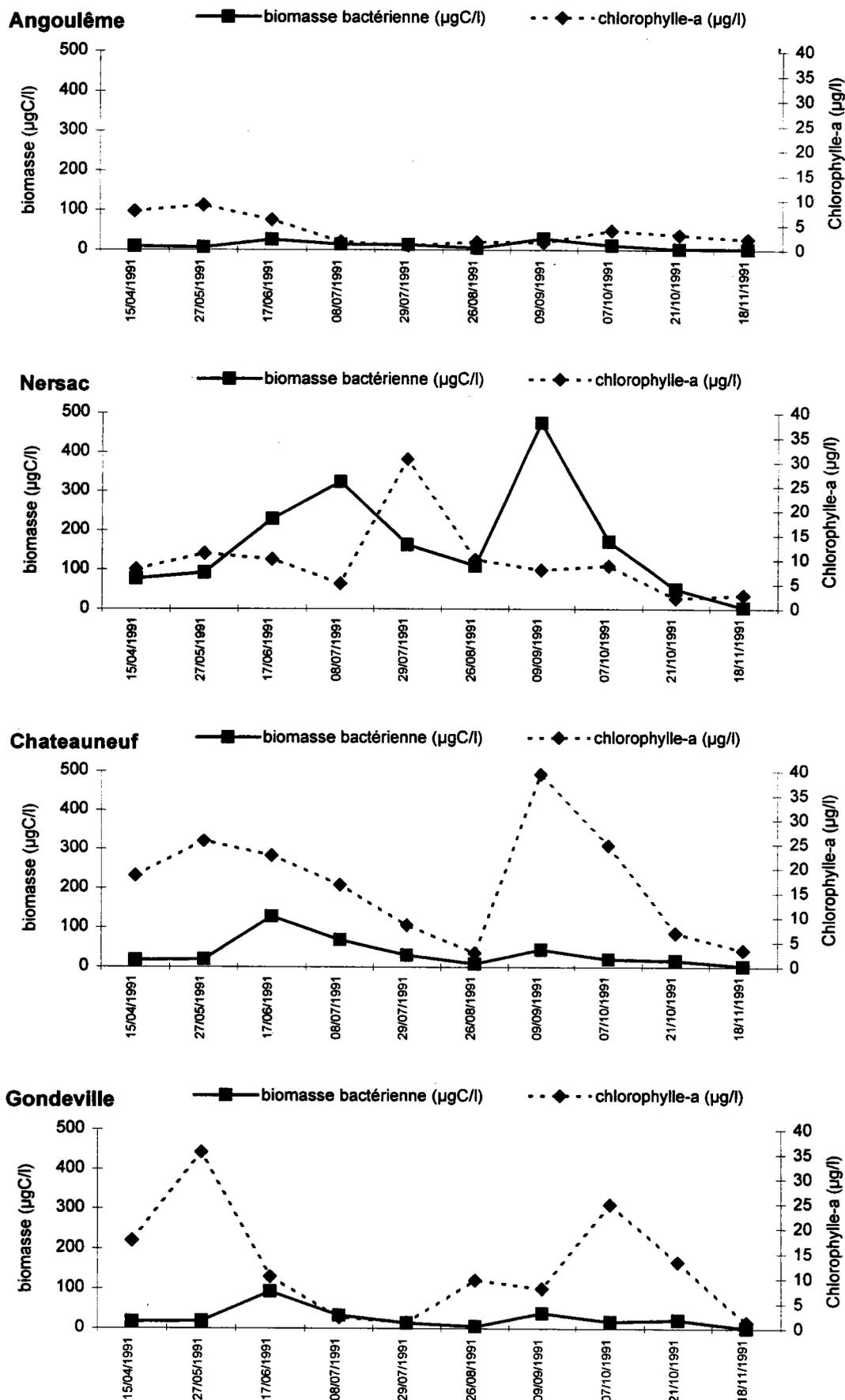


Figure 4.14 - Evolutions saisonnières de la biomasse bactérienne et algale (concentration en chlorophylle-a).

4 - 5 - 3 - relations entre les communautés bactériennes et algales et les variables mésologiques

Dans les paragraphes précédents, l'évolution saisonnière et spatiale des paramètres physico-chimiques et des variables qui permettent d'estimer la biomasse et l'activité des communautés bactériennes et algales ont été analysées séparément.

Afin d'essayer d'appréhender les relations existant entre les flux de nutriments et les compartiments algaux et bactériens, nous avons tout d'abord utilisé des statistiques multivariées et plus particulièrement l'Analyse en Composante Principale Normée (A.C.P.N.).

Les A.C.P.N. sont réalisées à l'aide du logiciel STAT-LAB (versions 2 et 3). Les individus sont les stations échantillonnées et les variables correspondent aux paramètres mesurés sur chaque station. La nomenclature des individus utilisée dans les ACPN figure dans le **tableau 4.17**.

Localisation de la station (1 ^{er} caractère et 2 ^d caractère)	Mois de la campagne (3 ^{ème} caractère et 4 ^{ème} caractère)
AN = ANgoulême	AV= AVril
NE = NErsac	MA = MAi
CT = ChâTeauneuf	JN = JuiN
GD = GonDeville	J1 = 1 ^{ère} campagne de Juillet
	J2 = 2 ^{de} campagne de Juillet
	AO = AOût
	SE = SEptembre
	O1 = 1 ^{ère} campagne d'Octobre
	O2 = 2 ^{de} campagne d'Octobre
	NO = Novembre

Tableau 4.17 - Nomenclature des individus utilisée pour les ACPN.

La nomenclature des trente sept variables utilisées dans les ACPN est regroupée dans le **tableau 4.18**.

Code des variables de l'A.C.P.	Paramètres correspondant aux variables (unités)
variables mésologiques	
Ca	Calcium (mg/l)
COD	Carbone organique dissous (mg/l)
COND	Conductivité ($\mu\text{S/cm}$)
COT	Carbone organique total (mg/l)
DEBT	Débit (m^3/s)
HCO	Hydrogénocarbonates (mg/l)
KJEL	Azote Kjeldahl (mg/l)
MES	Matière en suspension (mg/l)
Mg	Magnésium (mg/l)
NH ₄	Ammonium (mg/l)
NO ₂	Nitrite (mg/l)
NO ₃	Nitrate (mg/l)
OXYG	Oxygène dissous (mg/l)
PRS	Phosphore réactif soluble (mg/l)
PTB	Phosphore total de l'eau brute (mg/l)
PF	Potentiel de fertilité (unités relatives)
SECH	Disque de Secchi (m)
SiO ₂	Silice (mg/l)
pH	pH (unités relatives)
TEMP	Température ($^{\circ}\text{C}$)
variables de la communauté bactérienne	
NBBA	numération bactérienne (10^6 cellules/ml)
NBBPC	nb bactéries réduisant INT (10^6 cellules/ml)
VOBA	volume cellulaire (μm^3)
THYB	incorporation de thymidine (n mole/l/h)
LEUB	incorporation de leucine (n mole/l/h)
LUTH	rapport d'incorporation leucine/thymidine
bCba	biomasse bactérienne ($\mu\text{g C/ml}$)
variables de la communauté algale	
NBAL	numération algale (cellules/ml)
CHLA	chlorophylle-a ($\mu\text{g/l}$)
PRAL	productivité algale ($\text{mg C/m}^2/\text{j}$)
BIOM	biomasse algale ($\mu\text{g/l}$)
DIAT	numération des Diatomées (cellules/ml)
CHLO	numération des Chlorophycées (cellules/ml)
CYAN	numération des Cyanophycées (cellules/ml)
EUGL	numération des Euglénophycées (cellules/ml)
CHRO	numération des Chromophycées (cellules/ml)

Tableau 4.18 - code des variables et leurs paramètres correspondants.

4 - 5 - 3 - 1 - ACPN avec les variables mésologiques

Dans une première approche, nous avons pris en compte l'ensemble de nos individus (40) et seulement les variables mésologiques. La projection du nuage des stations dans le plan formé par les axes 1 et 2, présentée **figure 4.15** montre que 4 individus (ANNO, NENO, CTNO et GDNO) sont de

toute évidence totalement différents du reste de la population. Ils correspondent aux prélèvements du mois de novembre, effectués alors que la rivière Charente était en crue (débit > 70 m³/s).

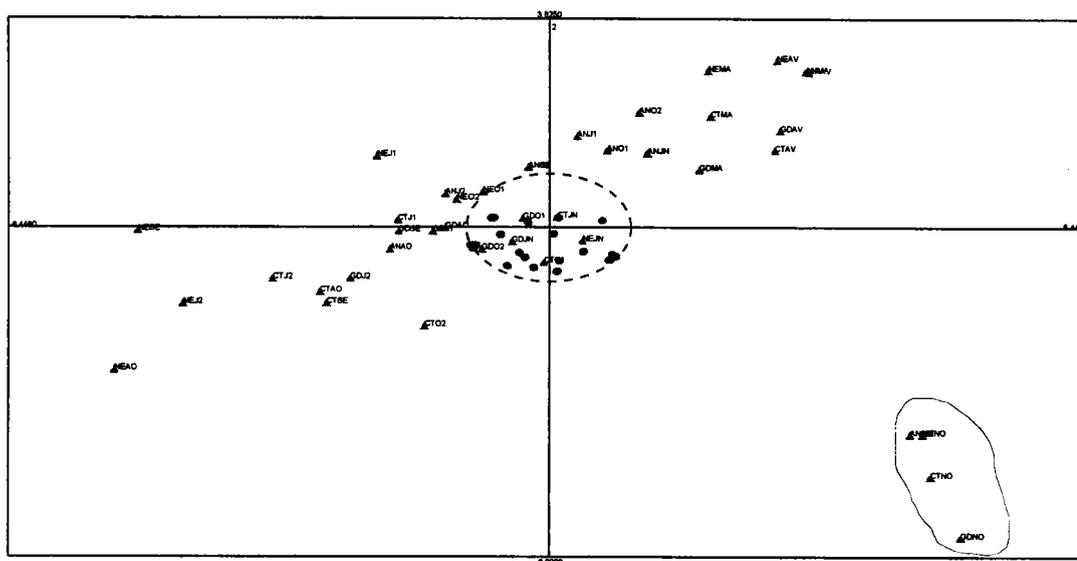


Figure 4.15 - Présentation du nuage des stations dans le plan formé par les axes 1 et 2, en prenant en compte l'ensemble des variables mésologiques. Les 4 individus (ANNO, NENO, CTNO et GDNO) se démarquent de la population.

L'ACPN concernant l'ensemble des variables (mésologiques, algales et bactériennes) a donc été réalisée en plaçant ces 4 individus en individus supplémentaires (c'est à dire qu'ils ne participent pas à l'élaboration des axes).

4 - 5 - 3 - 2 - ACPN avec l'ensemble des variables

L'examen des 3 premiers axes permet d'expliquer pour 59 % (tableau 4.19) les relations existantes, lors de cette étude et sur le tronçon considéré, entre les nutriments et les communautés algales et bactériennes.

AXE	% INERTIE	% CUMULE
1	26.8	26.8
2	19	45.8
3	13.1	58.9
4	6.3	65.2
5	5.6	70.8
6	5.1	75.9
7	4,0	79.9

Tableau 4.19 - Taux d'inertie (%) relatifs aux 7 premier facteurs.

Avant toute analyse, il ne faut pas oublier que les représentations graphiques obtenues avec les ACPN ne sont pas une visualisation exacte de la réalité. En effet, la représentation plane n'est qu'une vue

plus ou moins déformée d'un espace multidimensionnel. Pour éviter les pièges dus aux effets de perspectives, on dispose d'aide à l'interprétation qui sont :

- les CTR (contribution relative) qui indiquent la participation des points à la construction des axes,
- les COR (corrélation) qui indiquent la qualité de représentation des points sur l'axe considéré, un point sera d'autant bien corrélé avec l'axe que son COR sera voisin de 1.

Pour un axe donné, ce sont donc les individus et les variables, qui possèdent le COR et/ou le CTR le plus élevé qui serviront à l'interprétation des axes.

Note au lecteur : Nous avons représenté dans les figures suivantes, le centre de gravité des individus.

*** L'axe 1**

Il oppose à ses 2 extrémités [figure 4.16 (a)] les campagnes printanières, aux campagnes estivales (tableau 4.20). En été, les stations sont caractérisées par des teneurs en phosphore et un rapport d'incorporation leucine/thymidine élevés ainsi qu'un débit et des teneurs en oxygène dissous faibles [figure 4.16 (b)].

- AXE 1 +

	CTR	COR	CTR	COR	
Stations					Stations
ANMA	0.07	0.65	0.1	0.6	NEAO
ANAV	0.06	0.63	0.22	0.59	NESE
CTAV	0.05	0.61	0.09	0.33	NEJ2
GDAV	0.07	0.5	0.02	0.32	CTJ2
NEAV	0.04	0.4			
Paramètres					Paramètres
DEBT	0.06	0.55	0.09	0.85	PRS
OXYG	0.05	0.67	0.08	0.81	PF
			0.08	0.79	PTB
			0.07	0.66	LUTH

Tableau 4.20 - Corrélations et contributions relatives de l'axe 1

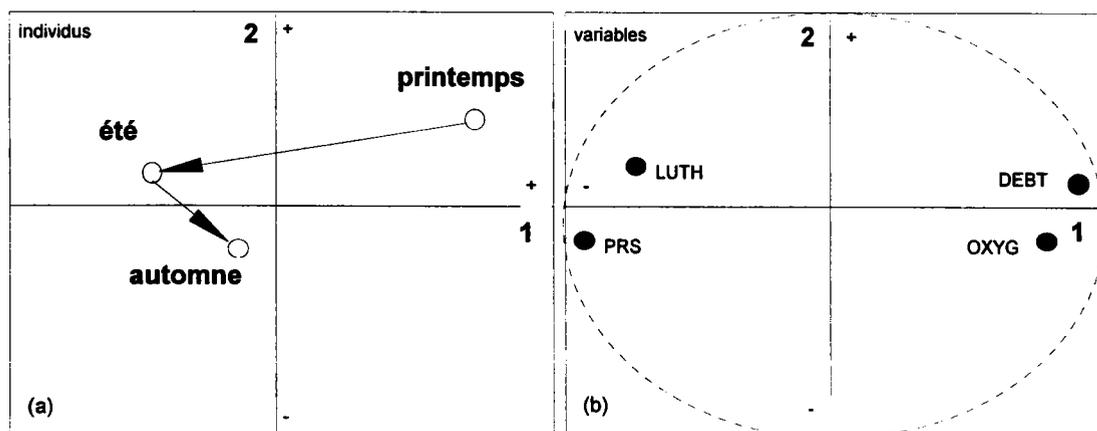


Figure 4.16 (a et b) - Présentation schématique des individus et des variables qui décrivent le mieux l'axe 1.

L'axe 1 peut donc être interprété comme un **axe temporel** avec l'opposition entre un débit moyen et d'étiage.

*** L'axe 2**

Cet axe oppose dans sa partie positive des stations de Nersac (NEJ1, NEMA, NEJN) à des stations d'Angoulême dans sa partie négative (ANAO, ANJ2, ANSE, ANO2) (**tableau 4.21**). Cet axe peut s'interpréter comme un **axe pollution** caractérisé dans sa partie positive par de fortes teneurs en azote (ammonium) et deux index de l'activité bactérienne (l'incorporation de thymidine et le nombre total de bactéries) [**figure 4.17 (a) et (b)**].

- AXE 2 +

		CTR		COR			
Stations						Stations	
	ANAO	0.06	0.58	0.1	0.43	NEJ1	
	ANJ2	0.04	0.52	0.05	0.4	NEMA	
	ANSE	0.03	0.39	0.03	0.32	NEJN	
	ANO2	0.05	0.38				
Paramètres						Paramètres	
	SECH	0.05	0.3	0.09	0.6	KJEL	
	Ca	0.05	0.3	0.07	0.46	THYB	
				0.06	0.42	NBBA	

Tableau 4.21 - Corrélations et contributions relatives de l'axe 2.

L'axe 2 peut s'interpréter comme l'**axe espace** avec l'opposition entre des stations présentant de fortes teneurs en azote Kjeldhal ainsi qu'une biomasse et une activité bactérienne élevées, à des stations présentant une forte transparence et des teneurs en calcium élevées.

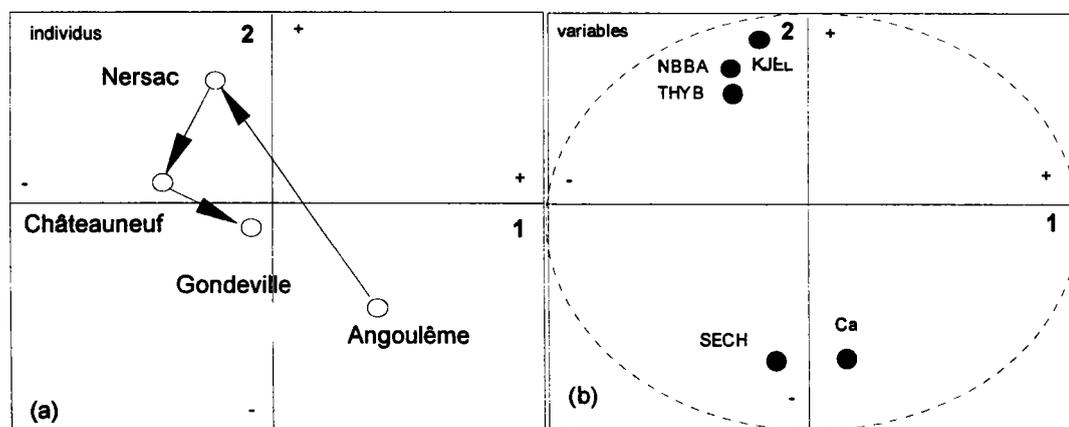


Figure 4.17 (a et b) - Présentation schématique des individus et des variables qui décrivent le mieux l'axe 2.

* **L'axe 3**

Cet axe oppose, dans sa partie positive, la majorité des stations de Châteauneuf et de Gondeville à la majorité des stations de Nersac et d'Angoulême dans sa partie négative [figure 4.18 (a)].

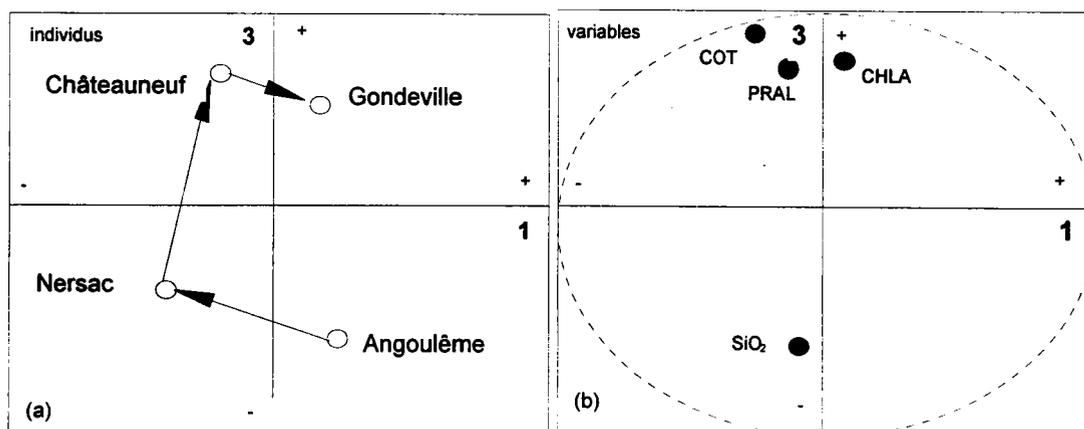


Figure 4.18 (a et b) - Présentation schématique des individus et des variables qui décrivent le mieux l'axe 3.

Les stations CTSE, GDAO, GDMA et CTMA, comme le montre le **tableau 4.19**, participent le plus à la construction de l'axe 3 dans sa partie positive. Elles sont caractérisées par une productivité algale et des teneurs en carbone organique total et en chlorophylle importantes [figure 4.19 (b)].

Les stations (NEO2, ANO2, NEAV, ANJN, NEJ1) qui participent le plus à l'élaboration de la partie négative de l'axe 3 sont caractérisées par un taux de silice élevé. La partie négative de l'axe 3 peut correspondre à l'influence de la Touvre sur la qualité de l'eau de la Charente.

L'axe 3 peut également être interprété comme un **axe espace** qui oppose, dans sa partie positive des stations caractérisées par des index de la biomasse et de l'activité phytoplanctonique notable à des stations soumises à l'influence de la Touvre dans sa partie négative.

- AXE 3 +

	CTR	COR	CTR	COR	
Stations					Stations
NEO2	0.03	0.26	0.14	0.47	CTSE
ANO2	0.04	0.22	0.07	0.37	GDAO
NEAV	0.04	0.18	0.13	0.34	GDMA
ANJN	0.02	0.18	0.02	0.24	CTO1
NEJ1	0.06	0.17	0.05	0.15	CTMA
Paramètres					Paramètres
SiO ₂	0.04	0.17	0.13	0.62	COT
			0.12	0.57	PRAL
			0.09	0.44	CHLA
			0.05	0.23	NBAL

Tableau 4.22 - Corrélations et contributions relatives des individus à la construction de l'axe 3.

Nous avons synthétisé l'ensemble des conclusions concernant cette A.C.P.N. dans le **tableau 4.23**.

Facteurs et signification	Caractéristiques des stations	
AXE 1 Temps	- Débit d'étiage	Concentration en phosphore, potentiel de fertilité et rapport d'incorporation (leucine/thymidine) élevés. Taux d'oxygène faible.
	+ Ecoulement normal	Concentration en phosphore et rapport d'incorporation et potentiel de fertilité (leucine/thymidine) faibles. Taux d'oxygène élevé.
AXE 2 Pollution	- Pollution azotée importante	Concentration en azote Kjeldhal importante. Nombre de bactéries et incorporation de thymidine importants.
	+ Pollution azotée limitée	Concentration en Kjeldhal faible. Nombre de bactéries et incorporation de thymidine peu élevés.
AXE 3 Espace	- Influence de la Touvre	Teneur en SiO ₂ importante. Productivité phytoplanctonique et teneur en chlorophylle faibles.
	+ Activité algale	Productivité phytoplanctonique et teneur en chlorophylle élevées. Teneur en SiO ₂ faible.

Tableau 4.23 - Synthèse de l'interprétation des 3 premiers axes et caractéristiques des stations.

Résumé du chapitre IV

Le tronçon du fleuve Charente étudié est caractérisé par une augmentation significative de tous les paramètres bactériens pris en compte (nombre, biomasse, taux d'incorporation) en aval des rejets de l'agglomération angoumoise. La présence de nombreuses bactéries allochtones (volume cellulaire > 0.2 μm^3) à la station de Nersac conduit à une augmentation significative du volume cellulaire moyen (0.3 μm^3) par rapport à ceux observés en amont et plus en aval (0.15 μm^3). Ces bactéries allochtones se caractérisent également par un métabolisme différent. En effet, à la station de Nersac on a constaté une augmentation du rapport des vitesses d'incorporation leucine/thymidine. Dans le cas de grosses cellules bactériennes, le rapport protéines/ADN est plus important et donc le rapport synthèse de

protéines/synthèse du matériel génétique augmente. Au cours de cette étude nous n'avons pas pu déterminer l'origine de ces cellules allochtones. Cependant, des travaux plus récents font état de la présence de cellules bactériennes avec un volume cellulaire élevé dans les rejets de la station d'épuration d'Angoulême. Toutefois ces résultats mettent également en évidence que 500 m après la dilution de ce rejet dans le fleuve Charente, le volume cellulaire moyen est du même ordre de grandeur que celui observé en amont de ce rejet.

A la station de Nersac, l'ammonium semble jouer un rôle indirect de contrôle de la biomasse et de l'activité bactérienne. En effet lorsque les teneurs de cet élément diminuent, en liaison avec un ralentissement de certaines activités industrielles, il est probable que les populations de protistes se mettent à proliférer et régulent le développement de la communauté bactérienne par prédation.

Sur le tronçon étudié, la température n'apparaît pas comme un facteur de contrôle de l'activité bactérienne. Il est possible que les variations des différents index bactériens dépendent avant tout de la nature et de la quantité des effluents rejetés sur le milieu naturel. Les relations significatives et proportionnelles entre les taux spécifiques réels d'incorporation de thymidine et de leucine et le débit nous amènent à penser que les rejets ponctuels sur notre zone d'étude peuvent avoir un caractère toxique sur les bactéries présentes dans la masse d'eau.

Lors de cette étude, nous n'avons pas pu établir de relation significative entre les différents index de l'activité et de la biomasse algale et bactérienne. Pour le secteur étudié, les apports allochtones en matière organique permettent de subvenir à la demande en carbone des bactéries. Donc les communautés bactériennes n'ont pas besoin du soutien de la production primaire (excrétion, lyse) pour se développer. Par rapport à la production phytoplanctonique et selon la station considérée la production bactérienne journalière peut être :

- du même ordre de grandeur (Angoulême),
- supérieure d'un facteur 2.5 (Nersac),
- inférieure d'un facteur 2 à 2.5 (Châteauneuf et Gondeville).

CHAPITRE 5

La dénitrification

Chapitre V

Quantification *in situ* de la dénitrification dans le fleuve Charente

Chapitre V : Quantification *in situ* de la dénitrification dans le fleuve Charente

1 - Introduction

Au sein du cycle de l'azote intervient un processus qui est à considérer avec attention puisqu'il conduit à une perte nette d'azote pour le milieu aquatique : il s'agit de la dénitrification au niveau de l'interface eau/sédiment et dans des conditions particulières dans la masse d'eau. La réduction des nitrates est assurée, en anaérobiose, par des populations bactériennes très variées grâce à deux mécanismes différents :

réduction en NH_4^+ par des micro-organismes anaérobies ou facultatifs,

et dénitrification quand les conditions sont défavorables (anaérobiose) et que les micro-organismes utilisent l'oxygène des nitrates ou de nitrites (Painter, 1977 ; Gorlenko *et al.*, 1983 ; Tiedje, 1988).

La dénitrification dépend principalement de la concentration en O_2 dissous et moins strictement de la teneur en nitrates et en matière organique facilement dégradable et de la température (Knowles, 1982 ; Seitzinger, 1988). Les deux systèmes enzymatiques qui régissent la dénitrification réagissent différemment au taux d'oxygène dissous : la synthèse des nitrates-réductases (NaR) est déclenchée par une chute régulière de la teneur en O_2 dissous ou en conditions semi-anaérobies. Par contre, celle des nitrites-réductases (NiR) est fortement réprimée par la présence d' O_2 . Dans les eaux douces, la réaction nécessite une concentration en O_2 dissous inférieure à 0.2 mg/l et se trouve encore efficace pour des concentrations en NO_3^- faibles (10 $\mu\text{g N-NO}_3^-/\text{l}$). Cependant, on constate que, jusqu'à 2 mg d' O_2/l d'eau, l'activité dénitrifiante n'est pas inhibée mais seulement réduite et qu'elle se poursuit même à des concentrations de 6 à 8 mg d' O_2/l .

L'interface eau-sédiment représente une zone d'échanges très active. Dans des eaux oxygénées, c'est le taux de diffusion des nitrates (nitrification et diffusion depuis la colonne d'eau) dans l'épaisseur des sédiments qui détermine l'activité dénitrifiante. Au niveau des sites de production des nitrates, le déficit local en O_2 dissous entraîne la mobilité de l'interface aéro-anaérobie (Tiedje *et al.*, 1982). En conditions "normales", la dénitrification dans la colonne d'eau est peu active voire inexistante.

La quantification de cette réaction de dénitrification au niveau de la Charente est indispensable au bon fonctionnement du modèle "nitrates" développé par Ma en 1991. Elle permet de s'affranchir des valeurs tirées de la littérature (Toms, 1975 ; Whitehead et O'Connell, 1984) et généralement admises sans vérification. La grande majorité des travaux réalisés dans ce domaine met en oeuvre des techniques issues de la microbiologie des sols et concerne des expérimentations soit en laboratoire, soit *in situ*, principalement en eaux douces stagnantes (lacs, gravières) et en milieu marin.

Ce chapitre présente les résultats de neuf campagnes de mesures effectuées de mai 1991 à avril 1992 sur les sédiments (cloches benthiques) et en pleine eau sur deux stations du fleuve Charente.

Ce chapitre a fait l'objet d'une publication (Torre *et al.*, 1992).

2 - Rappels

2 - 1 - Le site de la réaction (Tiedje et al., 1982)

Il s'agit de l'interface eau-sédiment qui représente une zone d'échanges mobile (schéma 5.1).

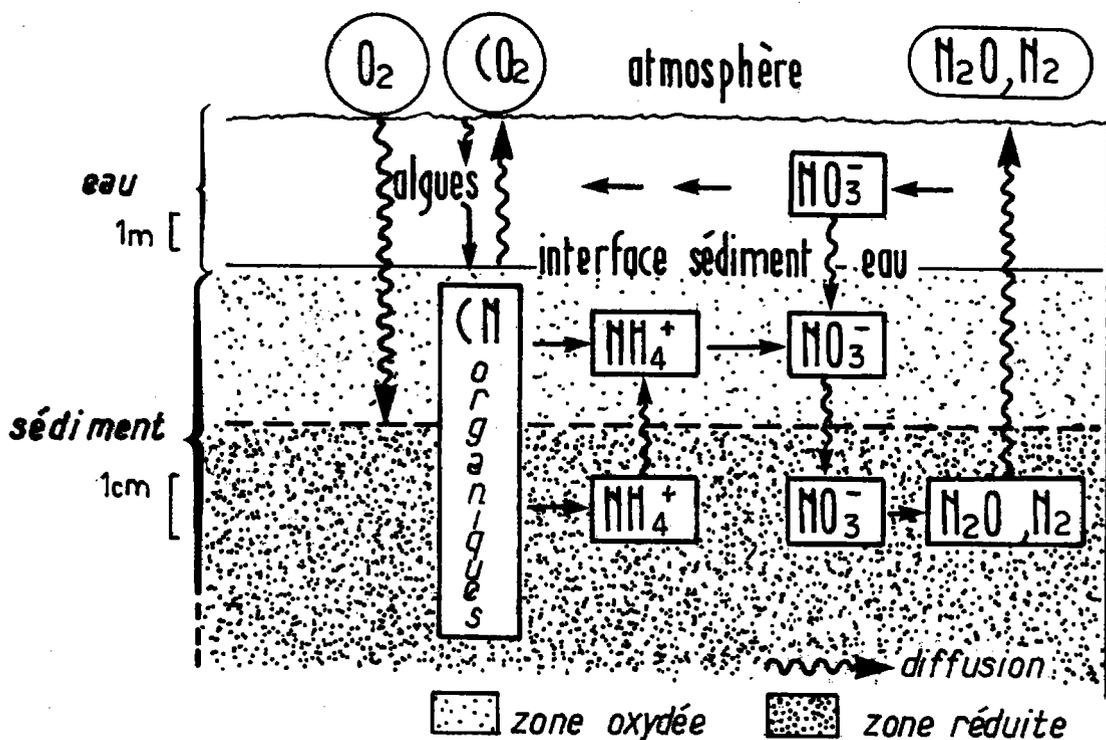


Schéma 5.1 – Présentation du site de la réaction de dénitrification, d'après Tiedje et al. (1982)

En plus de la diffusion des nitrates, il y a une migration de l'interface aéro-anaérobie vers les sites de production des nitrates au niveau desquels fermentation et nitrification entraînent un déficit en O_2 dissous.

Le taux de dénitrification est dépendant du taux de diffusion de NH_4^+ vers la zone aérobie et du taux de nitrification.

Dans les sédiments, nous trouvons peu d' O_2 , une nitrification rapide et la présence de matières organiques.

Dans la colonne d'eau, la dénitrification est peu active en conditions habituelles.

2 - 2 - Le devenir des nitrates

Nous présentons sous forme de tableau les données de Painter (1977) :

	ASSIMILATION (réduction)	DISSIMILATION (respiration)
But	Synthèse de constituants cellulaires après passage à la forme NH_4^+ et utilisation de O_2 . Si l'ion NH_4^+ est disponible, il sera utilisé préférentiellement.	Procédé oxydatif dans lequel NO_3^- est l'accepteur final d'hydrogène. L'azote n'est pas incorporé à la cellule. Le produit final est NO_2^- . Il s'agit de dénitrification si ce produit est NO , N_2O ou N_2 .
Intervenants	Peu de bactéries. <i>Entérobactéries,</i> <i>Bacillus,</i> <i>Clostridium.</i>	Nombreuses bactéries hétérotrophes.
Besoins	-	Source de C, NH_4^+ , acides aminés pour synthèses cellulaires
Conditions de milieu	Aérobiose possible.	Anaérobiose.
Physiologie cellulaire	Pas de période d'adaptation donc pas d'induction enzymatique.	Période d'adaptation aux NO_3^- nécessaire. Enzymes non constitutives.
Limites	NH_4^+ réprime les réductases.	Présence d' O_2 dissous : le passage de NO_2^- à N_2 est le moins sensible à la concentration en O_2 dissous.

2 - 3 - Mesure de la dénitrification

La méthode de dosage de N_2O par blocage du stade final de la réaction de dénitrification par l'acétylène donne des mesures rendant compte d'une quantité d'enzymes actives plutôt que d'une densité de population bactérienne. Cette méthode est très sensible car elle concerne un produit néoformé, n'existant qu'en quantité très faible dans l'atmosphère (0.3 ppm).

- C'est une mesure d'activité de groupes fonctionnels, c'est-à-dire d'un ensemble de micro-organismes différents possédant une fonction ou un ensemble de fonctions en commun.
- Les enzymes non constitutives ne seront réactionnelles qu'en fonction des conditions de milieu et de l'état physiologique des micro-organismes.
- L'expression de l'activité dénitrifiante potentielle est souvent inférieure à l'activité réelle. L'utilisation de C_2H_2 inhibe la nitrification. Dans les sédiments à faibles concentrations en nitrates et où les réactions nitrification-dénitrification sont couplées, le taux de dénitrification sera sous-estimé.
- Une diffusion partielle de l'acétylène dans le sédiment limitera le piégeage du N_2O .

2 - 4 - Micro-organismes de la dénitrification (Gorlenko et al., 1983)

Le développement bactérien nécessite de l'énergie sous forme d'ATP. Chez les hétérotrophes, cette énergie est libérée au cours de l'oxydation de la matière organique avec transfert d'électrons le long de la chaîne oxydative. L'oxygène est l'accepteur d'électrons le plus fréquent.

Si d'autres accepteurs sont utilisés, l'oxydation est appelée respiration anaérobie. C'est le cas avec NO_3^- qui est alors transformé en NO_2^- , N_2O ou N_2 (dénitrification).

Une nitrate-réductase transfère un électron de la chaîne depuis le cytochrome b vers NO_3^- . En même temps, deux molécules d'ATP sont formées par phosphorylation oxydative.

Du fait d'un potentiel d'oxydo-réduction plus bas, le développement des micro-organismes à partir de NO_3^- est plus faible qu'en présence d' O_2 .

La réduction des nitrates est inhibée par O_2 . La dénitrification vraie entraîne une réaction alcaline.

Les germes dénitrifiants vrais sont représentés par *Pseudomonas*, *Achromobacter*, *Bacillus*, *Micrococcus*. Ils sont tous aérobies et utilisent les nitrates seulement en absence d' O_2 ou lorsqu'il y a un excès de matières organiques facilement dégradables. Parmi les autotrophes, nous trouvons *Thiobacillus denitrificans* et chez les phototrophes, *Rhodospseudomonas*. Dans les sédiments, de très nombreuses bactéries participent à la réaction $\text{NO}_3^- \rightarrow \text{NO}_2^-$.

Ces bactéries réagissent différemment vis à vis des conditions d'aération. En conditions aérobies, une faible réduction remplace la dénitrification chez *Bacterium*, alors que la nitrate-réduction est totalement inhibée chez *Achromobacter*.

Les germes dénitrifiants possèdent deux systèmes enzymatiques de nitrate-réduction en N_2 ou en NH_4^+ : hydroxylamine $\rightarrow \text{NH}_3$. Les deux procédés ont une phase commune : $\text{NO}_3^- \rightarrow \text{NO}_2^- \rightarrow$ hyponitrite $\Rightarrow \text{N}_2\text{O} \rightarrow \text{N}_2$.

ou $\Rightarrow \text{NH}_4^+$

2 - 5 - Facteurs contrôlant la dénitrification (Knowles, 1982 ; Seitzinger, 1988)

La dénitrification est assurée par des populations bactériennes très variées. Ces groupes physiologiques ou groupements fonctionnels ont donc en commun certains équipements enzymatiques dont l'activité sera stimulée ou inhibée en fonction des paramètres environnementaux.

Ce contrôle est exercé par la teneur en nitrates et en matière organique facilement dégradable, par la concentration en O_2 dissous et par la température. Le rôle secondaire de la macrofaune, des macrophytes et des algues benthiques n'est pas à négliger.

2 - 5 - 1 - La température de l'eau

Elle affecte peu les réactions dans une gamme de 5 à 23°C.

2 - 5 - 2 - Les concentrations en nitrates

Ils jouent le rôle d'inducteur de réductase. Le taux de dénitrification est corrélé positivement à la concentration en nitrates. Ceci semble plutôt vrai pour des faibles concentrations. Le plus souvent, les réductases sont déréprimées en anaérobiose même en l'absence de formes oxydées d'azote.

Aux fortes concentrations en NO_3^- , la diffusion des nitrates vers les microsites anaérobies augmente. Il y a alors inhibition de la réduction du NO et donc accumulation de NO_2^- et par là même inhibition de

la réduction de N_2O . Pour que la dénitrification ait lieu, NO_3^- doit être présent dans la colonne d'eau ou doit être produit à la surface du sédiment.

Les sédiments recouverts d'eaux anoxiques relarguent NH_4^+ dans la colonne d'eau puisque la nitrification n'a pas lieu. Sous ces conditions, la dénitrification dépend des NO_3^- de la colonne. De même, l'épaisseur de sédiment qui dénitrifie activement est liée au taux de diffusion de NO_3^- dans le sédiment. Cette diffusion est un facteur important.

2 - 5 - 3 - La teneur en oxygène dissous

Ce paramètre joue un rôle direct et un rôle indirect sur la dénitrification. Selon Jenkins (1984) cités par Seitzinger (1988), les sites de nitrification-dénitrification sont distants de quelques dizaines de μm : il y a juxtaposition de micro-environnements oxydés et réduits. La nitrification a lieu en condition aérobie et la dénitrification en anaérobiose ou à de très faibles concentrations d'oxygène. Ces réactions simultanées ont lieu dans des couches séparées du sédiment. La dénitrification peut donc avoir lieu dans les microzones réduites de la couche aérobie de l'interface eau-sédiment.

L' O_2 dissous, dont la solubilité dépend de la température et de la turbulence des eaux, affecte le taux de dénitrification par sa diffusion dans le sédiment.

Dans les eaux douces, la réaction nécessite une concentration en O_2 dissous inférieure à 0.2 mg/l et est favorisée même pour des concentrations en NO_3^- faibles (10 μg N- NO_3^-/l). Cela peut entraîner un fort potentiel de dénitrification même si l'effectif bactérien est faible (100 germes dénitrificateurs/ml).

2 - 5 - 4 - Les concentrations en matière organique

L'activité dénitrifiante est liée au contenu en matière organique du sédiment. Le carbone organique joue différents rôles dans les sédiments :

- apport de carbone pour les bactéries,
- transformation en NH_4^+ pour la nitrification,
- stimulation de la dissimilation des nitrates qui entre alors en compétition avec la dénitrification,
- consommation d' O_2 pour sa minéralisation ce qui entraîne un contrôle de la distribution de l' O_2 dans le sédiment.

Dans les sédiments sableux, le carbone organique relargué par les racines des macrophytes est important pour les bactéries.

2 - 5 - 5 - Le rôle des macrophytes, des algues benthiques et de la macrofaune

Ils affectent la répartition de l' O_2 et des nitrates dans les sédiments.

Dans un herbier, l' O_2 est transporté au travers des feuilles vers les racines donc vers une zone anoxique du sédiment, ce qui stimule la nitrification et peut inhiber la dénitrification.

De même, l' O_2 produit par la photosynthèse des algues benthiques peut inhiber la dénitrification en période de jour.

La disponibilité en O_2 pour la nitrification et en nitrates NO_3^- et nitrites NO_2^- pour la dénitrification au niveau du sédiment est affectée par la bioturbation qui augmente le taux d'échange de O_2 et NO_3^- et stimule l'une ou l'autre des deux réactions. Une nitrification favorisée rendra des NO_3^- disponibles et utilisables, si le taux d' O_2 dissous est suffisamment bas, pour la dénitrification.

3 - Matériel et méthode

3 - 1 - Sites d'intervention

L'étude de la dénitrification a été conduite durant un cycle annuel sur la rivière Charente à l'aval de l'agglomération d'Angoulême. Deux sites expérimentaux ont été retenus :

- le bief de Nersac, caractérisé par une tranche d'eau moyenne de 3 à 4 m et un fond de graviers et cailloux associés à des trous vaseux. La colonisation par les macrophytes y est importante d'avril à novembre et un floc mobile de couleur brune tapisse le sédiment.
- le bief de Juac, caractérisé par une tranche d'eau comprise entre 1.5 et 2 m et un sédiment brun-noir, sablo-vaseux, avec des débris organiques. Le courant y est faible et les macrophytes peu abondants du fait d'un couvert végétal rivulaire important.

3 - 2 - Matériel utilisé

Quatre cloches benthiques ont été réalisées dans du PVC de 30 cm de diamètre (730 cm^2 de surface couverte) d'après le modèle utilisé en gravières par Labroue *et al.* (1988) et présenté dans le schéma 5.2.

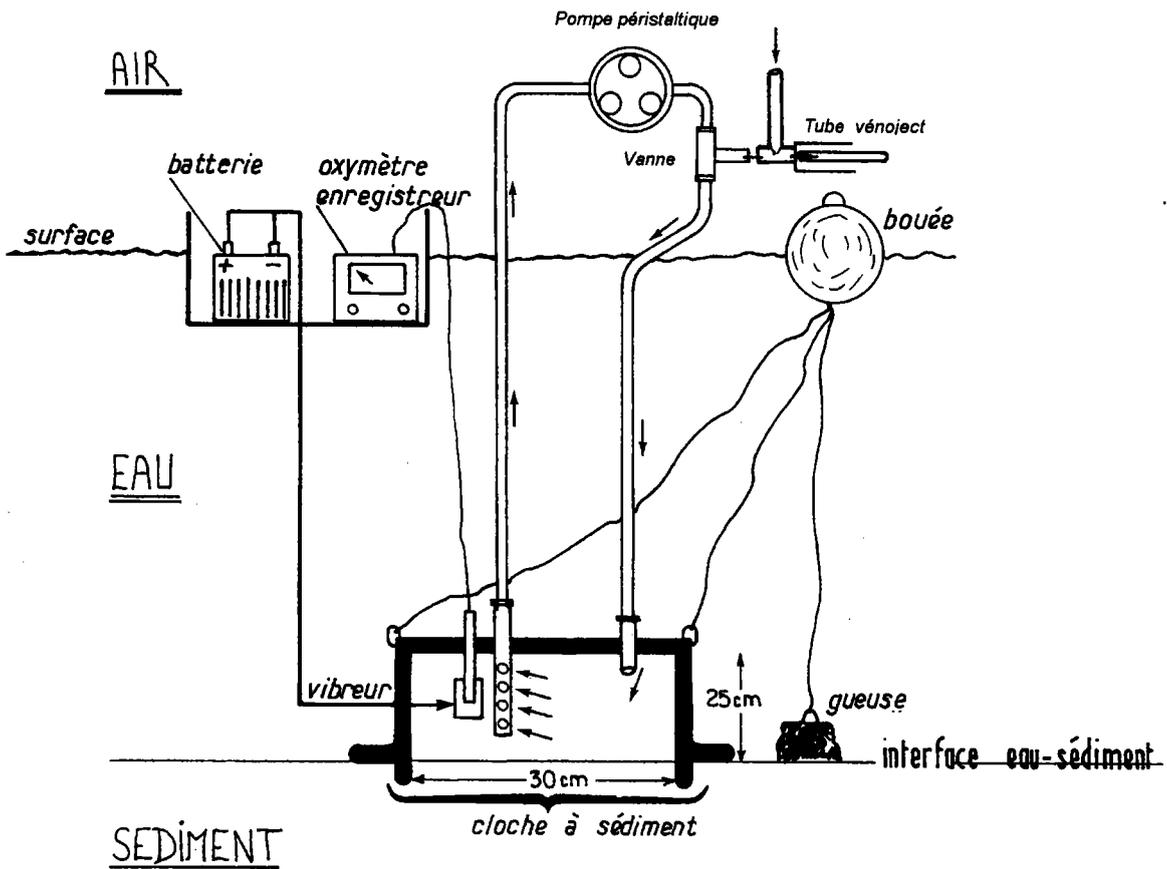


Schéma 5.2 – Présentation du matériel utilisé pour mesurer la dénitrification *in situ*, d'après Labroue *et al.* (1988).

Deux tubulures apicales permettent, grâce à une pompe péristaltique située en surface, l'homogénéisation de la masse d'eau contenue dans chaque cloche (15 litres) ainsi que toutes les opérations d'injection et de prélèvement. Une des cloches comporte un orifice à joint torique permettant l'introduction d'une sonde oxymétrique.

Sur chaque site, les quatre cloches à sédiment ont été immergées et disposées sur le fond, selon un carré d'une dizaine de mètres de côté, par un plongeur. L'utilisation de ces quatre systèmes permet la prise en compte de la variabilité des mesures et de l'hétérogénéité des sédiments.

Un conteneur de 20 l d'eau de rivière immergé à mi-profondeur sert à la mesure de la dénitrification en pleine eau.

3 - 3 - Techniques analytiques

La méthode de dosage du protoxyde d'azote (N_2O) après blocage du stade final de la réaction de dénitrification par l'acétylène a été retenue. Cette méthode rend compte d'une quantité d'enzymes actives plutôt que d'une densité de population bactérienne. C'est une mesure de l'activité d'un ensemble de micro-organismes différents possédant une fonction en commun.

3 - 3 - 1 - Protocole opératoire

Une fois le matériel mis en place sur le fond et le raccordement des tuyaux souples effectué avec la surface, 1500 ml de C_2H_2 sont injectés dans chaque enceinte (10 % du volume).

Après 10 mn de brassage par circulation d'eau à l'aide de la pompe de surface, ce qui assure la diffusion de C_2H_2 dans la couche superficielle de sédiment ou dans la masse d'eau, un premier prélèvement est effectué au temps t_0 (6.5 ml de liquide homogénéisé sont aspirés à la seringue et réinjectés dans des tubes à vides Vénoject de 13 ml de volume total) et cinq prélèvements horaires successifs sont réalisés de la même manière (t_1 à t_5). Les tubes d'échantillons sont ensuite stockés en glacière en vue d'analyse. Un protocole identique a été appliqué au conteneur de 20 l.

3 - 3 - 2 - Physico-chimie de l'eau des enceintes

L'évolution de la physico-chimie des eaux des enceintes est suivie par enregistrements en continu de la consommation en O_2 dissous et de la température et par prélèvements aux temps t_0 et t_5 d'échantillons destinés à l'analyse systématique des nitrates. Pour certaines campagnes, l'analyse complémentaire des NO_2^- , NH_4^+ et azote total Kjeldahl a été réalisée.

3 - 3 - 3 - Dosage du N_2O au laboratoire

Pour le dosage du N_2O en laboratoire, les prélèvements en tubes Vénoject, conservés jusqu'à 7 jours sans modification, sont mis à température ambiante. Ces tubes, encore sous léger vide, sont percés pour être mis en équilibre avec l'atmosphère. Après agitation, 200 μ l de gaz sont prélevés et injectés dans un chromatographe en phase gazeuse, détecteur à capture d'électrons (Delsi Série 30). Cet appareil est équipé d'un système back-flush qui évite d'envoyer l'acétylène sur le détecteur et d'une alimentation pulsée variable selon la concentration (entre 0.3 et 150 ppm). Le gaz vecteur utilisé est un mélange argon-méthane (95/5) améliorant la sensibilité.

L'obtention de pics hauts et étroits autorise la seule prise en compte de leur hauteur sans intégration des surfaces sous la courbe. Un étalonnage préalable à l'air (0.3 ppm) et par gaz étalon (25, 50 et 100 ppm) permet d'obtenir directement les valeurs xi en ppm de N_2O de la phase gazeuse de l'échantillon.

3 - 3 - 4 - Mode de calcul de la concentration initiale en N_2O dans l'eau

Connaissant le coefficient de solubilité de N_2O dans l'eau, on évalue par simple calcul la concentration initiale totale en N_2O de chaque échantillon (**tableau 5.1**). Pour chacune des cloches, la courbe des concentrations en N_2O en fonction du temps traduit la cinétique de la réaction. En éliminant le début de courbe qui correspond au temps nécessaire à la diffusion de C_2H_2 et la fin de courbe qui traduit une modification des réactions dans les cloches (C_2H_2 transformé, effet de confinement bien marqué au bout de 6 heures), nous retenons la pente moyenne de la courbe et donc deux concentrations x de N_2O en fonction du temps.

Cela permet d'exprimer une production moyenne de N₂O en µg/m²/h qui sera égale à :

$$\text{Production de N}_2\text{O} = (\Delta x * \text{volume enceinte}) / (\text{surface enceinte} * \text{temps})$$

avec : Δx en ppm (µg/l d'eau), volume de l'enceinte en litre, surface de l'enceinte en m² et temps en heure.

La quantité totale de protoxyde d'azote présente sous forme gazeuse dans un tube Vénoject sera la somme de la fraction déjà présente dans le vénoject (à sa mise sous vide), de la fraction provenant de l'échantillon (Gi) et de la fraction introduite à l'équilibration avec l'atmosphère lors de la mesure.

soit xi = quantité de N₂O en ppm volume (µl/l) de la fraction gazeuse de l'échantillon

La constante d'équilibre de N₂O entre phase gazeuse et phase aqueuse est :

$$K_0 = 2,7 \cdot 10^{-2} \text{ mole.l}^{-1} \cdot \text{atm}^{-1} \text{ à } 22^\circ\text{C.}$$

1 mole N₂O = 44 g pour 22,4 l soit une densité de 1,964. Dans l'eau, nous aurons 44 * K₀ = 1,188

Avec une constante de répartition eau-air = 1,188/1,964 = 0,6 (rapport en masse), la teneur globale en N₂O (phase gazeuse Gi et phase aqueuse Li) de l'échantillon est :

$$(xi * 1,964 * V_{\text{air en ml}}) + (xi * 1,964 * 0,6 * V_{\text{eau en ml}}) - (V_{\text{air en ml}} * 1,964 * 0,3)^a - (0,470 * V_{\text{vénoject en ml}})^b$$

a : N₂O en µg introduit par équilibration dans le vénoject soit x.10⁻³ µg/l

b : N₂O en µg présent dans un vénoject de 13 ml soit y.10⁻³ µg/l

Les Vénojects utilisés ont un volume de 13 ml soit 6,5 ml air et 6,5 ml eau (échantillon prélevé).

La teneur initiale en N₂O dans l'eau exprimée en µg/l est :

$$x = [(xi * 12,77) + (xi * 7,66) - 3,83 - 6,11] / 6,5 \text{ soit } x = 3,14 xi - 1,53$$

Tableau 5.1 - Mode de calcul de la concentration initiale en N₂O dans l'eau.

4 - Résultats et discussion

4 - 1 - Production de protoxyde d'azote dans les enceintes

Pour chacun des deux sites et pour chacune des neuf expérimentations, nous disposons de quatre valeurs de production moyenne de N₂O exprimées en µg/m²/h ainsi que d'une série d'analyses de paramètres physico-chimiques de l'eau en fonction du temps d'expérimentation (formes de l'azote, O₂ dissous, température). La production moyenne de N₂O est calculée par moyenne arithmétique des quatre valeurs issues des mesures de terrain.

Le **tableau 5.2** présente cette production moyenne et son équivalence en quantité de nitrates dénitrifiés pour chacun des sites.

Nersac	5-1991	6-1991	7-1991	8-1991	9-1991	10-1991	11-1991	3-1992	4-1992
µmol N ₂ O/m ² /h	122	186	333	169	219	166	238	175	156
mg NO ₃ /m ² /h	15,1	23,1	41,3	20,9	27,2	20,6	29,5	21,7	19,4

Juac	5-1991	6-1991	7-1991	8-1991	9-1991	10-1991	11-1991	3-1992	4-1992
µmol N ₂ O/m ² /h	834	610	284	80	118	79	37	123	198
mg NO ₃ /m ² /h	103,4	75,6	35,2	9,9	14,6	9,8	4,6	15,2	24,6

Tableau 5.2 - Taux horaire moyen de dénitrification exprimé en N₂O produit et en NO₃⁻ dénitrifié.

Une analyse de variance regroupe les 18 valeurs obtenues sur les neuf campagnes et les deux sites en une même population et n'indique aucune différence significative au seuil de 1 % entre les types de sédiments et entre les variations dans le temps (Tableau 5.3).

Source de variation	Dispersion	Degré de liberté	Variance	F
Factorielle				
- espace	50736022	1	50736022	0.72
- temps	567566788	8	70945848	0.81
Résiduelle	699718644	8	87464830	

Tableau 5.3 - Analyse statistique des données de dénitrification.

Les nitrates jouant le rôle d'inducteur de réductase, le taux de dénitrification devrait être corrélé positivement à leur concentration, surtout si celle-ci est faible (faibles Km des réductases). Aucune liaison évidente n'est établie ici entre les données physico-chimiques (NO₃⁻, O₂, température) et la production de N₂O dans le temps.

Ainsi, dans les conditions de l'expérience, cette production de N₂O serait donc peu ou pas dépendante de la nature des sédiments et de l'évolution des paramètres physico-chimiques des eaux.

Les figures 5.1 et 5.2 représentent les cinétiques d'évolution des nitrates : les nitrates disparus sont soit dénitrifiés et donc perdus pour le système, soit assimilés et donc recyclés dans le système. Pour le site de Nersac, le taux moyen de dénitrification (facteur K) est de 24 mg de NO₃⁻ dénitrifié/m²/h. Pour celui de Juac, il est de 32 mg (les deux premières valeurs semblent surestimées du fait d'un positionnement probablement trop profond des cloches dans le sédiment).

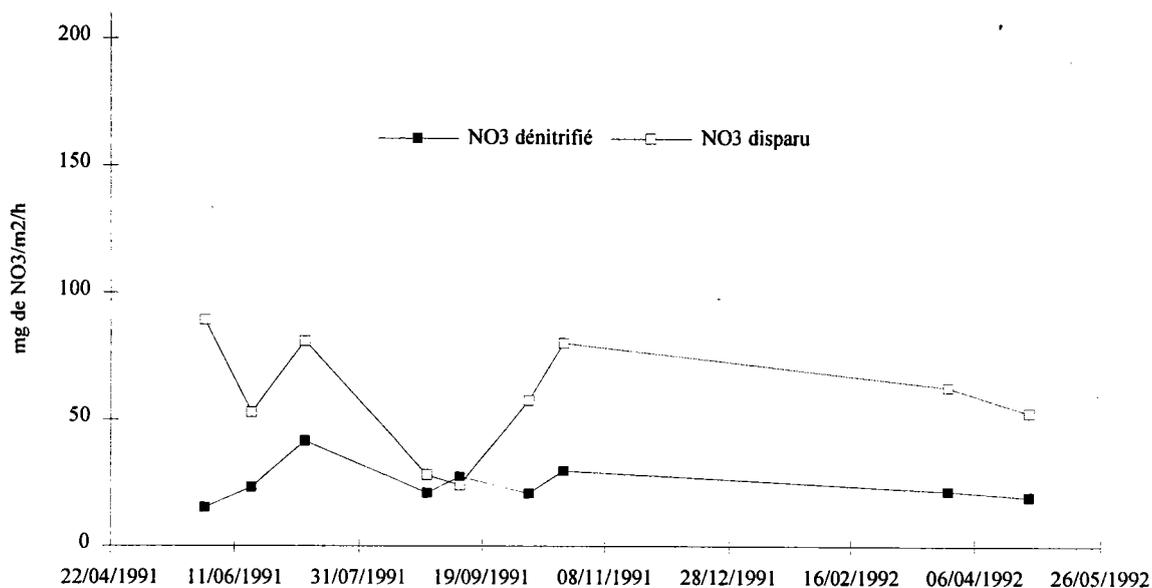


Figure 5.1 - Evolution du taux de disparition des nitrates et de l'activité dénitrifiante à la station de Nersac sur un cycle annuel.

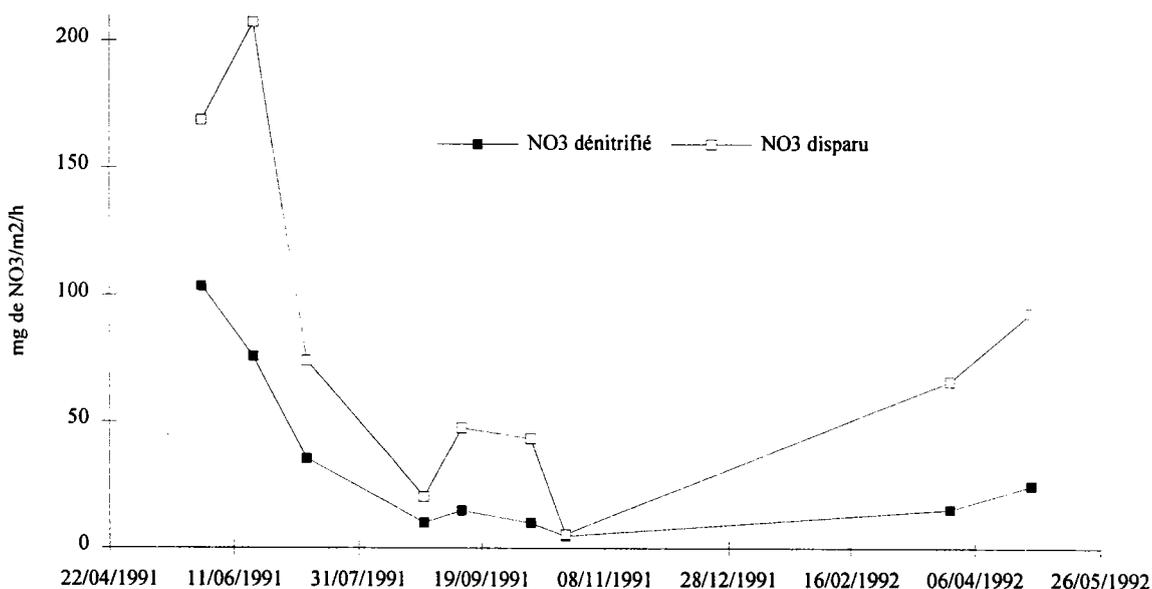


Figure 5.2 - Evolution du taux de disparition des nitrates et de l'activité dénitrifiante à la station de Juac sur un cycle annuel.

Ces valeurs variant dans une gamme réduite (à l'intérieur d'une unité logarithmique), la valeur globale moyenne retenue sera donc la moyenne de ces deux taux (cf § 3 - 3 - 4).

Nous avons pu vérifier l'absence d'accumulation de N₂O dans l'eau des enceintes au cours de trois manipulations sans injection d'acétylène : les nitrates à une concentration inférieure à 25 mg/l d'eau n'inhibent pas la réduction du N₂O. Aux fortes concentrations en NO₃⁻, la diffusion des nitrates vers les microsites anaérobies augmente. Il y a alors inhibition de la réduction du NO et donc accumulation

de NO_2^- et par là même inhibition de la réduction de N_2O de sorte que le rapport $\text{N}_2\text{O}/\text{N}_2$ augmente (Labroue *et al.*, 1991).

Nous constatons aussi l'absence de production de N_2O dans la colonne d'eau : Les prélèvements réalisés montrent une teneur en N_2O constante pendant 6 heures et identique à celles des t_0 correspondant aux cloches benthiques.

4 - 2 - Evolution des formes de l'azote

Dans ces eaux en général bien oxygénées et en l'absence d'inhibition par l'acétylène, les nitrates sont formés dans les microzones oxydées du sédiment et proviennent de l'oxydation de l'ammonium relargué *in situ* et par les zones anaérobies inférieures. Selon le potentiel d'oxydo-réduction de l'interface, les populations bactériennes interviennent d'une manière différente dans les réactions conduisant à la disparition des nitrates (réduction ou dénitrification). Lorsque la dénitrification est effective, c'est la source de NO_3^- immédiatement disponible qui sera utilisée (nitrates produits dans l'interface ou nitrates diffusant depuis la colonne d'eau).

En règle générale, l'activité dénitrifiante mesurée est souvent inférieure à l'activité réelle car l'utilisation de C_2H_2 inhibe la nitrification. De plus, dans le cas d'une diffusion partielle de l'acétylène dans le sédiment, le blocage de la réduction de N_2O est limité. Il en est ainsi lorsque la zone de dénitrification est éloignée de la surface du sédiment ou lorsque, pour de faibles concentrations en nitrates dans les eaux et les sédiments, les réactions nitrification-dénitrification sont couplées.

Dans notre expérimentation, la chute régulière mais faible de la teneur en O_2 dissous dans les enceintes ne semble stimuler que modérément l'activité dénitrifiante. Par contre, l'action de C_2H_2 sur la nitrification limite les sources de NO_3^- disponibles. La colonne d'eau représente la principale source de nitrates si le taux de dénitrification reste du même ordre de grandeur que le taux de disparition des nitrates dans l'eau.

Le **tableau 5.4** montre que, comme prévu, la mesure directe (production de protoxyde d'azote par unité de temps) est inférieure au taux de disparition des nitrates de l'eau. Cela s'explique par une disparition d'une partie de ces nitrates probablement due à la consommation (assimilation) et à la réduction non assimilative en NH_4^+ . Nous observons bien une légère augmentation de l'azote ammoniacal en cinq heures. Le reste (en moyenne 36 % des nitrates disparus du système) est dénitrifié.

Nersac	7/1991	8/1991	9/1991	10/1991	11/1991
N- NO_3 $\mu\text{g}/\text{l}/\text{h}$	91	29	30	63	88
N- N_2O $\mu\text{g}/\text{l}/\text{h}$	45	23	30	23	32

Juac	7/1991	8/1991	9/1991	10/1991	11/1991
N- NO_3 $\mu\text{g}/\text{l}/\text{h}$	93	23	56	47	6
N- N_2O $\mu\text{g}/\text{l}/\text{h}$	39	11	16	11	5

Tableau 5.4 - Consommation de nitrates et production de N_2O dans les enceintes

L'estimation de la dénitrification par la méthode des bilans présuppose que la masse d'eau dans les cloches benthiques est un système isolé (en particulier, pas d'échanges eau-sédiment). Le bilan se fera par rapport aux dosages des formes d'azote (NO_3^- , NO_2^- , NH_4^+ , NK). Les taux d'évolution horaire des formes de l'azote dans les cloches ne permettent pas d'équilibrer une balance des formes azotées. Nous avons ramené ces valeurs en pourcentage de l'azote total et calculé les valeurs de $\text{N-N}_2\text{O}$ théoriques nécessaires pour avoir un système conservatif.

Dans le **tableau 5.5**, la comparaison des taux horaires de protoxyde d'azote mesurés (données expérimentales) et calculés (défaut de bilan) montre que, si les 2 séries de valeurs sont voisines, les taux issus des mesures de terrain sont plus faibles.

Nersac (en %/h)	7/1991	8/1991	9/1991	10/1991	11/1991
$\Delta \text{N}(\text{NO}_3 + \text{NO}_2 + \text{NH}_4)/\text{Nt}^*$	-3,03	-0,36	-0,56	-1,14	-1,49
$\Delta \text{N organique}/\text{Nt}$	0	-4,59	0	-0,90	-1,72
$\Delta \text{N-N}_2\text{O calculé}/\text{Nt}$	3,02	4,95	0,56	2,04	3,21
$\Delta \text{N-N}_2\text{O mesuré}/\text{Nt}$	1,15	0,73	0,66	0,56	0,75

Juac (en %/h)	7/1991	8/1991	9/1991	10/1991	11/1991
$\Delta \text{N}(\text{NO}_3 + \text{NO}_2 + \text{NH}_4)/\text{Nt}$	0,21	4,08	-0,03	-0,39	0,58
$\Delta \text{N organique}/\text{Nt}$	-2,34	1,79	-1,32	-2,98	-0,28
$\Delta \text{N-N}_2\text{O calculé}/\text{Nt}$	2,12	-5,87	1,35	3,37	-0,30
$\Delta \text{N-N}_2\text{O mesuré}/\text{Nt}$	0,62	0,41	0,42	0,25	0,13

Tableau 5.5 - Evolution du ratio formes azotées/azote total dans les enceintes exprimé en % par heure. * Nt = $\text{Norga} + \text{N-NH}_4^+ + \text{N-NO}_2^- + \text{N-NO}_3^- + \text{N-N}_2\text{O}$.

L'azote total devrait être conservé entre t_0 et t_5 puisqu'on suppose que rien ne s'échappe du système. Les différences observées (avec ΣN à $t_5 < \Sigma \text{N}$ à t_0) ont pour cause probable les erreurs de dosage sur l'azote organique qui est, de plus, difficile à doser. Les précisions des dosages sont de $\pm 0,1$ mg/l pour NO_3^- et pour N organique. Les variations en concentrations sont très faibles sur cinq heures d'expérimentation et les erreurs sur les dosages s'additionnant, les calculs des taux horaires seront entachés d'une erreur d'autant plus importante que ces variations entre t_0 et t_5 seront plus faibles. Ainsi, une variation de -4,59 % par heure d'azote organique correspondra à une dénitrification calculée énorme.

Un mauvais positionnement de l'enceinte peut entraîner une remise en suspension des sédiments : c'est le cas à Juac en août 1991 où l'on observe une augmentation de l'azote organique et ammoniacal d'où une perte apparente (consommation) de N_2O très importante (-5,87 %) tout à fait irréaliste. Dans ce cas, les échantillons d'eau étaient anormalement chargés de matières en suspension.

La méthode des bilans semble donc peu fiable et incapable de rendre compte de l'activité dénitrifiante. N'ayant accès qu'à la masse d'eau des cloches, on ignore ce qui se passe dans les sédiments. Sur l'ensemble des échanges entre l'eau, l'interface et le sédiment actif, les réactions biochimiques de faible intensité se déroulant sur un temps très court ne sont pas traduites. Cela

s'ajoute au déficit inhérent au principe même de la mesure (confinement dans les enceintes et l'effet de l'acétylène).

En revanche, la mesure directe, elle, ne fait intervenir qu'un seul paramètre (N_2O).

4 - 3 - Taux de disparition des nitrates K

L'évaluation d'un taux de disparition des nitrates K conduit à formuler des hypothèses simplificatrices (déjà précédemment admises) : la vitesse de dénitrification à l'interface eau/sédiment est constante par unité de surface et ne dépend ni de la concentration en NO_3^- de l'eau, ni de la température, ni de la nature plus ou moins organique du sédiment. La dénitrification dans la masse d'eau est toujours nulle.

Pour être incorporée dans le modèle général " NO_3^- Charente", cette information doit être exprimée sous la forme d'une variation de la concentration en nitrates dans l'eau en fonction de la constante "taux de dénitrification".

Pour ce faire, nous considérons une tranche d'eau élémentaire verticale perpendiculaire à l'axe de l'écoulement l , de hauteur p (profondeur d'eau), de largeur 1 m et d'épaisseur dl (en m). La tranche d'eau sera supposée se déplacer avec une vitesse uniforme dl/dt et rester donc au dessus de la surface de sédiment ds ($ds = dl * 1 m$) pendant le temps dt .

A $t = 0$, la concentration en NO_3^- de la tranche d'eau est appelée C (mg/l)

A $t = dt$, la concentration en NO_3^- de la tranche d'eau est $C + dC$ (mg/l)

Pendant le temps dt , la surface de sédiment ds assure une dénitrification à vitesse constante K (mg de $NO_3^-/m^2/j$). La quantité de NO_3^- dénitrifiée D dans la tranche d'eau est :

$$D = K * ds * dt ; \text{ c'est à dire } D = K * dl * l * dt \quad (1)$$

avec K en $mg/m^2/j$, dl en m, l en m et dt en j.
avec $l = 1$

D'autre part, la quantité de NO_3^- disparue dans la tranche d'eau peut aussi être exprimée en fonction des concentrations à $t = 0$ et $t = dt$:

$$D = [(C * p * l * dl) - ((C + dC) * p * l * dl)] * 1000 \text{ soit } D = - dC * dl * p * l * 1000 \quad (2)$$

avec dC en mg/l, dl , p et l en m.
avec $l = 1$

L'égalité des termes (1) et (2) conduit à :

$$- dC * p * 1000 = K * dt \text{ soit : } dC/dt = - K/1000 * p$$

avec dC/dt en $mg/l/j$, K en $mg/m^2/j$ et p en m.

Les valeurs mentionnées dans le **tableau 5.6** représentent des moyennes sur la durée de l'expérimentation avec indication des écarts mini-maxi.

	O ₂ mg/l	Température °C	NO ₃ mg/l	NO ₃ dénitrifié mg/m ² /h = Facteur K
Nersac	6.0 (0,2 - 11,5)	16.4 (9,5 - 22,3)	12.8 (5,7 - 19,9)	24.31 (15 - 41)
Juac	7.2 (4,3 - 10,7)	17.1 (9,8 - 23,2)	16.5 (5,8 - 23,4)	32.56 (5 - 103)
Ensemble	6.6	16.8	14.7	28.44

Tableau 5.6 - Valeurs moyennes des principaux paramètres de la dénitrification.

Sur un cycle annuel et dans les limites des conditions environnementales mentionnées, il en ressort que le taux moyen de dénitrification dans la rivière Charente est de :

28,44 mg de NO₃⁻/m²/h soit un facteur K égal à 682 mg de NO₃⁻/m²/j ou encore 2,5 t/ha/an

En prenant, pour le modèle, les valeurs références suivantes: K = 682 mg NO₃/m²/j et p = 3 m, on arrive à :

$$dC/dt = - 0,23 \text{ mg/l/j}$$

Le facteur K (154 mg de N/m²/j) s'insère dans la gamme de valeurs citées dans la littérature en ce qui concerne les études réalisées en rivière avec la méthode d'inhibition à l'acétylène (**tableau 5.7**).

Localisation	Taux (mg N.m ⁻² .j-1)	Références
Rivières		
San Francisquito Creek, Californie	18	Duff et al, 1984
Little Lost Man Creek	0	Duff et al, 1984
Seine, France	240	Chestérikoff <i>et al.</i> , 1990
Lacs		
Hampen, Danemark	1.6-16.8	Christensen et Sorensen, 1986
<i>lac modérément eutrophe</i>		
Okeechobee	0.7-8.4	Messer et Brezonik, 1983
Lacs d'eau douce		
Canada , mésotrophe	2.4-7.2	Chan et Knowles, 1979
Gravières France	8-96	Helmer et Labroue, 1993

Tableau 5.7 - Quelques valeurs de taux de dénitrification citées dans la littérature.

	Interface obscurité	Interface lumière	Interface+macrophytes obscurité	Interface+macrophytes lumière
Charente à Nersac (1991-1992)	8625 24.3			
Charente à Nersac 1993	8487 23.9	4317 12.2	7530 21.2	5455 15.4
Charente à Nersac 1994	9987 28.1	2746 7.7	4816 13.6	1096 3.1
Charente Angoulême 1994	4473 12.6	843 2.4	4656 13.1	2811 7.9
Le Né 1994	5250 14.8			
L'étang Blanc 1993	39 0.1		432 1.2	139 0.4

Tableau 5.9 - Production moyenne de N₂O en µg/m²/h pour l'ensemble des expérimentations. Les valeurs en gras sont exprimées en mg NO₃ dénitrifiés/m²/h.

Nous constatons sur les mesures interface eau-sédiment à l'obscurité :

- une stabilité de l'ordre de grandeur de la dénitrification d'une année sur l'autre sur un même site,
- une différence de production entre Nersac et Angoulême qui n'avait pas été observée entre Nersac et Juac. Les apports de l'agglomération d'Angoulême semblent déterminants sur l'activité microbienne. En comparaison, un étang landais (étang Blanc) montre une très faible activité dénitrifiante,
- la hauteur d'eau n'influence pas les résultats. Les essais réalisés sur le Né tendent à montrer que la dénitrification est du même ordre de grandeur dans la Charente (3 m de profondeur) et dans un de ses affluents (0.8 m de profondeur).

La présence de l'épiphyton et des macrophytes avec le biofilm joue un rôle sur l'activité dénitrifiante :

- l'interface eau-sédiment éclairée est moins active sans doute à cause de la photosynthèse algale,
- les enceintes avec les macrophytes à l'obscurité révèlent une production voisine de celle des enceintes sans macrophyte (1993). On aurait pu penser que l'activité du biofilm périphtyque s'ajouterait à celle des micro-organismes de l'interface. En fait, il y a concurrence pour les nitrates entre les végétaux et les populations bactériennes. A priori, cela semble encore plus marqué lors des mesures de 1994 réalisées à Nersac. La pénétration lumineuse dans ces mêmes systèmes entraîne à nouveau une baisse du taux de dénitrification (photosynthèse algale et macrophytique).

6 - Résumé du chapitre V

La comparaison de l'estimation du taux de dénitrification par dosage direct (méthode à l'acétylène) à celle fournie par l'analyse des formes de l'azote (déficit de bilan) montre la difficulté d'utiliser un déficit de bilan, méthode qui est donc à exclure. En moyenne, 0.6 % (SD \pm 0.3) de l'azote total de nos enceintes est dénitrifié par heure, alors que le calcul théorique estime ce pourcentage à 1.4 % (SD \pm 3). Cette assez bonne concordance ne semble imputable qu'au hasard. En effet, la première estimation s'accompagne d'un coefficient de variation de 51 %. Par la méthode des bilans, il y a extrapolation des données non mesurées et l'estimation, dans ce cas, s'assortit d'un coefficient de variation bien plus élevé (206 %). D'autre part, la méthode des bilans azotés ne prend en compte que les variations dans l'eau des cloches. Elle surestime la dénitrification en occultant les interactions de l'interface eau-sédiment où l'assimilation des nitrates concourt à la synthèse d'azote organique. Par rapport à la méthode des bilans, le dosage direct par blocage à l'acétylène apparaît plus précis tout en conservant encore une approche en "boîte noire" : quel que soit le sens des échanges biochimiques et de leur intensité, il quantifie un produit issu d'une activité enzymatique, passage obligé des nitrates vers l'azote moléculaire, et présent uniquement dans l'eau. La disparition vraie d'azote de la tranche d'eau est probablement supérieure à la dénitrification mesurée par la méthode à l'acétylène : en effet, l'acétylène inhibant la nitrification, peut conduire, par le biais de son rôle sur la concentration en nitrates à sous-estimer la dénitrification. De plus, les échanges eau-sédiments n'étant sans doute pas totalement réversibles, leur solde peut aboutir à une part de disparition d'azote par diagenèse.

Dans l'exemple de la Charente, il faut enfin souligner l'importance de ce phénomène de dénitrification avec, au minimum, 2.5 tonnes de nitrates éliminés annuellement par hectare de lit de rivière et sa constance lorsque la matière organique dégradable et les nitrates sont régulièrement apportés par la pollution entrante (effluents urbains et industriels) et ceci bien que les eaux soient toujours suffisamment oxygénées. L'abattement des nitrates est très dépendant du régime hydraulique de la rivière. Ainsi en période d'étiage, il atteint 40 % des flux de nitrates transitant dans la Charente alors qu'en période de crue, le taux n'est que de 3 %.

La hauteur d'eau n'influence pas la dénitrification. Par contre, les apports en matière organique et notamment ceux d'Angoulême semblent déterminants sur l'activité microbienne. La présence de périphyton et de macrophytes joue un rôle sur la dénitrification. Toutefois, cette activité devra être précisée.

CHAPITRE 6

Bilan des actions d'épuration

Chapitre VI

Bilan des actions de dépollution au niveau du secteur d'étude

Chapitre VI : Bilan des actions de dépollution au niveau du secteur d'étude

1 - Introduction

Un état des lieux ayant été fait en 1988 sur les rejets ponctuels (Coatnoan, 1991), il nous est apparu intéressant de voir comment ceux-ci avaient évolué depuis sur la zone d'étude.

Dès à présent, on peut signaler qu'il n'y a pas eu, depuis 1988, d'implantation notable d'établissements industriels ou de station d'épuration rejetant des effluents susceptibles de dégrader la qualité de l'eau de l'écosystème aquatique sur la zone d'étude. Les données sont transmises en **annexe 8**.

2 - Rejets industriels

En ce qui concerne les rejets industriels, l'évolution a pu être établie sur 4 années de 1994 à 1997.

2 - 1 - Activité papetière

* papeteries de Veuze

Les rejets en matière organique de cet établissement augmentent depuis 1988, puisqu'ils sont passés de 691 kg MO/j en 1988 à 2889 kg MO/j en 1997. Un contrat d'établissement devrait permettre la mise en place d'une station biologique en 2000/2001 et ainsi de traiter la pollution dissoute.

* papeteries Alamigeon

On n'a pas noté d'évolution significative des rejets de cet établissement. En 1998, il a bénéficié d'une aide pour fiabiliser le fonctionnement des stations physico-chimiques installées sur le rejet. De ce fait, on peut s'attendre à une diminution des matières en suspension, par contre aucune en ce qui concerne la matière organique. Toutefois, compte tenu de la nature des papiers fabriqués, les flux en matières organiques rejetées sont relativement faibles (140 kg MO/j).

* OTOR papeteries

Cet établissement a vu ses rejets de matières en suspension diminuer de près de 90%. En effet, en 1988, l'effluent contenait 3761 kg MES/j alors qu'en 1997 il n'est plus que de 378 kg MES/j. Le projet de construction d'une station biologique (2000/2001) devrait assurer le traitement de la pollution organique.

* cartonnerie Perot

Il est difficile de parler d'évolution pour cet établissement dans la mesure où il est en phase de reprise d'activité après un redressement. Toutefois, la mise en place d'un traitement physico-chimique prévu pour 1999/2000 devrait lui permettre de diminuer ses rejets de matières en suspension.

D'une façon générale (**figure 6.1**), les teneurs en matières en suspension des effluents des principaux établissements situés sur la zone d'étude ont diminué de façon significative (mise en place de stations physico-chimiques) alors que dans le même temps celles de matières organiques ont augmenté (activité en hausse). Toutefois, la réalisation de stations biologiques chez les deux principaux établissements (papeteries de Veuze et OTOR papeteries) rejetant de la matière organique, prévues en 2000, devrait contribuer à faire diminuer les flux rejetés.

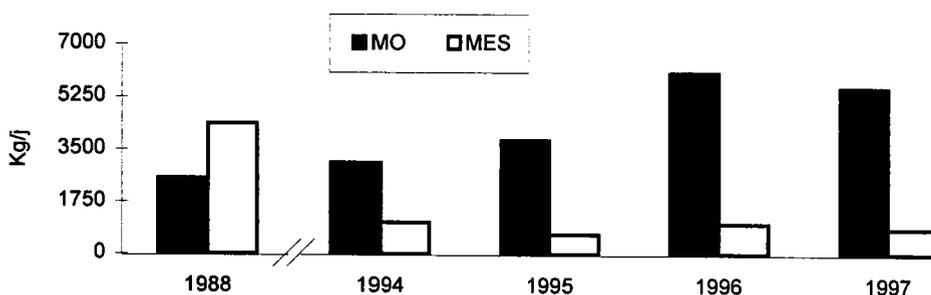


Figure 6.1 - Evolution de 1988 à 1997 des teneurs en matières organiques (kg MO/j) et en matières en suspension (kg MES/j) contenues dans les effluents des principaux établissements papetiers situés sur la zone d'étude et rejetés dans l'écosystème aquatique. Source des données : agence de l'eau Adour-Garonne.

2 - 2 - Activité chimie-métallurgie et traitement de surface

* SOPELPA

Cet établissement réalise le chargement en cuivre des cylindres d'acier pour les imprimeries. Ces cylindres sont ensuite gravés puis nickelés et chromés. Cette entreprise n'est plus redevable car elle envoie en centre d'élimination l'essentiel de ses rejets industriels.

* ATS

Cette entreprise possède un atelier de métallisation des aciers (nickelage électromagnétique et zingage non cyanuré). Les effluents toxiques de cet établissement ont fortement régressé (91%) entre 1988 (6000 équitox/j) et 1997 (1146 équitox/j). Cette diminution est liée à l'amélioration de la détoxification au sein de l'entreprise mais également à une baisse d'activité liée à la conjoncture économique.

* SNPE

Cet établissement est spécialisé dans la fabrication de nitroglycérine et de poudres. La diminution en 1997 des flux en matières inhibitrices, organiques et en suspension est liée uniquement à la baisse notable d'activité de cet établissement.

* DCN

Cette entreprise réalise la conception et la fabrication d'équipements pour les bateaux de la marine nationale. L'amélioration de la détoxification au sein de l'établissement et une baisse d'activité ont entraîné une diminution notable des rejets en matières inhibitrices de cette entreprise (3399 équitox/j en 1988 ramenés à 178 équitox/j en 1997).

* SBI

Quel que soit le paramètre considéré, les flux émis par cet établissement qui fabrique de la gélatine alimentaire ont diminué depuis 1988. La fiabilisation de l'outil d'épuration a contribué à faire diminuer de 80% les flux de matières azotées (290 kg NK/j en 1997 contre 1330 kg NK/j en 1988). En ce qui concerne les matières inhibitrices, les travaux de réduction des rejets au niveau des ateliers de production ont entraîné une baisse très importante des effluents toxiques. D'ailleurs depuis 1996, cet établissement n'est plus redevable pour les matières inhibitrices.

* SAFT

Cet établissement réalise l'imprégnation de bandes pour la fabrication d'accumulateurs nickel et cadmium. La baisse des rejets en matières inhibitrices (1988 : 44000 équitox/j et 1997 : 236 équitox/j) de cet établissement s'explique d'une part par une amélioration des procédés de détoxification et par la révision des modalités de calcul des flux d'autre part. En effet, jusqu'au début des années 1990, les flux étaient établis de façon forfaitaire. Par la suite, ils ont été déterminés à partir des résultats de mesures réalisées sur les effluents.

Pour l'ensemble de ces établissements, on retiendra que leur flux de matières inhibitrices et azotées a fortement diminué depuis 1988 (figure 6.2). Cette baisse est le fruit d'efforts de dépollution mais elle est également liée à la conjoncture économique et aux modalités de calcul des flux.

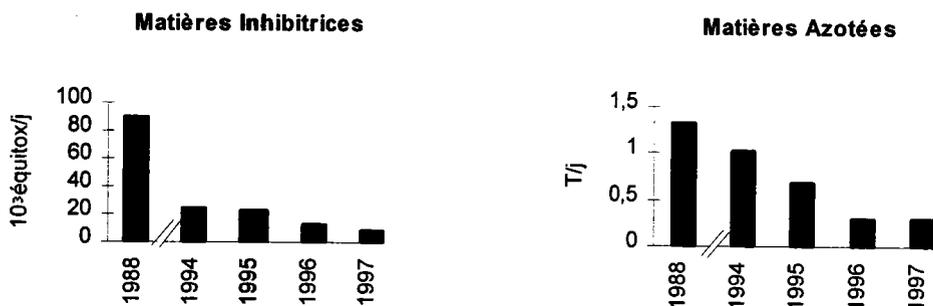


Figure 6.2 - Evolution de 1988 à 1997 des teneurs en matières inhibitrices (10^3 équitox/j) et en matières azotées (T NK/j) contenues dans les effluents des principaux établissements de la branche «chimie - métallurgie - traitement de surface» situés sur la zone d'étude et rejetés dans l'écosystème aquatique. Source des données : agence de l'eau Adour-Garonne.

3 - Rejets des collectivités

3 - 1 - Réglementation et programmes d'intervention

La France a rénové son dispositif réglementaire sur l'assainissement des eaux résiduaires urbaines (loi sur l'eau du 3 janvier 1992 et décret du 3 juin 1994) en application avec la directive européenne du 21 mai 1991. La nouvelle réglementation confirme le rôle de premier plan des communes pour la mise en oeuvre de l'assainissement. Les objectifs d'épuration des stations de traitement doivent prendre en compte les objectifs de qualité des milieux récepteurs définis en application de la loi sur l'eau du 16 décembre 1964 et confirmés par les nouveaux outils de planification institués par la loi sur l'eau du 3 janvier 1992 : Schémas Directeurs d'Aménagement et de Gestion des Eaux (SDAGE) et Schémas d'Aménagement et de Gestion des Eaux (SAGE). Les communes sont tenues de mettre en place les réseaux de collecte et les ouvrages de traitement dans des délais qui s'échelonnent de 1998 à 2005 en fonction de la taille des agglomérations concernées, du lieu de rejet (eau douce, en mer), et du caractère sensible ou non du lieu de rejet. Ainsi, dans les zones classées en zones sensibles à l'eutrophisation, les agglomérations de plus de 10 000 équivalents-habitants doivent mettre en place un traitement plus rigoureux de leurs effluents (traitement de l'azote et/ou du phosphore) avant 1999.

Parallèlement à l'action réglementaire, les agences de l'eau ont considérablement renforcé leur programme d'intervention financière en faveur de l'assainissement des collectivités locales. Le 6^{ème} programme (1992-1996) a permis de doubler le montant des aides accordées, tandis que

le 7^{ème} programme (1997-2001) prévoit la poursuite des aides en faveur de l'assainissement des communes avec, de plus, une augmentation de l'aide destinée aux communes rurales. Le montant total des travaux aidés s'élèvera pour l'assainissement à 54 milliards de francs, pour l'ensemble du territoire métropolitain et pour cinq ans.

3 - 2 - Evolution des rejets des collectivités

Au regard de la réglementation, de nombreux travaux d'assainissement ont été entrepris sur la zone d'étude et ceci d'autant plus que cette partie du fleuve Charente est classée en zone sensible à l'eutrophisation. L'évolution des flux rejetés à l'écosystème aquatique par les différentes stations d'épuration situées sur la zone d'étude a pu être établi de 1992 à 1998.

* La station d'épuration de Gond Pontouvre

D'une capacité de 20 000 équivalents-habitants, cette station d'épuration a vu ses flux de matières azotées diminuer de façon significative entre 1988 (110 kg/j) et 1997 (40 kg/j). A partir de 1996, les rendements d'épuration vis-à-vis du phosphore de cette station ont augmenté (25% en 1995 contre 90 % en 1997), induisant bien évidemment une baisse importante des flux de phosphore rejetés à la Charente (3.8 kg P/j en 1997 contre 41 kg P/j en 1995).

* la station de Châteauneuf/Charente

D'une capacité de 3 000 équivalents-habitants, la station d'épuration de Châteauneuf a vu ses rendements d'épuration en matière azotée augmenter et donc ses rejets diminuer (16 kg NK/j en 1988 et 3.1 kg N/j à partir de 1992).

* la station d'épuration de St Michel

Depuis 1988, on ne constate que très peu d'amélioration en ce qui concerne les flux rejetés par cette station (capacité de 15 000 équivalents-habitants). Toutefois, depuis fin 1998, cette station est délestée de 10 000 équivalent-habitants vers la station d'épuration d'Angoulême.

* la station d'épuration d'Angoulême (Frégeneuil)

Jusqu'à 1995, la station d'épuration de Frégeneuil était constituée de trois tranches (T) :

- 2 tranches identiques (T1 et T2) mises en service en 1963 et 1966, construites sur le principe d'une filière «décanteur primaire + lit bactérien sans recirculation». La capacité

de ces 2 tranches était de 20 000 équivalents habitants. Ces deux tranches constituaient un seul et même rejet et leur rendement épuratoire pour l'azote et le phosphore était respectivement de 30% et 25%,

- la troisième tranche (T3), d'une capacité de 40 000 équivalents-habitants datait de 1982 et était basée sur le principe d'une filière «décanteur primaire + lit bactérien avec recirculation». Cette tranche constituait un autre rejet et son rendement vis-à-vis des matières azotée (MA) et phosphorée (MP) était de 30% en MA et 25% en MP.

Une nouvelle station (district d'Angoulême) a été mise en place à partir de 1996 et a atteint son fonctionnement optimal en 1997. D'une capacité de 82 000 équivalents-habitants, cette station répond aux exigences européennes en matière d'assainissement. Le rendement épuratoire de cette station a fortement augmenté en ce qui concerne l'azote et le phosphore, puisqu'il est respectivement de 80% et 90% (tableau 6.1).

Rendement épuratoire (%)	STEP de Fréguenueil (T1+T2+T3) en 1995 capacité 60 000 éq/hab.	STEP du District en 1997 capacité 82 000 éq/hab.
MO	70	80
MES	80	90
MA	30	80
MP	25	90
Flux rejetés (kg/j)	STEP de Fréguenueil (T1+T2+T3) en 1995 capacité 60 000 éq/hab.	STEP du District en 1997 capacité 82 000 éq/hab.
MO	917.5	685
MES	610.8	322
MA	482.7	120
MP	80.3	11.2

Tableau 6.1 - Présentation de l'évolution des rendements épuratoires (%) et des flux rejetés (kg/j) pour les paramètres matières organiques (MO), matières en suspension (MES), matières azotée (MA) et matières phosphorées (MP) entre l'ancienne (Fréguenueil, 1995) et la nouvelle (District, 1997) station d'épuration de l'agglomération d'Angoulême. Source des données : agence de l'eau Adour-Garonne.

Depuis 1992, l'exploitant de la station d'épuration d'Angoulême effectue notamment des analyses sur l'effluent traité qui est rejeté dans la Charente. L'exploitation de ces données (figures 6.3 et 6.4) met en évidence que les flux d'azote et de phosphore ont diminué de façon significative à partir de 1996.

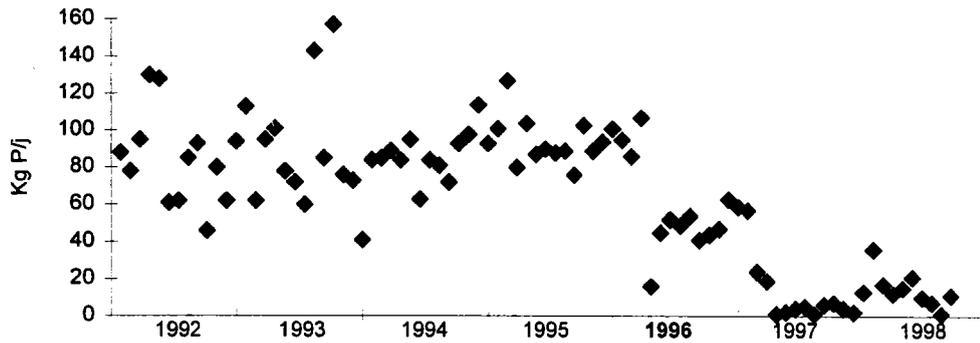


Figure 6.3 - Présentation des résultats en phosphore total (kg P/j) obtenus de 1992 à 1998 dans le cadre de l'autocontrôle de l'effluent de la station d'épuration d'Angoulême. Source des données : agence de l'eau Adour-Garonne.

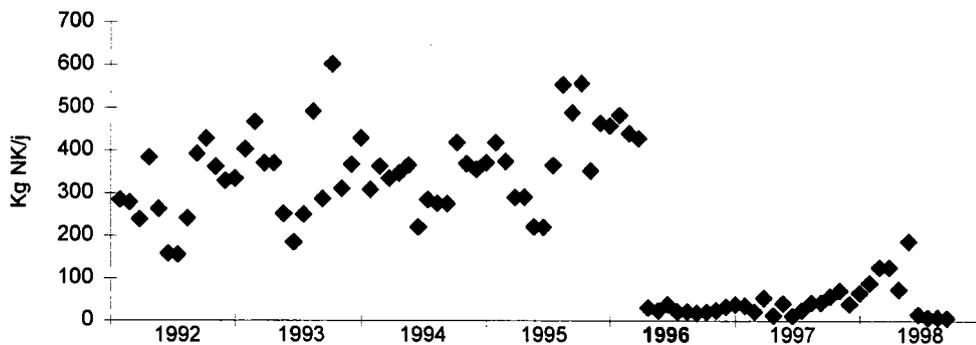


Figure 6.4 - Présentation des résultats en azote Kjeldhal (kg N/j) obtenus de 1992 à 1998 dans le cadre de l'autocontrôle de l'effluent de la station d'épuration d'Angoulême. Source des données : agence de l'eau Adour-Garonne.

4 - Influence de la réduction des rejets sur le milieu naturel

Nous avons abordé ici l'influence de la réduction des rejets sous l'angle de la physico-chimie et de la biologie (chlorophylle-a, diatomées..)

4 - 1 - Physico-chimie

La plupart des travaux d'épuration entrepris ont été opérationnels à partir de 1996. De ce fait, deux périodes ont été distinguées de 1993 à 1995 et de 1996 à 1998.

Trois stations (cf chapitre 1) sont prises en compte : l'amont (018000) et l'aval d'Angoulême (015000) sur la Charente et le point de contrôle aval (015300) des Eaux Claires. Les paramètres considérés sont l'ammonium (NH_4), le phosphore réactif soluble (PRS) ainsi que le débit associé aux prélèvements.

Le **tableau 6.2** présente les valeurs moyennes des 28 résultats obtenus pour chacune des deux périodes considérées.

stations	cours d'eau	1993 à 1995			1996 à 1998		
		NH ₄ (mg/l)	PRS (mg/l)	Débit (m ³ /s)	NH ₄ (mg/l)	PRS (mg/l)	Débit (m ³ /s)
018000	Charente	0.05	0.12	33	0.06	0.07	20.6
015000	Charente	0.4	0.23	48	0.19	0.37	34
015300	Les Eaux Claires	35.2	0.67	0.4	21.3	0.63	0.3

Tableau 6.2 - Présentation des valeurs moyennes de NH₄ (mg/l), PRS (mg/l) et débit (m³/s) obtenues sur trois stations situées sur la Charente en amont (018000) et en aval d'Angoulême (015000) et sur les Eaux Claires (015300). Source des données : agence de l'eau Adour-Garonne.

En ce qui concerne l'ammonium, on constate que les teneurs moyennes enregistrées sur la période 1996 à 1998 sur la Charente en aval d'Angoulême (015000) et sur les Eaux Claires (015300) sont inférieures à celles mesurées aux mêmes stations sur la période 1993 à 1995. Dans le même temps, le débit moyen journalier associé aux prélèvements de 1993 à 1995 est supérieur à celui de 1996 à 1998. Il semble donc que les efforts consentis en matière d'épuration se traduisent de façon positive sur les teneurs en ammonium de la Charente. Par contre, en ce qui concerne le phosphore, aucune tendance significative ne semble encore se dégager. D'ailleurs comme l'illustre la **figure 6.5**, on constate qu'en 1998, les teneurs moyennes en phosphore sont très élevées (> 0.5 mg/l).

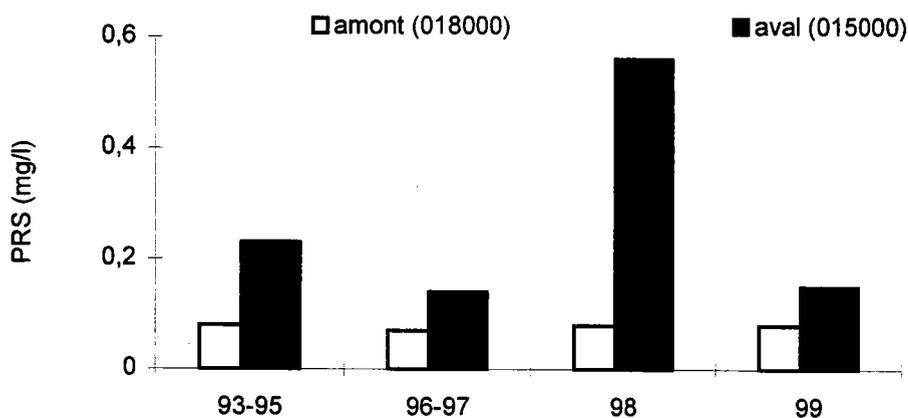


Figure 6.5 - Evolution des teneurs moyennes en PRS (mg/l) de 1993 et 1999, entre l'amont et l'aval des rejets de l'agglomération d'Angoulême.

Actuellement aucune explication ne permet d'expliquer l'augmentation notable de 1998. Toutefois, des hypothèses comme la remise en suspension de phosphore contenu dans les sédiments ou bien encore le dysfonctionnement d'une station d'épuration ne sont pas à exclure.

4 - 2 - Paramètres biologiques

4 - 2 - 1 - Teneurs en chlorophylle-a

Aucune tendance significative n'a pu être enregistrée en ce qui concerne la chlorophylle-a. La diminution notée à Nersac est de même ordre de grandeur de celle mesurée en amont des rejets (**tableau 6.3**)

stations	cours d'eau	1993 à 1995		1996 à 1998	
		Débit (m ³ /s)	chlorophylle-a (µg/l)	chlorophylle-a (µg/l)	Débit (m ³ /s)
018000	Charente	33	10	2.5	20.6
015000	Charente	48	8	2.8	34

Tableau 6.3 - Présentation des valeurs moyennes en chlorophylle-a (µg/l) et du débit (m³/s) obtenues sur deux stations situées sur la Charente en amont (018000) et en aval d'Angoulême (015000). Source des données : agence de l'eau Adour-Garonne.

4 - 2 - 2 - Diatomées

Les diatomées sont des algues microscopiques unicellulaires qui colonisent les milieux aquatiques et vivent souvent fixées sur des supports stables (galets, rochers, piles de pont...). Particulièrement sensibles aux pollutions d'origine organique et à l'eutrophisation, leur usage comme indicateur de la qualité de l'eau est actuellement en plein essor sur l'ensemble du réseau hydrographique français.

La qualité de l'eau est estimée grâce à l'Indice de Polluosensibilité Spécifique ou **IPS**. Cet indice prend en compte l'abondance relative des différentes espèces rencontrées, leur sensibilité à la pollution et leur intérêt en tant qu'indicateurs. Des notes allant de 1 à 20 sont attribuées pour chaque station. La qualité générale de l'eau est définie selon cinq classes de qualité, déterminées à partir de seuils bien définis (**tableau 6.4**).

Indice de Polluosensibilité Spécifique	Interprétation
$17 \leq \text{IPS} < 20$	situation normale
$13 \leq \text{IPS} < 17$	situation suspecte
$9 \leq \text{IPS} < 13$	pollution certaine
$5 \leq \text{IPS} < 9$	pollution importante
$1 < \text{IPS} < 5$	pollution exceptionnelle

Tableau 6.4 - Qualité générale de l'eau en fonction des valeurs de l'IPS.

Les résultats dont nous disposons proviennent d'une étude spécifique (Coste *et al.*, 1995 ; Rebillard et Coste, 1995) et du suivi effectué dans le cadre du RNB. Sur le tronçon étudié, deux stations (amont d'Angoulême et Nersac) ont fait l'objet de prélèvements plus ou moins réguliers. Ainsi pour la station d'Angoulême, nous disposons de deux analyses (1996 et 1998). Par contre, à Nersac, quatre prélèvements ont été réalisés (l'un en 1994 et trois entre 1996 et 1998). Les résultats (**figure 6.6**) illustrent que jusqu'à 1997, les IPS sont meilleurs à Angoulême

(situation suspecte) qu'à Nersac (pollution certaine). A partir de 1998, l'IPS obtenu à Nersac atteint 14,2, ce qui correspond à une situation suspecte tout comme à Angoulême. Cette amélioration notable est due à la présence de formes «oligosaprobies» qui font augmenter la valeur de l'indice, alors que jusqu'à 1997 la station de Nersac se caractérisait par la présence de formes électives des milieux pollués (prédominance de *Nitzschia amphibia* et présence de *Diademsis confervacea*), et de formes indifférentes ou résistantes (*Eolimna minima*, *Cocconeis placentula* et *C. pediculus*, *Fragilaria ulna*).

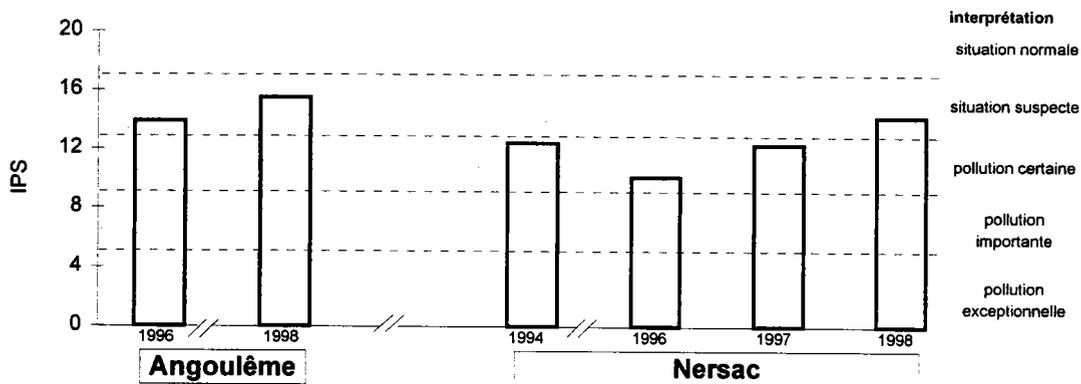


Figure 6.6 - Evolution de l'IPS à Angoulême et Nersac.

4 - 2 - 3 - Indice Biologique Global Normalisé (IBGN)

Basé sur l'examen des peuplements de macro-invertébrés aquatiques, l'IBGN évalue la qualité du milieu par une note comprise entre 0 (qualité très mauvaise) et 20 (très bonne qualité).

Nous ne disposons de résultats qu'au niveau de la station de Nersac. Ils montrent (figure 6.7) que le nombre de taxons oscille entre 17 et 30 et que l'IBGN est relativement stable (qualité passable à médiocre) au cours des douze dernières années et que cet indice ne s'est pas amélioré depuis 1996.

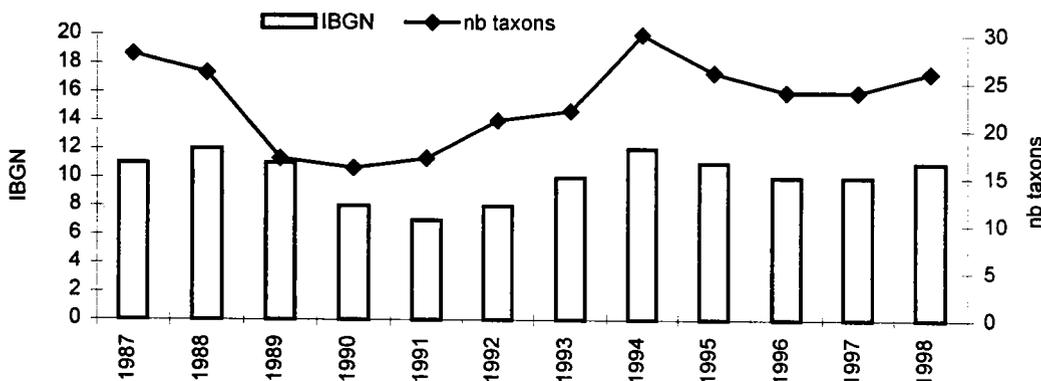


Figure 6.7 - Valeurs de l'IBGN et nombre de taxons de 1987 à 1998 sur la Charente au niveau de Nersac. Source des données : agence de l'eau Adour-Garonne et DIREN Poitou-Charentes.

4 - 2 - 4 - Les Oligochètes

Une étude d'évaluation de la qualité biologique des sédiments Rosso-Darmet *et al.* (1997, 1998) à l'aide de l'examen des peuplements d'oligochètes a été réalisée en 1995 et 1996 au niveau de deux stations de la Charente (amont d'Angoulême et Nersac). Quelle que soit l'année et la station considérée, les résultats sont similaires. En effet, pour ces deux stations le niveau de qualité de ces sédiments, estimé à partir des notes de l'Indice Oligochètes de Bioindication des Sédiments (IOBS)¹, est semblable et moyen. Cependant, l'aval d'Angoulême ne s'avère pas plus dégradé et on note même une amélioration par rapport à l'amont.

Résumé du chapitre VI

Les actions de dépollution entreprises entre 1992 et 1995 sur le secteur d'étude, tant au niveau des établissements industriels qu'au niveau de l'assainissement des collectivités, mettent en évidence une diminution significative des flux d'azote, de phosphore, de matières en suspension et de matières inhibitrices. Les principaux établissements qui rejettent des flux importants de matières organique (papeteries et cartonneries) ont signé des contrats d'entreprise qui devraient leur permettre de réaliser une station biologique et donc de traiter la pollution organique dissoute à partir de 2000 ou 2001.

La diminution des effluents rejetés dans l'écosystème aquatique permet, dès à présent, de constater que les teneurs en ammonium dans la Charente ont diminué. Par contre, pour le phosphore, aucune tendance significative ne semble se dégager. Pour l'instant, l'examen des populations d'invertébrés aquatiques ou l'estimation de la biomasse algale n'ont pas permis de mettre en évidence une amélioration de la qualité biologique de la Charente dans le secteur étudié. En ce qui concerne le peuplement de diatomées, il semble que l'on observe une amélioration à partir de 1998.

¹ Cet indice prend en compte le nombre total d'espèces par échantillon et le pourcentage du groupe dominant de Tubificidae. Pour chaque station, il permet d'attribuer des notes allant de 0 à 3 ou plus. L'examen des densités d'oligochètes et des effectifs de certaines espèces sensibles ou résistantes aux micropolluants peut être utilisé pour affiner le diagnostic.

CONCLUSION

Conclusion

Cette étude a été réalisée d'avril à novembre 1991, sur quatre stations d'un tronçon de 40 km, du cours du fleuve Charente en amont et en aval de l'agglomération d'Angoulême. Par rapport à la pluviométrie annuelle de référence (783 mm), avec 645 mm, 1991 se caractérise comme étant une année sèche. Ainsi, la plupart des campagnes de terrain ont été réalisées avec des débits très faibles ($< 10 \text{ m}^3/\text{s}$). Les rejets de l'agglomération d'Angoulême provoquent une nette augmentation en ammonium au niveau de Nersac. Par contre, cet élément est nitrifié en moins de 14 km puisque les concentrations, au niveau de Châteauneuf, sont du même ordre de grandeur que celles observées à la station de référence. En ce qui concerne le phosphore, essentiellement d'origine urbaine (74 %), on constate un pic de concentration en aval immédiat des rejets de l'agglomération angoumoise. Toutefois, et contrairement à l'ammonium, cet élément se conserve dans l'espace. En effet, les teneurs mesurées à Gondeville sont très légèrement inférieures à celles de Nersac. D'une manière générale les concentrations en carbone organique dissous sont élevées ($\approx 4 \text{ mg/l}$) et ceci quelle que soit la station considérée. La présence de papeteries sur le secteur étudié nous amène à penser que ce carbone se trouve sous une forme peu biodégradable (cellulose) et que les variations erratiques constatées sont à mettre en relation avec la variation des rejets de ces établissements. On retiendra que nos résultats suivent les grandes tendances qui se dégagent de l'exploitation des données acquises de 1979 à 1997 par l'agence de l'eau Adour-Garonne, dans le cadre de sa mission de surveillance de la qualité des cours d'eau.

Sur la totalité du phosphore présent dans l'eau, seule une fraction est biodisponible, c'est à dire assimilable directement par les algues. Ainsi, nous avons mis en oeuvre des bioessais en utilisant comme algue test *Raphidocoelis subcapitata* afin de déterminer le phosphore biodisponible. Les algues sont capables de se multiplier en absence de phosphore à partir de leur réserve intracellulaire. Ainsi, celles utilisées pour les bioessais ont été carencées en phosphore, par repiquage successifs sur des milieux de culture exempt de phosphore. Avant tout bioessai, il est nécessaire de réaliser un prétraitement, visant à éliminer des échantillons d'eau issue du milieu naturel, les bactéries et les algues indigènes dont la croissance pourrait interférer avec celle de l'algue test. Si les prétraitements mis en application permettent de stériliser l'échantillon, il n'en demeure pas moins qu'ils modifient la physico-chimie de l'échantillon à tester. Ainsi, nous avons pu mettre en évidence que les ultraviolets provoquent une augmentation d'un facteur deux des teneurs en nitrites des échantillons et induisent une inhibition de la croissance de l'algue test. En ce qui concerne les deux autres méthodes, le couplage filtration-autoclavage provoque une diminution moins importante des concentrations en phosphore (-16%) que l'autoclavage seul (-55%). Les résultats obtenus avec le couplage filtration-autoclavage, nous ont permis de mettre en évidence que, sur le secteur étudié, le phosphore biodisponible correspond au phosphore réactif soluble déterminé par analyse physico-chimique. Ces bioessais ont permis de montrer que le potentiel de fertilité, c'est à dire la biomasse maximale que peut

atteindre l'algue test en dehors de toutes limitations autres que celles liées à la qualité de l'eau de l'échantillon testé, était maximal à Nersac (375 $\mu\text{g/l}$ de chlorophylle-a). Dans le même temps, l'étude quantitative du phytoplancton lors des campagnes de terrain a mis en évidence que les teneurs en chlorophylle-a sont peu élevées ($< 40 \mu\text{g/l}$) et qu'en moyenne les plus fortes valeurs s'observent entre Châteauneuf et Gondeville. Les conditions hydrodynamiques, les teneurs en nutriments et la pénétration lumineuse dans l'eau sont favorables à la croissance du phytoplancton et donc elles ne peuvent en aucun cas permettre d'expliquer la relative faiblesse de son développement. De ce fait, nous supposons que des phénomènes de compétition entre divers compartiments végétaux peuvent exister. D'ailleurs l'exploitation de résultats ultérieurs à cette étude permet de mettre en évidence qu'au niveau de Nersac, la biomasse des macrophytes (154 kg C) est dix fois supérieure à celle du phytoplancton (16 kg C) et que la production du périphyton (1.4 g C/m²/j) est deux fois supérieure à celle du phytoplancton (0.7 g C/m²/j). La Charente présente une richesse floristique (255 espèces) qui est voisine d'un fleuve comme la Seine. Les familles d'algues les mieux représentées sont les Diatomées et les Chlorophycées qui représentent en moyenne 90 % du peuplement phytoplanctonique. Les autres familles présentes (Chlorophycées, Chromophycées, Euglénophycées) ne sont jamais abondantes. La composition du phytoplancton de la Charente n'est pas spécifique de cette rivière. Elle est en effet assez fréquente dans d'autres grands cours d'eau français tels que la Seine, la Loire, la Meuse et la Moselle. La production primaire mesurée à Nersac est 3.6 fois supérieure à celle observée au niveau de la station de référence (0.18 g C/m²/j). Par contre, elle atteint son maximum au niveau des stations de Châteauneuf et Gondeville avec des valeurs de 0.87 g C/m²/j.

En ce qui concerne le compartiment bactérien, nous avons mis en évidence une augmentation significative de tous les index de la biomasse et de l'activité bactérienne en aval des rejets de l'agglomération d'Angoulême. Les bactéries qui accompagnent les effluents de cette ville sont caractérisées par une physiologie (rapport des taux d'incorporation leucine/thymidine élevé > 20) et d'une morphologie (biovolume important $> 0.2 \mu\text{m}^3$) différentes de celles des bactéries autochtones (volume cellulaire moyen $\approx 0.15 \mu\text{m}^3$ et rapport leucine /thymidine faible ≈ 10). Au cours de cette étude, nous n'avons pas pu établir de relations significatives entre les communautés phytoplanctoniques et bactériennes. En effet, les apports allochtones en matière organique permettent de subvenir à la demande en carbone des bactéries. Ainsi, elles n'ont pas besoin du soutien de la production primaire (excrétion ou exsudats algaux) pour se développer. Les relations significatives mises en évidence entre les taux spécifiques d'incorporation de thymidine et de leucine et le débit nous amènent à penser que certains rejets ponctuels d'industries notamment peuvent avoir un caractère toxique pour les bactéries présentes dans la masse d'eau. A la station de Nersac, l'activité et la biomasse bactérienne semblent être liées avec les teneurs en NH_4 . L'hypothèse la plus probable que nous avons retenue consiste à penser que les populations de protistes prolifèrent lorsque les teneurs en NH_4 diminuent et elles régulent ainsi la communauté bactérienne par prédation.

Pour les besoins d'un modèle hydrologiques «nitrates», nous avons été amené au cours d'un cycle annuel d'avril 1991 à 1992 à quantifier le taux de dénitrification. La dénitrification est un processus qui conduit à la perte d'azote sous forme gazeuse (N_2). Les résultats montrent que, si le phénomène n'a pas lieu dans la tranche d'eau, la vitesse de dénitrification à l'interface eau-sédiment, peut être considérée comme constante et indépendante des variations de la température, des teneurs en nitrates et en oxygène dissous de l'interface eau-sédiment. Sur un cycle annuel, en l'absence d'influence marquée des paramètres environnementaux, le taux moyen de dénitrification dans la rivière Charente est de $682 \text{ mg NO}_3/\text{m}^2/\text{j}$. La comparaison des mesures obtenues par cette méthode à celles évaluées par le calcul (bilan azoté) montre qu'il est préférable d'estimer le taux de dénitrification par dosage direct plutôt qu'à partir de l'analyse des formes de l'azote (disparition du NO_3 ou défaut de bilan).

Dans la mesure où un état des lieux avait été réalisé en 1988 sur les rejets ponctuels, il nous a semblé intéressant de voir comment ceux-ci avaient évolué depuis. Les teneurs en matières en suspension des effluents rejetés par les papeteries et les cartonneries ont diminué de façon significative grâce à la mise en place de stations physico-chimiques. Par contre, dans le même temps les rejets en matières organiques ont augmenté en liaison avec une hausse des activités. Pour l'ensemble des établissements ayant une activité de chimie, métallurgie et de traitement de surface, on a pu constater une diminution de leur flux en matières inhibitrices et azotées. Cette baisse résulte d'efforts de dépollution (station de détoxification) mais elle est liée également à la conjoncture économique et aux nouvelles modalités de calcul des flux. La rénovation du dispositif réglementaire français sur l'assainissement des eaux résiduaires urbaines en application avec la directive européenne a permis de mettre en oeuvre pour toutes les agglomérations de plus de 10 000 équivalents-habitants des traitements rigoureux de l'azote et du phosphore. Les analyses effectuées sur l'effluent traité sortant de la station d'épuration d'Angoulême (Frégeneuil) mettent en évidence que les flux d'azote et de phosphore ont nettement diminué depuis 1996, ce qui se traduit, dès à présent, par une baisse des teneurs en ammonium dans la Charente. Par contre, en ce qui concerne le phosphore, aucune tendance significative n'a pu être mise en évidence.

L'examen de la faune (oligochètes, macro-invertébrés) et de la flore (diatomées) ne permet pas actuellement de dégager de tendances bien définies en ce qui concerne une amélioration globale de la qualité de l'eau.

PERSPECTIVES

Perspectives

Pour les gestionnaires des milieux aquatiques, l'appréciation de la qualité d'une rivière a souvent été obtenue uniquement à partir des analyses physico-chimiques de l'eau. Or, cette vision n'offre qu'une vue restreinte de l'écosystème aquatique, puisque les aspects biologiques et physiques ne sont pas pris en compte.

Pour remédier à cette lacune, les agences de l'eau, en collaboration avec le ministère de l'environnement ont engagé des études pour l'élaboration d'un Système d'Evaluation de la Qualité (SEQ) permettant de suivre l'évolution des milieux aquatiques et de dresser un diagnostic global de la qualité des cours d'eau. Cet outil comprendra trois volets :

l'eau, le «SEQ-eau», qui sera opérationnel en 2000,

la composante biologique, le «SEQ-bio»,

le milieu physique, le «SEQ-physique», tous deux disponibles à l'état de prototype.

En ce qui concerne plus particulièrement le SEQ-bio, la communauté bactérienne n'est pas prise en compte. Pourtant, le rôle des bactéries dans les processus écologiques, est maintenant reconnu depuis une quinzaine d'années et la mise en place du concept de la boucle microbienne a vu le jour grâce aux développements des techniques de mesures de l'abondance et de la biomasse bactérienne par la microscopie à épifluorescence. Paradoxalement, les agences ne prennent pas en compte l'écologie bactérienne dans le SEQ-bio. Ce travail, au même titre que bien d'autres devrait permettre aux gestionnaires des milieux aquatiques de se rendre compte de l'intérêt de disposer d'ici quelques années d'indices basés sur l'analyse de la communauté bactérienne. A ce sujet, il serait primordial de lancer une étude à caractère essentiellement bibliographique avec comme objectifs principaux :

- proposer des seuils qualitatifs mettant en évidence la plus ou moins grande perturbation du compartiment bactérien pour aboutir à un système indiciaire,
- mettre en évidence quels types de mesures, concernant l'activité et la biomasse des communautés bactériennes pourraient être appliquées à l'échelle des réseaux de mesures des agences,
- proposer des axes de recherches, mettre en évidence les questions encore en suspens.

L'étude concernant la dénitrification est particulièrement intéressante pour les gestionnaires des milieux aquatiques. En effet, ces résultats permettent d'évaluer l'impact potentiel d'un apport en nitrates et donc de déterminer un niveau de rejet acceptable pour le milieu récepteur. Toutefois, vu la diversité des rivières du bassin Adour-Garonne, il conviendrait de préciser les taux de dénitrification dans d'autres types de rivières (substrats différents, faciès d'écoulement, gamme de températures et de concentrations en matière organique plus larges), pour contribuer à la mise au point de modèle hydroécologiques nécessaires à une bonne gestion des axes fluviaux.

Pendant la période estivale, la baignade en rivières constitue une activité récréative très pratiquée sur de nombreuses rivières du sud-ouest de la France. Le public français et étranger souhaite trouver un environnement préservé de différentes formes de pollution, sans risque sanitaire avéré. De ce fait, certains organismes ou maîtres d'oeuvre préconisent la stérilisation des effluents traités, avant leur rejet dans le milieu naturel. Dans la mesure où les résultats de cette étude ont mis en évidence que les bactéries allochtones présentaient une morphologie et une physiologie différentes des bactéries autochtones, il conviendrait de réaliser des suivis afin de préciser les conditions naturelles de disparition des bactéries allochtones dans l'écosystème aquatique afin de s'assurer que ces techniques de stérilisation, au demeurant fort onéreuses sont bien nécessaires.

Dans ce travail, nous avons mis en évidence que les flux d'azote, phosphore, matières en suspension et matières inhibitrices avaient fortement diminué dans le fleuve Charente. Il semble important de continuer à réaliser des suivis physico-chimiques et biologiques au niveau de ce secteur afin d'être en mesure d'évaluer l'impact des nombreux efforts de dépollution entrepris, sur le milieu récepteur. Cependant, et contrairement aux mesures réalisées par le passé, il conviendrait d'effectuer des expérimentations en même temps sur la chimie et sur les divers compartiments biologiques (macrophytes, périphyton, phytoplancton, bactéries, zooplancton...). Il conviendrait peut-être de dynamiser le site atelier Charente, afin de mieux connaître les relations entre les flux de nutriments et les différents compartiments biologiques qui sont présents dans ce cours d'eau et donc d'être en mesure de mieux gérer cet écosystème. Il faudrait également s'intéresser à la qualité physico-chimique et biologique des sédiments. N'oublions pas en effet, que les données de l'agence Adour-Garonne mettent en évidence qu'ils peuvent renfermer des teneurs notables en micropolluants. De telles opérations seraient susceptibles de recevoir un écho favorable auprès de l'agence de l'eau Adour-Garonne ainsi que du district du grand Angoulême.

BIBLIOGRAPHIE

Bibliographie

- AFNOR T90-117 (1984).** Dosage de la chlorophylle-a et des phéopigments par spectrométrie d'absorption moléculaire. 51-58.
- Agence de bassin Rhône-Méditerranée-Corse (1988).** L'eutrophisation dans le bassin Rhône-Méditerranée-Corse. 135 p. + annexes.
- Agence de l'eau Adour-Garonne (1997).** Les micropolluants organiques et métalliques dans le bassin Adour-Garonne. Rapport de synthèse 1992 à 1996. 30 p. + annexes.
- Ayphassorho H., (1990).** Devenir et impact des nutriments dans les milieux aquatiques. *Information techniques du Cemagref*, 79, note 4, 1-7.
- BD CARTHAGE (1996).** Base de Données CARTographique THématique des AGences de l'eau et du ministère de l'Environnement.
- Bell R.T. (1988).** Thymidine incorporation and estimates of bacterioplankton production : are the conversion factors valid ? *Ergeb. Limnol.*, 31, 163-171.
- Bell R.T. (1990).** An explanation for the variability in the conversion factor deriving bacterial cell production from incorporation of [³H]thymidine. *Limnol.oceanogr.*, 35, 4, 910-915.
- Bell R.T., Kuparinen J. (1984).** Assessing phytoplankton and bacterioplankton production during early spring in lake Erken, Sweden. *Appl. environ. microbiol.*, 48, 1221-1230.
- Bérard A., Pelte T. (1999).** Les herbicides inhibiteurs du photo-système II, effets sur les communautés algales et leur dynamique. *Rev. Sci. Eau.*, 12, 2, 333-361.
- Béteille R. (1994).** Petite encyclopédie géographique du bassin charentais. In rivières et vallées de France : La Charente. Editions Privat. 168-185.
- Beuffe H. (1993).** Biodisponibilité du phosphore dans les eaux douces : utilisation d'un bioessai. *Informations Techniques du Cemagref*, 89, 6, 1-4.
- Beuffe H. (1996).** Capacité d'assimilation des milieux récepteurs. Séminaire P3, départ. GMA. 11 p.
- Billen G. (1990).** Delayed development of bacterioplankton with respect to phytoplankton : a clue for understanding their trophic relationships. *Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol.*, 114, 415-429.
- Billen G., Cavalier C., Dessery S., Lancelot C., Meybeck M., Somville M. (1984).** Evolution de la qualité de la rivière Oise lors de sa rétention dans le bassin de "storage" de Méry (France). *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, 22, 1510-1515.
- Billen G., Servais P., Becquefort S. (1990).** Dynamics of bacterioplankton in oligotrophic and eutrophic aquatic environments : bottom-up or top-down control ? *Hydrobiologia*, 207, 37-42.
- Bird D.E., Kalff J. (1984).** Empirical relationship between bacterial abundance and chlorophyll concentration in fresh and marine waters. *Can. j. fish. aquat. Sci.*, 41, 1015-1023.

- Blanck H., Gustafsson K., Adolfsson-Erici M. (1983).** Effects of various sterilization methods on toxicity and chemical composition of industrial wastewater samples. *Water Res.*, 17, 9, 965-973.
- Bonin D.J., Travers M. (1992).** Examen critique des méthodes d'estimation de la biomasse et de l'activité des micro-organismes dans les systèmes aquatiques. *Mar. Life*, 2, 1, 1-29.
- Bratbak G. (1985).** Bacterial biovolume and biomass estimations. *Appl. Environ. Microbiol.*, 49, 6, 1488-1493.
- Capblanc J., Dauta A. (1978).** Phytoplancton et production primaire de la rivière Lot. *Annls. Limnol.*, 14, 1-2, 85-112.
- Capblancq J., Thébault 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.
- Capblancq J., Garabétian F. (1999).** Manifestations de l'eutrophisation dans la Garonne. Communication aux journées d'échanges du GIS-ECOBAG, Toulouse, 1-11.
- Cemagref (1991).** L'eutrophisation du fleuve Charente. Rapport Cemagref de Bordeaux/agence de l'eau Adour-Garonne. 146 p.
- Chan Y.K., Knowles R. (1979).** Measurement of denitrification in two freshwater sediments by an in situ acetylene inhibition method. *Appl. Environ. Microbiol.*, 37, 1067-1072.
- Chesné J.P. (1994).** Nouveaux enjeux de l'eau. In rivières et vallées de France : La Charente. Editions Privat. 168-185.
- Chestérikoff A., Garban B., Ollivon D., Chestérikoff C. (1990).** Origine et dynamique de l'azote en Seine à l'aval de Paris. Comportement des MES, du phosphore et du COP : rôle de la station d'Achères dans cette problématique. *Rapport technique PIREN-Seine*. 23 p. + résultats.
- Chin-Leo G., Kirchman D.L. (1988).** Estimating production in marine waters from the simultaneous incorporation of thymidine and leucine. *Appl. Environ. Microbiol.*, 54, 8, 1934-1939.
- Christensen P.B., Sorensen J. (1986).** Temporal variation of denitrification activity in plant-covered littoral sediment from lake Hampen, Denmark. *Appl. Environ. Microbiol.*, 51, 1174-1179.
- Chrost R.J., Overbeck J., Wcislo R. (1988).** Evaluation of the ³H-thymidine method for estimating bacterial growth rates and production in lake water : reexamination and methodological comments. *Acta Microbiologica Polonica*, 37, 1, 95-112.
- Coatnoan P. (1991).** Stratégie de réduction des rejets ponctuels dans le bassin de la Charente. Rapport de stage Cemagref Bordeaux, Maîtrise Sciences et Techniques, Université Paris Val de Marne. 74 p. + annexes.
- Cole J.J., Findlay S., Pace M.L. (1988).** Bacterial production in fresh and salt water ecosystems : a cross-system overview. *Mar. ecol., Prog. ser.*, 43, 1-10.
- Coste M. (1975).** A biological method for the assessment of the quality of the Main River based on benthic and periphytic diatoms communities. C.E.C. Report, Health Protection Directorate. 12 p.
- Coste M. (1975).** Sur la prolifération dans la Seine d'une diatomée benthique tropicale : *Navicula confervacea* (Kutz.) Grun. *Annls. Limnol.*, 11, 2, 111-123.

- Coste M. (1978).** Sur l'utilisation des diatomées benthiques pour l'appréciation de la qualité biologique des eaux courantes. Thèse Biologie Végétale. Université de Besançon. 150 p.
- Coste M., Lenoir A., Huet F., (1995).** Evaluation de la qualité des eaux de 71 stations du bassin Adour-Garonne à l'aide des communautés de diatomées benthiques. Résultats des inventaires 1994. Rapport Cemagref de Bordeaux/agence de l'eau Adour-Garonne. 31 p. + annexes.
- Coste M., Verrel J.L. (1975).** Incidences du réchauffement des eaux de Seine sur la composition de la microflore diatomique benthique. *Cah. Hydrobiol. Montereau.*, 6, 27-44.
- Couture P. (1981).** Contribution de bio-essais avec algues pour l'étude des impacts environnementaux en eaux douces. Thèse de 3ème cycle, université Paul Sabatier, Toulouse. 125 p.
- Dauta A. (1982).** Conditions de développement du phytoplancton. Etude comparative du comportement de huit espèces en cultures. I - Détermination des paramètres de croissance en fonction de la lumière et de la température. *Annls. Limnol.*, 18, 3, 217-262.
- De Ruyter Van Steveninck E.D., Admiraal W., Breebaart L., Tubbing G.M.J., Van Zanten B. (1992).** Plankton in the River Rhine. Structural and Functional Changes Observed During Downstream Transport. *J. Pankton. Res.*, 14, 10, 1351-1368.
- Delsart C. (1995).** Les bactéries de station d'épuration : Rôle et devenir en rivière. Rapport de DESS, université de Bordeaux I. 68 p. + annexes.
- Descy J.P., Servais P., Smith J.S., Billen G., Everbecq E. (1987).** Phytoplankton biomass and production in the river Meuse (Belgium). *Water Res.*, 21, 12, 1557-1566.
- Dokulil M. T., Skolaut C. (1991).** Aspects of phytoplankton seasonal succession in mondsee, austria, with particular reference to the ecology of dinobryon ehrenb. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, 24, 968-973.
- Droop M.R. (1974).** The nutrients status of algal cells in continuous culture. *J. mar. biol. Ass. U.K.*, 54, 825-855.
- Droop M.R. (1975).** The nutrients status of algal cells in batch culture. *J. mar. biol. Ass. U.K.*, 55, 541-555.
- Duff J.H., Triska F.J., Oremland R.S. (1984).** Denitrification associated with stream periphyton : chamber estimates from undisrupted communities. *J. Environ. Qual.*, 13, 514-518.
- Dufour P., Torreton J.-P., Colon M. (1990).** Advantages of distinguishing the active fraction in bacterioplankton assemblages : some examples. *Hydrobiologia.*, 207, 295-301.
- Dulac C., (1981).** Contribution à l'étude de l'eutrophisation dans quelques cours d'eau du bassin de Paris. Thèse de docteur ingénieur, université Pierre et Marie Curie, Paris VI. 96-199 + annexes.
- Eloranta V., Laitinen O. (1981).** Evaluation of sample preparation for assays on waters algal receiving cellulose effluents. *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, 21, 770-775.
- Furhman J.A., Azam F. (1982).** Thymidine incorporation as a measure of heterotrophic bacterioplankton production in marine surface waters : Evaluation and field results. *Mar. biol. (Berl.)*, 66, 109-120.

- Furhman J.A., Noble R.T. (1995).** Viruses and protists cause similar bacterial mortality in coastal seawater. *Limnol. oceanogr.*, 40, 7, 1236-1242.
- Garnier J. (1989).** Peuplement phytoplanctonique et bactéries hétérotrophes d'un lac peu profond (lac de Créteil, région parisienne). Production, fonctionnement, évolution. Thèse d'état, université Pierre et Marie Curie, Paris VI. 331 p.
- Garnier J., Billen G., Coste M. (1995).** Seasonal succession of diatoms and Chlorophyceae in the drainage network of the Seine River : Observations and modeling. *Limnol. Oceanogr.*, 40, 4, 750-765.
- Garnier J., Billen G., Hanset P., Testard P., Coste M. (1998).** Chapitre 14. Développement algal et eutrophisation dans le réseau hydrographique de la Seine. In M. Meybeck, la Seine et son bassin. Fonctionnement écologique d'un système fluvial anthropisé. Elsevier, Paris. 593-626.
- Garnier J., Servais P., Billen G. (1992).** Bacterioplankton in the Seine River (France). Impact of the Parisian Urban Effluent. *Can. J. Microbiol.*, 38, 1, 56-64.
- Gicleux M. (1992).** Le développement phytoplanctonique dans la Moselle en aval de Metz et dans la Seille. Thèse de 3^{ème} cycle, université de Metz. 147 p.
- Gjessing E.T., Källqvist T. (1991).** Algicidal and chemical effect of u.v.-radiation of water containing humic substances. *Water Res.*, 25, 4, 494-494.
- Gocke K., Rheinheimer G. (1988).** Microbial investigations in rivers : VII. Seasonal variations of bacterial numbers and activity in eutrophied rivers of Northern Germany. *Arch. Hydrobiol.*, 112, 2, 197-219.
- Golterman H.L. (1975).** Physiological limnology : approach to the physiology of lake ecosystems. Amsterdam, Elsevier. 490 p.
- Gonzalez J.M., Sherr E.B., Sherr B.F. (1990).** Size-selective grazing on bacteria by natural assemblages of estuarine flagellates and ciliates. *Appl. environ. microbiol.*, 56, 583-589.
- Gorlenko V.M., Dubinina G.A., Kuznetsov S.I. (1983).** The ecology of aquatic micro-organisms. W. Ohle Ed. E. Schweizerbart'sche Verlagbuchhandlung (Nägele u. Obermiller), Stuttgart. 252 p.
- Güde H. (1988).** Direct and indirect influences of crustacean zooplankton on bacterioplankton of lake Constance. *Hydrobiologia*, 159, 63-73.
- Güde H. (1989).** The role of grazing on bacteria in plankton succession. In *Plankton ecology : succession in plankton communities*. Berlin, Brock/Springer. U. Sommer, 337-364.
- Hagmeier E. (1961).** Plankton-Aquivalente. *Kieler Meeresforsch.* 17, 1, 32-47.
- Hanna M. (1985).** Etude comparée de diverses méthodes d'évaluation de la biodisponibilité du phosphore dans l'eau. Thèse de 3^{ème} cycle, université Paul Sabatier, Toulouse. 159 p.
- Hanset P., Garnier J., Coste M., Billen G. (1991).** Ecophysologie du phytoplancton dans le réseau hydrographique de la Seine. Rapport PIREN-Seine. 24 p + annexes.
- Heller R. (1984).** Chapitre 5. Nécessité et rôle des éléments minéraux. In *Physiologie végétale*. 1. Nutrition, Ed. 3^{ème} Masson, 65-77.
- Helmer C., Labroue L. (1993).** Denitrification in gravel-pit lakes. *Hydrobiologia*, 252, 35-44.
- Hillebrand H., Dürselen C.D., Kirschtel D., Pollinger U., Zohary T. (1999).** Biovolume calculation for pelagic and benthic microalgae. *J. phycol.*, 35, 2, 403-424.

- Hindak F. (1980).** Studies on the *Chlorococcal algae* (Chlorophyceae) II., in biologické Prace. VEDA Publ. Slovack Acad. Sci. Bratislava. 195 p.
- Hindak F. (1984).** Studies on the *Chlorococcal algae* (Chlorophyceae) III., in biologické Prace. VEDA Publ. Slovack Acad. Sci. Bratislava. 308 p.
- Kirchman D.L. (1992).** Incorporation of thymidine and leucine in the subarctic Pacific : application to estimating bacterial production. *Mar. Ecol. Progr. Ser.*, 82, 301-309.
- Kirchman D.L., K'nees E., Hodson R. (1985).** Leucine incorporation and its potential as a measure of protein synthesis by bacteria in natural aquatic systems. *Appl. Environ. Microbiol.*, 49, 599-607.
- Knowles R. (1982).** Denitrification. *Microbiological Reviews*, 46, 1, 43-70.
- Komarek J., Fott B. (1983).** 1. Chlorophyceae (Grünalgen) Ordnung Chlorococcales. In die Binnengewässer. Das Phytoplankton des Süßwassers systematik und biologie. 7. Ed., 7 : E. Schweizerbart. Verlag., Stuttgart. 1044 p.
- Kramer K., Lange-Bertalot H. (1986-1991).** Bacillariophyceae 1. Teil : Naviculaceae, 876 p ; 2. Teil : Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae, 596 p., 3. Teil : Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae, 576 p., 4. Teil : Achnanthaceae. Kritische Ergänzungen zu Navicula (Lineolatae) und Gomphonema, 437 p. In Süßwasserflora von mitteleuropa. H. Ettl, J. Gerloff, H. Heynig et D. Mollenhaeur Ed. band 2/1-4 : G. Fisher verlag., Stuttgart.
- Labroue L., Delmas R., Serça D., Dagnac J. (1991).** La pollution nitraté des nappes phréatiques facteur de pollution atmosphérique. *C. R. Acad. Sc.*, Paris, 313, III, 119-124.
- Labroue L., Tourenq J.N., Mieussens C., Robert J., Donville B. (1988).** Rôle des lacs de gravières dans la diminution des teneurs en nitrates des aquifères alluviaux de la vallée de la Garonne. Essai de quantification. *Annls. Limnol.*, 24, 1, 31-38.
- Lahoun V. (1994).** Etude du périphyton algal du fleuve Charente. Mémoire de DESS, université de Bordeaux I. 52 p. + annexes.
- Lavandier P. (1990).** Dynamics of bacterioplankton in a mesotrophic french reservoir (Pareloup). *Hydrobiologia*, 207, 79-86.
- Lavandier P., Faure F. (1989).** Validity of the empirical conversion factors for assessing bacterial production from ³H thymidine incorporation rates. *Annls. Limnol.*, 25, 2, 93-100.
- Leitao M., Lepretre A. (1998).** The phytoplankton of the river Loire, France : A typological approach, *Verh. Internat. Verein. Limnol.*, 26, 1050-1056.
- 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. Progr. Ser.*, 13, 99-102.
- Lorenzen C.J. (1967).** Determination of chlorophyll and phaeopigments : spectrophotometric equations. *Limnol. Oceanogr.*, 12, 343-346.
- Ma Z.C. (1991).** Modélisation du transfert des nitrates : du bassin de recherche au grand bassin (exemples des bassins de Mèlarchez et de la Charente). Thèse de 3e cycle. Cemagref (groupement d'Antony. Division Hydrologie)/ENTRITS., Université Louis Pasteur, Strasbourg. 183 p + annexes.

- Mary N. (1994 a).** Répartition et quantification des macrophytes du fleuve Charente. Mémoire de DESU, université Paul Sabatier, Toulouse, Cemagref groupement de Bordeaux, division qualité des eaux. 235 p.
- Mary N. (1994 b).** Surfaces développées de quelques macrophytes aquatiques du fleuve Charente. Mémoire de DEA, université Paul Sabatier, Toulouse Cemagref groupement de Bordeaux, division qualité des eaux. 65 p.
- Mechsner Kl., Fleischmann T., Mason A., Hamer G. (1991).** UV disinfection : short term inactivation and revival. *Wat. Sci. Tech.*, 24, 2, 339-342.
- Messer J., Brezonik P.L. (1983).** Comparison of denitrification rate estimation techniques in a large, shallow lake. *Water Res.*, 17, 631-640.
- Meybeck M. (1982).** Carbon, nitrogen and phosphorus transport by world rivers. *Am. J. of Sci.*, 282, 401-450.
- Montbardon F. (1987).** Les pratiques culturales et leurs rapports avec la qualité et le régime des eaux dans le bassin versant de la Charente : situation générale et cas particuliers. Rapport d'étude Cemagref de Bordeaux. 126 p.
- Norme ISO 8692 (1989).** Qualité de l'eau - Essai d'inhibition de la croissance des algues douce avec *Scenedesmus subspicatum* et *Selenastrum capricornutum*. 241-245.
- Painter H. A. (1977).** Microbial transformations of inorganic nitrogen. *Prog. Wat. Tech.*, 8, 4/5, 3-29.
- Pelmont J. (1993).** Bactéries et environnement. Chapitre 11, Culture des bactéries. Presse universitaire de Grenoble, collection Grenoble sciences. 899 p.
- Petit M. (1997).** Dynamique de la communauté bactérioplanctonique d'un réservoir mésotrophe (Lac de Pareloup), conséquences de la vidange du lac relations avec sa gestion. Thèse de 3ème cycle, université Paul Sabatier, Toulouse. 250 p. + annexes.
- Petitjean F. (1981).** Etude de l'herbier à *Ranunculus fluitans* d'Argentat sur la Dordogne. Thèse d'écologie, option hydrobiologie, université Paul Sabatier à Toulouse. 188 p.
- Preisendorfer R.W. (1986).** Secchi disk science : visual optics of natural waters. *Limnol. oceanogr.*, 31, 5, 909-926.
- Prudhomme R.O., Marcouly A. (1978).** Comparaison de l'efficacité des ultrasons (18 Khz) et de deux autres méthodes physiques de désintégration des micro-organismes. *Revue d'acoustique*, 46, 3 p.
- Qotbi A. (1996).** Etude de la dynamique du phytoplancton et des nutriments dans une rivière aménagée : le Lot (France). Modélisation mathématique et simulations de scénarios. Thèse de 3ème cycle, université Paul Sabatier, Toulouse. 272 p + annexes.
- Rambaud D. (1979).** Hydrogéologie du département de la Charente. Thèse, université de Bordeaux III. 250 p + annexes.
- Rebillard J.P., Coste M. (1995).** Des algues sentinelles. *Revue agence de l'eau Adour-Garonne*, 64, 3-6.
- Rebillard J.P., Torre M. (1993).** Numération bactérienne en épifluorescence par la méthode couplée DAPI-INT : application à un cas concret. *Rev. Sci. Eau.*, 6, 153-174.

- Rosso-Darmet A., Lafont M., Mouthon J. (1998).** Utilisation des peuplements d'oligochètes et de mollusques comme descripteurs du degré de pollution des sédiments dans divers cours d'eau du bassin Adour-Garonne. Rapport cemagref de Lyon/agence de l'eau Adour-Garonne. 34 p + annexes.
- Rosso-Darmet A., Rebillard J.P., Lafont M. (1998).** Ces vers qui nous surveillent. *Revue agence de l'eau Adour-Garonne*, 74, 23-27.
- Scavia D.G., Laird G.A., Fahnenstiel G.L. (1986).** Productions of planktonic bacteria in lake Michigan. *Limnol. Oceanogr.*, 31, 612-626.
- SDAGE (1996).** Schéma Directeur d'Aménagement et de Gestion des Eaux du bassin Adour-Garonne. 112 p.
- Seitzinger S.P. (1988).** Denitrification in freshwater and coastal marine ecosystems : ecological and geochemical significance. *Limnol. Oceanogr.*, 33, (4/2), 702-724.
- Servais P. (1986).** Etude de la dégradation de la matière organique par les bactéries hétérotrophes en rivière. Développement d'une démarche méthodologique et application à la Meuse Belge. Université libre de Bruxelles, thèse de doctorat. 217 p.
- Servais P. (1988).** Mesure de la production bactérienne par incorporation de thymidine tritiée. *Revue des sciences de l'eau*, 1, 217-237.
- Servais P. (1990).** Estimation de la production bactérienne en milieu marin par mesure du taux de taux de synthèse protéique. *Oceanol. acta.*, 13, 2, 229-235.
- Servais P., Billen G., Garnier J., Idlafkih Z., Mouchel J.M., Seidl M., Meybeck M. (1998).** Chapitre 11. Carbone organique : origines et biodégradabilité. In M. Meybeck, la Seine et son bassin. Fonctionnement écologique d'un système fluvial anthropisé. Elsevier, Paris. 483-529.
- Servais P., Garnier J. (1990).** Activité bactérienne hétérotrophe dans la Seine : profils d'incorporation de thymidine et de leucine tritiées. *C.R. Acad. Sci.*, Paris, 311, III, 353-360.
- Servais P., Garnier J. (1993).** Contribution of heterotrophic bacterial production to the carbon budget of the River Seine (France). *Microb. ecol.*, 25, 19-33.
- Servais P., Lavandier P. (1993).** Cohérence des productions bactériennes estimées à partir de l'incorporation de ³H-thymidine et de ³H-leucine dans les eaux douces naturelles. *C. R. Acad. Sci. Paris, Séries Sciences de la vie/Life sciences*, 316, 642-646.
- Servais P., Lavandier P. (1995).** Mesures de production bactérienne par incorporation de thymidine et de leucine marquées : discussion des protocoles expérimentaux et exemples d'application. *Océanis*, 21, 1, 161-189.
- SIEE (1996).** Etude de l'eutrophisation du Tarn. Synthèse : diagnostic et stratégie de gestion. 75 p + annexes.
- Simon M. (1985).** Specific uptake rates of amino acids by attached and free living bacteria in a mesotrophic lake. *Appl. environ. microbiol.*, 49, 1254-1259.
- Simon M. (1990).** Improved assessment of bacterial production : combined measurements of protein synthesis via leucine and cell multiplication via thymidine incorporation. *Ergeb. Limnol.*, 34, 151-155.

- Simon M., Azam F. (1989).** Protein content and protein synthesis rates of planktonic marine bacteria. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 51, 201-213.
- Simon P. (1996).** Les biovolumes bactériens : critères d'appréciation des conditions trophiques en milieux aquatiques. Rapport d'étude Cemagref de Bordeaux. 88 p.
- Smayda T.J. (1965).** A quantitative analysis of the phytoplankton of the Gulf of Panama. II. On the relationship between ^{14}C assimilation and the diatom standing crop. *Bull. Inter-amer. Trop. Tuna Comm.*, 9,7, 465-531.
- Smits J.D., Riemann B. (1988).** Calculation of cell production from (^3H)thymidine incorporation with freshwater bacteria. *Appl. environ. microbiol.*, 54, 9, 2213-2219.
- Steemann-Nielsen E. (1952).** The use of radio-active carbon ^{14}C for measuring organic production in the sea. *J. Cons. Cons. Perm. Int. Explor. Mer.*, 18, 117-140.
- Strahler A.N. (1952).** Quantitative analysis of watershed geomorphology. *American Geophysical Union Transactions*, 38, 913-920.
- Talling J.F. (1957).** The phytoplankton population as a compound photosynthetic system. *New phytol.*, 56, 133-149.
- Tarapchak S.J., Bigelow S.M., Rubitschum C. (1982).** Soluble reactive phosphorus measurements in lake Michigan : filtration artifacts. *J. Great Lakes Res.*, 8, 3, 550-557.
- Tiedje J.M. (1988).** Ecology of denitrification and dissimilatory nitrate reduction to ammonium. in "Biology of anaerobic microorganisms". A.J.B. Zehnder Ed. -Wiley-Liss - New-York. 179-244.
- Tiedje J.M., Sexstone A.J., Myrold D.D. & Robinson J.A. (1982).** Denitrification : ecological niches, competition and survival. *Antonie Van Leeuwenhoek.*, 48, 569-583.
- Toms I.P. (1975).** Factors affecting the removal of nitrate by sediments from rivers, lagoons and lakes *Technical Report - Water Research Centre.* 14, 23 p.
- Torre M., Rebillard J.P., Ayphassorho H., Labroue L., Helmer C. (1992).** Etude expérimentale de la dénitrification in situ en eaux courantes : application à la rivière Charente. *Annls. Limnol.*, 28, 3, 263-271.
- Turley C.M., Newell R.C., Robins D.B. (1986).** Survival strategies of two small marines ciliates and their role in regulating bacterial community structure under experimental conditions. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 33, 59-70.
- US-EPA. (1978).** National Eutrophication Research Program. The Selenastrum capricornutum Printz algal assay bottle test. Environmental Protection Agency Pacific Northwest laboratory, Corvallis, Oregon. 124 p.
- Utermöhl H. (1958).** Zur vervollkommnung der Quantitativen phytoplankton-methodik. *Mitt. Int. Ver. Theor. Angew. Limnol.*, 9, 1-38.
- Vannote R.L., Minshall G.W., Cummins K. W., Sedell J.R., Cushing C.E. (1980).** The river continuum concept. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, 37, 130-137.
- Veyssy E. (1998).** Transferts de matières organiques des bassins aux estuaires de la Gironde et de L'Adour (sud-ouest de la France). Thèse de 3ème cycle, université de Bordeaux I. 283 p + annexes.

- Vollenweider R.A. (1969).** A manual on method of measuring primary production in aquatic environments., IBP Hanbook 12. Blackwell Scientific Publications, Oxford and Edinburgh. 244 p.
- Wade M. (1990).** General biology and ecology of aquatic weeds. 17-30. In Pieterse A.H., Murphy K.J. Aquatic weeds. The ecology and management of nuisance aquatic vegetation. Oxford Science Publications. 593 p.
- Watson S.W., Novitsky T.J., Quinby H.L., Valois F.W. (1977).** Determination of bacterial number and biomass in the marine enviroment. *Appl. Environ. Microbiol.*, 33, 940-954.
- Wetzel R.G., Likens G.E. (1991).** Limnological analyses., *Springer Verlag*. New York. 391 p.
- White P.A., Kalff J., Rasmussen J.B., Gasol J.M. (1991).** The effect of temperature and algal biomass on bacterial production and specific growth rate in freshwater and marine habitats. *Microb. ecol.*, 21, 99-118.
- Whitehead P., O'Connellle (1984).** Water quality modeling, forecasting and control. Proceedings of an international workshop at the Institute of Hydrology, Wallingford. Report 88.

Annexes

Sommaire des annexes

⇒ **annexe 1** : analyses physico-chimique

⇒ **annexe 2** : avantages et inconvénients des techniques de stérilisation

⇒ **annexe 3** : effet bactéricide des ultraviolets

⇒ **annexe 4** : influence du prétraitement sur les teneurs en nutriments (ammonium, nitrates, nitrites et phosphore)

⇒ **annexe 5** : estimation du phosphore biodisponible en fonction du type de prétraitement

⇒ **annexe 6** : analyse qualitative du phytoplancton

⇒ **annexe 7** : courbes de production primaire I/P

⇒ **annexe 8** : évolution des flux rejetés dans le secteur d'étude

⇒ **annexe 1 : analyses physico-chimique**

**Résultats bruts des analyses physico-chimiques d'avril à novembre 1991 sur 2 stations du fleuve Charente
(Angoulême et Nersac). Sauf indication contraire les résultats sont exprimés en mg/l.**

Angoulême	15/04/1991	31/05/1991	17/06/1991	12/07/1991	29/07/1991	26/08/1991	09/09/1991	07/10/1991	25/10/1991	18/11/1991
débits (m3/s)	34,70	20,60	17,60	5,90	4,71	3,70	4,94	8,20	8,60	67,00
COD	3,55	3,65	3,20	4,40	3,80	4,45	4,50	3,50	3,60	6,04
COT	3,90	4,20	3,40	4,40	3,80	5,70	5,00	4,25	4,10	6,86
temp (°C)	15,00	18,50	16,20	19,80	19,20	22,00	16,80	14,00	11,60	11,40
pH	7,8	7,8	7,8	7,8	8	7,9	7,9	8,1	7,8	8,1
Cd (µS/cm)	365	370	420	375	390	360	415	345	320	400
MES	7	8	<5	<5	<5	<5	<5	<5	<5	18
% minéral	/	53	9	/	13	18	30	55	50	81
Pt(PO4)brut	0,2	0,25	0,36	0,44	0,84	0,87	0,49	0,52	0,42	0,39
Pt(PO4)filtrée	0,06	0,24	0,34	0,4	0,64	0,85	0,49	0,34	0,41	0,23
PO4 filtrée	0,05	0,037	0,19	0,28	0,42	0,68	0,36	0,25	0,23	0,19
NO3	14	19	16	11	7,9	9,1	6,9	9,3	9,7	32
NO2	0,03	0,09	0,13	0,29	0,36	0,23	0,19	0,21	0,14	0,09
NH4	0,06	0,17	0,9	0,18	0,16	0,05	0,15	0,19	0,22	0,13
Kj(N)	0,57	2,25	0,91	0,26	0,5	0,35	0,44	0,22	0,58	0,76
OH	ND									
CO3	ND									
HCO3	145	130	255	120	260	260	145	250	250	250
Ca	54	45	85	83	78	101	76	73	71	84
Mg	5	6	5	6	6	2,5	7,5	1	6,5	6,5
Si	3,2	7,7	/	7,6	8,1	7,1	6,8	5,9	7,6	11
Secchi	1,3	1,6	1,5	1,6	2,2	2,1	2,4	2,5	2,1	0,8
Nersac	15/04/1991	31/05/1991	17/06/1991	12/07/1991	30/07/1991	28/08/1991	10/09/1991	08/10/1991	22/10/1991	19/11/1991
débits (m3/s)	33,6	20,3	16,4	5,7	4,9	3,7	4,3	8,3	9,4	84,0
COD	3,05	3,30	4,35	3,80	4,60	6,95	4,15	3,90	4,10	5,22
COT	3,80	4,80	4,35	3,80	5,60	7,35	4,65	4,15	4,90	6,18
temp (°C)	14,60	18,70	17,70	22,00	20,50	24,70	18,80	15,50	11,20	10,80
pH	7,8	7,6	7,9	7,7	7,9	7,8	7,9	8	7,8	8,1
Cd (µS/cm)	391	390	440	430	450	400	455	395	400	420
MES	5	6	8	6	<5	<5	<5	<5	<5	21
% minéral	/	25	58	17	18	<5	13	15	11	77
Pt(PO4)brut	0,41	0,59	0,64	1,05	1,45	1,4	1,2	0,81	0,83	0,49
Pt(PO4)filtrée	0,12	0,22	0,44	0,71	1,1	1,25	1,1	0,65	0,71	0,26
PO4 filtrée	0,12	0,12	0,38	0,62	0,89	1,05	0,95	0,57	0,54	0,22
NO3	14	14	16	12	5,9	6,6	6,2	10	11	34
NO2	0,09	0,2	0,26	0,75	0,76	0,57	0,58	0,7	0,59	0,11
NH4	0,35	0,7	0,27	1,75	0,85	0,32	2,3	1,2	1,2	0,4
Kj(N)	0,95	2,75	1	1,55	1,45	0,93	2,6	1,75	1,3	1,05
OH	ND									
CO3	ND									
HCO3	135	155	255	120	270	265	255	260	255	235
Ca	51	55	85	86	82	108	87	77	77	89
Mg	6,5	6,5	6,5	7	8	<1	3	7	4,5	5,5
Si	3,2	8,1	/	6,4	5,8	5,4	6,4	5,3	7,3	10,5
Secchi	1,5	1,5	1,5	1,4	1,4	2,5	3,3	1,6	2	0,8

Résultats bruts des analyses physico-chimiques d'avril à novembre 1991 sur 2 stations du fleuve Charente (Châteauneuf et Gondeville). Sauf indication contraire les résultats sont exprimés en mg/l.

Châteauneuf	15/04/1991	31/05/1991	17/06/1991	12/07/1991	30/07/1991	28/08/1991	10/09/1991	08/10/1991	22/10/1991	19/11/1991
débits (m3/s)	33,60	20,30	15,10	6,05	5,05	3,65	4,45	8,05	9,00	84,50
COD	3,95	3,20	2,50	4,85	4,40	5,15	5,90	5,20	6,90	5,64
COT	4,70	5,50	4,20	4,85	5,10	6,30	6,65	5,80	6,90	6,85
temp (°C)	14,80	19,00	17,40	24,10	21,20	23,60	20,00	16,00	11,60	10,20
pH	7,8	7,9	8	7,9	7,9	8,1	7,9	8	7,8	8,1
Cd (µS/cm)	400	400	450	430	465	395	465	405	425	430
MES	7	6	5	<5	<5	<5	<5	<5	<5	20
% minéral	/	36	36	/	63	11	33	20	8	76
Pt(PO4)brut	0,43	0,59	0,62	0,87	1,15	1,1	0,89	0,69	0,87	0,51
Pt(PO4)filtrée	0,15	0,18	0,53	0,7	0,96	1,05	0,75	0,61	0,85	0,3
PO4 filtrée	0,08	0,11	0,35	0,68	0,8	0,71	0,61	0,52	0,7	0,24
NO3	15	14	18	13	10	7,8	16	16	13	37
NO2	0,07	0,2	0,4	0,76	0,67	0,04	1,6	0,16	0,14	0,13
NH4	0,58	0,38	0,2	0,29	0,12	<0,2	0,09	0,02	0,06	0,31
Kj(N)	1,1	2,55	0,85	0,31	0,63	0,52	0,89	0,48	0,57	1,15
OH	ND									
CO3	ND									
HCO3	155	155	255	120	255	255	195	255	255	245
Ca	59	55	86	83	84	101	84	77	78	91
Mg	4,5	5,5	6,5	7,5	7,5	2,5	4,5	7,5	5	7
Si	3,3	6,7	/	6,1	4,4	3	2,6	4,9	6,9	10,5
Secchi	1,4	1,6	1,5	1,5	1,7	2,2	1,9	2	2,1	0,4
Gondeville	15/04/1991	31/05/1991	17/06/1991	12/07/1991	30/07/1991	28/08/1991	10/09/1991	08/10/1991	22/10/1991	19/11/1991
débits (m3/s)	32,10	18,80	14,80	5,32	6,80	3,60	4,63	8,45	9,15	84,50
COD	3,65	3,75	3,15	4,40	4,40	4,35	4,80	3,40	3,20	5,38
COT	4,70	6,15	4,00	4,40	4,40	5,80	5,40	5,10	4,50	9,66
temp (°C)	14,60	18,90	17,50	24,50	21,20	22,60	19,00	15,70	11,20	10,20
pH	7,7	7,9	8	7,9	8	8,1	8	8	8	8,1
Cd (µS/cm)	401	400	450	470	490	390	450	410	440	440
MES	8	11	<5	<5	<5	<5	<5	<5	<5	29
% minéral	/	33	35	/	48	44	43	36	17	80
Pt(PO4)brut	0,43	0,52	0,64	0,77	0,86	0,75	0,68	0,8	0,87	0,49
Pt(PO4)filtrée	0,1	0,36	0,62	0,7	0,8	0,65	0,66	0,65	0,87	0,28
PO4 filtrée	0,07	0,14	0,58	0,6	0,69	0,49	0,52	0,52	0,69	0,24
NO3	17	14	20	19	13	6	11	16	18	35
NO2	0,13	0,17	0,3	0,22	0,67	0,03	0,07	0,14	0,18	0,14
NH4	0,2	0,07	0,84	0,05	0,05	<0,02	0,04	0,03	0,05	0,3
Kj(N)	1	1,35	0,94	<0,2	0,61	0,96	0,24	0,44	0,87	0,99
OH	ND									
CO3	ND									
HCO3	155	165	255	120	255	255	250	255	255	245
Ca	57	59	87	90	84	96	82	77	80	91
Mg	5,5	4,5	6,5	5	7,5	5,5	4	7,5	6,5	6
Si	2,5	6,1	6,9	6,2	4,6	2,8	2,1	4,6	6,6	11
Secchi	1,5	1,5	1,6	1,4	1,8	2,2	3	2,3	2,1	0,7

⇒ **annexe 2 : avantages et inconvénients des techniques de stérilisation**

Avantages et inconvénients des différentes techniques de stérilisation d'échantillon d'eau provenant du milieu naturel.

Technique de l'autoclavage

Référence	Matériel et méthode	Influence sur les micro-organismes	Influence sur la physico-chimie
US-EPA 1978	Autoclave (120°C, 20 mn).		- La perte de CO ₂ peut entraîner une élévation de pH et une coprécipitation du Ca ²⁺ et du phosphore quand la dureté de l'eau est ≥ à 150 mg/l.
Couture 1981	Autoclave (121°C, 30 mn).		- Modification dans la toxicité originale des échantillons.
Eloranta et Latinen 1981	Autoclave (121°C, 30 mn).		- Augmentation des orthophosphates. - Diminution de la toxicité du soufre et de composés chlorés.
Blanck et al., 1983	Autoclave (121°C, 30 mn). Ajout de substances (dosage avant et après le prétraitement).	- Pas de croissance bactérienne détectable.	- Elimination du lindane à 89%. - Pas de modification pour l'antraquinone (3% de perte).
Hanna 1985	Autoclave (121°C, 20 mn).		- Perte de 16% du phosphore total (surtout pour des échantillons ayant une dureté calcique > 120 mg/l).

Technique des ultrasons

Référence	Matériel et méthode	Influence sur les micro-organismes	Influence sur la physico-chimie
Prudhomme et Marcouly 1978	- 18 KHz, 15mn. - Température contrôlée (15°C). - Concentration bactérienne (10 ⁸ cellules/ml).	- Résistance de certaines souches bactérienne : <i>Staphylocoque doré</i> (80% de désintégration). - Résistance des levures (70% de désintégration).	
Blanck et al., 1983	- 1, 2 ou 3 heures d'ultrasons.	- Pas de croissance bactérienne détectable.	
Agence de l'eau (R.M.C.) 1988	- Bronson B 15. - 20 Kz, 5 mn.	- Inefficace sur certaines espèces d'algues et de bactéries, même après un temps de contact de 30 mn.	

Technique des produits chimiques

Référence	Matériel et méthode	Influence sur les micro-organismes	Influence sur la physico-chimie
Blanck et al., 1983	- Traitement au DEP 1% puis 24h de contact avec l'échantillon.	- Pas de croissance bactérienne détectable. - DEP est hydrolysé au bout de 23 h. - Ne modifie pas la croissance de <i>Selenastrum</i> .	
Agence de l'eau (R.M.C.) 1988	- Traitement à l'époxypropane 1-2 (2ml/170 ml d'échantillon) avec 12 h de contact puis évaporation au bain marie.	- Efficace pour la stérilisation du milieu - La toxicité demeurant, l'algue test ne peut pas se développer.	

Avantages et inconvénients des différentes techniques de stérilisation d'échantillon d'eau provenant du milieu naturel.

Technique des ultra-violet

Référence	Matériel et méthode	Influence sur les micro-organismes	Influence sur la physico-chimie
Blanck et al., 1983	- Ajout de substances (dosage avant et après le prétraitement). - Temps de contact 5 mn.	- Pas de croissance bactérienne détectable.	- élimination de 66% du pentachlorophénoi. - élimination de 27% du lindane.
Gjessing et Kälquist 1991	- Lampe de mercure à moyenne pression 125W - Temps d'irradiation 0, 15, 30 mn. - Eau testée renferme des substances humiques.	- Toxicité sur les algues (bioessais avec <i>Selenastrum capricornutum</i>), quel que soit le temps de contact et même si l'échantillon est conservé au froid pendant 5 semaines avant l'essai.	- Diminution de la coloration de l'eau et de la concentration en carbone organique total. - augmentation de l'acidité (x2) et de l'aluminium labile.
Mechsner et al. 1991	- $\lambda = 253,7$ nm. - Lampe UV basse pression, efficacité de $1,7 \cdot 10^2$ mV. - Mélange de souches bactériennes de différent horizon (culture pure, rivière, station d'épuration). - Temps de contact 4 mn. - Irradiation continue.	- Reviviscence des bactéries. - Bactéries résistantes et capables de se développer à partir de la lyse d'autres cellules bactériennes	

Technique de la filtration

Référence	Matériel et méthode	Influence sur les micro-organismes	Influence sur la physico-chimie
Tarapchak 1982	- Membrane de porosité différentes $0,1 \mu\text{m}$, $0,2 \mu\text{m}$ et $0,45 \mu\text{m}$. - Pression de vide : 100, 200, 300, 400 et 600 mm Hg. - Volume d'échantillon filtré 100, 250, 500 et 1000 ml.		- La modification du PRS (Phosphore Réactif Soluble) dépend de la porosité des membranes, de la pression du vide et du volume de l'échantillon filtré.
Blanck et al., 1983	- Membrane de porosité différentes $0,2 \mu\text{m}$ et $0,45 \mu\text{m}$.		- élimination en moyenne de 100 et 50 % de la concentration des produits ajoutés.
Hanna 1985	- Membrane de $0,45 \mu\text{m}$		- Diminution de 32,2 % du phosphore.

⇒ **annexe 3 : effet bactéricide des ultraviolets**

Nombre total de bactéries ($10^3/l$) formant colonnies sur gélose nutritive (TSA, 24h à 30°C), en fonction du temps de contact avec les ultraviolets.

STATION	Nombre total de bactéries ($10^3/l$) en fonction du temps de contact (mn) avec les ultraviolets				
	0	5	10	20	30
Aureilhan	2330	67	28	6	3
Léon	2050	40	20	2	2
Soustons	1990	16	1	1	0
Etang Blanc	8500	118	60	9	8
Etang du Turc	1200	17	1	2	0
Garros	2900	22	9	5	0
Laprade	90	20	2	2	2
Charente Amont Angoulême	865	91	12	4	4
Charente à Nersac	76000	653	103	10	6
Touvre	78	12	4	0	0
Cazaux	2500	26	11	3	4
Eau Bourde	1650	9	1	2	0
Gravière	43	5	5	3	3
Etang Cemagref	1430	12	6	5	6
Parentis	2760	138	59	6	2
Lacanau	3008	28	19	2	2
Hourtin	149	7	4	1	4
Cousseau	238	9	1	0	0
Culture bactérienne	20020	241	9	9	3

⇒ **annexe 4 : influence du prétraitement sur les teneurs en nutriments
(ammonium, nitrates, nitrites et phosphore)**

Concentrations en N-NH₄ (mg/l) déterminées sur l'eau brute et suite à chacun des prétraitements. Codification des échantillons : les deux premières lettres = nom de la station avec AN (Angoulême) ; NE (Nersac) ; CT (Chateauneuf) et GD (Gondeville), les deux caractères suivants = mois de prélèvement avec AV (avril) ; MA (mai) ; JN (juin) ; J1 (1^{ère} campagne de juillet) ; J2 (2^d campagne de juillet) ; AO (août) ; SE (septembre) ; O1 (1^{ère} campagne d'octobre) ; O2 (2^d campagne d'octobre) ; NO (novembre).

Echantillon	Nature du prétraitement			
	Aucun = Eau brute	Autoclavage	Ultraviolet	Filtration-Autoclavage
ANAV	0,05	0,46	0,15	0,28
NEAV	0,27	1,25	0,61	0,56
CTAV	0,45	0,58	0,37	0,34
GDAV	0,16	0,25	0,33	0,27
ANMA	0,13	0,38	0,27	0,34
NEMA	0,55	0,94	0,61	0,67
CTMA	0,30	0,57	0,38	0,41
GDMA	0,05	0,08	0,07	0,07
ANJN	0,70	0,9	0,34	0,24
NEJN	0,21	0,32	0,77	0,65
CTJN	0,16	0,56	0,86	0,59
GDJN	0,67	0,26	0,34	0,26
ANJ1	0,14	0,23	0,26	0,18
NEJ1	1,37	1,2	1,29	1,29
CTJ1	0,23	0,21	0,23	0,25
GDJ1	0,04	0,35	0,09	0,09
ANJ2	0,13	0,37	0,25	0,11
NEJ2	0,66	0,82	0,77	0,56
CTJ2	0,09	0,1	0,23	0,06
GDJ2	0,04	0,17	0,04	0,02
ANAO	0,04	0,22	0,08	0,09
NEAO	0,25	0,46	0,25	0,17
CTAO	0,01	0,64	0,03	0,03
GDAO	0,01	0,04	0,03	0,05
ANSE	0,12	0,41	0,13	0,14
NESE	1,80	1,7	1,68	1,72
CTSE	0,07	0,45	0,09	0,08
GDSE	0,03	0,26	0,06	0,13
ANO1	0,15	0,27	0,19	0,16
NEO1	0,94	1,15	0,77	0,86
CTO1	0,02	0,5	0,18	0,03
GDO1	0,02	0,65	0,10	0,04
ANO2	0,17	0,29	0,17	0,17
NEO2	0,86	0,65	0,76	0,77
CTO2	0,05	0,22	0,11	0,06
GDO2	0,04	0,41	0,06	0,04
ANNO	0,10	0,3	0,31	0,13
NENO	0,31	0,45	0,57	0,29
CTNO	0,24	0,36	0,31	0,26
GDNO	0,23	0,33	0,32	0,25

Concentrations en N-NO₃ (mg/l) déterminées sur l'eau brute et suite à chacun des prétraitements. Codification des échantillons : les deux premières lettres = nom de la station avec AN (Angoulême) ; NE (Nersac) ; CT (Chateauneuf) et GD (Gondeville), les deux caractères suivants = mois de prélèvement avec AV (avril) ; MA (mai) ; JN (juin) ; J1 (1^{ère} campagne de juillet) ; J2 (2^d campagne de juillet) ; AO (août) ; SE (septembre) ; O1 (1^{ère} campagne d'octobre) ; O2 (2^d campagne d'octobre) ; NO (novembre).

Echantillon	Nature des prétraitements			
	Aucun = Eau brute	Autoclavage	Ultraviolet	Filtration-Autoclavage
ANAV	3,2	5,3	5,1	3,8
NEAV	3,2	5,9	4,9	4,9
CTAV	3,8	4,9	5,8	4,7
GDAV	3,4	7,7	6,8	3,6
ANMA	4,3	3,9	3,8	5,2
NEMA	3,6	4,3	3,8	3,8
CTMA	3,2	3,4	4,5	5,6
GDMA	3,2	4,8	5,2	3,8
ANJN	3,6	4	3,6	4,5
NEJN	3,6	3,9	3,8	4,1
CTJN	4,5	4,5	4,1	6,1
GDJN	4,1	4,2	4,1	4,3
ANJ1	2,5	2,6	2,5	2,5
NEJ1	2,7	2,9	2,7	3,4
CTJ1	4,3	5,2	3,8	5,2
GDJ1	2,9	3,1	3,4	3,6
ANJ2	1,8	1,6	1,6	1,7
NEJ2	1,3	1,7	0,9	1,7
CTJ2	2,9	3,1	2,9	2,9
GDJ2	2,2	2,5	2,7	2,2
ANAO	2,0	2	2,7	2,2
NEAO	1,5	1,5	2,3	2,2
CTAO	1,3	1,4	2,7	2,2
GDAO	1,7	1,9	2,4	2,7
ANSE	1,5	1,7	1,6	1,6
NESE	1,4	1,4	1,6	1,3
CTSE	2,5	2,9	2,9	2,7
GDSE	3,6	3,8	3,6	3,4
ANO1	2,1	2,3	3,4	3,1
NEO1	2,2	2,3	3,4	2,9
CTO1	3,6	3,8	4,5	5,4
GDO1	3,6	3,8	3,6	4,7
ANO2	2,2	1,8	2,4	2,1
NEO2	2,4	2,7	2,2	1,9
CTO2	4,0	4,3	2,2	3,1
GDO2	2,9	3,5	2,9	2,2
ANNO	7,2	8,1	7,1	6,3
NENO	7,6	8,1	6,5	7,2
CTNO	7,9	7,5	8,6	7,6
GDNO	8,3	8,7	6,9	7,9

Concentrations en N-NO₂ (mg/l) déterminées sur l'eau brute et suite à chacun des prétraitements. Codification des échantillons : les deux premières lettres = nom de la station avec AN (Angoulême) ; NE (Nersac) ; CT (Chateaufneuf) et GD (Gondeville), les deux caractères suivants = mois de prélèvement avec AV (avril) ; MA (mai) ; JN (juin) ; J1 (1^{ère} campagne de juillet) ; J2 (2^d campagne de juillet) ; AO (août) ; SE (septembre) ; O1 (1^{ère} campagne d'octobre) ; O2 (2^d campagne d'octobre) ; NO (novembre).

Echantillon	Nature des prétraitements			
	Aucun = Eau brute	Autoclavage	Ultraviolet	Filtration-Autoclavage
ANAV	0,01	0,02	0,13	0,02
NEAV	0,03	0,05	0,13	0,02
CTAV	0,02	0,08	0,17	0,04
GDAV	0,04	0,07	0,19	0,06
ANMA	0,03	0,03	0,11	0,04
NEMA	0,06	0,1	0,18	0,07
CTMA	0,06	0,1	0,19	0,11
GDMA	0,05	0,05	0,24	0,09
ANJN	0,04	0,04	0,11	0,05
NEJN	0,08	0,08	0,16	0,09
CTJN	0,12	0,13	0,22	0,13
GDJN	0,09	0,1	0,19	0,1
ANJ1	0,09	0,09	0,16	0,09
NEJ1	0,23	0,25	0,30	0,24
CTJ1	0,23	0,24	0,30	0,24
GDJ1	0,07	0,07	0,22	0,07
ANJ2	0,11	0,11	0,15	0,12
NEJ2	0,23	0,24	0,23	0,24
CTJ2	0,20	0,21	0,27	0,21
GDJ2	0,20	0,03	0,14	0,04
ANAO	0,07	0,07	0,13	0,11
NEAO	0,17	0,18	0,21	0,29
CTAO	0,01	0,02	0,09	0,02
GDAO	0,01	0,01	0,06	0,02
ANSE	0,06	0,06	0,11	0,06
NESE	0,18	0,19	0,20	0,29
CTSE	0,49	0,5	0,52	0,50
GDSE	0,02	0,03	0,13	0,03
ANO1	0,06	0,06	0,12	0,07
NEO1	0,21	0,23	0,26	0,22
CTO1	0,05	0,05	0,15	0,07
GDO1	0,04	0,04	0,15	0,06
ANO2	0,04	0,04	0,10	0,05
NEO2	0,18	0,19	0,24	0,19
CTO2	0,04	0,04	0,15	0,05
GDO2	0,06	0,06	0,18	0,07
ANNO	0,03	0,03	0,18	0,05
NENO	0,03	0,04	0,20	0,05
CTNO	0,04	0,04	0,19	0,06
GDNO	0,04	0,05	0,20	0,06

Concentrations en P-PO₄ (mg/l) déterminées sur l'eau brute et suite à chacun des prétraitements. Codification des échantillons : **les deux premières lettres** = nom de la station avec AN (Angoulême) ; NE (Nersac) ; CT (Chateauneuf) et GD (Gondeville), les deux caractères suivants = mois de prélèvement avec AV (avril) ; MA (mai) ; JN (juin) ; J1 (1^{ère} campagne de juillet) ; J2 (2^d campagne de juillet) ; AO (août) ; SE (septembre) ; O1 (1^{ère} campagne d'octobre) ; O2 (2^d campagne d'octobre) ; NO (novembre).

Echantillon	Nature des prétraitements			
	Aucun = Eau brute	Autoclavage	Ultraviolet	Filtration-Autoclavage
ANAV	0,016	0,006	0,012	0,032
NEAV	0,039	0,014	0,032	0,035
CTAV	0,026	0,02	0,023	0,026
GDAV	0,023	0,013	0,019	0,035
ANMA	0,012	0,02	0,019	0,023
NEMA	0,039	0,04	0,042	0,052
CTMA	0,035	0,05	0,035	0,045
GDMA	0,045	0,03	0,039	0,061
ANJN	0,061	0,035	0,040	0,035
NEJN	0,123	0,07	0,094	0,1
CTJN	0,113	0,05	0,1	0,1
GDJN	0,187	0,033	0,08	0,097
ANJ1	0,09	0,03	0,065	0,068
NEJ1	0,2	0,15	0,161	0,165
CTJ1	0,219	0,120	0,174	0,165
GDJ1	0,194	0,12	0,171	0,161
ANJ2	0,135	0,011	0,139	0,119
NEJ2	0,287	0,08	0,287	0,239
CTJ2	0,258	0,08	0,255	0,239
GDJ2	0,223	0,07	0,219	0,213
ANAO	0,219	0,08	0,181	0,194
NEAO	0,339	0,180	0,316	0,313
CTAO	0,229	0,09	0,213	0,213
GDAO	0,158	0,1	0,152	0,158
ANSE	0,116	0,07	0,119	0,103
NESE	0,306	0,2	0,294	0,271
CTSE	0,197	0,190	0,190	0,184
GDSE	0,168	0,1	0,158	0,135
ANO1	0,081	0,06	0,081	0,068
NEO1	0,184	0,09	0,158	0,152
CTO1	0,168	0,1	0,158	0,145
GDO1	0,168	0,09	0,165	0,148
ANO2	0,074	0,017	0,074	0,068
NEO2	0,174	0,05	0,158	0,145
CTO2	0,226	0,04	0,219	0,2
GDO2	0,223	0,1	0,219	0,203
ANNO	0,061	0,017	0,065	0,052
NENO	0,071	0,04	0,074	0,071
CTNO	0,077	0,04	0,074	0,068
GDNO	0,077	0,07	0,084	0,103

⇒ **annexe 5 : estimation du phosphore biodisponible en fonction
du type de prétraitement**

Comparaison de la biodisponibilité du phosphore estimée par les bioessais avec des algues carencées en phosphore et les résultats d'analyses chimiques du phosphore réactif soluble (PRS) en fonction du type de prétraitement : autoclavage (A) . ultra-violet (UV). filtration-autoclavage (F-A).

Codification des échantillons : les deux premières lettres = nom de la station avec AN (Angoulême) ; NE (Nersac) ; CT (Chateaufort) et GD (Gondeville), les deux caractères suivants = mois de prélèvement avec AV (avril) ; MA (mai) ; JN (juin) ; J1 (1^{ère} campagne de juillet) ; J2 (2^d campagne de juillet) ; AO (août) ; SE (septembre) ; O1 (1^{ère} campagne d'octobre) ; O2 (2^d campagne d'octobre) ; NO (novembre).

Echantillon	Biomasse maximale algale (unité relative de fluorescence) selon le prétraitement considéré			Concentration en P-PO4 (mg/l) déterminée par le bioessai (P bio.)			Concentration en P-PRS (mg/l) déterminée par analyse chimique (P éch.)			Rapport P bio./P éch.		
	U.V.	A	F-A	U.V.	A	F-A	U.V.	A	F-A	U.V.	A	F-A
ANAV	265	250	625	0.009	0.009	0.030	0.012	0.006	0.032	0.75	1.5	0.94
NEAV	495	435	655	0.022	0.018	0.032	0.032	0.014	0.035	0.69	1.29	0.93
CTAV	400	420	530	0.016	0.017	0.024	0.023	0.02	0.026	0.70	0.86	0.92
GDAV	320	345	650	0.011	0.013	0.032	0.019	0.013	0.035	0.58	1	0.92
ANMA	485	445	510	0.016	0.014	0.018	0.019	0.02	0.023	0.87	0.72	0.78
NEMA	745	805	1020	0.032	0.037	0.054	0.042	0.04	0.052	0.78	0.93	1.04
CTMA	650	1020	930	0.026	0.054	0.046	0.035	0.05	0.045	0.74	1.08	1.04
GDMA	705	725	1185	0.030	0.031	0.068	0.039	0.03	0.061	0.77	1.05	1.12
ANJN	600	755	650	0.029	0.041	0.033	0.040	0.035	0.035	0.73	1.17	0.95
NEJN	1055	1200	1285	0.065	0.078	0.086	0.094	0.07	0.1	0.69	1.12	0.86
CTJN	1220	1027	1295	0.080	0.063	0.087	0.1	0.05	0.1	0.80	1.26	0.87
GDJN	1025	800	1285	0.063	0.044	0.086	0.08	0.033	0.097	0.79	1.35	0.89
ANJ1	1135	800	1150	0.063	0.032	0.065	0.065	0.03	0.068	0.97	1.09	0.95
NEJ1	1440	1855	1870	0.099	0.16	0.163	0.161	0.15	0.165	0.61	1.07	0.98
CTJ1	1920	1685	1890	0.171	0.134	0.166	0.174	0.120	0.165	0.98	1.11	1
GDJ1	1350	1630	1800	0.088	0.125	0.151	0.171	0.12	0.161	0.51	1.04	0.94
ANJ2	1350	395	1650	0.092	0.011	0.129	0.139	0.011	0.119	0.66	1.04	1.09
NEJ2	2240	1210	2480	0.218	0.076	0.259	0.287	0.08	0.239	0.76	0.96	0.94
CTJ2	2065	1310	2280	0.190	0.087	0.224	0.255	0.08	0.239	0.74	1.09	0.94
GDJ2	1890	1120	2080	0.163	0.067	0.192	0.219	0.07	0.213	0.74	0.96	0.90
ANAO	2000	1430	2100	0.156	0.095	0.168	0.181	0.08	0.194	0.86	1.19	0.86
NEAO	2710	2060	2705	0.244	0.163	0.243	0.316	0.180	0.313	0.77	0.91	0.77
CTAO	2200	1496	2100	0.180	0.102	0.168	0.213	0.09	0.213	0.84	1.13	0.79
GDAO	1650	1665	1930	0.118	0.119	0.148	0.152	0.1	0.158	0.77	1.19	0.94
ANSE	1370	1350	1600	0.094	0.092	0.119	0.119	0.07	0.103	0.79	1.32	1.15
NESE	2640	2085	2500	0.247	0.175	0.228	0.294	0.2	0.271	0.84	0.87	0.84
CTSE	2005	2085	1985	0.165	0.175	0.163	0.190	0.190	0.184	0.87	0.92	0.88
GDSE	1700	1650	1685	0.130	0.124	0.128	0.158	0.1	0.135	0.82	1.24	0.95
ANO1	1080	1225	1200	0.064	0.077	0.075	0.081	0.06	0.068	0.79	1.29	1.1
NEO1	1220	1855	1750	0.077	0.145	0.133	0.09	0.09	0.152	0.85	0.92	0.87
CTO1	1600	1530	1690	0.116	0.108	0.126	0.158	0.1	0.145	0.73	1.08	0.87
GDO1	1625	1520	1615	0.119	0.107	0.118	0.165	0.09	0.148	0.72	1.19	0.79
ANO2	800	450	1050	0.054	0.024	0.077	0.074	0.017	0.068	0.73	1.41	1.13
NEO2	1450	900	1600	0.120	0.063	0.137	0.158	0.05	0.145	0.76	1.26	0.94
CTO2	1900	650	1875	0.173	0.040	0.170	0.219	0.04	0.2	0.79	1.02	0.85
GDO2	1885	1400	1800	0.171	0.114	0.161	0.219	0.1	0.203	0.78	1.14	0.79
ANNO	800	430	850	0.050	0.022	0.054	0.065	0.017	0.052	0.77	1.31	1.04
NENO	915	759	1090	0.059	0.046	0.075	0.074	0.04	0.071	0.79	1.17	1.05
CTNO	900	700	1095	0.058	0.042	0.075	0.074	0.04	0.068	0.79	1.05	1.11
GDNO	990	1135	1165	0.066	0.079	0.081	0.084	0.07	0.103	0.78	1.13	0.79

⇒ **annexe 6 : analyse qualitative du phytoplancton**

NBRE DE CELL. ML-1	Biov.	Ct	Prep Dm	1	2	3	4	5	6	7
				6318 15/04	6316 16/04	6319 16/04	6320 17/04	6321 27/05	6322 28/05	6323 28/05
Cyanophycées										
Limnothrix (Oscillatoria) redekei (Van Goor) Meffert	27	3	45					200		
Merismopedia tenuissima Lemm.	10	1	5							
Phormidium (Oscillatoria) tenue (Ag. ex Gom.) Anagnost. & Komarek	108	3	75				168			
Planktothrix (Oscillatoria) agardhii (Gom.) Anagnostidis & Komarek	60	4	150							
Pseudanabaena (Llyonema) galeata Boecher	9	1	4				400			
Euglenophycées										
Euglena oxyuris Schwarda	13655	5	163							
Euglena sp.	120	1	12				31	21		
Trachelomonas volvocina Ehr.	1950	2	16							42
Xanthophycées										
Centriactis belonophorus Lemm.	536	2	25							
Tetraplektron acuminatum (Pascher) Fott	180	2	28							
Dinophycées										
Gymnodinium sp.	1300	2	19							
Peridiniopsis cunningtonii Lemm.	8167	2	30							
Peridiniopsis elpatiewsky (Ostenfeld) Bourrelly	14764	3	36							
Peridinium sp.	9200	2	30				21			
Peridinium umbonatum Stein	8854	2	30							
Cryptophycées										
Chroomonas acuta Utermohl	150	1	9							
Cryptomonas marssonii Skuja	630	2	21							
Cryptomonas ovata Ehrenberg	2094	2	20			23				42
Cryptomonas sp.	1772	2	24				62			42
Rhodomonas minuta var. nannoplantonica Skuja	67	1	8							
Chrysophycées										
Bodo sp.	72	1	12		46					
Dinobryon acuminatum Ruttner	65	3	34							
Dinobryon divergens Imhof	99	2	21		46	31		1040	1011	1095
Dinobryon sociale Ehrenberg	94	1	9						211	
Mallomonas fastigata Zacharias	2500	3	60							
Mallomonas sp.	10391	3	60			31				
Synura sp.	150	3	60							
Synura uvella Ehrenberg	168	3	60				31	80		
Chlorophycées Volvocales										
Chlamydomonas intermedia Chodat	1320	2	18							
Chlamydomonas reinhardtii Dangeard	1580	2	18							
Chlamydomonas sp.	1109	2	18				92	21		253
Chlorogonium elongatum Dangeard	982	3	50					21		
Pandorina morum Bory	713	1	15							
Phacotus lenticularis (E.) Stein	584	1	11							
Chlorophycées Chlorococcales										
Actinastrum hantzschii Lagerheim	129	2	18		114	123	84	240		1221
Ankistrodesmus falcaus (Corda) Ralfs	174	3	44					1040	168	253
Characium sp.	100	2	20							42
Chlorella vulgaris Beij.	100	1	6						168	
Coelastrum microporum Naeg.	187	1	7				232			463
Coelastrum pseudomicroporum Korshikov	120	2	30	119					168	505
Coelastrum sphaericum Naeg.	180	3	50							
Crucigenia fenestrata Schmidle	51	1	9							421
Crucigenia quadrata Morren	84	1	10	474	91					
Crucigenia tetrapedia (Kirchn.) W. G. S. West	135	1	7				21			
Crucigeniella apiculata (Lemm.) Kom.	49	1	14							
Crucigeniella pulchra (W. et G. S. West) Kom.	66	1	8							589
Desmatractum delicatissimum Korshikov	137	3	70		23					
Dichotomococcus curvatus Kors.	67	2	16					320		
Dictyosphaerium ehrenbergianum Naeg.	54	1	7	444	183	554	189	640	1474	2905
Dictyosphaerium pulchellum Wood	144	1	7		297	62	105	160	337	1726
Didymocystis planctonica Kors.	93	1	9				42	160		126
Elakatothrix viridis (Snow) Printz sensu Skuja	387	2	30	59						42
Golenkinia radiata Chodat	1023	1	14			31	21	80	42	
Juranyiella javorkae (Hortob.) Hortob.	58	1	11					40		
Kirchneriella contorta (Schmidle) Bohl.	79	2	18				21			
Kirchneriella obesa (W. West) Schmidle	172	1	9							
Lagerheimia balatonica (Scherff. in Kol.) Hindak	76	1	13							
Lagerheimia ciliata (Lagerh.) Chodat	1073	2	16		23			40		42
Lagerheimia genevensis (Chod.) Chodat	174	1	9	59	251	31	189	80	42	84
Micractinium bornhemense (Conrad) Korshikov	87	3	60							
Micractinium pusillum Fres.	221	1	8				84	120	253	84
Monoraphidium arcuatum (Korsh.) Hindak	142	2	28		91	31	105	520	379	379
Monoraphidium contortum (Thur.) Kom.-Legn.	113	2	24		46	92	211	1120	126	1937
Monoraphidium griffithii (Berk.) Legn.	233	3	61	148	183	215	147	320	463	674
Monoraphidium komarkovae Nygaard	385	4	126							42
Neodesmus danubialis Hindak	32	1	8							
Nephrochlamys subsolitaria (G. S. West) Kors.	77	1	7							
Nephroclytium agardhianum Naeg.	250	3	40						337	168
Oocystis borgei Snow	800	2	30							
Pediastrum boryanum (Turp.) Menegh.	866	2	18							
Pediastrum duplex Meyen	810	2	18				21			
Pediastrum simplex Meyen	1932	2	23							
Pediastrum tetras (Ehrenberg) Ralfs	254	3	36							
Quadrigula quaternata (W. et G. S. West) Printz	635	2	24							168
Scenedesmus acuminatus (Lagerh.) Chod.	310	2	29					240		
Scenedesmus acutus Meyen	86	1	15							
Scenedesmus armatus Chodat	353	3	34							
Scenedesmus bicaudatus Dedus.	94	1	11							
Scenedesmus denticulatus Lagerheim	411	1	11							
Scenedesmus dimorphus (Turpin) Kuetz.	157	2	21							168
Scenedesmus dispar (Breb.) Rabh.	187	1	14							
Scenedesmus ecornis (Ehrenb.) Chodat	43	2	18							
Scenedesmus ellipsoideus Chodat	159	1	11							84
Scenedesmus gutwinski Chodat	53	1	9					160		
Scenedesmus intermedius Chodat	87	1	8		91				337	505

NBRE DE CELL. ML-1				1	2	3	4	5	6	
	Biov.	Ct	Dm	6318 15/04	6316 16/04	6319 16/04	6320 17/04	6321 27/05	6322 28/05	6323 28
Scenedesmus nanus Chodat	45	1	12							
Scenedesmus obtusus Meyen (=S. arcuatus Lemm.)	197	1	11							
Scenedesmus opoliensis Richter	306	2	18						160	
Scenedesmus quadricauda (Turp.) Breb.	364	2	23					123		
Schroederia setigera (Schroed.) Lemm.	1571	4	80							
Siderocelis ornata (Fott) Fott	205	1	10			23	31		240	
Siderocystopsis fusca (Kors.) Swale	600	2	26							
Tetraedron caudatum (Corda) Ralfs	1136	1	13						40	
Tetraedron minimum v. apiculato-scribicularum (Reinsch) Skuja	262	1	10							
Tetrastrum glabrum (Roll.) Ahlstr. et Tiff.	65	1	5							
Tetrastrum heteracanthum (Nordst.) Chodat	121	2	30	119						
Tetrastrum staurogeniaeforme (Schroeder) Lemm.	48	1	10						480	168
Treubaria planctonica (G.M. Smith) Kors.	524	3	36						40	
Treubaria triappendiculata Bern.	524	3	42			23				
Chlorophycées Desmidiales										
Closterium aciculare T. West	50265	5	500							
Ulothricophycées										
Gloetila pelagica (Nygaard) Skuja	35	3	45							
Gloetila spiralis Chodat	21	3	45							
Koliella longiseta (Vischer) Hindak	300	4	90							
Diatomées Centriques										
Attheya zachariasi Brun	350	3	75							
Aulacoseira ambigua (Grun.) Simonsen	508	3	50	30	69			21		168
Aulacoseira granulata (Ehr.) Simonsen	1350	3	60							
Aulacoseira granulata (Ehr.) Simonsen var. angustissima (O.M.) Simonsen	1718	4	80							
Aulacoseira islandica (O. Muller) Simonsen	1342	2	25	30						
Cyclostephanos dubius (Fricke) Round	495	2	18			23				
Cyclostephanos invisitatus (Hohn & Helleman) Theriot Stoermer & Hakans	145	1	12	207	69	92	84		40	
Cyclotella atomus Hustedt	22	1	5					21		
Cyclotella caspia Grunow	67	1	7		23			21		
Cyclotella distinguenda var. distinguenda Hustedt	487	2	21						40	
Cyclotella meneghiniana Kutzig	1062	1	14		23	31	21	40	42	
Cyclotella pseudostelligera Hustedt	87	1	10	652	366	31	84	240	295	
Cyclotella radiosa (Grunow) Lemmermann	530	1	15						40	
Ellerbeckia arenaria (Moore) Crawford	50000	4	80							
Melosira varians Agardh	8173	2	22		23	31	21	40	42	
Stephanodiscus hantzschii Grunow	261	1	11	59	366	862	1158	120	42	
Stephanodiscus hantzschii fo. tenuis (Hustedt) Hakansson et Stoermer	370	1	15	119	46					
Stephanodiscus minutulus (Kutzig) Cleve & Moller	109	1	13	30			21			
Thalassiosira pseudonana Hasle et Heimdal	39	1	5	59	160	277	379	40	42	
Thalassiosira weissfloggii (Grunow) Fryxell & Hasle	355	2	18							
Diatomées Araphidées										
Asterionella formosa Hassall	150	4	85	89	183	62	147	1080	1011	
Diatoma vulgare Bory	1489	3	45	30	23		21	40	42	
Fragilaria (Staurosira) construens (Ehr.) Grunow f. construens	40	1	7		23					
Fragilaria (Staurosira) pinnata Ehrenberg var. pinnata	70	2	19							
Fragilaria capucina Desmazieres var. vaucheriae (Kutzig) Lange-Bertalot	177	2	25							
Fragilaria delicatissima (W. Smith) Lange-Bertalot	1574	5	325	563	1006	1323	2400	1160	1179	
Fragilaria parasitica (W. Sm.) Grun.	96	2	16	30					42	
Fragilaria parasitica (W. Sm.) Grun. var. subconstricta Grunow	96	2	16							
Fragilaria tenera (W. Smith) Lange-Bertalot	250	3	65					40	42	
Fragilaria ulna (Nitzsch) Lange-Bertalot var. ulna	20211	5	200	30		31	21	40	42	
Fragilaria ulna (Nitzsch) Lange-Bertalot var. acus (Kutz.) Lange-Bertalot	5838	5	200		23	31				
Fragilaria (Pseudostaurosira?) brevistriata Grunow	125	2	20							
Diatomées Nitzschiacées										
Bacillaria paradoxa Gmelin	1980	4	105							
Denticula kuetzingii Grunow var. kuetzingii	300	3	60							
Denticula tenuis Kutzig var. crassula (Naegeli) Hustedt	195	1	13							
Nitzschia acicularis (Kutzig) W.M. Smith	292	4	90	30	23	31	84			
Nitzschia amphibia Grunow f. amphibia	175	2	28					40	42	
Nitzschia angustata Grunow	1640	4	103							
Nitzschia angustatula Lange-Bertalot	74	2	19						42	
Nitzschia archibaldii Lange-Bertalot	100	2	27			31				
Nitzschia calida Grunow	1752	3	49							
Nitzschia capitellata Hustedin A. Schmidt & al.	422	3	45							
Nitzschia constricta (Kutzig) Ralfs	824	3	38							
Nitzschia dissipata (Kutzig) Grunow var. dissipata	553	3	49	59	23	62	42	40	42	
Nitzschia draveillensis Coste & Ricard	380	4	100							
Nitzschia fonticola Grunow	281	2	25			23				
Nitzschia frustulum (Kutzig) Grunow var. frustulum	317	3	33							
Nitzschia fruticosa Hustedt	284	3	52							
Nitzschia graciliformis Lange-Bertalot & Simonsen	261	4	129			23				
Nitzschia gracilis Hantzsch	277	3	70							
Nitzschia heufferiana Grunow	1770	4	130				21			
Nitzschia hungarica Grunow	1452	3	75							
Nitzschia intermedia Hantzsch ex Cleve & Grunow	1446	4	113							
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. linearis	1474	4	131				31		42	
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. subtilis (Grunow) Hustedt	690	4	92			23				
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. tenuis (W. Smith) Grunow	1036	4	98						40	
Nitzschia palea (Kutzig) W. Smith	224	3	43	30	23	31	21	40	42	
Nitzschia paleacea Grunow	92	3	44							
Nitzschia pusilla (Kutzig) Grunow	90	2	21				31	21		
Nitzschia recta Hantzsch ex Rabenhorst	1023	4	83				31	21		
Nitzschia sigmoidea (Nitzsch) W.M. Smith	36639	5	295			23				
Nitzschia sociabilis Hustedt	200	3	40			23	31			
Nitzschia umbonata (Ehrenberg) Lange-Bertalot	1785	3	74							
Nitzschia vermicularis (Kutzig) Hantzsch	4880	5	163							
Simonsenia delognei Lange-Bertalot	18	1	11			23				
Autres Diatomées										
Achnanthes clevei Grunow var. clevei	235	2	18							
Achnanthes conspicua A. Mayer	120	1	12							
Achnanthes hungarica Grunow in Cleve et Grun.	615	2	27							
Achnanthes lanceolata (Breb.) Grun. ssp. frequentissima Lange-Bertalot	126	1	15			23				42

NBRE DE CELL. ML-1				1	2	3	4	5	6	7
	Biov.	Ct	Dm	6318	6316	6319	6320	6321	6322	6323
				15/04	16/04	16/04	17/04	27/05	28/05	28/05
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. ssp. rostrata (Oestrup) Lange-Bertalot	100	1	11	30		31		40		
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. var. lanceolata Grunow	253	2	24			31			42	
Achnanthes minutissima Kutzing v. minutissima Kutzing	53	1	15	30	23	31	21			42
Achnanthes minutissima Kutzing var. jackii(Rabenhorst) Lange-Bertalot	60	1	12						42	
Achnanthes minutissima Kutzing var. saphrophila Kobayasi et Mayama	84	1	11						42	42
Achnanthes ploenensis Hustedt var. ploenensis Hustedt	124	2	18							
Amphora libyca Ehr.	9429	3	50							
Amphora ovalis Kutzing	23798	3	68				21			42
Amphora pediculus Kutzing	36	1	12		23	31			42	84
Amphora veneta Kutzing	524	3	32							
Caloneis amphisbaena (Bory) Cleve	21250	3	68					40		
Caloneis bacillum (Grunow) Cleve	408	3	32	30	23	31	21			42
Caloneis silicula (Ehr.)Cleve	3016	3	65							
Campylodiscus hibernicus Ehrenberg	12000	4	90							
Cocconeis neodiminuta Krammer	550	1	13							
Cocconeis neothumensis Krammer	376	1	10							
Cocconeis pediculus Ehrenberg	5133	3	36		23	31	21	40	42	42
Cocconeis placentula Ehrenberg	6107	3	41	30	23			40	42	84
Cocconeis placentula Ehrenberg var. euglypta(Ehr.)Grunow	1018	2	27	30					42	84
Cymatopleura elliptica (Brebisson)W.Smith var. elliptica	89227	4	130					40		
Cymatopleura solea (Brebisson) W.Smith var. solea	42728	5	165						42	
Cymbella affinis Kutzing	261	3	35							
Cymbella caespitosa(Kutzing)Brun	450	3	38							
Cymbella cistula(Ehrenberg)Kirchner	7560	4	78							
Cymbella microcephala Grunow	192	2	20							
Cymbella minuta Hilse ex Rabenhorst	83	2	20	30						
Cymbella tumida (Brebisson)Van Heurck	8445	4	78						42	
Diploneis petersenii Hustedt	170	2	18							
Eunotia arcus Ehrenberg	750	3	55						42	
Eunotia praerupta Ehrenberg var. praerupta	2640	3	55							
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	1600	3	60							
Gomphonema acuminatum Ehrenberg var. coronata(Ehr.)W.Smith	840	3	70							
Gomphonema angustum Agardh	160	2	25							
Gomphonema augur Ehrenberg	2430	3	74							
Gomphonema minutum C. Agardh	203	2	23							
Gomphonema parvulum Kutzing	207	2	23		23		21		42	42
Gomphonema parvulum Kutzing var. parvulus Lange-Bertalot & Reichardt	120	2	20	30						
Gomphonema subtile Ehr.	370	3	37							
Gomphonema truncatum Ehr.	1400	2	30							
Gyrosigma acuminatum (Kutzing)Rabenhorst	7884	4	120						42	
Gyrosigma attenuatum (Kutz.)Cleve	36578	5	195			31				
Gyrosigma nodiferum (Grunow) Reimer	4500	4	100							42
Navicula accomoda Hustedt	307	2	20							
Navicula atomus (Kutz.) Grunow var. permitis (Hustedt) Lange-Bertalot	24	1	7							
Navicula bacillum Ehrenberg	1880	3	50							
Navicula capitata Ehrenberg	418	2	28							
Navicula capitatoradiata Germain	1264	3	35	30						42
Navicula cincta (Ehr.) Ralfs	613	2	29							
Navicula confervacea (Kutzing) Grunow	300	3	40							
Navicula cryptocephala Kutzing	540	2	30							
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot	486	2	27		23	31			42	
Navicula cuspidata Kutzing	13538	3	75							
Navicula decussis Oestrup	591	2	21							
Navicula elginensis (Gregory) Ralfs	380	2	30							
Navicula exilis Kutzing	257	2	17			31			42	
Navicula gastrum (Ehr.) Kutzing	710	3	40							
Navicula goeppertiana (Bleisch) H.L.Smith	1114	2	28							
Navicula gregaria Donkin	1151	2	26			31				42
Navicula helensis Schulz	260	2	20							
Navicula ignota Krasske 1932 emend Lund 1948	88	1	15	30						
Navicula ignota Krasske var. acceptata (Hustedt) Lange-Bertalot	157	1	15							
Navicula insociabilis Krasske	88	1	14							
Navicula lenzii Hustedt	60	1	13	30						
Navicula menisculus Schumann var. menisculus	2010	3	33		23		21			
Navicula minima Grunow	61	1	12			31	21			
Navicula molestiformis Hustedt	52	2	16							
Navicula placentula (Ehr.) Kutzing fo. rostrata (Mayer)Hustedt	4900	3	40							42
Navicula pseudoanglica Lange-Bertalot var. signata (Hustedt) Lange-Ber	390	2	30							
Navicula pupula Kutzing	925	2	25	30	23					42
Navicula seminulum Grunow	99	1	12							
Navicula subhamulata Grunow	310	2	18							
Navicula subminuscule Manguin	101	1	9						42	
Navicula subrotundata Hustedt	50	1	10							
Navicula tripunctata (O.F.M.) Bory	1290	3	50		46	31	21	40	42	42
Navicula trivialis Lange-Bertalot var. trivialis	2035	3	45			31				42
Navicula veneta Kutzing	325	2	22							
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg	5859	3	75							
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg var. rostellata(Kutzing)Cleve	1806	3	43							
Neidium dubium(Ehrenberg)Cleve	4339	3	44							
Rhoicosphenia abbreviata (C. Agardh) Lange-Bertalot	964	3	43		23				42	
Surirella angusta Kutzing	3326	3	44							
Surirella brebissonii Krammer & Lange-Bertalot var. brebissonii	5529	3	39	30	23	31	21		42	42
Surirella capronii Brebisson & Kitton	25600	5	235							
Surirella linearis W.M.Smith	4985	3	60					40		
DENSITE/ML=				3822	4503	5046	6947	10960	9726	20295
EDFFECTIF COMPTE				129	197	164	330	274	231	482

NBRE DE CELL. ML-1					8	9	10	11	12	13	63
	Biov.	Ct	Prep	Dm	6324	6325	6326	6327	6328	6329	
Cyanophycées											
Limnithrix (Oscillatoria) redekei (Van Goor) Meffert	27	3	45								
Merismopedia tenuissima Lemm.	10	1	5								
Phormidium (Oscillatoria) tenue (Ag.ex Gom.) Anagnost. & Komarek	108	3	75								
Planktothrix(Oscillatoria) agardhii (Gom.) Anagnostidis & Komarek	60	4	150							278	
Pseudanabaena (Ilyonema) galeata Boecher	9	1	4								
Euglenophycées											
Euglena oxyuris Schmarida	13655	5	163								
Euglena sp.	120	1	12			36					
Trachelomonas volvocina Ehr.	1950	2	16								
Xanthophycées											
Centritractus belonophorus Lemm.	536	2	25							35	
Tetraplektron acuminatum (Pascher) Fott	180	2	28					36		35	
Dinophycées											
Gymnodinium sp.	1300	2	19								
Peridiniopsis cunningtonii Lemm.	8167	2	30								
Peridiniopsis elpatiewsky (Ostenfeld) Bourrelly	14764	3	36								
Peridinium sp.	9200	2	30								
Peridinium umbonatum Stein	8854	2	30								
Cryptophycées											
Chroomonas acuta Utermohl	150	1	9								
Cryptomonas marssonii Skuja	630	2	21								
Cryptomonas ovata Ehrenberg	2094	2	20								45
Cryptomonas sp.	1772	2	24					73			
Rhodomonas minuta var. nannoplanctonica Skuja	67	1	8								45
Chrysophycées											
Bodo sp.	72	1	12								
Dinobryon acuminatum Ruttner	65	3	34								45
Dinobryon divergens Imohf	99	2	21		2031						
Dinobryon sociale Ehrenberg	94	1	9								
Mallomonas fastigata Zacharias	2500	3	60								
Mallomonas sp.	10391	3	60								
Synura sp.	150	3	60								
Synura uvella Ehrenberg	168	3	60								139
Chlorophycées Volvocales											
Chlamydomonas intermedia Chodat	1320	2	18								
Chlamydomonas reinhardtii Dangeard	1580	2	18								
Chlamydomonas sp.	1109	2	18		62	36	109			104	179
Chlorogonium elongatum Dangeard	982	3	50								
Pandorina morum Bory	713	1	15						582		
Phacotus lenticularis(E.)Stein	584	1	11		62						
Chlorophycées Chlorococcales											
Actinastrum hantzschii Lagerheim	129	2	18	2154						104	
Ankistrodesmus falcatus (Corda) Ralfs	174	3	44	1785	145						
Characium sp.	100	2	20								
Chlorella vulgaris Beij.	100	1	6								
Coelastrum microporum Naeg.	187	1	7	492			145	436			
Coelastrum pseudomicroporum Korshikov	120	2	30			145				278	
Coelastrum sphaericum Naeg.	180	3	50								
Crucigenia fenestrata Schmidle	51	1	9				145				
Crucigenia quadrata Morren	84	1	10								
Crucigenia tetrapedia (Kirchn.) W.G.S. West	135	1	7								
Crucigeniella apiculata (Lemm.)Kom.	49	1	14	985							
Crucigeniella pulchra (W. et G.S. West) Kom.	66	1	8			327				70	
Desmatractum delicatissimum Korshikov	137	3	70								
Dichotomococcus curvatus Kors.	67	2	16								
Dictyosphaerium ehrenbergianum Naeg.	54	1	7	1785	582	509				417	
Dictyosphaerium pulchellum Wood	144	1	7	677	691	618	291	2017			
Didymocystis planctonica Kors.	93	1	9	246							
Elakatothrix viridis (Snow) Printz sensu Skuja	387	2	30	185							
Golenkinia radiata Chodat	1023	1	14	62	36					35	45
Juranyiella javorkae (Hortob.) Hortob.	58	1	11								
Kirchneriella contorta (Schmidle) Bohl.	79	2	18					218	1252		
Kirchneriella obesa (W. West) Schmidle	172	1	9								
Lagerheimia balatonica (Scherff.in Kol.) Hindak	76	1	13								
Lagerheimia ciliata (Lagerh.) Chodat	1073	2	16	123							
Lagerheimia genevensis (Chod.) Chodat	174	1	9								
Micractinium bornhemense (Conrad) Korshikov	87	3	60								
Micractinium pusillum Fres.	221	1	8	492				145	417		
Monoraphidium arcuatum (Korsh.) Hindak	142	2	28	308	36	255	73	174			
Monoraphidium contortum (Thur.) Kom.-Legn.	113	2	24	62	145	36	291	174			
Monoraphidium griffithii (Berk.)Legn.	233	3	61	185	291	218	255	348			
Monoraphidium komarkovae Nygaard	385	4	126								
Neodesmus danubialis Hindak	32	1	8		73						
Nephroclamyx subsolitaria (G.S. West) Kors.	77	1	7					36			
Nephrocystium agardhianum Naeg.	250	3	40	985				291			
Oocystis borgei Snow	800	2	30								
Pediastrum boryanum (Turp.) Menegh.	866	2	18					436			
Pediastrum duplex Meyen	810	2	18			291					
Pediastrum simplex Meyen	1932	2	23								
Pediastrum tetras (Ehrenberg) Ralfs	254	3	36			291	255			278	
Quadrigula quaternata (W. et G.S. West) Printz	635	2	24								
Scenedesmus acuminatus (Lagerh.) Chod.	310	2	29	308			291	145	557		
Scenedesmus acutus Meyen	86	1	15				509				
Scenedesmus armatus Chodat	353	3	34								
Scenedesmus bicaudatus Dedus.	94	1	11				73		139		
Scenedesmus denticulatus Lagerheim	411	1	11				145				
Scenedesmus dimorphus (Turpin) Kuetz.	157	2	21					145			
Scenedesmus dispar (Breb.) Rabb.	187	1	14			73					
Scenedesmus eornis (Ehrenb.) Chodat	43	2	18								
Scenedesmus ellipsoideus Chodat	159	1	11								
Scenedesmus gutwinskii Chodat	53	1	9	246							179
Scenedesmus intermedius Chodat	87	1	8	738	73	218	73	139			

				8	9	10	11	12	13	14
	Biov.	Ct	Prep	6324	6325	6326	6327	6328	6329	6330
			Dm	29/05	17/06	18/06	19/06	20/06	08/07	09/07
<i>Scenedesmus nanus</i> Chodat	45	1	12							
<i>Scenedesmus obtusus</i> Meyen (=S. arcuatus Lemm.)	197	1	11							
<i>Scenedesmus opoliensis</i> Richter	306	2	18			145	291	145	139	
<i>Scenedesmus quadricauda</i> (Turp.) Breb.	364	2	23			73		278		
<i>Schroederia setigera</i> (Schroed.) Lemm.	1571	4	80	62						134
<i>Siderocelis ornata</i> (Fott) Fott	205	1	10			73	36		70	
<i>Siderocystopsis fusca</i> (Kors.) Swale	600	2	26							
<i>Tetraedron caudatum</i> (Corda) Ralfs	1136	1	13					36	35	
<i>Tetraedron minimum</i> v. <i>apiculato-scribiculatum</i> (Reinsch) Skuja	262	1	10							
<i>Tetrastrum glabrum</i> (Roll.) Ahlstr. et Tiff.	65	1	5	246		145				
<i>Tetrastrum heteracanthum</i> (Nordst.) Chodat	121	2	30	246	145					
<i>Tetrastrum staurogeniaeforme</i> (Schroeder) Lemm.	48	1	10	985					417	
<i>Treubaria planctonica</i> (G.M. Smith) Kors.	524	3	36							
<i>Treubaria triappendiculata</i> Bern.	524	3	42	123						
Chlorophycées Desmidiées										
<i>Closterium aciculare</i> T. West	50265	5	500						35	
Olothricophycées										
<i>Gloetila pelagica</i> (Nygaard) Skuja	35	3	45							
<i>Gloetila spiralis</i> Chodat	21	3	45							
<i>Koliella longiseta</i> (Vischer) Hindak	300	4	90							89
Diatomées Centriques										
<i>Attheya zachariasi</i> Brun	350	3	75							
<i>Aulacoseira ambigua</i> (Grun.) Simonsen	508	3	50			36	36			
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehr.) Simonsen	1350	3	60				36			45
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehr.) Simonsen var. <i>angustissima</i> (O.M.) Simonsen	1718	4	80			36				
<i>Aulacoseira islandica</i> (O. Muller) Simonsen	1342	2	25							
<i>Cyclostephanos dubius</i> (Fricke) Round	495	2	18			36				
<i>Cyclostephanos invisitatus</i> (Hohn & Hellerman) Theriot Stoermer & Hakans	145	1	12	62			36	36		45
<i>Cyclotella atomus</i> Hustedt	22	1	5				36			45
<i>Cyclotella caspia</i> Grunow	67	1	7				36			89
<i>Cyclotella distinguenda</i> var. <i>distinguenda</i> Hustedt	487	2	21			36			35	
<i>Cyclotella meneghiniana</i> Kutzing	1062	1	14	246				36	522	45
<i>Cyclotella pseudostelligera</i> Hustedt	87	1	10			36	36			45
<i>Cyclotella radiosa</i> (Grunow) Lemmermann	530	1	15	62	36				35	
<i>Ellerbeckia arenaria</i> (Moore) Crawford	50000	4	80							
<i>Melosira varians</i> Agardh	8173	2	22				36			45
<i>Stephanodiscus hantzschii</i> Grunow	261	1	11	62	36	36				45
<i>Stephanodiscus hantzschii</i> fo. <i>tenuis</i> (Hustedt) Hakansson et Stoermer	370	1	15						35	
<i>Stephanodiscus minutulus</i> (Kutzing) Cleve & Moller	100	1	13							
<i>Thalassiosira pseudonana</i> Hasle et Heimdal	39	1	5				36		35	1383
<i>Thalassiosira weissflogii</i> (Grunow) Fryxell & Hasle	355	2	18						104	
Diatomées Araphidées										
<i>Asterionella formosa</i> Hassall	150	4	85	185		109	36			45
<i>Diatoma vulgare</i> Bory	1489	3	45	62		36				
<i>Fragilaria</i> (<i>Staurosira</i>) <i>construens</i> (Ehr.) Grunow f. <i>construens</i>	40	1	7	62						
<i>Fragilaria</i> (<i>Staurosirella</i>) <i>pinnata</i> Ehrenberg var. <i>pinnata</i>	70	2	19							
<i>Fragilaria capucina</i> Desmazieres var. <i>vaucheriae</i> (Kutzing) Lange-Bertalot	177	2	25							45
<i>Fragilaria delicatissima</i> (W. Smith) Lange-Bertalot	1574	5	325	3692	945	909	73	104	45	179
<i>Fragilaria parasitica</i> (W. Sm.) Grun.	96	2	16						35	45
<i>Fragilaria parasitica</i> (W. Sm.) Grun. var. <i>subconstricta</i> Grunow	96	2	16	62						45
<i>Fragilaria tenera</i> (W. Smith) Lange-Bertalot	250	3	65							45
<i>Fragilaria ulna</i> (Nitzsch) Lange-Bertalot var. <i>ulna</i>	20211	5	200			36				45
<i>Fragilaria ulna</i> (Nitzsch) Lange-Bertalot var. <i>acus</i> (Kutz.) Lange-Bertalot	5838	5	200				36	36	35	
<i>Fragilaria</i> (<i>Pseudostaurosira</i> ?) <i>brevistriata</i> Grunow	125	2	20				36	36		
Diatomées Nitzschiacées										
<i>Bacillaria paradoxa</i> Gmelin	1980	4	105							
<i>Denticula kuetzingii</i> Grunow var. <i>kuetzingii</i>	300	3	60					36		
<i>Denticula tenuis</i> Kutzing var. <i>crassula</i> (Naegeli) Hustedt	195	1	13							45
<i>Nitzschia acicularis</i> (Kutzing) W.M. Smith	292	4	90							45
<i>Nitzschia amphibia</i> Grunow f. <i>amphibia</i>	175	2	28				36	36		45
<i>Nitzschia angustata</i> Grunow	1640	4	103			36	36			
<i>Nitzschia angustata</i> Lange-Bertalot	74	2	19							
<i>Nitzschia archibaldii</i> Lange-Bertalot	100	2	27							
<i>Nitzschia calida</i> Grunow	1752	3	49							
<i>Nitzschia capitellata</i> Hustedin A. Schmidt & al.	422	3	45							
<i>Nitzschia constricta</i> (Kutzing) Ralfs	824	3	38				36			
<i>Nitzschia dissipata</i> (Kutzing) Grunow var. <i>dissipata</i>	553	3	49	62	36	36	36			45
<i>Nitzschia draveillensis</i> Coste & Ricard	380	4	100							
<i>Nitzschia fonticola</i> Grunow	281	2	25							
<i>Nitzschia frustulum</i> (Kutzing) Grunow var. <i>frustulum</i>	317	3	33					36		
<i>Nitzschia fruticosa</i> Hustedt	284	3	52							268
<i>Nitzschia graciliformis</i> Lange-Bertalot & Simonsen	261	4	129							
<i>Nitzschia gracilis</i> Hantzsch	277	3	70				36			
<i>Nitzschia heufferiana</i> Grunow	1770	4	130				36			45
<i>Nitzschia hungarica</i> Grunow	1452	3	75							
<i>Nitzschia intermedia</i> Hantzsch ex Cleve & Grunow	1446	4	113							
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W.M. Smith var. <i>linearis</i>	1474	4	131							45
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W.M. Smith var. <i>subtilis</i> (Grunow) Hustedt	690	4	92							
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W.M. Smith var. <i>tenuis</i> (W. Smith) Grunow	1036	4	98				36			
<i>Nitzschia palea</i> (Kutzing) W. Smith	224	3	43						35	45
<i>Nitzschia paleacea</i> Grunow	92	3	44							134
<i>Nitzschia pusilla</i> (Kutzing) Grunow	90	2	21							
<i>Nitzschia recta</i> Hantzsch ex Rabenhorst	1023	4	83							45
<i>Nitzschia sigmoidea</i> (Nitzsch) W.M. Smith	36639	5	295							45
<i>Nitzschia sociabilis</i> Hustedt	200	3	40							
<i>Nitzschia umbonata</i> (Ehrenberg) Lange-Bertalot	1785	3	74							
<i>Nitzschia vermicularis</i> (Kutzing) Hantzsch	4880	5	163							
<i>Simonsenia delognei</i> Lange-Bertalot	18	1	11							
Autres Diatomées										
<i>Achnanthes clevei</i> Grunow var. <i>clevei</i>	235	2	18							45
<i>Achnanthes conspicua</i> A. Mayer	120	1	12							
<i>Achnanthes hungarica</i> Grunow in Cleve et Grun.	615	2	27							
<i>Achnanthes lanceolata</i> (Breb.) Grun. ssp. <i>frequentissima</i> Lange-Bertalot	126	1	15							

NBRE DE CELL. ML-1				8	9	10	11	12	13	
	Biov.	Ct	Dm	Prep 6324	6325	6326	6327	6328	6329	6
				29/05	17/06	18/06	19/06	20/06	08/07	09
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. ssp. rostrata (Oestrup) Lange-Bertalot	100	1	11		36					
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. var. lanceolata Grunow	253	2	24		36		36			
Achnanthes minutissima Kutzing v. minutissima Kutzing	53	1	15							45
Achnanthes minutissima Kutzing var. jackii(Rabenhorst) Lange-Bertalot	60	1	12							
Achnanthes minutissima Kutzing var. saprophila Kobayasi et Mayama	84	1	11				36			45
Achnanthes ploenensis Hustedt var. ploenensis Hustedt	124	2	18							35
Amphora libyca Ehr.	9429	3	50							35
Amphora ovalis Kutzing	23798	3	68		36	36	36	104		
Amphora pediculus Kutzing	36	1	12	123	73	36	36	104		
Amphora veneta Kutzing	524	3	32							
Caloneis amphibaena (Bory) Cleve	21250	3	68							35
Caloneis bacillum (Grunow) Cleve	408	3	32							
Caloneis silicula (Ehr.)Cleve	3016	3	65							
Campylodiscus hibernicus Ehrenberg	12000	4	90							
Cocconeis neodiminuta Krammer	550	1	13		36					
Cocconeis neothumensis Krammer	376	1	10		36		36			
Cocconeis pediculus Ehrenberg	5133	3	36	62		36	36	35		
Cocconeis placentula Ehrenberg	6107	3	41	62	73	109	36	104	45	
Cocconeis placentula Ehrenberg var. euglypta(Ehr.)Grunow	1018	2	27	123	73	36	73	348	45	
Cymatopleura elliptica (Brebisson)W. Smith var. elliptica	89227	4	130							
Cymatopleura solea (Brebisson) W. Smith var. solea	42728	5	165		36			35		
Cymbella affinis Kutzing	261	3	35				36			45
Cymbella caespitosa(Kutzing)Brun	450	3	38							
Cymbella cistula(Ehrenberg)Kirchner	7560	4	78							
Cymbella microcephala Grunow	192	2	20		36	36				
Cymbella minuta Hilse ex Rabenhorst	83	2	20							45
Cymbella tumida (Brebisson)Van Heurck	8445	4	78							
Diploneis peterseni Hustedt	170	2	18							
Eunotia arcus Ehrenberg	750	3	55							
Eunotia praerupta Ehrenberg var. praerupta	2640	3	55							
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	1600	3	60							
Gomphonema acuminatum Ehrenberg var. coronata(Ehr.)W. Smith	840	3	70							
Gomphonema angustum Agardh	160	2	25					35	45	
Gomphonema augur Ehrenberg	2430	3	74							
Gomphonema minutum C. Agardh	203	2	23				36			
Gomphonema parvulum Kutzing	207	2	23				36		45	
Gomphonema parvulum Kutzing var. parvulum Lange-Bertalot & Reichardt	120	2	20							
Gomphonema subtile Ehr.	370	3	37					35		
Gomphonema truncatum Ehr.	1400	2	30							
Gyrosigma acuminatum (Kutzing)Rabenhorst	7884	4	120							
Gyrosigma attenuatum (Kutz.)Cleve	36578	5	195		36					45
Gyrosigma nodiferum (Grunow) Reimer	4500	4	100		36					
Navicula accomoda Hustedt	307	2	20							
Navicula atomus (Kutz.) Grunow var. permissis (Hustedt) Lange-Bertalot	24	1	7							
Navicula bacillum Ehrenberg	1880	3	50				36			
Navicula capitata Ehrenberg	418	2	28							
Navicula capitatoradiata Germain	1264	3	35		36					45
Navicula cincta (Ehr.) Ralfs	613	2	29		36			35		
Navicula confervacea (Kutzing) Grunow	300	3	40							
Navicula cryptocephala Kutzing	540	2	30		36	36				
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot	486	2	27							45
Navicula cuspidata Kutzing	13538	3	75							
Navicula decussis Oestrup	591	2	21							
Navicula elginensis (Gregory) Ralfs	380	2	30							
Navicula exilis Kutzing	257	2	17	62						45
Navicula gastrum (Ehr.) Kutzing	710	3	40							
Navicula goeppertiana (Bleisch) H.L. Smith	1114	2	28							
Navicula gregaria Donkin	1151	2	26			36				
Navicula helensis Schulz.	260	2	20							
Navicula ignota Krasske 1932 emend Lund 1948	88	1	15	62			36			
Navicula ignota Krasske var. acceptata (Hustedt) Lange-Bertalot	157	1	15							
Navicula insociabilis Krasske	88	1	14				36			
Navicula lenzii Hustedt	60	1	13							
Navicula menisculus Schumann var. menisculus	2010	3	33			36				45
Navicula minima Grunow	61	1	12							
Navicula molestiformis Hustedt	52	2	16							
Navicula placentula (Ehr.) Kutzing fo. rostrata (Mayer)Hustedt	4900	3	40	62				35		
Navicula pseudoanglica Lange-Bertalot var. signata (Hustedt) Lange-Ber	390	2	30							
Navicula pupula Kutzing	925	2	25	62			36	35		
Navicula seminulum Grunow	99	1	12							
Navicula subhamulata Grunow	310	2	18							
Navicula subminuscule Manguin	101	1	9							
Navicula subrotundata Hustedt	50	1	10							
Navicula tripunctata (O.F.M.) Bory	1290	3	50	62	36	36		70		
Navicula trivialis Lange-Bertalot var. trivialis	2035	3	45	62						45
Navicula veneta Kutzing	325	2	22							
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg	5859	3	75							45
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg var. rostellata(Kutzing)Cleve	1806	3	43							
Neidium dubium(Ehrenberg)Cleve	4339	3	44							
Rhoicosphenia abbreviata (C. Agardh) Lange-Bertalot	964	3	43			36				
Surirella angusta Kutzing	3326	3	44							
Surirella brebissonii Krammer & Lange-Bertalot var. brebissonii	5529	3	39		36					45
Surirella capronii Brebisson & Kitton	25600	5	235							
Surirella linearis W.M. Smith	4985	3	60							

DENSITE/ML= 20923 5673 7127 3818 10017 1785 705
EDFFECTIF COMPTE 340 156 196 105 288 40 15

NBRE DE CELL. ML-1				15	16	17	18	19	20	21			
				Prep	6331	6332	6355	6356	6357	6358	6631		
				Biov.	Ct	Dm	10/07	11/07	29/07	30/07	31/07	01/08	26/08
Cyanophycées													
	<i>Limnothrix (Oscillatoria) redekei (Van Goor) Meffert</i>	27	3	45									
	<i>Merismopedia tenuissima</i> Lemm.	10	1	5									
	<i>Phormidium (Oscillatoria) tenue (Ag. ex Gom.) Anagnost. & Komarek</i>	108	3	75									
	<i>Planktothrix (Oscillatoria) agardhii (Gom.) Anagnostidis & Komarek</i>	60	4	150									
	<i>Pseudanabaena (Hlyonema) galeata</i> Boecher	9	1	4									
Euglenophycées													
	<i>Euglena oxyuris</i> Schmarida	13655	5	163	24								
	<i>Euglena</i> sp.	120	1	12	242								
	<i>Trachelomonas volvocina</i> Ehr.	1950	2	16									
Xanthophycées													
	<i>Centritractus belonophorus</i> Lemm.	536	2	25									
	<i>Tetraplektron acuminatum (Pascher) Fott</i>	180	2	28									
Dinophycées													
	<i>Gymnodinium</i> sp.	1300	2	19		45		45					
	<i>Peridiniopsis cunningtonii</i> Lemm.	8167	2	30									
	<i>Peridiniopsis elpatiewsky (Ostenfeld) Bourrelly</i>	14764	3	36			22						
	<i>Peridinium</i> sp.	9200	2	30						53			
	<i>Peridinium umbonatum</i> Stein	8854	2	30	194								
Cryptophycées													
	<i>Chroomonas acuta</i> Utermohl	150	1	9		89							
	<i>Cryptomonas marssonii</i> Skuja	630	2	21				45					
	<i>Cryptomonas ovata</i> Ehrenberg	2094	2	20				134		27			
	<i>Cryptomonas</i> sp.	1772	2	24	24								
	<i>Rhodomonas minuta</i> var. <i>nannoplantonica</i> Skuja	67	1	8									
Chrysophycées													
	<i>Bodo</i> sp.	72	1	12									
	<i>Dinobryon acuminatum</i> Ruttner	65	3	34									
	<i>Dinobryon divergens</i> Imhof	99	2	21									
	<i>Dinobryon sociale</i> Ehrenberg	94	1	9									
	<i>Mallomonas fastigata</i> Zacharias	2500	3	60									
	<i>Mallomonas</i> sp.	10391	3	60	24								
	<i>Synura</i> sp.	150	3	60				6337					
	<i>Synura uvella</i> Ehrenberg	168	3	60									
Chlorophycées Volvocales													
	<i>Chlamydomonas intermedia</i> Chodat	1320	2	18		89							
	<i>Chlamydomonas reinhardtii</i> Dangeard	1580	2	18		134							
	<i>Chlamydomonas</i> sp.	1109	2	18	242	89	44	45	27	20			
	<i>Chlorogonium elongatum</i> Dangeard	982	3	50			22						
	<i>Pandorina morum</i> Bory	713	1	15									
	<i>Phacotus lenticularis</i> (E.) Stein	584	1	11									
Chlorophycées Chlorococcales													
	<i>Actinastrum hantzschii</i> Lagerheim	129	2	18									
	<i>Ankistrodesmus falcatus</i> (Corda) Ralfs	174	3	44									
	<i>Characium</i> sp.	100	2	20									
	<i>Chlorella vulgaris</i> Beij.	100	1	6	24								
	<i>Coelastrum microporum</i> Naeg.	187	1	7									
	<i>Coelastrum pseudomicroporum</i> Korshikov	120	2	30									
	<i>Coelastrum sphaericum</i> Naeg.	180	3	50									
	<i>Crucigenia fenestrata</i> Schmidle	51	1	9									
	<i>Crucigenia quadrata</i> Morren	84	1	10									
	<i>Crucigenia tetrapedia</i> (Kirchn.) W. G. S. West	135	1	7									
	<i>Crucigeniella apiculata</i> (Lemm.) Kom.	49	1	14								179	
	<i>Crucigeniella pulchra</i> (W. et G. S. West) Kom.	66	1	8									
	<i>Desmatractum delicatissimum</i> Korshikov	137	3	70									
	<i>Dichotomococcus curvatus</i> Kors.	67	2	16									
	<i>Dictyosphaerium ehrenbergianum</i> Naeg.	54	1	7	533				213	80			
	<i>Dictyosphaerium pulchellum</i> Wood	144	1	7	655	179		179	213			179	
	<i>Didymocystis planctonica</i> Kors.	93	1	9	145					53			
	<i>Elakatothrix viridis</i> (Snow) Printz sensu Skuja	387	2	30	24								
	<i>Golenkinia radiata</i> Chodat	1023	1	14	24							45	
	<i>Juranyiella javorkae</i> (Hortob.) Hortob.	58	1	11									
	<i>Kirchneriella contorta</i> (Schmidle) Bohl	79	2	18								45	
	<i>Kirchneriella obesa</i> (W. West) Schmidle	172	1	9								45	
	<i>Lagerheimia balatonica</i> (Scherff. in Kol.) Hindak	76	1	13			89						
	<i>Lagerheimia ciliata</i> (Lagerh.) Chodat	1073	2	16									
	<i>Lagerheimia genevensis</i> (Chod.) Chodat	174	1	9									
	<i>Micractinium bornhemienense</i> (Conrad) Korshikov	87	3	60									
	<i>Micractinium pusillum</i> Fres.	221	1	8	97			179					
	<i>Monoraphidium arcuatum</i> (Korsh.) Hindak	142	2	28				22					
	<i>Monoraphidium contortum</i> (Thur.) Kom.-Legn.	113	2	24		134	22	134					
	<i>Monoraphidium griffithii</i> (Berk.) Legn.	233	3	61									
	<i>Monoraphidium komarkovae</i> Nygaard	385	4	126									
	<i>Neodesmus danubialis</i> Hindak	32	1	8									
	<i>Nephrochlamys subsolitaria</i> (G. S. West) Kors.	77	1	7	24								
	<i>Nephrocystium agardhianum</i> Naeg.	250	3	40									
	<i>Oocystis borgei</i> Snow	800	2	30				45					
	<i>Pediastrum boryanum</i> (Turp.) Menegh.	866	2	18						427			
	<i>Pediastrum duplex</i> Meyen	810	2	18									
	<i>Pediastrum simplex</i> Meyen	1932	2	23									
	<i>Pediastrum tetras</i> (Ehrenberg) Ralfs	254	3	36	436								
	<i>Quadrigula quaternata</i> (W. et G. S. West) Printz	635	2	24									
	<i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerh.) Chod.	310	2	29									
	<i>Scenedesmus acutus</i> Meyen	86	1	15									
	<i>Scenedesmus armatus</i> Chodat	353	3	34		179							
	<i>Scenedesmus bicaudatus</i> Dedus.	94	1	11									
	<i>Scenedesmus denticulatus</i> Lagerheim	411	1	11									
	<i>Scenedesmus dimorphus</i> (Turpin) Kuetz.	157	2	21									
	<i>Scenedesmus dispar</i> (Breb.) Rabh.	187	1	14									
	<i>Scenedesmus ecomis</i> (Ehrenb.) Chodat	43	2	18									
	<i>Scenedesmus ellipsoideus</i> Chodat	159	1	11	97					107			
	<i>Scenedesmus gutwinski</i> Chodat	53	1	9								40	
	<i>Scenedesmus intermedius</i> Chodat	87	1	8	97	357							

NBRE DE CELL. ML-1	Biov	Ct	Prep	15	16	17	18	19	20	6
				6331	6332	6355	6356	6357	6358	
			Dm	10/07	11/07	29/07	30/07	31/07	01/08	24
<i>Scenedesmus nanus</i> Chodat	45	1	12							
<i>Scenedesmus obtusus</i> Meyen (=S. arcuatus Lemm.)	197	1	11						107	
<i>Scenedesmus opoliensis</i> Richter	306	2	18							
<i>Scenedesmus quadricauda</i> (Turp.) Breb.	364	2	23						107	
<i>Schroederia setigera</i> (Schroed.) Lemm.	1571	4	80							
<i>Siderocelis ornata</i> (Fott) Fott	205	1	10	24		22			27	20
<i>Siderocystopsis fusca</i> (Kors.) Swale	600	2	26		45					
<i>Tetraedron caudatum</i> (Corda) Ralfs	1136	1	13	48						
<i>Tetraedron minimum</i> v. <i>apiculato-scribiculatum</i> (Reinsch) Skuja	262	1	10							
<i>Tetrastrum glabrum</i> (Roll.) Ahlstr. et Tiff.	65	1	5							
<i>Tetrastrum heteracanthum</i> (Nordst.) Chodat	121	2	30							
<i>Tetrastrum staurogeniaeforme</i> (Schroeder) Lemm.	48	1	10							
<i>Treubaria planctonica</i> (G.M. Smith) Kors.	524	3	36							
<i>Treubaria triappendiculata</i> Bern.	524	3	42							
Chlorophycées Desmidiées										
<i>Closterium aciculare</i> T. West	50265	5	500							
Ulothricophycées										
<i>Gloetila pelagica</i> (Nygaard) Skuja	35	3	45	121						
<i>Gloetila spiralis</i> Chodat	21	3	45							
<i>Koliella longiseta</i> (Vischer) Hindak	300	4	90		45					
Diatomées Centriques										
<i>Attheya zachariasii</i> Brun	350	3	75							
<i>Aulacoseira ambigua</i> (Grun.) Simonsen	508	3	50							
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehr.) Simonsen	1350	3	60					45	27	
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehr.) Simonsen var. <i>angustissima</i> (O.M.) Simonsen	1718	4	80				133	89		20
<i>Aulacoseira islandica</i> (O. Muller) Simonsen	1342	2	25							
<i>Cyclostephanos dubius</i> (Fricke) Round	495	2	18						27	
<i>Cyclostephanos invisitatus</i> (Hohn & Helleman) Theriot Stoermer & Hakans	145	1	12	24	45	22	45	27		
<i>Cyclotella atomus</i> Hustedt	22	1	5		45		45			
<i>Cyclotella caspia</i> Grunow	67	1	7							
<i>Cyclotella distinguenda</i> var. <i>distinguenda</i> Hustedt	487	2	21							
<i>Cyclotella meneghiniana</i> Kutzung	1062	1	14	121	89		2276	187	40	
<i>Cyclotella pseudostelligera</i> Hustedt	87	1	10	24	45				27	20
<i>Cyclotella radiosa</i> (Grunow) Lemmermann	530	1	15							
<i>Ellerbeckia arenaria</i> (Moore) Crawford	50000	4	80							
<i>Melosira varians</i> Agardh	8173	2	22					45	27	80
<i>Stephanodiscus hantzschii</i> Grunow	261	1	11						27	20
<i>Stephanodiscus hantzschii</i> fo. <i>tenuis</i> (Hustedt) Hakansson et Stoermer	370	1	15							
<i>Stephanodiscus minutulus</i> (Kutzung) Cleve & Moller	100	1	13							
<i>Thalassiosira pseudonana</i> Hasle et Heimdal	39	1	5	727	312	22	223	27	20	
<i>Thalassiosira weissflogii</i> (Grunow) Fryxell & Hasle	355	2	18					45	27	
Diatomées Araphidées										
<i>Asterionella formosa</i> Hassall	150	4	85		45	22	45	27	20	
<i>Diatoma vulgare</i> Bory	1489	3	45							
<i>Fragilaria</i> (<i>Staurosira</i>) <i>construens</i> (Ehr.) Grunow f. <i>construens</i>	40	1	7							
<i>Fragilaria</i> (<i>Staurosirella</i>) <i>pinnata</i> Ehrenberg var. <i>pinnata</i>	70	2	19							
<i>Fragilaria capucina</i> Desmazieres var. <i>vaucheriae</i> (Kutzung) Lange-Bertalot	177	2	25							
<i>Fragilaria delicatissima</i> (W. Smith) Lange-Bertalot	1574	5	325	73	45	22	45	27	20	
<i>Fragilaria parasitica</i> (W. Sm.) Grun.	96	2	16						27	
<i>Fragilaria parasitica</i> (W. Sm.) Grun. var. <i>subconstricta</i> Grunow	96	2	16							
<i>Fragilaria tenera</i> (W. Smith) Lange-Bertalot	250	3	65	48	45					
<i>Fragilaria ulna</i> (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. <i>ulna</i>	20211	5	200			22	45	27	20	
<i>Fragilaria ulna</i> (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. <i>acus</i> (Kutz.) Lange-Bertalot	5838	5	200		45				27	
<i>Fragilaria</i> (<i>Pseudostaurosira</i> ?) <i>brevistriata</i> Grunow	125	2	20							
Diatomées Nitzschiacées										
<i>Bacillaria paradoxa</i> Gmelin	1980	4	105							
<i>Denticula kuetzingii</i> Grunow var. <i>kuetzingii</i>	300	3	60							
<i>Denticula tenuis</i> Kutzung var. <i>crassula</i> (Naegeli) Hustedt	195	1	13							
<i>Nitzschia acicularis</i> (Kutzung) W. M. Smith	292	4	90	24		22	223			
<i>Nitzschia amphibia</i> Grunow f. <i>amphibia</i>	175	2	28		45		89	27		
<i>Nitzschia angustata</i> Grunow	1640	4	103							
<i>Nitzschia angustata</i> Lange-Bertalot	74	2	19							
<i>Nitzschia archibaldii</i> Lange-Bertalot	100	2	27							
<i>Nitzschia calida</i> Grunow	1752	3	49							
<i>Nitzschia capitellata</i> Hustedt in A. Schmidt & al.	422	3	45		45					20
<i>Nitzschia constricta</i> (Kutzung) Ralfs	824	3	38							20
<i>Nitzschia dissipata</i> (Kutzung) Grunow var. <i>dissipata</i>	553	3	49	24					27	
<i>Nitzschia draveillensis</i> Coste & Ricard	380	4	100				45			
<i>Nitzschia fonticola</i> Grunow	281	2	25							
<i>Nitzschia frustulum</i> (Kutzung) Grunow var. <i>frustulum</i>	317	3	33							
<i>Nitzschia fruticosa</i> Hustedt	284	3	52	267				89	27	
<i>Nitzschia graciliformis</i> Lange-Bertalot & Simonsen	261	4	129							
<i>Nitzschia gracilis</i> Hantzsch	277	3	70							20
<i>Nitzschia heufferiana</i> Grunow	1770	4	130		45					
<i>Nitzschia hungarica</i> Grunow	1452	3	75		45					
<i>Nitzschia intermedia</i> Hantzsch ex Cleve & Grunow	1446	4	113							
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W. M. Smith var. <i>linearis</i>	1474	4	131							20
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W. M. Smith var. <i>subtilis</i> (Grunow) Hustedt	690	4	92							
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W. M. Smith var. <i>tenuis</i> (W. Smith) Grunow	1036	4	98							
<i>Nitzschia palea</i> (Kutzung) W. Smith	224	3	43	24	45	22	134		20	
<i>Nitzschia paleacea</i> Grunow	92	3	44				45			
<i>Nitzschia pusilla</i> (Kutzung) Grunow	90	2	21							
<i>Nitzschia recta</i> Hantzsch ex Rabenhorst	1023	4	83		45				27	
<i>Nitzschia sigmoidea</i> (Nitzsch.) W. M. Smith	36639	5	295							20
<i>Nitzschia sociabilis</i> Hustedt	200	3	40							
<i>Nitzschia umbonata</i> (Ehrenberg) Lange-Bertalot	1785	3	74						27	
<i>Nitzschia vermicularis</i> (Kutzung) Hantzsch	4880	5	163							
<i>Simonsenia delognei</i> Lange-Bertalot	18	1	11							
Autres Diatomées										
<i>Achnanthes clevei</i> Grunow var. <i>clevei</i>	235	2	18							
<i>Achnanthes conspicua</i> A. Mayer	120	1	12		45					
<i>Achnanthes hungarica</i> Grunow in Cleve et Grun.	615	2	27			22				
<i>Achnanthes lanceolata</i> (Breb.) Grun. ssp. <i>frequentissima</i> Lange-Bertalot	126	1	15							

NBRE DE CELL. ML-1	Biov.	Ct	Dm	15	16	17	18	19	20	21
				6331	6332	6355	6356	6357	6358	6631
			Prep	10/07	11/07	29/07	30/07	31/07	01/08	26/08
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. ssp. rostrata (Oestrup) Lange-Bertalot	100	1	11							
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. var. lanceolata Grunow	253	2	24							
Achnanthes minutissima Kutzing v. minutissima Kutzing	53	1	15	24	45	44	45			45
Achnanthes minutissima Kutzing var. jackii(Rabenhorst) Lange-Bertalot	60	1	12							
Achnanthes minutissima Kutzing var. saprophila Kobayasi et Mayama	84	1	11							
Achnanthes ploenensis Hustedt var. ploenensis Hustedt	124	2	18					27		45
Amphora libyca Ehr.	9429	3	50							
Amphora ovalis Kutzing	23798	3	68	24				27	20	
Amphora pediculus Kutzing	36	1	12	24	134	22		27		45
Amphora veneta Kutzing	524	3	32							
Caloneis amphibaena (Bory) Cleve	21250	3	68							
Caloneis bacillum (Grunow) Cleve	408	3	32							
Caloneis silicula (Ehr.)Cleve	3016	3	65						20	
Campylodiscus hibernicus Ehrenberg	12000	4	90							
Cocconeis neodiminuta Krammer	550	1	13							
Cocconeis neothumensis Krammer	376	1	10							45
Cocconeis pediculus Ehrenberg	5133	3	36		45	22		27	20	45
Cocconeis placentula Ehrenberg	6107	3	41	24	45	67		27	20	89
Cocconeis placentula Ehrenberg var. euglypta(Ehr.)Grunow	1018	2	27	24	223	67	45	27	20	45
Cymatopleura elliptica (Brebisson)W. Smith var. elliptica	89227	4	130							
Cymatopleura solea (Brebisson) W. Smith var. solea	42728	5	165						20	
Cymbella affinis Kutzing	261	3	35							
Cymbella caespitosa(Kutzing)Brun	450	3	38							
Cymbella cistula(Ehrenberg)Kirchner	7560	4	78							
Cymbella microcephala Grunow	192	2	20							
Cymbella minuta Hilse ex Rabenhorst	83	2	20		45	22			20	45
Cymbella tumida (Brebisson)Van Heurck	8445	4	78							
Diploneis peterseni Hustedt	170	2	18							
Eunotia arcus Ehrenberg	750	3	55							
Eunotia praeurupta Ehrenberg var. praeurupta	2640	3	55							
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	1600	3	60							
Gomphonema acuminatum Ehrenberg var. coronata(Ehr.)W. Smith	840	3	70							
Gomphonema angustum Agardh	160	2	25							
Gomphonema augur Ehrenberg	2430	3	74							
Gomphonema minutum C. Agardh	203	2	23							
Gomphonema parvulum Kutzing	207	2	23	24			45			45
Gomphonema parvulum Kutzing var. parvulum Lange-Bertalot & Reichardt	120	2	20							
Gomphonema subtile Ehr.	370	3	37							
Gomphonema truncatum Ehr.	1400	2	30						20	
Gyrosigma acuminatum (Kutzing)Rabenhorst	7884	4	120			22				
Gyrosigma attenuatum (Kutz.)Cleve	36578	5	195							
Gyrosigma nodiferum (Grunow) Reimer	4500	4	100		45				20	
Navicula accomoda Hustedt	307	2	20							
Navicula atomus (Kutz.) Grunow var. permitis (Hustedt) Lange-Bertalot	24	1	7							
Navicula bacillum Ehrenberg	1880	3	50							
Navicula capitata Ehrenberg	418	2	28						20	
Navicula capitatoradiata Germain	1264	3	35			22			20	45
Navicula cincta (Ehr.) Ralfs	613	2	29							
Navicula confervacea (Kutzing) Grunow	300	3	40						20	
Navicula cryptocephala Kutzing	540	2	30							45
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot	486	2	27						20	45
Navicula cuspidata Kutzing	13538	3	75							
Navicula decussis Oestrup	591	2	21						20	45
Navicula elginensis (Gregory) Ralfs	380	2	30							
Navicula exilis Kutzing	257	2	17	24					20	
Navicula gastrum (Ehr.) Kutzing	710	3	40						20	
Navicula goeppertiana (Bleisch) H.L. Smith	1114	2	28							
Navicula gregaria Donkin	1151	2	26					27		
Navicula helensis Schulz	260	2	20							
Navicula ignota Krasske 1932 emend Lund 1948	88	1	15							
Navicula ignota Krasske var. acceptata (Hustedt) Lange-Bertalot	157	1	15							
Navicula insociabilis Krasske	88	1	14							
Navicula lenzii Hustedt	60	1	13							
Navicula menisculus Schumann var. menisculus	2010	3	33	24				27		45
Navicula minima Grunow	61	1	12				45			45
Navicula molestiformis Hustedt	52	2	16							
Navicula placentula (Ehr.) Kutzing fo. rostrata (Meyer)Hustedt	4900	3	40							
Navicula pseudoanglica Lange-Bertalot var. signata (Hustedt) Lange-Ber	390	2	30							
Navicula pupula Kutzing	925	2	25				45			
Navicula seminulum Grunow	99	1	12							
Navicula subhamulata Grunow	310	2	18		45					
Navicula subminuscula Manguin	101	1	9							
Navicula subrotundata Hustedt	50	1	10						20	
Navicula tripunctata (O.F.M.) Bory	1290	3	50	24	45	22				
Navicula trivialis Lange-Bertalot var. trivialis	2035	3	45		45	22				45
Navicula veneta Kutzing	325	2	22							
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg	5859	3	75							
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg var. rostellata(Kutzing)Cleve	1806	3	43							
Neidium dubium(Ehrenberg)Cleve	4339	3	44						20	
Rhoicosphenia abbreviata (C. Agardh) Lange-Bertalot	964	3	43				45	27	20	45
Surirella angusta Kutzing	3326	3	44							45
Surirella brebissonii Krammer & Lange-Bertalot var. brebissonii	5529	3	39			22			20	
Surirella capronii Brebisson & Kitton	25600	5	235							
Surirella linearis W.M. Smith	4985	3	60							
DENSITE/ML=				4679	3213	822	10979	2267	940	2053
EDFFECTIF COMPTE				193	72	37	246	85	47	46

NBRE DE CELL. ML-1	Biov.	Ct	Dm	Prep		22	23	24	25	26	27	28
				27/08	27/08	28/08	09/09	10/09	11/09	12/09		
Scenedesmus nanus Chodat	45	1	12					179				
Scenedesmus obtusus Meyen (=S. arcuatus Lemm.)	197	1	11									
Scenedesmus opoliensis Richter	306	2	18									
Scenedesmus quadricauda (Turp.) Breb.	364	2	23					179				
Schroederia setigera (Schroed.) Lemm.	1571	4	80	89	45							128
Siderocelis ornata (Fott) Fott	205	1	10						42	27		32
Siderocystopsis fusca (Kors.) Swale	600	2	26									
Tetraedron caudatum (Corda) Ralfs	1136	1	13					45				
Tetraedron minimum v. apiculato-scribuculatum (Reinsch) Skuja	262	1	10							53		
Tetrastrum glabrum (Roll.) Ahlstr. et Tiff.	65	1	5									
Tetrastrum heteracanthum (Nordst.) Chodat	121	2	30									
Tetrastrum staurogeniaeforme (Schroeder) Lemm.	48	1	10									
Treubaria planctonica (G.M. Smith) Kors.	524	3	36									
Treubaria triappendiculata Bern.	524	3	42									
Chlorophycées Desmidiées												
Closterium aciculare T. West	50265	5	500									
Ulothricophycées												
Gloetila pelagica (Nygaard) Skuja	35	3	45									
Gloetila spiralis Chodat	21	3	45					134				
Koliella longiseta (Vischer) Hindak	300	4	90					45				
Diatomées Centriques												
Attheya zachariasi Brun	350	3	75									
Aulacoseira ambigua (Grun.) Simonsen	508	3	50							80	182	32
Aulacoseira granulata (Ehr.) Simonsen	1350	3	60									32
Aulacoseira granulata (Ehr.) Simonsen var. angustissima (O.M.) Simonsen	1718	4	80	134			1562			53		224
Aulacoseira islandica (O. Muller) Simonsen	1342	2	25									
Cyclostephanos dubius (Fricke) Round	495	2	18									
Cyclostephanos invisitatus (Hohn & Hellerman) Theriot Stoermer & Hakans	145	1	12					45				
Cyclotella atomus Hustedt	22	1	5	45	45	45						
Cyclotella caspia Grunow	67	1	7	45								
Cyclotella distinguenda var. distinguenda Hustedt	487	2	21			45						
Cyclotella meneghiniana Kutzig	1062	1	14	312	45	89			800	2582	128	
Cyclotella pseudostelligera Hustedt	87	1	10									32
Cyclotella radiosa (Grunow) Lemmermann	530	1	15									
Ellerbeckia arenaria (Moore) Crawford	50000	4	80									
Melosira varians Agardh	8173	2	22	89	45	45	42	80				32
Stephanodiscus hantzschii Grunow	261	1	11				45					32
Stephanodiscus hantzschii fo. tenuis (Hustedt) Hakansson et Stoermer	370	1	15									32
Stephanodiscus minutulus (Kutzig) Cleve & Moller	100	1	13									
Thalassiosira pseudonana Hasle et Heimdal	39	1	5	89	45	1116						64
Thalassiosira weissfloggii (Grunow) Fryxell & Hasle	355	2	18	89	45	45			27	291	32	
Diatomées Araphidées												
Asterionella formosa Hassall	150	4	85			45						32
Diatoma vulgare Bory	1489	3	45									
Fragilaria (Staurosira) construens (Ehr.) Grunow f. construens	40	1	7									
Fragilaria (Staurosirella) pinnata Ehrenberg var. pinnata	70	2	19									
Fragilaria capucina Desmazieres var. vaucheriae (Kutzig) Lange-Bertalot	177	2	25			45				27		32
Fragilaria delicatissima (W. Smith) Lange-Bertalot	1574	5	325	45	45					27		32
Fragilaria parasitica (W. Sm.) Grun.	96	2	16									
Fragilaria parasitica (W. Sm.) Grun. var. subconstricta Grunow	96	2	16									
Fragilaria tenera (W. Smith) Lange-Bertalot	250	3	65									
Fragilaria ulna (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. ulna	20211	5	200							27	36	32
Fragilaria ulna (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. acus (Kutz.) Lange-Bertalot	5838	5	200							27		
Fragilaria (Pseudostaurosira?) brevistriata Grunow	125	2	20				45					
Diatomées Nitzschiacées												
Bacillaria paradoxa Gmelin	1980	4	105									
Denticula kuetzingii Grunow var. kuetzingii	300	3	60									
Denticula tenuis Kutzig var. crassula (Naegeli) Hustedt	195	1	13									
Nitzschia acicularis (Kutzig) W.M. Smith	292	4	90	89	45	45				27	36	32
Nitzschia amphibia Grunow f. amphibia	175	2	28	45	45	45				27		32
Nitzschia angustata Grunow	1640	4	103									
Nitzschia angustata Lange-Bertalot	74	2	19									
Nitzschia archibaldii Lange-Bertalot	100	2	27									
Nitzschia calida Grunow	1752	3	49			45						
Nitzschia capitellata Hustedin A. Schmidt & al.	422	3	45	45	45						36	
Nitzschia constricta (Kutzig) Ralfs	824	3	38			45	45					32
Nitzschia dissipata (Kutzig) Grunow var. dissipata	553	3	49				45					
Nitzschia draveillensis Coste & Ricard	380	4	100									
Nitzschia fonticola Grunow	281	2	25			45						
Nitzschia frustulum (Kutzig) Grunow var. frustulum	317	3	33									
Nitzschia fruticosa Hustedt	284	3	52	45	45	45						96
Nitzschia graciliformis Lange-Bertalot & Simonsen	261	4	129									
Nitzschia gracilis Hantzsch	277	3	70									
Nitzschia heufferiana Grunow	1770	4	130				45					
Nitzschia hungarica Grunow	1452	3	75									
Nitzschia intermedia Hantzsch ex Cleve & Grunow	1446	4	113									
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. linearis	1474	4	131									
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. subtilis (Grunow) Hustedt	690	4	92									
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. tenuis (W. Smith) Grunow	1036	4	98						21			
Nitzschia palea (Kutzig) W. Smith	224	3	43	45	45	268	21	27			36	32
Nitzschia paleacea Grunow	92	3	44			45			21	27		
Nitzschia pusilla (Kutzig) Grunow	90	2	21									
Nitzschia recta Hantzsch ex Rabenhorst	1023	4	83			45	45					32
Nitzschia sigmoidea (Nitzsch.) W.M. Smith	36639	5	295									
Nitzschia sociabilis Hustedt	200	3	40					45				
Nitzschia umbonata (Ehrenberg) Lange-Bertalot	1785	3	74									
Nitzschia vermicularis (Kutzig) Hantzsch	4880	5	163									32
Simonsenia delognei Lange-Bertalot	18	1	11				45					
Autres Diatomées												
Achnanthes clevei Grunow var. clevei	235	2	18									
Achnanthes conspicua A. Mayer	120	1	12							27		
Achnanthes hungarica Grunow in Cleve et Grun.	615	2	27			45	45					
Achnanthes lanceolata (Breb.) Grun. ssp. frequentissima Lange-Bertalot	126	1	15			45						

NBRE DE CELL. ML-1	Biov.	Ct	Prep	22	23	24	25	26	27	6
				6632	6633	6630	6610	6614	6619	
			Dm	27/08	27/08	28/08	09/09	10/09	11/09	
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. ssp. rostrata (Oestrup) Lange-Bertalot	100	1	11			45	21			
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. var. lanceolata Grunow	253	2	24							
Achnanthes minutissima Kutzing v. minutissima Kutzing	53	1	15	45						
Achnanthes minutissima Kutzing var. jackii(Rabenhorst) Lange-Bertalot	60	1	12							
Achnanthes minutissima Kutzing var. saprophila Kobayasi et Mayama	84	1	11			45				
Achnanthes ploenensis Hustedt var. ploenensis Hustedt	124	2	18							
Amphora libyca Ehr.	9429	3	50				45			
Amphora ovalis Kutzing	23798	3	68				45			
Amphora pediculus Kutzing	36	1	12			45	45			
Amphora veneta Kutzing	524	3	32							
Caloneis amphisbaena (Bory) Cleve	21250	3	68							
Caloneis bacillum (Grunow) Cleve	408	3	32							
Caloneis silicula (Ehr.)Cleve	3016	3	65							
Campylodiscus hibernicus Ehrenberg	12000	4	90							
Cocconeis neodiminuta Krammer	550	1	13							
Cocconeis neothumensis Krammer	376	1	10							
Cocconeis pediculus Ehrenberg	5133	3	36			45			27	
Cocconeis placentula Ehrenberg	6107	3	41	45	45	45	84	27		
Cocconeis placentula Ehrenberg var. euglypta(Ehr.)Grunow	1018	2	27	45	45	134	63	27	36	
Cymatopleura elliptica (Brebisson)W.Smith var. elliptica	89227	4	130							
Cymatopleura solea (Brebisson) W.Smith var. solea	42728	5	165							
Cymbella affinis Kutzing	261	3	35							
Cymbella caespitosa(Kutzing)Brun	450	3	38							
Cymbella cistula(Ehrenberg)Kirchner	7560	4	78		45					
Cymbella microcephala Grunow	192	2	20				45			
Cymbella minuta Hilse ex Rabenhorst	83	2	20			45				
Cymbella tumida (Brebisson)Van Heurck	8445	4	78							
Diploneis peterseni Hustedt	170	2	18							
Eunotia arcus Ehrenberg	750	3	55							
Eunotia praerupta Ehrenberg var. praerupta	2640	3	55							
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	1600	3	60							
Gomphonema acuminatum Ehrenberg var. coronata(Ehr.)W.Smith	840	3	70		45					
Gomphonema angustum Agardh	160	2	25							
Gomphonema augur Ehrenberg	2430	3	74							
Gomphonema minutum C.Agardh	203	2	23							
Gomphonema parvulum Kutzing	207	2	23		45	45	21	27		
Gomphonema parvulum Kutzing var. parvulus Lange-Bertalot & Reichardt	120	2	20							
Gomphonema subtile Ehr.	370	3	37							
Gomphonema truncatum Ehr.	1400	2	30							
Gyrosigma acuminatum (Kutzing)Rabenhorst	7884	4	120							
Gyrosigma attenuatum (Kutz.)Cleve	36578	5	195							
Gyrosigma nodiferum (Grunow) Reimer	4500	4	100							
Navicula accomoda Hustedt	307	2	20							
Navicula atomus (Kutz.) Grunow var. permissis (Hustedt) Lange-Bertalot	24	1	7			45				
Navicula bacillum Ehrenberg	1880	3	50							
Navicula capitata Ehrenberg	418	2	28							
Navicula capitatoradiata Germain	1264	3	35		45	134	21	27		
Navicula cincta (Ehr.) Ralfs	613	2	29							
Navicula confervacea (Kutzing) Grunow	300	3	40	45	134	134		27	73	
Navicula cryptocephala Kutzing	540	2	30			89	21			
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot	486	2	27		45	45	21			
Navicula cuspidata Kutzing	13538	3	75							
Navicula decussis Oestrup	591	2	21	45	45		21			
Navicula elginensis (Gregory) Ralfs	380	2	30			45				
Navicula exilis Kutzing	257	2	17			45				
Navicula gastrum (Ehr.) Kutzing	710	3	40							
Navicula goeppertiana (Bleisch) H.L.Smith	1114	2	28			45				
Navicula gregaria Donkin	1151	2	26							
Navicula helensis Schulz	260	2	20							
Navicula ignota Krasske 1932 emend Lund 1948	88	1	15				21			
Navicula ignota Krasske var. acceptata (Hustedt) Lange-Bertalot	157	1	15							
Navicula insociabilis Krasske	88	1	14							
Navicula lenzii Hustedt	60	1	13							
Navicula menisculus Schumann var. menisculus	2010	3	33	45		45				
Navicula minima Grunow	61	1	12							
Navicula molestiformis Hustedt	52	2	16							
Navicula placentula (Ehr.) Kutzing fo. rostrata (Mayer)Hustedt	4900	3	40			45				
Navicula pseudoanglica Lange-Bertalot var. signata (Hustedt) Lange-Ber	390	2	30			45				
Navicula pupula Kutzing	925	2	25		45	45		27		
Navicula seminulum Grunow	99	1	12							
Navicula subhamulata Grunow	310	2	18							
Navicula subminuscula Manguin	101	1	9		45			27		
Navicula subrotundata Hustedt	50	1	10							
Navicula tripunctata (O.F.M.) Bory	1290	3	50							
Navicula trivialis Lange-Bertalot var. trivialis	2035	3	45							
Navicula veneta Kutzing	325	2	22							
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg	5859	3	75			45				
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg var. rostellata(Kutzing)Cleve	1806	3	43			45				
Neidium dubium(Ehrenberg)Cleve	4339	3	44							
Rhoicosphenia abbreviata (C. Agardh) Lange-Bertalot	964	3	43		45		21			
Surirella angusta Kutzing	3326	3	44							
Surirella brebissonii Krammer & Lange-Bertalot var. brebissonii	5529	3	39					27		
Surirella capronii Brebisson & Kitton	25600	5	235							
Surirella linearis W.M.Smith	4985	3	60							

DENSITE/ML=	2812	5355	11916	611	2427	5382	441
EDFFECTIF COMPTE	63	120	267	29	91	148	14

NBRE DE CELL. ML-1					29	30	31	32	33	34	35
		Prep	6611	6616	6620	6607	6612	6617	6621		
		Biov.	Ct	Dm	07/10	08/10	09/10	10/10	21/10	22/10	23/10
Cyanophycées											
	<i>Limnothrix (Oscillatoria) redekei (Van Goor) Meffert</i>	27	3	45		487					
	<i>Merismopedia tenuissima</i> Lemm.	10	1	5							
	<i>Phormidium (Oscillatoria) tenue (Ag. ex Gom.) Anagnost. & Komarek</i>	108	3	75							
	<i>Planktothrix (Oscillatoria) agardhii (Gom.) Anagnostidis & Komarek</i>	60	4	150							
	<i>Pseudanabaena (Lyonema) galeata</i> Boecher	9	1	4							
Euglenophycées											
	<i>Euglena oxyuris</i> Schwarda	13655	5	163							
	<i>Euglena</i> sp.	120	1	12							
	<i>Trachelomonas volvocina</i> Ehr.	1950	2	16							
Xanthophycées											
	<i>Centriractus belonophorus</i> Lemm.	536	2	25							
	<i>Tetraplektron acuminatum (Pascher) Fott</i>	180	2	28							
Dinophycées											
	<i>Gymnodinium</i> sp.	1300	2	19							
	<i>Peridiniopsis cunningtonii</i> Lemm.	8167	2	30							
	<i>Peridiniopsis elpatiewsky (Ostenfeld) Bourrelly</i>	14764	3	36							
	<i>Peridinium</i> sp.	9200	2	30							
	<i>Peridinium umbonatum</i> Stein	8854	2	30							
Cryptophycées											
	<i>Chroomonas acuta</i> Utermohl	150	1	9							
	<i>Cryptomonas marssonii</i> Skuja	630	2	21							
	<i>Cryptomonas ovata</i> Ehrenberg	2094	2	20							
	<i>Cryptomonas</i> sp.	1772	2	24					1		
	<i>Rhodomonas minuta</i> var. <i>nannoplanctonica</i> Skuja	67	1	8							
Chrysophycées											
	<i>Bodo</i> sp.	72	1	12	25						
	<i>Dinobryon acuminatum</i> Ruttner	65	3	34							
	<i>Dinobryon divergens</i> Imhof	99	2	21	25				9		
	<i>Dinobryon sociale</i> Ehrenberg	94	1	9							
	<i>Mallomonas fastigata</i> Zacharias	2500	3	60							
	<i>Mallomonas</i> sp.	10391	3	60							
	<i>Synura</i> sp.	150	3	60							
	<i>Synura uvella</i> Ehrenberg	168	3	60							
Chlorophycées Volvocales											
	<i>Chlamydomonas intermedia</i> Chodat	1320	2	18							
	<i>Chlamydomonas reinhardtii</i> Dangeard	1580	2	18							
	<i>Chlamydomonas</i> sp.	1109	2	18				67			
	<i>Chlorogonium elongatum</i> Dangeard	982	3	50							
	<i>Pandorina morum</i> Bory	713	1	15							
	<i>Phacotus lenticularis</i> (E.) Stein	584	1	11							
Chlorophycées Chlorococcales											
	<i>Actinastrum hantzschii</i> Lagerheim	129	2	18				67			
	<i>Ankistrodesmus falcatus</i> (Corda) Ralfs	174	3	44	100						
	<i>Characium</i> sp.	100	2	20							
	<i>Chlorella vulgaris</i> Beij.	100	1	6				67			47
	<i>Coelastrum microporum</i> Naeg.	187	1	7							
	<i>Coelastrum pseudomicroporum</i> Korshikov	120	2	30					4		
	<i>Coelastrum sphaericum</i> Naeg.	180	3	50							
	<i>Crucigenia fenestrata</i> Schmidle	51	1	9							
	<i>Crucigenia quadrata</i> Morren	84	1	10							
	<i>Crucigenia tetrapedia</i> (Kirchn.) W.G.S. West	135	1	7							
	<i>Crucigeniella apiculata</i> (Lemm.) Kom.	49	1	14							
	<i>Crucigeniella pulchra</i> (W. et G.S. West) Kom.	66	1	8							
	<i>Desmatractum delicatissimum</i> Korshikov	137	3	70							
	<i>Dichotomococcus curvatus</i> Kors.	67	2	16							
	<i>Dictyosphaerium ehrenbergianum</i> Naeg.	54	1	7	100						71 133
	<i>Dictyosphaerium pulchellum</i> Wood	144	1	7					9		
	<i>Didymocystis planctonica</i> Kors.	93	1	9							
	<i>Elakatothrix viridis</i> (Snow) Printz sensu Skuja	387	2	30						20	
	<i>Golenkinia radiata</i> Chodat	1023	1	14							
	<i>Juranyiella javorkae</i> (Hortob.) Hortob.	58	1	11							
	<i>Kirchneriella contorta</i> (Schmidle) Bohl.	79	2	18							
	<i>Kirchneriella obesa</i> (W. West) Schmidle	172	1	9							
	<i>Lagerheimia balatonica</i> (Scherff. in Kol.) Hindak	76	1	13							
	<i>Lagerheimia ciliata</i> (Lagerh.) Chodat	1073	2	16							
	<i>Lagerheimia genevensis</i> (Chod.) Chodat	174	1	9							
	<i>Micractinium bornemiense</i> (Conrad) Korshikov	87	3	60							
	<i>Micractinium pusillum</i> Fres.	221	1	8				133			
	<i>Monoraphidium arcuatum</i> (Korsh.) Hindak	142	2	28							
	<i>Monoraphidium contortum</i> (Thur.) Kom.-Legn.	113	2	24				100		50	
	<i>Monoraphidium griffithii</i> (Berk.) Legn.	233	3	61				33			
	<i>Monoraphidium komarkovae</i> Nygaard	385	4	126							
	<i>Neodesmus danubialis</i> Hindak	32	1	8							
	<i>Nephrochlamys subsolitaria</i> (G.S. West) Kors.	77	1	7							
	<i>Nephrocytium agardhianum</i> Naeg.	250	3	40							
	<i>Oocystis borgei</i> Snow	800	2	30							
	<i>Pediastrum boryanum</i> (Turp.) Menegh.	866	2	18							
	<i>Pediastrum duplex</i> Meyen	810	2	18	200						
	<i>Pediastrum simplex</i> Meyen	1932	2	23							
	<i>Pediastrum tetras</i> (Ehrenberg) Ralfs	254	3	36							
	<i>Quadrigula quaternata</i> (W. et G.S. West) Printz	635	2	24							
	<i>Scenedesmus acuminatus</i> (Lagerh.) Chod.	310	2	29							
	<i>Scenedesmus acutus</i> Meyen	86	1	15							
	<i>Scenedesmus armatus</i> Chodat	353	3	34							
	<i>Scenedesmus bicaudatus</i> Dedus.	94	1	11							
	<i>Scenedesmus denticulatus</i> Lagerheim	411	1	11							
	<i>Scenedesmus dimorphus</i> (Turpin) Kuetz.	157	2	21							
	<i>Scenedesmus dispar</i> (Breb.) Rabh.	187	1	14							
	<i>Scenedesmus eornis</i> (Ehrenb.) Chodat	43	2	18							
	<i>Scenedesmus ellipsoideus</i> Chodat	159	1	11							
	<i>Scenedesmus gutwinski</i> Chodat	53	1	9							
	<i>Scenedesmus intermedius</i> Chodat	87	1	8					2		

NBRE DE CELL. ML-1	Biov.	Ct	Dm	29	30	31	32	33	34
				6611 07/10	6616 08/10	6620 09/10	6607 10/10	6612 21/10	6617 22/10
Scenedesmus nanus Chodat	45	1	12						
Scenedesmus obtusus Meyen (=S. arcuatus Lemm.)	197	1	11						
Scenedesmus opoliensis Richter	306	2	18						
Scenedesmus quadricauda (Turp.) Breb.	364	2	23						
Schroederia setigera (Schroed.) Lemm.	1571	4	80						
Siderocelis ornata (Fott) Fott	205	1	10						
Siderocystopsis fusca (Kors.) Swale	600	2	26		174	100		20	
Tetraedron caudatum (Corda) Ralfs	1136	1	13						
Tetraedron minimum v. apiculato-scribicularum (Reinsch)Skuja	262	1	10						
Tetrastrum glabrum (Roll.) Ahlstr. et Tiff.	65	1	5						
Tetrastrum heteracanthum (Nordst.) Chodat	121	2	30						
Tetrastrum staurigeniaeforme (Schroeder) Lemm.	48	1	10	100		133			
Treubaria planctonica (G.M.Smith) Kors.	524	3	36						
Treubaria triappendiculata Bern.	524	3	42						
Chlorophycées Desmidiées									
Closterium aciculare T. West	50265	5	500						
Ulothricophycées									
Gloetila pelagica (Nygaard) Skuja	35	3	45						
Gloetila spiralis Chodat	21	3	45						
Koliella longiseta (Vischer) Hindak	300	4	90						
Diatomées Centriques									
Attheya zachariasi Brun	350	3	75			33			
Aulacoseira ambigua (Grun.) Simonsen	508	3	50	25	70		2		94
Aulacoseira granulata (Ehr.) Simonsen	1350	3	60		70	33			
Aulacoseira granulata (Ehr.) Simonsen var. angustissima (O.M.) Simonsen	1718	4	80	975	522	267	3	150	353
Aulacoseira islandica (O. Muller) Simonsen	1342	2	25						
Cyclostephanos dubius (Fricke) Round	495	2	18						
Cyclostephanos invisitatus (Hohn & Helleman) Theriot Stoermer & Hakans	145	1	12	25					24
Cyclotella atomus Hustedt	22	1	5	25					
Cyclotella caspia Grunow	67	1	7						
Cyclotella distinguenda var. distinguenda Hustedt	487	2	21						
Cyclotella meneghiniana Kutzung	1062	1	14		35	133	3		24
Cyclotella pseudostelligera Hustedt	87	1	10	25			1	10	
Cyclotella radiosa (Grunow) Lemmermann	530	1	15						
Ellerbeckia arenaria (Moore) Crawford	50000	4	80						
Melosira varians Agardh	8173	2	22		35		1	10	24
Stephanodiscus hantzschii Grunow	261	1	11	25	35	33			24
Stephanodiscus hantzschii fo. tenuis (Hustedt) Hakansson et Stoermer	370	1	15	25	35	767	7		24
Stephanodiscus minutulus (Kutzung) Cleve & Moller	100	1	13						
Thalassiosira pseudonana Hasle et Heimdal	39	1	5		35	100	3		24
Thalassiosira weissfloggii (Grunow) Fryxell & Hasle	355	2	18		35	33	1		24
Diatomées Araphidées									
Asterionella formosa Hassall	150	4	85		35				
Diatoma vulgare Bory	1489	3	45	25		33	1		
Fragilaria (Staurosira) construens (Ehr.) Grunow f. construens	40	1	7						
Fragilaria (Staurosirella) pinnata Ehrenberg var. pinnata	70	2	19						
Fragilaria capucina Desmazieres var. vaucheriae (Kutzung) Lange-Bertalot	177	2	25	25					
Fragilaria delicatissima (W. Smith) Lange-Bertalot	1574	5	325		35	33			24
Fragilaria parasitica (W. Sm.) Grun.	96	2	16				1		
Fragilaria parasitica (W. Sm.) Grun. var. subconstricta Grunow	96	2	16						
Fragilaria tenera (W. Smith) Lange-Bertalot	250	3	65						
Fragilaria ulna (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. ulna	20211	5	200	25	35	33	2		24
Fragilaria ulna (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. acus (Kutz.) Lange-Bertalot	5838	5	200			33			
Fragilaria (Pseudostaurosira?) brevistriata Grunow	125	2	20						
Diatomées Nitzschiacées									
Bacillaria paradoxa Gmelin	1980	4	105			100			
Denticula kuetzingii Grunow var. kuetzingii	300	3	60						
Denticula tenuis Kutzung var. crassula (Naegeli) Hustedt	195	1	13						
Nitzschia acicularis (Kutzung) W.M. Smith	292	4	90			33	1		
Nitzschia amphibia Grunow f. amphibia	175	2	28		35				24
Nitzschia angustata Grunow	1640	4	103			33		10	
Nitzschia angustata Lange-Bertalot	74	2	19						
Nitzschia archibaldii Lange-Bertalot	100	2	27						
Nitzschia calida Grunow	1752	3	49						
Nitzschia capitellata Hustedin A. Schmidt & al.	422	3	45			33			
Nitzschia constricta (Kutzung) Ralfs	824	3	38		35				
Nitzschia dissipata (Kutzung) Grunow var. dissipata	553	3	49		35				
Nitzschia draveillensis Coste & Ricard	380	4	100					2	
Nitzschia fonticola Grunow	281	2	25						
Nitzschia frustulum (Kutzung) Grunow var. frustulum	317	3	33						
Nitzschia fruticosa Hustedt	284	3	52	75	35	100	1		
Nitzschia graciliformis Lange-Bertalot & Simonsen	261	4	129						
Nitzschia gracilis Hantzsch	277	3	70				1		
Nitzschia heufferiana Grunow	1770	4	130	25			1		
Nitzschia hungarica Grunow	1452	3	75						
Nitzschia intermedia Hantzsch ex Cleve & Grunow	1446	4	113	25					
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. linearis	1474	4	131						
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. subtilis (Grunow) Hustedt	690	4	92						
Nitzschia linearis (Agardh) W.M. Smith var. tenuis (W. Smith) Grunow	1036	4	98				1		24
Nitzschia palea (Kutzung) W. Smith	224	3	43	25	35	33	1		24
Nitzschia paleacea Grunow	92	3	44	25					
Nitzschia pusilla (Kutzung) Grunow	90	2	21	25				10	
Nitzschia recta Hantzsch ex Rabenhorst	1023	4	83	25					24
Nitzschia sigmoidea (Nitzsch.) W.M. Smith	36639	5	295						
Nitzschia sociabilis Hustedt	200	3	40				1		
Nitzschia umbonata (Ehrenberg) Lange-Bertalot	1785	3	74						
Nitzschia vermicularis (Kutzung) Hantzsch	4880	5	163						
Simonsenia delognei Lange-Bertalot	18	1	11						
Autres Diatomées									
Achnanthes clevei Grunow var. clevei	235	2	18						
Achnanthes conspicua A. Mayer	120	1	12						
Achnanthes hungarica Grunow in Cleve et Grun.	615	2	27	25			1		24
Achnanthes lanceolata (Breb.) Grun. ssp. frequentissima Lange-Bertalot	126	1	15						

NBRE DE CELL. ML-1	Biov.	Ct	Prep Dm	29	30	31	32	33	34	35
				6611 07/10	6616 08/10	6620 09/10	6607 10/10	6612 21/10	6617 22/10	6621 23/10
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. ssp. rostrata (Oestrup) Lange-Bertalot	100	1	11							
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. var. lanceolata Grunow	253	2	24							
Achnanthes minutissima Kutzing v. minutissima Kutzing	53	1	15	25	35					
Achnanthes minutissima Kutzing var. jackii(Rabenhorst) Lange-Bertalot	60	1	12							
Achnanthes minutissima Kutzing var. saprophila Kobayasi et Mayama	84	1	11							
Achnanthes ploenensis Hustedt var. ploenensis Hustedt	124	2	18							24
Amphora libyca Ehr.	9429	3	50							
Amphora ovalis Kutzing	23798	3	68						10	33
Amphora pediculus Kutzing	36	1	12	25				1		24
Amphora veneta Kutzing	524	3	32							
Caloneis amphisbaena (Bory) Cleve	21250	3	68							
Caloneis bacillum (Grunow) Cleve	408	3	32							
Caloneis silicula (Ehr.)Cleve	3016	3	65							
Campylodiscus hibernicus Ehrenberg	12000	4	90							
Cocconeis neodiminuta Krammer	550	1	13							
Cocconeis neothumensis Krammer	376	1	10							
Cocconeis pediculus Ehrenberg	5133	3	36		35				10	24
Cocconeis placentula Ehrenberg	6107	3	41	25	35	33	1	10	24	33
Cocconeis placentula Ehrenberg var. euglypta(Ehr.)Grunow	1018	2	27		35	33	1	10	24	
Cymatopleura elliptica (Brebisson)W.Smith var. elliptica	89227	4	130							
Cymatopleura solea (Brebisson) W.Smith var. solea	42728	5	165							
Cymbella affinis Kutzing	261	3	35							
Cymbella caespitosa(Kutzing)Brun	450	3	38							
Cymbella cistula(Ehrenberg)Kirchner	7560	4	78							
Cymbella microcephala Grunow	192	2	20							
Cymbella minuta Hilse ex Rabenhorst	83	2	20							
Cymbella tumida (Brebisson)Van Heurck	8445	4	78							
Diploneis peterseni Hustedt	170	2	18						10	
Eunotia arcus Ehrenberg	750	3	55	25						
Eunotia praerupta Ehrenberg var. praerupta	2640	3	55							
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	1600	3	60							
Gomphonema acuminatum Ehrenberg var. coronata(Ehr.)W.Smith	840	3	70							
Gomphonema angustum Agardh	160	2	25							
Gomphonema augur Ehrenberg	2430	3	74							
Gomphonema minutum C.Agardh	203	2	23							
Gomphonema parvulum Kutzing	207	2	23		35				10	24
Gomphonema parvulum Kutzing var. parvulum Lange-Bertalot & Reichardt	120	2	20							
Gomphonema subtile Ehr.	370	3	37							
Gomphonema truncatum Ehr.	1400	2	30							
Gyrosigma acuminatum (Kutzing)Rabenhorst	7884	4	120							
Gyrosigma attenuatum (Kutz.)Cleve	36578	5	195							
Gyrosigma nodiferum (Grunow) Reimer	4500	4	100							
Navicula accomoda Hustedt	307	2	20					1		
Navicula atomus (Kutz.) Grunow var. permissus (Hustedt) Lange-Bertalot	24	1	7					1		
Navicula bacillum Ehrenberg	1880	3	50							
Navicula capitata Ehrenberg	418	2	28					1		
Navicula capitatoradiata Germain	1264	3	35	25	35	33			24	33
Navicula cincta (Ehr.) Ralfs	613	2	29							
Navicula confervacea (Kutzing) Grunow	300	3	40		35	433	7			267
Navicula cryptocephala Kutzing	540	2	30	25		33		10		
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot	486	2	27				1			
Navicula cuspidata Kutzing	13538	3	75							
Navicula decussis Oestrup	591	2	21	25	35					
Navicula elginensis (Gregory) Ralfs	380	2	30							
Navicula exilis Kutzing	257	2	17	25						24
Navicula gastrum (Ehr.) Kutzing	710	3	40							
Navicula goeppertiana (Bleisch) H.L. Smith	1114	2	28							
Navicula gregaria Donkin	1151	2	26				33			
Navicula helensis Schulz	260	2	20				33			
Navicula ignota Krasske 1932 emend Lund 1948	88	1	15	25						
Navicula ignota Krasske var. acceptata (Hustedt) Lange-Bertalot	157	1	15	25						
Navicula insociabilis Krasske	88	1	14							
Navicula lenzii Hustedt	60	1	13							
Navicula menisculus Schumann var. menisculus	2010	3	33	25						24
Navicula minima Grunow	61	1	12							
Navicula molestiformis Hustedt	52	2	16							
Navicula placentula (Ehr.) Kutzing fo. rostrata (Mayer)Hustedt	4900	3	40							
Navicula pseudoanglica Lange-Bertalot var. signata (Hustedt) Lange-Ber	390	2	30							
Navicula pupula Kutzing	925	2	25	25				1	10	
Navicula seminulum Grunow	99	1	12							
Navicula subhamulata Grunow	310	2	18							
Navicula subminuscula Manguin	101	1	9		35					
Navicula subrotundata Hustedt	50	1	10							
Navicula tripunctata (O.F.M.) Bory	1290	3	50				33			
Navicula trivialis Lange-Bertalot var. trivialis	2035	3	45					1		
Navicula veneta Kutzing	325	2	22							
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg	5859	3	75					1	10	
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg var. rostellata(Kutzing)Cleve	1806	3	43							
Neidium dubium(Ehrenberg)Cleve	4339	3	44							
Rhoicosphenia abbreviata (C.Agardh) Lange-Bertalot	964	3	43				33			
Surirella angusta Kutzing	3326	3	44							
Surirella brebissonii Krammer & Lange-Bertalot var. brebissonii	5529	3	39						10	
Surirella capronii Brebisson & Kitton	25600	5	235							
Surirella linearis W.M.Smith	4985	3	60							

DENSITE/ML=
EDFFECTIF COMPTE

2300 2122 3267 80 380 1106 1100
92 61 98 75 38 47 33

NBRE DE CELL. ML-1	Biov.	Ct	Prep Dm	36	37	38	39	40	
				6608 24/10	6613 18/11	6618 19/11	6622 20/11	6609 20/11	
Cyanophycées									
Limnithrix (Oscillatoria) redekei (Van Goor) Meffert	27	3	45						
Merismopedia tenuissima Lemm.	10	1	5						
Phormidium (Oscillatoria) tenue (Ag. ex Gom.) Anagnost. & Komarek	108	3	75						320
Planktothrix (Oscillatoria) agardhii (Gom.) Anagnostidis & Komarek	60	4	150						
Pseudanabaena (Hlyonema) galeata Boecher	9	1	4						
Euglenophycées									
Euglena oxyuris Schmarida	13655	5	163						
Euglena sp.	120	1	12						
Trachelomonas volvocina Ehr.	1950	2	16						
Xanthophycées									
Centritractus belonophorus Lemm.	536	2	25						
Tetraplektron acuminatum (Pascher) Fott	180	2	28						
Dinophycées									
Gymnodinium sp.	1300	2	19				27		
Peridiniopsis cunningtonii Lemm.	8167	2	30						16
Peridiniopsis elpatiewsky (Ostenfeld) Bourrelly	14764	3	36						
Peridinium sp.	9200	2	30						
Peridinium umbonatum Stein	8854	2	30						
Cryptophycées									
Chroomonas acuta Utermohl	150	1	9						
Cryptomonas marssonii Skuja	630	2	21						
Cryptomonas ovata Ehrenberg	2094	2	20						
Cryptomonas sp.	1772	2	24						
Rhodomonas minuta var. nannoplanctonica Skuja	67	1	8						
Chrysophycées									
Bodo sp.	72	1	12						48
Dinobryon acuminatum Ruttner	65	3	34						
Dinobryon divergens Imohf	99	2	21						
Dinobryon sociale Ehrenberg	94	1	9						
Mallomonas fastigata Zacharias	2500	3	60		19				
Mallomonas sp.	10391	3	60						
Synura sp.	150	3	60						
Synura uvella Ehrenberg	168	3	60						
Chlorophycées Volvocales									
Chlamydomonas intermedia Chodat	1320	2	18						
Chlamydomonas reinhardtii Dangeard	1580	2	18						
Chlamydomonas sp.	1109	2	18						32
Chlorogonium elongatum Dangeard	982	3	50						
Pandorina morum Bory	713	1	15						
Phacotus lenticularis (E.) Stein	584	1	11						
Chlorophycées Chlorococcales									
Actinastrum hantzschii Lagerheim	129	2	18						
Ankistrodesmus falcatus (Corda) Ralfs	174	3	44						
Characium sp.	100	2	20						
Chlorella vulgaris Beij.	100	1	6						
Coelastrum microporum Naeg.	187	1	7						
Coelastrum pseudomicroporum Korshikov	120	2	30						
Coelastrum sphaericum Naeg.	180	3	50						
Crucigenia fenestrata Schmidle	51	1	9						
Crucigenia quadrata Morren	84	1	10						
Crucigenia tetrapedia (Kirchn.) W.G.S. West	135	1	7						
Crucigeniella apiculata (Lemm.) Kom.	49	1	14						
Crucigeniella pulchra (W. et G.S. West) Kom.	66	1	8						
Desmactractum delicatissimum Korshikov	137	3	70						
Dichotomococcus curvatus Kors.	67	2	16						
Dictyosphaerium ehrenbergianum Naeg.	54	1	7		112				
Dictyosphaerium pulchellum Wood	144	1	7						
Didymocystis planctonica Kors.	93	1	9						
Elakatothrix viridis (Snow) Printz sensu Skuja	387	2	30						
Golenkinia radiata Chodat	1023	1	14						
Juranyiella javorkae (Hortob.) Hortob.	58	1	11						
Kirchneriella contorta (Schmidle) Bohl.	79	2	18						
Kirchneriella obesa (W. West) Schmidle	172	1	9						
Lagerheimia balatonica (Scherff. in Kol.) Hindak	76	1	13						
Lagerheimia ciliata (Lagerh.) Chodat	1073	2	16						
Lagerheimia genevensis (Chod.) Chodat	174	1	9						
Micractinium bornhemienense (Conrad) Korshikov	87	3	60						
Micractinium pusillum Fres.	221	1	8						
Monoraphidium arcuatum (Korsh.) Hindak	142	2	28						
Monoraphidium contortum (Thur.) Kom. -Legn.	113	2	24			23			29
Monoraphidium griffithii (Berk.) Legn.	233	3	61						
Monoraphidium komarkovae Nygaard	385	4	126						
Neodesmus danubialis Hindak	32	1	8						
Nephrochlamys subsolitaria (G.S. West) Kors.	77	1	7			11			29
Nephroclytium agardhianum Naeg.	250	3	40						
Oocystis borgei Snow	800	2	30						
Pediastrum boryanum (Turp.) Menegh.	866	2	18						
Pediastrum duplex Meyen	810	2	18						
Pediastrum simplex Meyen	1932	2	23						128
Pediastrum tetras (Ehrenberg) Ralfs	254	3	36						48
Quadrigula quaternata (W. et G.S. West) Printz	635	2	24						
Scenedesmus acuminatus (Lagerh.) Chod.	310	2	29						
Scenedesmus acutus Meyen	86	1	15						
Scenedesmus armatus Chodat	353	3	34						
Scenedesmus bicaudatus Dedus.	94	1	11						
Scenedesmus denticulatus Lagerheim	411	1	11						
Scenedesmus dimorphus (Turpin) Kuetz.	157	2	21						
Scenedesmus dispar (Breb.) Rabh.	187	1	14						
Scenedesmus eornis (Ehrenb.) Chodat	43	2	18						
Scenedesmus ellipsoideus Chodat	159	1	11						
Scenedesmus gutwinski Chodat	53	1	9						
Scenedesmus intermedius Chodat	87	1	8						

NBRE DE CELL. ML-1	Biov.	Ct	Dm	Prep	36	37	38	39	40
					6608	6613	6618	6622	6609
<i>Scenedesmus nanus</i> Chodat	45	1	12						
<i>Scenedesmus obtusus</i> Meyen (=S. arcuatus Lemm.)	197	1	11						
<i>Scenedesmus opoliensis</i> Richter	306	2	18						
<i>Scenedesmus quadricauda</i> (Turp.) Breb.	364	2	23						
<i>Schroederia setigera</i> (Schroed.) Lemm.	1571	4	80						
<i>Siderocelis ornata</i> (Fott) Fott	205	1	10	19					
<i>Siderocystopsis fusca</i> (Kors.) Swale	600	2	26						
<i>Tetraedron caudatum</i> (Corda) Ralfs	1136	1	13						
<i>Tetraedron minimum</i> v. <i>apiculato-scribiculatum</i> (Reinsch) Skuja	262	1	10						
<i>Tetrastrum glabrum</i> (Roll.) Ahlstr. et Tiff.	65	1	5						
<i>Tetrastrum heteracanthum</i> (Nordst.) Chodat	121	2	30						
<i>Tetrastrum staurogeniaeforme</i> (Schroeder) Lemm.	48	1	10					143	
<i>Treubaria planctonica</i> (G.M.Smith) Kors.	524	3	36						
<i>Treubaria triappendiculata</i> Bern.	524	3	42						
Chlorophycées Desmidiées									
<i>Closterium aciculare</i> T. West	50265	5	500						
Ulothricophycées									
<i>Gloetila pelagica</i> (Nygard) Skuja	35	3	45						
<i>Gloetila spiralis</i> Chodat	21	3	45						
<i>Koliella longiseta</i> (Vischer) Hindak	300	4	90						
Diatomées Centriques									
<i>Attheya zachariasi</i> Brun	350	3	75						
<i>Aulacoseira ambigua</i> (Grun.) Simonsen	508	3	50	37	57	693	29	16	
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehr.) Simonsen	1350	3	60						
<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehr.) Simonsen var. <i>angustissima</i> (O.M.) Simonsen	1718	4	80	205	91	53		32	
<i>Aulacoseira islandica</i> (O. Muller) Simonsen	1342	2	25						
<i>Cyclostephanos dubius</i> (Fricke) Round	495	2	18						
<i>Cyclostephanos invisitatus</i> (Hohn & Hellerman) Theriot Stoermer & Hakans	145	1	12	19		27			
<i>Cyclotella atomus</i> Hustedt	22	1	5						
<i>Cyclotella caspia</i> Grunow	67	1	7						
<i>Cyclotella distinguenda</i> var. <i>distinguenda</i> Hustedt	487	2	21						
<i>Cyclotella meneghiniana</i> Kutzling	1062	1	14	19	11	27	29	16	
<i>Cyclotella pseudostelligera</i> Hustedt	87	1	10			27			
<i>Cyclotella radiosa</i> (Grunow) Lemmermann	530	1	15						
<i>Ellerbeckia arenaria</i> (Moore) Crawford	50000	4	80						16
<i>Melosira varians</i> Agardh	8173	2	22	19	11	240	29	16	
<i>Stephanodiscus hantzschii</i> Grunow	261	1	11		11	27			
<i>Stephanodiscus hantzschii</i> fo. <i>tenuis</i> (Hustedt) Hakansson et Stoermer	370	1	15	205		27		16	
<i>Stephanodiscus minutulus</i> (Kutzling) Cleve & Moller	100	1	13						
<i>Thalassiosira pseudonana</i> Hasle et Heimdal	39	1	5						16
<i>Thalassiosira weissfloggii</i> (Grunow) Fryxell & Hasle	355	2	18	19		27		16	
Diatomées Araphidées									
<i>Asterionella formosa</i> Hassall	150	4	85			27			
<i>Diatoma vulgare</i> Bory	1489	3	45					29	
<i>Fragilaria</i> (Staurosira) <i>construens</i> (Ehr.) Grunow f. <i>construens</i>	40	1	7			107			
<i>Fragilaria</i> (Staurosirella) <i>pinnata</i> Ehrenberg var. <i>pinnata</i>	70	2	19						
<i>Fragilaria capucina</i> Desmazieres var. <i>vaucheriae</i> (Kutzling) Lange-Bertalot	177	2	25	74	11	27	29		
<i>Fragilaria delicatissima</i> (W. Smith) Lange-Bertalot	1574	5	325	19		27			
<i>Fragilaria parasitica</i> (W. Sm.) Grun.	96	2	16						
<i>Fragilaria parasitica</i> (W. Sm.) Grun. var. <i>subconstricta</i> Grunow	96	2	16						
<i>Fragilaria tenera</i> (W. Smith) Lange-Bertalot	250	3	65						
<i>Fragilaria ulna</i> (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. <i>ulna</i>	20211	5	200	19	11	27	29	16	
<i>Fragilaria ulna</i> (Nitzsch.) Lange-Bertalot var. <i>acus</i> (Kutz.) Lange-Bertalot	5838	5	200			27	29		
<i>Fragilaria</i> (Pseudostaurosira?) <i>brevistriata</i> Grunow	125	2	20			27			
Diatomées Nitzschiacées									
<i>Bacillaria paradoxa</i> Gmelin	1980	4	105						
<i>Denticula kuetzingii</i> Grunow var. <i>kuetzingii</i>	300	3	60						
<i>Denticula tenuis</i> Kutzling var. <i>crassula</i> (Naegeli) Hustedt	195	1	13						
<i>Nitzschia acicularis</i> (Kutzling) W.M. Smith	292	4	90	19	11	27		16	
<i>Nitzschia amphibia</i> Grunow f. <i>amphibia</i>	175	2	28		11	27		16	
<i>Nitzschia angustata</i> Grunow	1640	4	103		11				
<i>Nitzschia angustata</i> Lange-Bertalot	74	2	19						
<i>Nitzschia archibaldii</i> Lange-Bertalot	100	2	27			27			
<i>Nitzschia calida</i> Grunow	1752	3	49	19				16	
<i>Nitzschia capitellata</i> Hustedin A. Schmidt & al.	422	3	45						
<i>Nitzschia constricta</i> (Kutzling) Ralfs	824	3	38	19		27		16	
<i>Nitzschia dissipata</i> (Kutzling) Grunow var. <i>dissipata</i>	553	3	49	19	11	27		16	
<i>Nitzschia draveillensis</i> Coste & Ricard	380	4	100	19		27			
<i>Nitzschia fonticola</i> Grunow	281	2	25						
<i>Nitzschia frustulum</i> (Kutzling) Grunow var. <i>frustulum</i>	317	3	33						
<i>Nitzschia fruticosa</i> Hustedt	284	3	52						
<i>Nitzschia graciliformis</i> Lange-Bertalot & Simonsen	261	4	129						
<i>Nitzschia gracilis</i> Hantzsch	277	3	70	19					
<i>Nitzschia heufferiana</i> Grunow	1770	4	130		11	27			
<i>Nitzschia hungarica</i> Grunow	1452	3	75		11				
<i>Nitzschia intermedia</i> Hantzsch ex Cleve & Grunow	1446	4	113			27			
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W.M. Smith var. <i>linearis</i>	1474	4	131						
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W.M. Smith var. <i>subtilis</i> (Grunow) Hustedt	690	4	92					29	
<i>Nitzschia linearis</i> (Agardh) W.M. Smith var. <i>tenuis</i> (W. Smith) Grunow	1036	4	98	19	11	27		16	
<i>Nitzschia palea</i> (Kutzling) W. Smith	224	3	43	19	11	27	29	16	
<i>Nitzschia paleacea</i> Grunow	92	3	44		11				
<i>Nitzschia pusilla</i> (Kutzling) Grunow	90	2	21						
<i>Nitzschia recta</i> Hantzsch ex Rabenhorst	1023	4	83	19		27			
<i>Nitzschia sigmoidea</i> (Nitzsch.) W.M. Smith	36639	5	295						
<i>Nitzschia sociabilis</i> Hustedt	200	3	40	19					
<i>Nitzschia umbonata</i> (Ehrenberg) Lange-Bertalot	1785	3	74						
<i>Nitzschia vermicularis</i> (Kutzling) Hantzsch	4880	5	163		11	27	29		
<i>Simonsenia delognei</i> Lange-Bertalot	18	1	11						
Autres Diatomées									
<i>Achnanthes clevei</i> Grunow var. <i>clevei</i>	235	2	18						16
<i>Achnanthes conspicua</i> A. Mayer	120	1	12						
<i>Achnanthes hungarica</i> Grunow in Cleve et Grun.	615	2	27	19					
<i>Achnanthes lanceolata</i> (Breb.) Grun. ssp. <i>frequentissima</i> Lange-Bertalot	126	1	15						16

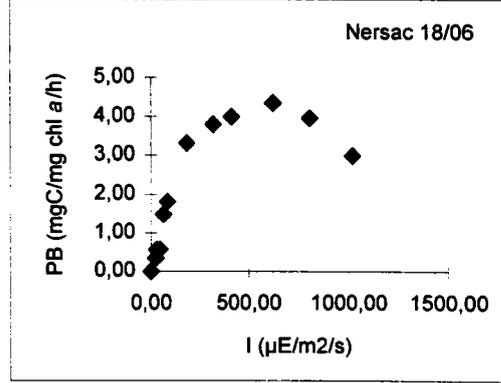
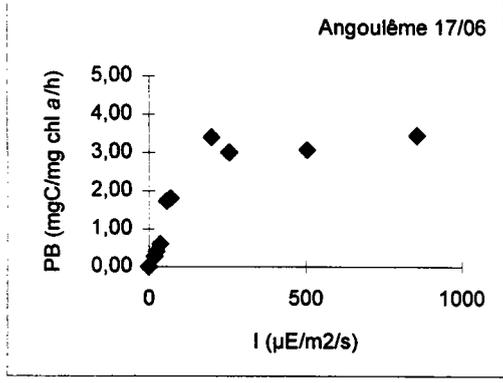
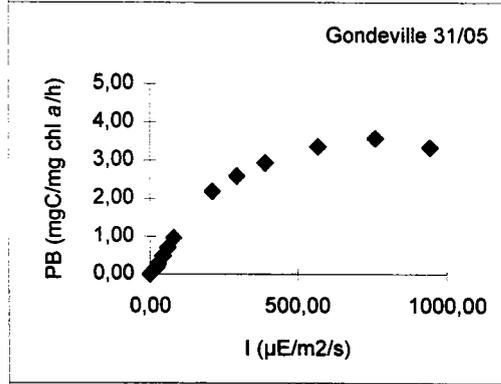
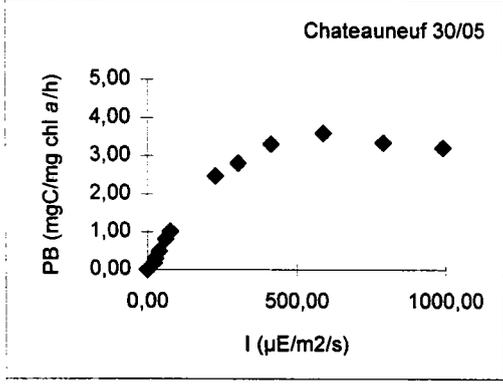
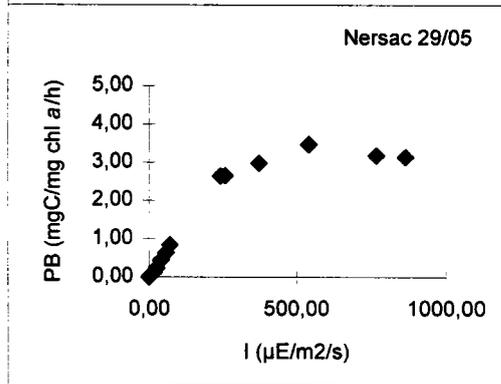
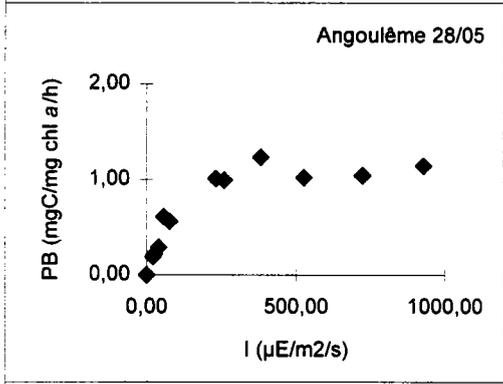
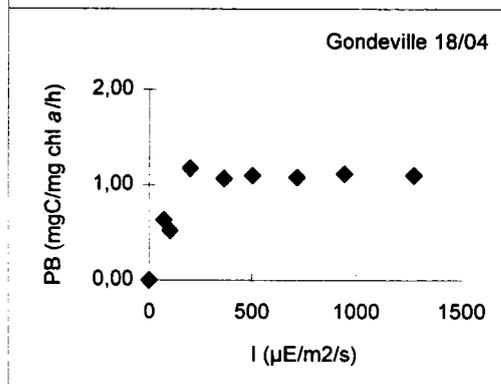
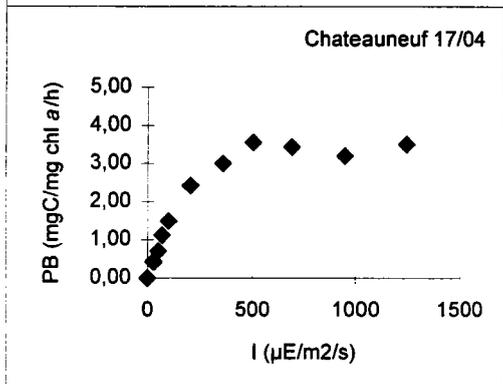
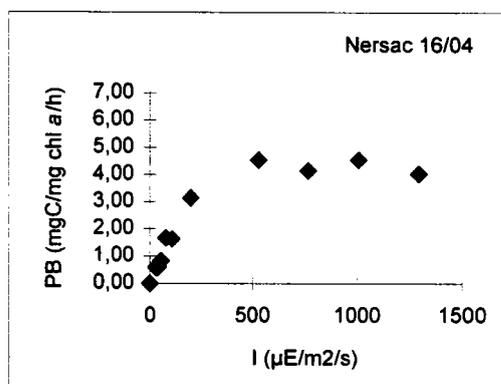
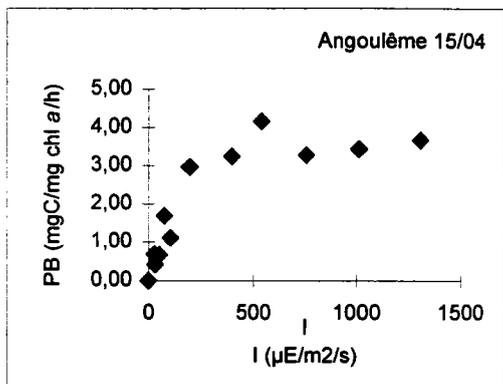
NBRE DE CELL. ML-1			36	37	38	39	40	
	Biov.	Ct	Prep	6608	6613	6618	6622	6609
			Dm	24/10	18/11	19/11	20/11	20/11
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. ssp. rostrata (Oestrup) Lange-Bertalot	100	1	11					
Achnanthes lanceolata(Breb.)Grun. var. lanceolata Grunow	253	2	24					29
Achnanthes minutissima Kutzing v. minutissima Kutzing	53	1	15				27	
Achnanthes minutissima Kutzing var. jackii(Rabenhorst) Lange-Bertalot	60	1	12					
Achnanthes minutissima Kutzing var. saprophila Kobayasi et Mayama	84	1	11					
Achnanthes ploenensis Hustedt var. ploenensis Hustedt	124	2	18				27	29
Amphora libyca Ehr.	9429	3	50			11		16
Amphora ovalis Kutzing	23798	3	68			11		29
Amphora pediculus Kutzing	36	1	12	19	11	27	29	
Amphora veneta Kutzing	524	3	32					
Caloneis amphisbaena (Bory) Cleve	21250	3	68					
Caloneis bacillum (Grunow) Cleve	408	3	32					
Caloneis silicula (Ehr.)Cleve	3016	3	65			11		16
Campylodiscus hibernicus Ehrenberg	12000	4	90			11		
Cocconeis neodiminuta Krammer	550	1	13					
Cocconeis neothumensis Krammer	376	1	10					
Cocconeis pediculus Ehrenberg	5133	3	36	19	11	27	29	16
Cocconeis placentula Ehrenberg	6107	3	41	19	11	107	29	16
Cocconeis placentula Ehrenberg var. euglypta(Ehr.)Grunow	1018	2	27			11	27	16
Cymatopleura elliptica (Brebisson)W. Smith var. elliptica	89227	4	130					29
Cymatopleura solea (Brebisson) W. Smith var. solea	42728	5	165				27	
Cymbella affinis Kutzing	261	3	35			11	27	
Cymbella caespitosa(Kutzing)Brun	450	3	38					
Cymbella cistula(Ehrenberg)Kirchner	7560	4	78					29
Cymbella microcephala Grunow	192	2	20					
Cymbella minuta Hilse ex Rabenhorst	83	2	20					
Cymbella tumida (Brebisson)Van Heurck	8445	4	78	19				
Diploneis peterseni Hustedt	170	2	18				27	
Eunotia arcus Ehrenberg	750	3	55			11		
Eunotia praeurupta Ehrenberg var. praeurupta	2640	3	55					16
Frustulia vulgaris (Thwaites) De Toni	1600	3	60					16
Gomphonema acuminatum Ehrenberg var. coronata(Ehr.)W. Smith	840	3	70					
Gomphonema angustum Agardh	160	2	25					
Gomphonema augur Ehrenberg	2430	3	74					
Gomphonema minutum C. Agardh	203	2	23					
Gomphonema parvulum Kutzing	207	2	23				27	16
Gomphonema parvulum Kutzing var. parvulum Lange-Bertalot & Reichardt	120	2	20					
Gomphonema subtile Ehr.	370	3	37					
Gomphonema truncatum Ehr.	1400	2	30					
Gyrosigma acuminatum (Kutzing)Rabenhorst	7884	4	120					
Gyrosigma attenuatum (Kutz.)Cleve	36578	5	195	19	11	27	29	16
Gyrosigma nodiferum (Grunow) Reimer	4500	4	100				27	29
Navicula accomoda Hustedt	307	2	20					16
Navicula atomus (Kutz.) Grunow var. permitis (Hustedt) Lange-Bertalot	24	1	7					
Navicula bacillum Ehrenberg	1880	3	50					
Navicula capitata Ehrenberg	418	2	28					
Navicula capitatoradiata Germain	1264	3	35	19	11			16
Navicula cincta (Ehr.) Ralfs	613	2	29			11		
Navicula confervacea (Kutzing) Grunow	300	3	40	279				29
Navicula cryptocephala Kutzing	540	2	30	19	11	27	29	192
Navicula cryptotenella Lange-Bertalot	486	2	27					16
Navicula cuspidata Kutzing	13538	3	75					16
Navicula decussis Oestrup	591	2	21					
Navicula elginensis (Gregory) Ralfs	380	2	30					
Navicula exilis Kutzing	257	2	17			11	27	29
Navicula gastrum (Ehr.) Kutzing	710	3	40					
Navicula goeppertiana (Bleisch) H.L. Smith	1114	2	28			11		
Navicula gregaria Donkin	1151	2	26					29
Navicula helensis Schulz.	260	2	20				27	
Navicula ignota Krasske 1932 emend Lund 1948	88	1	15				27	
Navicula ignota Krasske var. acceptata (Hustedt) Lange-Bertalot	157	1	15					
Navicula insociabilis Krasske	88	1	14					
Navicula lenzii Hustedt	60	1	13					
Navicula menisculus Schumann var. menisculus	2010	3	33	19	11	27		16
Navicula minima Grunow	61	1	12				27	
Navicula molestiformis Hustedt	52	2	16				27	
Navicula placentula (Ehr.) Kutzing fo. rostrata (Mayer)Hustedt	4900	3	40					
Navicula pseudoanglica Lange-Bertalot var. signata (Hustedt) Lange-Ber	390	2	30					
Navicula pupula Kutzing	925	2	25	19			27	
Navicula seminulum Grunow	99	1	12					
Navicula subhamulata Grunow	310	2	18					
Navicula subminuscula Manguin	101	1	9				27	
Navicula subrotundata Hustedt	50	1	10					
Navicula tripunctata (O.F.M.) Bory	1290	3	50	19	11	27	29	16
Navicula trivialis Lange-Bertalot var. trivialis	2035	3	45	19	11	27		
Navicula veneta Kutzing	325	2	22			11		
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg	5859	3	75			11	27	
Navicula viridula (Kutzing) Ehrenberg var. rostellata(Kutzing)Cleve	1806	3	43			11	27	29
Neidium dubium(Ehrenberg)Cleve	4339	3	44					16
Rhoicosphenia abbreviata (C. Agardh) Lange-Bertalot	964	3	43					29
Surirella angusta Kutzing	3326	3	44					16
Surirella brebissonii Krammer & Lange-Bertalot var. brebissonii	5529	3	39					
Surirella capronii Brebisson & Kitton	25600	5	235					16
Surirella linearis W.M. Smith	4985	3	60					

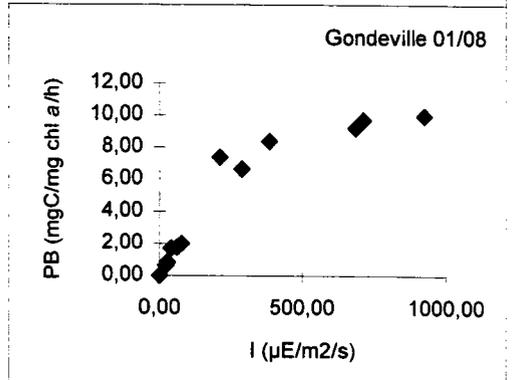
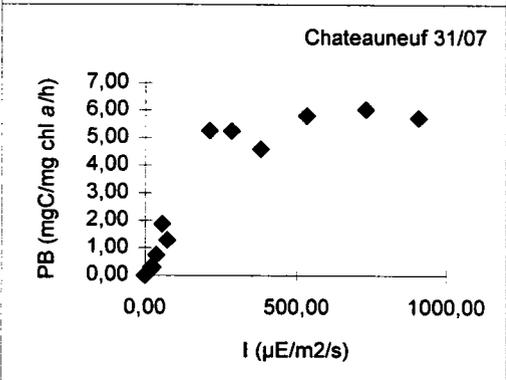
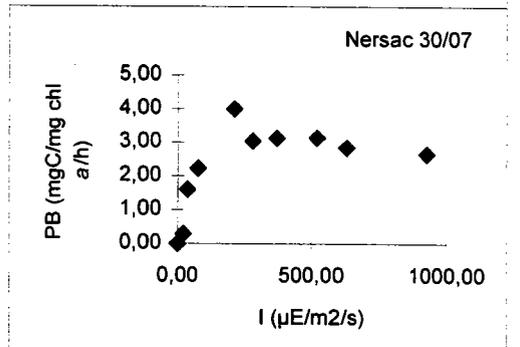
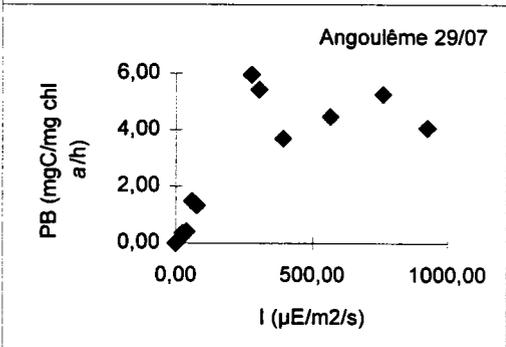
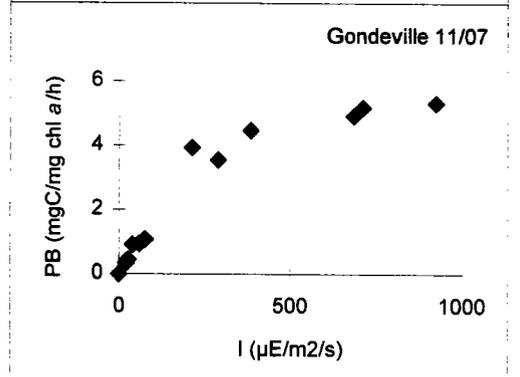
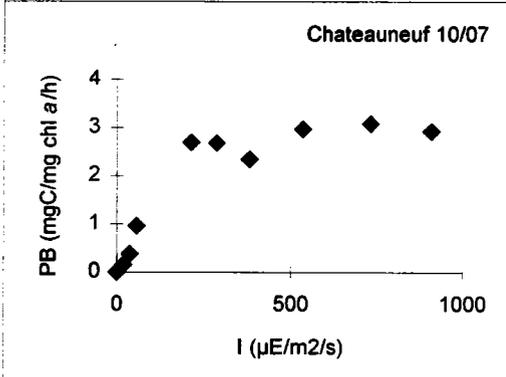
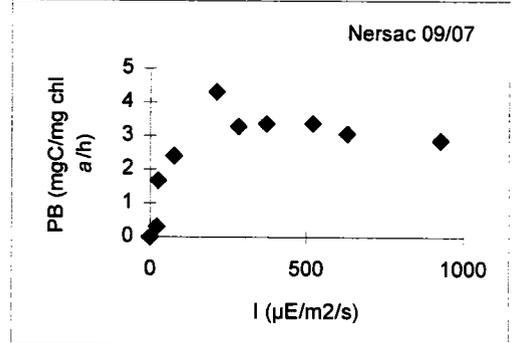
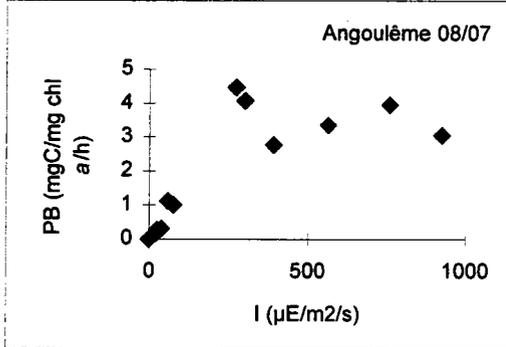
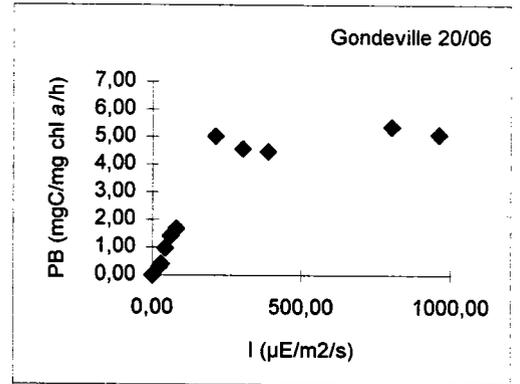
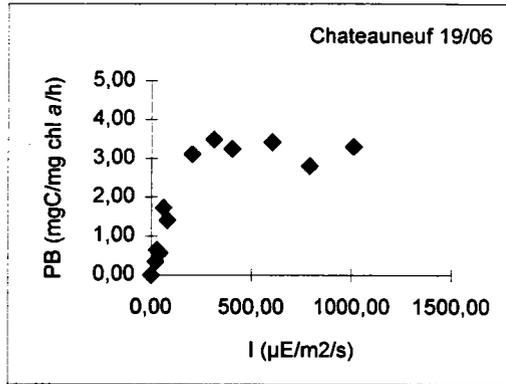
DENSITE/ML=

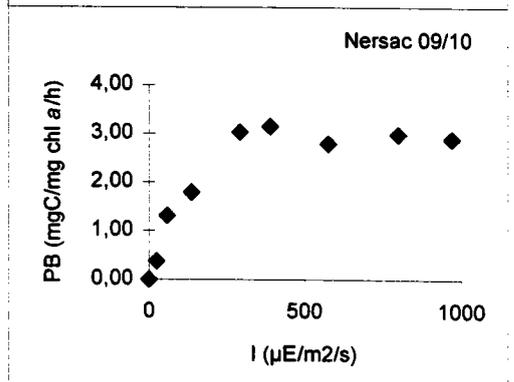
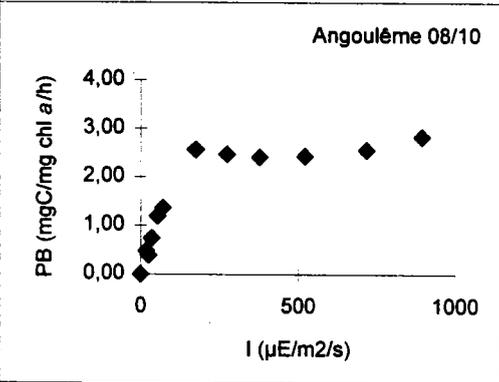
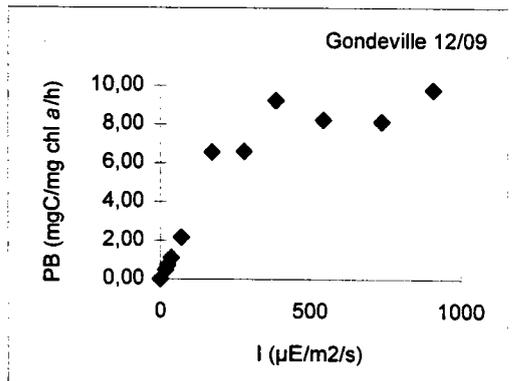
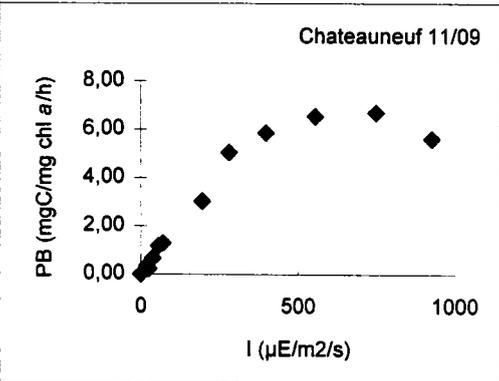
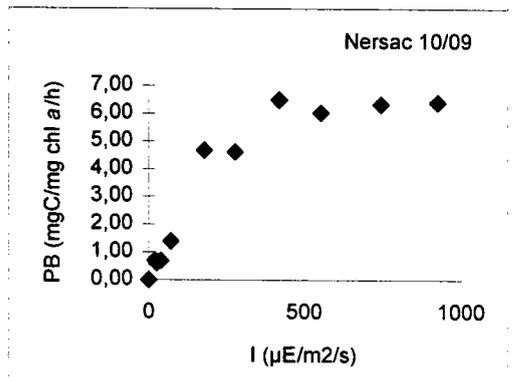
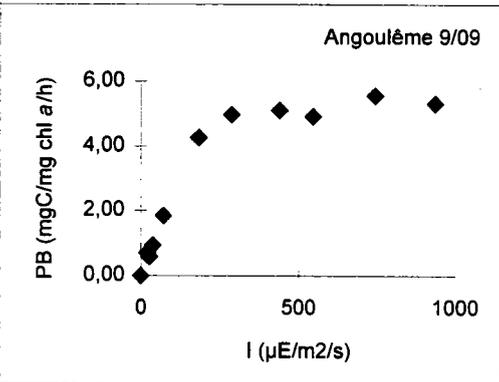
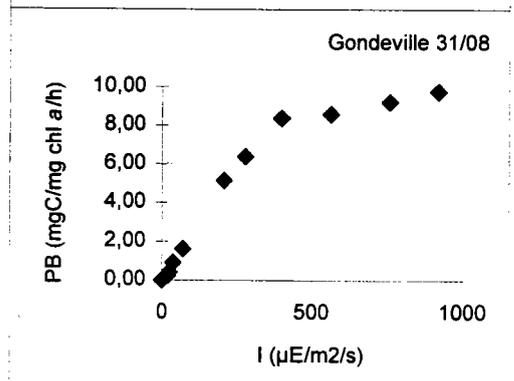
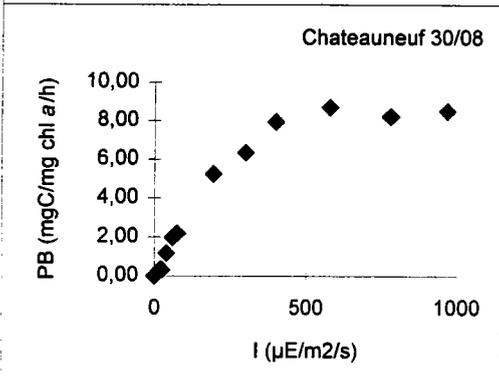
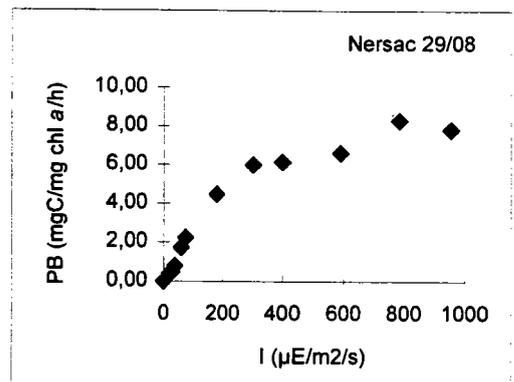
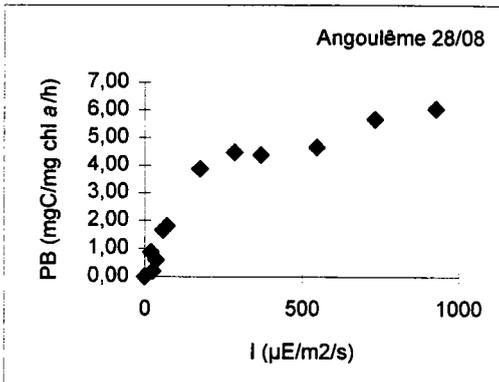
EDFFECTIF COMPTE

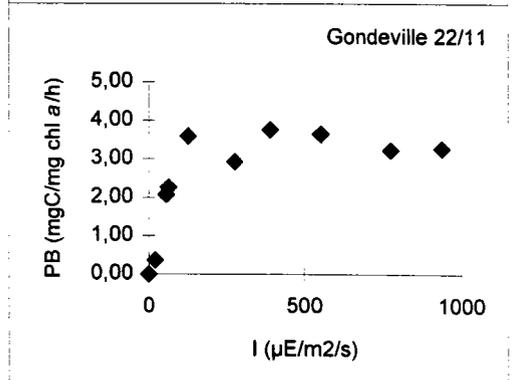
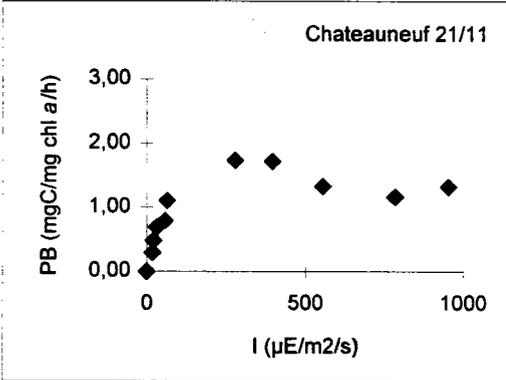
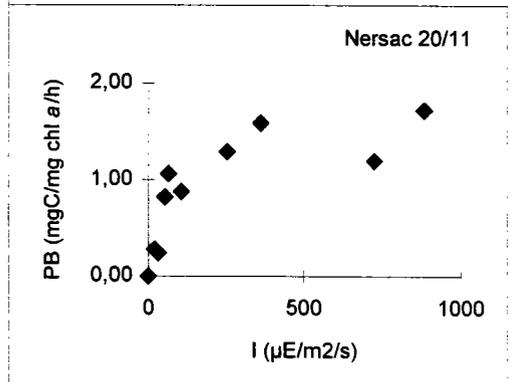
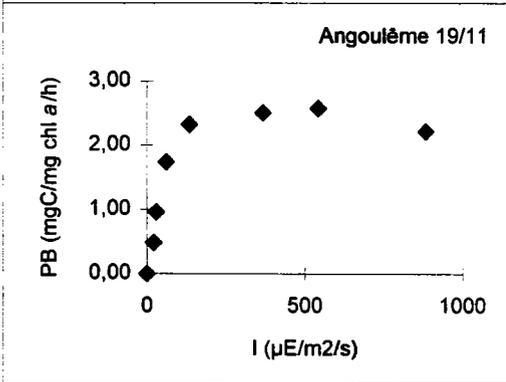
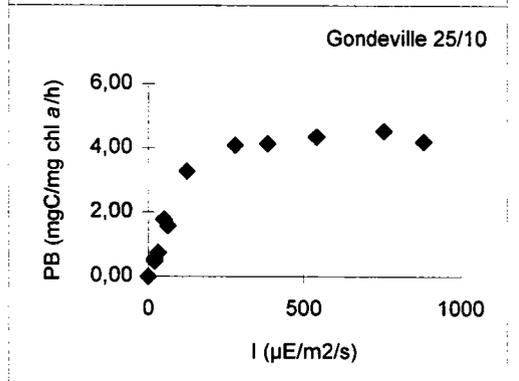
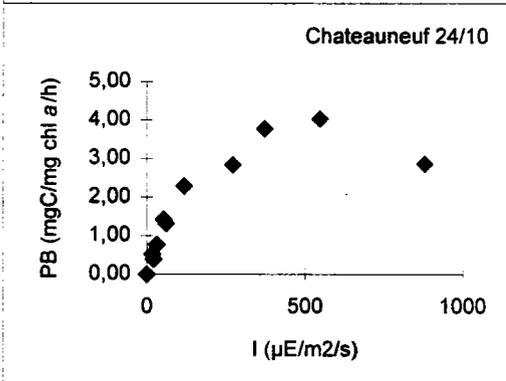
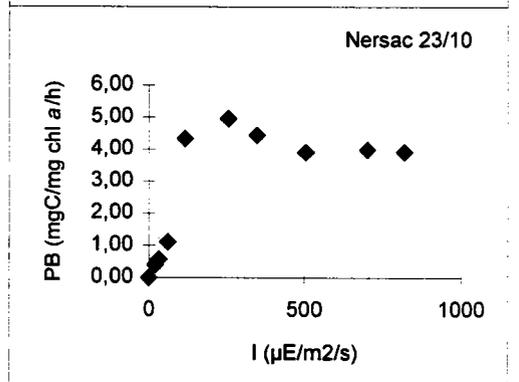
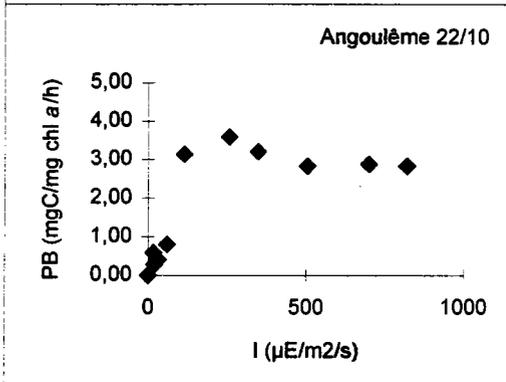
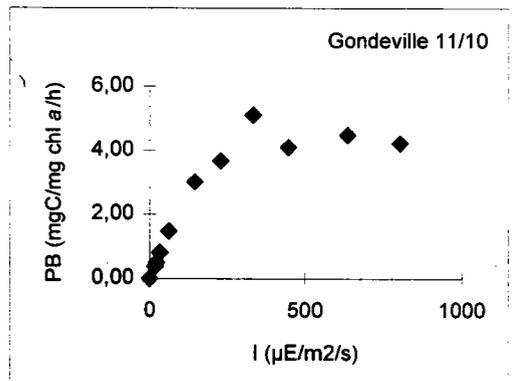
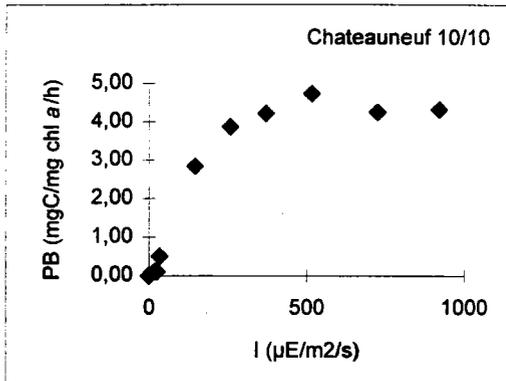
1470	606	2507	971	1392
79	53	94	34	87

⇒ **annexe 7 : courbes de production primaire I/P**









⇒ **annexe 8 : évolution des flux rejetés dans le secteur d'étude**

Evolution (1988 à 1997), des flux rejetés par les établissements industriels et par les stations d'épuration, situés sur la zone d'étude.
MO = Matière Organique (kg MO/j), MES = Matières En Suspension (Kg MES/j), MI = Matières inhibitrices (équitox/j), MA = Matières azotées (kg N/j),
MP = Matières Phosphorées (kg P/j)

Etablissements	1988					1992					1993					1994					1995					1996					1997				
	MO	MES	MI	MA	MP	MO	MES	MI	MA	MP	MO	MES	MI	MA	MP	MO	MES	MI	MA	MP	MO	MES	MI	MA	MP	MO	MES	MI	MA	MP	MO	MES	MI	MA	MP
Papeteries de Veuze	691	226														1061	107		18	2	2390	146		29	3	2579	252		29	3	2889	202		31	1
Papeteries Alamingeon S.A.		150														73	409				57	186				137	65				140	221			
OTOR papeterie	1844	3761														1803	208		20	3	1269	54		7	8	3320	700		37	7	2414	378		15	2
Cartonnerie Perot																111	333				87	274									92	45	59	1	
D.C.N.	201	296	3399		8											211	216	347	10	3	274	215	794	10	4	236	206	453	10	3	201	176	178	9	3
SOPELPA			21635													PR	PR	PR	PR	PR															
A.T.S.			6000		10											7	2	1334		13	7	2	1427		1	7	2	1681		1	7	2	1146		
S.N.P.E.	245	143														316	112	14535	2		486	121	14539	2		269	115	10758	2		132	69	7375	1	
S.B.I.	300	200	14722	1330	30											136	78	7189	1012	15	92	99	4906	665	10	112	72	0	290	6	125	118	0	290	6
S.A.F.T.		219	44000													76	114	705	5	2	77	115	733	5	2	55	82	282	4	1	62	94	236	4	1
STEP Gond Pontouvre				110	21	228	148		57	27	171	198		38	25	191	133		41	26	198	120		41	28	188	124		40	7	187	122		40	3,8
STEP Frégeneuil	697	336		261	89	1078	759		448	83	1117	843		521	81	963	656		493	82	917	611		483	80	1683	1006		604	104	685	322		120	11,2
STEP St Michel	220			88	28	211	148		117	26	270	81		135	26	206	100		121	22	193	102		111	22	188	98		111	21	168	106		105	20
STEP Chateaufneuf/Charente				16					3,1					3,1					3,8					3,1					3,1					3,1	
TOTAL	4198	5331	89756	1805	186	1517	1055	0	625	136	1558	1122	0	697	132	5154	2468	24110	1726	168	6047	2045	22399	1356	158	8774	2722	13174	1130	153	7102	1855	8994	619	48