

INSTITUT NATIONAL  
DE LA RECHERCHE AGRONOMIQUE  
Centre de Grignon-Massy-Paris  
Unité de Science du Sol

INSTITUT NATIONAL  
AGRONOMIQUE PARIS-GRIGNON  
Science des Sols et Hydrologie

## THÈSE

présentée en vue de l'obtention du diplôme de  
Docteur de l'INA PARIS-GRIGNON

par

**Safya MENASSERI**

**Mise en évidence expérimentale de compartiments  
dynamiques de la matière organique du sol.  
Apport de la modélisation et application au champ**

Thèse soutenue le 20 Décembre 1994  
devant le jury composé de:

R. CALVET, Professeur (INA-PG)  
L. JOCTEUR MONROZIER, Directeur de Recherches (CNRS)  
B. SAUGIER, Professeur (Paris-Sud XI)  
R. CHAUSSOD, Directeur de Recherches (INRA)  
T. DARBIN, Ingénieur (UNCAA)  
S. HOUOT, Chargée de Recherches (INRA)  
J.A.E. MOLINA, Professeur (St Paul USA)

Président  
Rapporteur  
Rapporteur  
Examineur  
Examineur  
Examineur  
Examineur

TH- FC13

## Résumé

Dans le but de diminuer les risques de pollution des eaux dus aux activités agricoles, il est nécessaire de prendre en compte la fourniture du sol en azote, lors de l'apport d'engrais minéraux et organiques. Cette fourniture résulte de la minéralisation de la matière organique du sol étroitement liée à l'activité biologique de la biomasse microbienne. Celle-ci, à elle seule, ne peut expliquer les 3 % de matière organique qui se minéralisent chaque année. L'objectif de notre travail était donc de quantifier un compartiment de matière organique minéralisable, intermédiaire entre la biomasse microbienne et l'humus stable du sol. Nous avons utilisé 3 approches: les incubations au laboratoire, les extractions chimiques et la modélisation. Plusieurs sites sont étudiés: (1) Grignon où le sol est limoneux, (2) Alsace où les sols sont limoneux à argileux, (3) Val de Saône où les sols sont argileux. A Grignon, trois traitements sont considérés: sol nu, maïs fertilisé et maïs non fertilisé. Une étude approfondie des trois approches a été réalisée. En Alsace, les parcelles sont cultivées en maïs. Dans le Val de Saône, les parcelles étudiées sont nues.

A Grignon, les cinétiques de minéralisation de l'azote sont d'ordre 0. Ce type de cinétique ne permet pas la détermination d'une quantité d'azote potentiellement minéralisable. Cependant, l'extrapolation des résultats des incubations a donné une bonne estimation de la minéralisation de l'azote au champ dans le sol nu et le maïs non fertilisé. Les quantités d'azote extraites par les différentes méthodes d'extraction chimiques sont de 0.3 % pour  $\text{NaHCO}_3$ , 4 % pour l'eau chaude, 1.4 % pour le tampon borate phosphate et 20 % pour l'extrait autoclave. Pour toutes les méthodes, le rapport C/N des fractions extraites est proche de celui de la matière organique du sol (8 à 10). L'extraction à l'autoclave paraît plus intéressante car c'est la seule qui diminue entre le début et la fin de la saison culturale et re-augmente après enfouissement des résidus. Ce compartiment semble lié à la biomasse microbienne car leurs fluctuations sont parallèles. L'extrait à l'autoclave et la biomasse microbienne ont donc été retenus comme compartiments actifs de la matière organique du sol. Les proportions des formes d'azote extraites par l'autoclavage varient peu pendant l'autoclavage et d'un sol à l'autre: 8% d'acides aminés, 17 %  $\text{NH}_4^+$ , 1 % de sucres aminés et 74 % d'azote non identifié. Après 4 heures d'autoclavage, 10 % de la matière organique sont déjà extraits. Cette durée pourrait être suffisante pour caractériser la fraction labile de ce compartiment de la matière organique du sol.

Au printemps, sur l'ensemble des sols étudiés, l'argile et la CEC constituent les meilleures variables explicatives des quantités d'azote minéralisé. Le compartiment organique facilement minéralisable (pool II) estimé à l'aide du modèle NCSOIL (20 % du carbone du sol, C/N>12) améliore les corrélations mais pas l'extrait autoclave. En revanche, en été, c'est la mesure de biomasse microbienne qui est la meilleure variable explicative de l'azote minéralisé. Le pool II et l'extrait autoclave améliorent les corrélations.

Le modèle NCSWAP conçu pour fonctionner sur une saison culturale sous culture de maïs, simule correctement la dynamique de l'azote et du carbone pendant cette période, à Grignon. Pendant l'interculture quelques améliorations sont à apporter au niveau de la réalimentation des pools à partir des résidus, la lixiviation des nitrates et l'effet de la température sur la minéralisation. La surestimation de la minéralisation de l'azote en cas d'utilisation de l'extrait autoclave, comme valeur initiale du pool II, est liée à la faible valeur de son C/N. Cependant, les variations de ce pool sont correctement simulées. Ce dernier résultat est encourageant et suggère de poursuivre notre recherche sur ce compartiment organique du sol.

**Mots Clefs:** Azote potentiellement minéralisable, fourniture du sol en azote, incubations, extractions chimiques, extrait à l'autoclave, NCSOIL, NCSWAP, biomasse microbienne, acides aminés, sucres aminés.

## Abstract

In order to decrease water pollution by the nitrates, the soil nitrogen supply must be considered. The soil nitrogen supply results from the soil organic matter mineralization and is related to the microbial biomass activity. The microbial biomass could explain 3 % of the organic matter mineralization during the year. The aim of this work was to quantify one or many pools of mineralizable organic matter intermediary between the microbial biomass and the stable humus. We followed three approaches: laboratory incubations, chemical extractions and modelling. Many types of soils situated in different regions are studied. In Grignon, soils are loamy and the experiment field is partitioned into a bare fallow soil, a fertilized corn and a unfertilized corn. In Alsace, soils are loamy to clayey and cultivated with corn. In Val de Saône, soils are clayey and bare.

At Grignon, nitrogen mineralization followed a zero order kinetic. This did not allow to determine the potentially mineralizable nitrogen. But the extrapolation of the results obtained at the end of the incubations started in spring gave a good estimation of the field nitrogen mineralization in the bare fallow soil and the unfertilized corn. Nitrogen amounts extracted by the different chemical extraction methods are 0.3 % for the  $\text{NaHCO}_3$ , 4 % for the boiling water method, 1.4 % for the borate phosphate buffer and 20 % for the autoclaving extract. For all methods, the C/N ratio of the extracted fractions is narrow from this of the soil organic matter. The autoclaving extraction seems to be the most interesting method because the extract decreased during the corn growing season and increased after residues incorporation after harvest. This extract and the microbial biomass were selected as active organic pools. The proportions of the different nitrogen forms extracted by autoclaving are relatively constant during the autoclaving time and from one soil to the other: 8 % of amino acids, 17 % of ammonium, 1 % of amino sugars and 74 % of unidentified nitrogen. After four hours of autoclaving, 10 % of the organic matter is already extracted. This period could be sufficient for characterising the labile fraction of this pool of organic matter.

In spring, when we consider all the studied soils, clay content and the CEC constitute the best variables which explain the amounts of mineralized nitrogen. The easily mineralizable organic pool (pool II) estimated with the NCSOIL model (20% of the total carbon, C/N >12) improves the correlation quality. In summer, the microbial biomass is the best variable which explains the amount of mineralized nitrogen during incubation. The pool II and the autoclaving extract improve the correlation quality.

The NCSWAP model built to simulate the nitrogen and carbon cycles during the growing season gives good results during this period. During the intercropping period, some improvements could be carried to the model: to link directly the residues to the pool II, to better simulate the nitrogen leaching and the temperature effect on mineralization. The overestimation of the nitrogen mineralization if we consider the autoclaving extract as an initial value for the pool II is due to its low C/N ratio. However, the fluctuations of this pool are correctly simulated. This last result is encouraging and suggests to follow our research on this pool of organic matter.

**Key words:** Potentially mineralizable nitrogen, soil nitrogen supply, incubations, chemical extractions, autoclaving extract, NCSOIL, NCSWAP, microbial biomass, amino acids, amino sugars.

*Je dédie ma thèse à mon père  
qui n'a pas eu le temps  
de soutenir la sienne.*

## Remerciements

Sabine Houot, Chargée de Recherche à l'INRA (Science du Sol, Grignon) a directement et activement encadré cette thèse. Je la remercie pour sa constante disponibilité et sa rigueur qui ont permis la réalisation de cette thèse, jusqu'à la rédaction du rapport final. De plus, je lui suis reconnaissante de m'avoir encouragée à présenter mes résultats au cours de symposiums. Ces expériences ont été très formatrices.

Je tiens à remercier Raoul Calvet, Professeur à l'INA-PG et Directeur de l'Unité de recherches, pour m'avoir accueillie et gardée au terme du stage de DEA que j'ai réalisé sous sa responsabilité au laboratoire. Je le remercie également pour les nombreux conseils et la correction méticuleuse du rapport final.

Ce travail a également été suivi par un comité de parrainage. Je tiens donc à remercier Lucile Jocteur Monrozier, Directeur de recherches (CNRS), pour les remarques constructives sur la modélisation de la compartimentalisation et de la dynamique de la matière organique, Bernard Saugier, Professeur à l'université Paris-Sud XI et Gérard Guiraud, Directeur de Recherches (CEA, Cadarache), pour avoir participé aux réunions. Celles-ci m'ont permis de faire régulièrement le point sur l'état d'avancement des expérimentations. Je remercie tout particulièrement Rémi Chaussod, Directeur de Recherches (INRA), qui m'a accueillie plus d'une fois dans son laboratoire et a toujours été disponible pour recueillir mes impressions et discuter de mes résultats. Jean Molina, Professeur à l'Université de St Paul (Minéapolis, USA), ne pouvait être là du fait de la distance. Cependant, grâce aux progrès technologiques, nous avons pu être en contact régulier. Je le remercie pour sa rapidité à répondre à nos questions concernant les modèles NCSOIL et NCSWAP.

Ce travail de thèse a été réalisé dans le cadre d'un projet de recherches où étaient associées les stations de recherches de l'INRA de Laon, Dijon, Colmar et Grignon et l'UNCAA. Je remercie Thierry Darbin, Ingénieur à l'UNCAA, pour l'intérêt qu'il a porté aux résultats de nos travaux.

Lorsque nous avons abordé la partie caractérisation biochimique des extraits à l'autoclave, Enrique Barriuso, Chargé de recherches à l'INRA (Sciences du Sol, Grignon) a été d'une aide précieuse. Je le remercie également d'être un chef d'équipe dynamique, toujours prêt à communiquer son savoir.

Marie Paule Charnay, Assistante à l'INA-PG, m'a beaucoup écoutée et conseillée dans l'exploitation des résultats présentés dans la quatrième partie. Je la remercie pour son immense disponibilité et son enthousiasme communicatif!

La partie expérimentale a été réalisée grâce à la contribution de nombreuses personnes. Beaucoup de prélèvements de sol ont été réalisés. Je remercie sincèrement Jean Noël Rampon et Christophe Labat pour m'avoir accompagnée sur les parcelles avec bonne humeur. Pierre Benoit est également intervenu sur mes parcelles pour des désherbages manuels. Merci Pierre ! Sans l'aide de Madame Letilly du laboratoire de technologie laitière qui a assuré la minéralisation de centaines d'échantillons, toute la partie concernant l'azote dans les extraits liquides aurait été quasiment impossible à réaliser. Je la remercie pour son extrême gentillesse. Je remercie également Marie

Christine Breuil que j'ai perturbée plus d'une fois au cours de ma thèse avec mes séries de dosage de carbone et autres manipulations.

Je remercie Serge Bourgeois, Maître de conférences à l'INA-PG, pour sa précieuse aide dans la mise en route des appareils peu utilisés au laboratoire.

Claudette de St Stéban m'a accueillie le jour de mon arrivée au laboratoire de Grignon. Merci pour son chaleureux accueil et pour le muguet de Mai !

Valérie Bergheaud a été disponible dans des moments difficiles. Je la remercie pour sa sérénité et sa riche expérience. Je remercie Véronique Etiéviand, Hélène Jean-Jacques, Thérèse Lasnier, pour l'ambiance accueillante du laboratoire. Je n'oublie pas la sympathique équipe de stagiaires: Claire, Rahima, Ulrike, Hélène, Claude, Fatima, Nelly et tous les autres. Christine Brammer m'a aidée au cours d'un stage en réalisant un excellent dossier bibliographique sur le maïs. Je la remercie. Merci à Colette Elie, Geneviève Signeux, Thérèse Dimey et Raymonde Jézéquel pour les services rendus. Je n'oublie pas non plus Geneviève Fouchard pour le chauffage allumé les matins froids d'hiver et les jolies bouquets de fleurs qui égayaient le laboratoire.

Je remercie toutes les autres personnes de l'Unité de Sciences du Sol de l'INRA Grignon, pour les rapports amicaux et d'entraide qui règnent au laboratoire.

Et puis je tiens à remercier tous mes amis de la Rose des Vents: Muriel, Carole, Véronica, Ricardo, Pablo, Vincent, Marie Laure, Ester, Neïma, Dominique et tous les autres pour leurs bons tuyaux! J'ai pu profiter de leurs connaissances dans leur domaine de recherches et du matériel existant dans leur laboratoire.

Que tous ceux qui ont contribué de près ou de loin à ce travail trouvent ici l'expression de mon amitié.

Je termine par une pensée à mes amis, ma famille et Jean Marc grâce à qui les inévitables coups de barre ont été fugaces!

# Sommaire

<b>Introduction</b>	1
<b>I- Matériel et méthodes</b>	9
1. Présentation des sites étudiés	9
1.1- Dispositif expérimental de Grignon	9
1.1.1- Le sol	9
1.1.2- Les traitements	9
1.1.3- Les données climatiques	12
1.2- Parcelles expérimentales situées en Alsace et dans le Val de Saône	12
1.2.1- Les sols	12
1.2.2- Les conditions climatiques	14
2. Caractéristiques analytiques suivies au champ	15
2.1- Grignon	15
2.1.1- Teneur en eau	15
2.1.2- Azote minéral	15
2.1.3- Biomasse microbienne	15
2.1.4- Extractions chimiques	16
2.1.5- Analyse de la variabilité spatiale	17
2.2- Autres sites	
3. Cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote en conditions contrôlées de laboratoire	17
4. Caractérisation biochimique de l'azote organique des sols et de l'extrait autoclave et variation au cours d'une incubation au laboratoire	18
4.1- Hydrolyse acide des sols	18
4.2- Variation des formes d'azote extraites par autoclavage au cours de l'incubation des sols	18
4.2.1- Extraction à l'autoclave modifiée	19
4.2.2- Hydrolyses des extraits autoclave	19
5. Méthodes d'analyse	19
5.1- CO <sub>2</sub>	19
5.2- Carbone organique des extraits	19
5.3- Azote minéral	20
5.4- Azote total des extraits liquides	20
5.5- Identification des différentes formes d'azote	20
5.5.1- Osamines	21
5.5.2- Ammonium	21
5.5.3- Acides aminés	21
6. Les modèles	21
6.1- Le modèle NCSOIL	21
6.1.1- Description	21
6.1.2- Estimation des paramètres du modèle et exemples d'application	24
6.1.3- Utilisation de NCSOIL dans la caractérisation d'un compartiment de matière organique potentiellement minéralisable pendant une saison culturale	25
6.2- Le modèle NCSWAP	26
6.2.1- Description	26
6.2.2- Fichier d'entrées	29
6.2.3- Les simulations réalisées	31
6.2.4- Validation du modèle sur toute l'année	31

<b>II- Variations saisonnières du carbone et de l'azote extraits par différentes méthodes biologiques ou chimiques. Relation avec la fourniture du sol en azote au champ.</b>	33
Introduction	33
1. Variations saisonnières du carbone et de l'azote extraites par différentes méthodes biologique ou chimiques dans l'horizon superficiel des trois parcelles à Grignon	34
1.1- Pendant la croissance du maïs (Mai à Octobre 1992)	34
"Field test of biological and chemicals methods for estimating soil nitrogen supply in a temperate climate"	35
1.2- Pendant l'interculture (Octobre 1992 à Avril 1993)	46
1.3- Variabilité spatiale des mesures	46
2. Variations saisonnières du carbone et de l'azote extraits par différentes méthodes chimiques dans l'horizon 30-60 cm dans les trois parcelles de Grignon	49
3. Variations saisonnières de la minéralisation du carbone et de l'azote au cours s'incubations au laboratoire en conditions contrôlées	54
4. Conclusion	56
<b>III- Intégration des résultats expérimentaux dans le modèle NCSWAP: validation à Grignon</b>	59
Introduction	59
1. Validation de NCSWAP pendant la croissance du maïs entre Mai et Octobre 92	59
"Field calibration of the decomposition rate of soil organic pools in the NCSWAP model"	59
2. Validation de NCSWAP pendant l'interculture entre Octobre 92 et Avril 93	77
"Simulation by NCSWAP of nitrates and active organic matter pools dynamics in winter during the intercropping season"	77
3. Synthèse des deux périodes simulées	93
4. Conclusion	98
<b>IV- Variation de compartiments expérimentaux ou simulés de la matière organique du sol en fonction des conditions pédoclimatiques</b>	101
1. Variation des compartiments organiques expérimentaux et simulés en fonction des caractéristiques des sols	101
1.1- Extractibles microbiens	101
1.2- C et N extraits par autoclavage	103
1.3- C et N minéralisables en conditions optimales de l'activité biologique estimés à partir de résultats d'incubations	103
1.3.1- Carbone	103
1.3.2- Azote	105
1.4- Estimation d'un compartiment de matière organique labile facilement minéralisable à l'aide de NCSOIL (pool II)	106
1.5- Corrélations entre toutes les caractéristiques des sols au printemps	108
2. Variations saisonnières des compartiments organiques expérimentaux et simulés	110
2.1- A Grignon	110
2.1.1- Extractible microbien et extrait autoclave	110
2.1.2- Carbone et azote minéralisés en conditions optimales d'activité microbienne	110
2.1.3- Estimation du pool II à l'aide de NCSOIL	113
2.1.4- Conclusion	113
2.2- Les autres sites	114
2.2.1- Extractible microbien et extrait autoclave	114
2.2.2- Carbone et azote minéralisés en conditions optimales d'activité biologique	120
2.2.3- Estimation du pool II à l'aide de NCSOIL	120
2.3- Comparaison des corrélations réalisées au printemps et en été	120
3. Impact de la fertilisation	122
4. Estimation de l'azote potentiellement minéralisable: comparaison entre la modélisation et les méthodes analytiques	124
5. Conclusion	126

<b>V- Caractérisation biochimique et dynamique de l'extrait autoclave au cours d'incubations au laboratoire</b>	129
"Characterization and dynamics of the organic matter extracted by autoclaving in three french soils, during laboratory incubations	130
<b>Conclusion générale</b>	147
<b>Références bibliographiques</b>	152

# Introduction

## Introduction

En Europe, les nitrates polluant les eaux souterraines proviennent essentiellement des activités agricoles: épandages d'engrais fréquemment excédentaires et décomposition des résidus restitués au sol en quantités importantes (Bockman et al., 1990). Dans de nombreux pays, la concentration en nitrates des eaux de consommation est réglementée. Pour la Communauté Européenne, la limite est de 50 mg l<sup>-1</sup>. Les excédents d'azote minéral dans les sols agricoles, sont le résultat de la fertilisation excédentaire. De plus, très souvent, on ne tient pas compte de la minéralisation de l'azote organique endogène et provenant des résidus de culture. En effet, 1 à 3 % de la matière organique du sol se minéralisent chaque année (Keeney et Bremner, 1966) et contribuent donc à la fourniture du sol en azote disponible pour la culture. Cette minéralisation de l'azote est associée à l'activité de la biomasse microbienne qui ne représente qu'une petite partie (2 à 5 %) de la matière organique du sol (Jenkinson et Rayner, 1977; Juma et Paul, 1981). Le carbone joue, lui aussi, un rôle fondamental dans le cycle de l'azote puisqu'il constitue la source énergétique des microorganismes (Stewart et al., 1987). Les pratiques agricoles ont un impact direct sur l'activité microbienne du sol. C'est pourquoi leur modification afin de réduire les risques de pollution nécessite une meilleure quantification des processus de transformations de l'azote (Johansson et al., 1987). De plus, il devient impératif de définir des critères qui décrivent et quantifient correctement les effets des pratiques culturales sur la qualité de la matière organique (Campbell et al., 1991), pour une large gamme de situations culturales (Powlson, 1993).

Il existe quatre principales approches de l'azote potentiellement minéralisable du sol (Juma et McGill, 1986):

- les incubations aérobies ou anaérobies. Elles permettent de déterminer des vitesses de dégradation sans s'intéresser à la nature chimique des composés qui se minéralisent,
- les extractions chimiques. Ces méthodes sont empiriques et n'apportent aucune information sur la réaction même de minéralisation (Carski et Sparks, 1987). Néanmoins, elles présentent l'intérêt d'être simples et rapides.
- les hydrolyses acides. Elles permettent de caractériser la matière organique du sol.
- la modélisation qui permet de prendre en compte simultanément l'ensemble des processus mis en jeu dans le cycle de l'azote et leurs interactions ainsi que l'effet des facteurs environnementaux et anthropiques sur la dynamique de la matière organique.

Ces approches ne sont pas exclusives mais, nous le verrons, complémentaires. L'ordre de présentation des différentes approches permet de mettre en évidence cette complémentarité.

## *Les incubations*

Le potentiel de minéralisation de l'azote d'un sol a été proposé comme critère de définition de la qualité de la matière organique (Campbell et al., 1991). Les incubations peuvent être de type aérobie (Stanford et Smith, 1972) ou anaérobie (Sims et al., 1967). Les incubations en milieu anaérobie présentent deux avantages essentiels par rapport aux incubations en milieu aérobie: (1) l'ajustement de l'humidité du sol à une teneur en eau optimale qui n'est pas la même d'une étude à l'autre n'est plus nécessaire, (2) pour une même durée d'incubation, la quantité d'azote minéralisé est plus importante que lors d'une incubation en milieu aérobie. Dans la méthode d'incubation appliquée par Stanford et Smith, le sol préalablement séché puis réhumecté est mis à incuber pendant 30 semaines, en conditions aérobies. Des lessivages réguliers du sol permettent d'obtenir l'azote minéralisé pendant l'incubation. La minéralisation rapide au début de l'incubation permet d'ajuster une cinétique d'ordre 1 et de calculer un compartiment d'azote potentiellement minéralisable  $N_0$ . La vitesse de décomposition du substrat est fonction de sa concentration.

$$N_m = N_0 (1 - \exp^{-k t})$$

avec  $N_m$ , l'azote minéralisé au cours du temps ( $\text{mg kg}^{-1}$ )  
 $N_0$ , l'azote potentiellement minéralisable ( $\text{mg kg}^{-1}$ )  
 $k$ , la constante de vitesse de minéralisation ( $\text{mg kg}^{-1} \text{j}^{-1}$ )  
 $t$ , le temps (j)

Selon Stanford et al. (1977),  $k$  et  $N_0$  constituent des caractéristiques fiables de prévision de la capacité minéralisatrice d'un sol.

Certains auteurs ont cependant observé des cinétiques de minéralisation d'ordre 0 (Tabatai et Al Khafaji, 1980; Addiscott, 1983). En général, les sols utilisés dans ces cas sont des sols frais. Ce type de cinétique indique que pendant la période de minéralisation étudiée, la concentration du substrat n'est pas limitante. La vitesse de dégradation ne dépend plus de la concentration du substrat (Paul et Clark, 1989).

En plus de la détermination d'un compartiment d'azote facilement minéralisable généralement bien corrélé avec les rendements des cultures ou la fourniture du sol en azote (Stanford et Smith, 1972; El Harris et al., 1983; Bonde et Lindberg, 1988; Campbell et al., 1991; Malhi et al., 1992), ces incubations permettent d'étudier les effets:

- de la texture, de la nature des microorganismes du sol sur les quantités de carbone et d'azote minéralisés (Hassink, 1992)
- des propriétés chimiques et physiques du sol sur la minéralisation de l'azote (Simard et N'dayegamye, 1993).

- du passé cultural sur les cinétiques de minéralisation (Beauchamp et al., 1986).

Les incubations de sol au laboratoire permettent également de calculer des vitesses de dégradation de substrats tels que les résidus de récolte (Jenkinson, 1977; Vigil et Kissel, 1991; Grant et al., 1993) qui sont par la suite introduites dans des modèles de simulation.

### *Les extractions chimiques*

La recherche d'un test rapide réalisable en routine comme indice de la fourniture du sol en azote constitue toujours une préoccupation depuis 40 ans (Keeney, 1982; Stanford, 1982).

Les méthodes d'extraction chimique extraient de 1 à 80 % de l'azote total du sol, si l'on considère aussi les hydrolyses acides. Elles sont diverses et dépendent de la force de l'extraction. Elles sont trop nombreuses pour les citer toutes. Voici quelques exemples:

<i>Extractions douces:</i>	% de Ntotal
- NaHCO <sub>3</sub> (McLean, 1964)	1 à 2
- KCl (McTaggart et Smith, 1993)	0.6 à 0.7
- les extractions à l'eau chaude (Lesire et al., 1981; Pont et Neyroud, 1989)	1 à 5
- le tampon borate phosphate (Gianello et Bremner, 1988)	1 à 4
 <i>Extractions intermédiaires:</i>	
- les extractions à l'autoclave (Stanford et DeMar, 1969; Juma et Paul, 1984; Doran, 1987)	20 à 30
 <i>Extractions fortes:</i>	
- les hydrolyses acides (Juma et Paul, 1984; Egoumenides et al., 1987; Vong et al., 1990)	70 à 80

Habituellement ces méthodes sont évaluées à partir de la comparaison des quantités extraites avec le rendement et l'azote prélevé par les plantes (Smith, 1965; Keeney et Bremner, 1966; Jenkinson, 1968; Lesire et al., 1981; Giroux et Sen Tran, 1987; McTaggart et Smith, 1993), la disponibilité de l'azote dans le sol (Fox et Piekelek, 1978; Hong et al., 1990), ou l'azote minéralisé au cours d'une cinétique de minéralisation (Juma et Paul, 1984; Gianello et Bremner, 1988). Elles sont intéressantes lorsqu'elles permettent de réaliser une bonne discrimination entre les sols étudiés (Lesire et al., 1981; Gianello et Bremner, 1988). Très peu d'auteurs étudient la variation dans le temps de ces quantités d'azote extraites exceptés ceux qui utilisent les hydrolyses acides (Vong et al., 1990). Certains auteurs (Stanford et DeMar,

1969; Srivastava, 1975; Nemeth et al., 1988; Pont, 1992) se sont intéressés à la caractérisation biochimique de l'azote extrait pour mieux comprendre sa disponibilité vis à vis de la culture durant la saison culturale. Appel et Mengel (1992) tentent de les intégrer dans des modèles de simulation.

### *Les hydrolyses*

Elles constituent la principale technique de dégradation chimique utilisée en Science du Sol pour les études de la matière organique (Barriuso, 1985). Nous traiterons des hydrolyses à l'acide chlorhydrique qui permettent de mettre en évidence les formes azotées de la matière organique.

Environ 80 % de l'azote organique sont hydrolysables. La matière organique du sol est constituée de 25 à 50 % d'acides aminés, 3 à 10 % de sucres aminés et 20 % d'azote non identifié (Sowden, 1977). Ces valeurs dépendent de la concentration de l'acide utilisé. Selon certains auteurs, cette méthode surestime l'azote potentiellement minéralisable (Giroux et Sen Tran, 1987) car elle ne permet pas de dissocier l'azote de la phase organique active et de la phase organique passive (Juma et Paul, 1984). Cependant, elle permet de mieux comprendre la minéralisation de la matière organique en relation avec les caractéristiques physico-chimiques des sols (Gonzalez Pietro et Carballas, 1991) et plus précisément la manière dont les argiles protègent la matière organique du sol (Anderson et al., 1981).

Dans les sols, les acides aminés sont souvent associés au matériel cellulaire bactérien, ce qui suggère qu'ils sont d'origine microbienne plutôt que végétale (Parsons et Tinsley, 1975). Les acides aminés sont considérés comme une source d'azote minéralisable car leur diminution pendant la saison culturale a déjà été observée (Paul et Clark, 1989). De plus, ils sont étroitement liés à l'activité microbienne puisqu'ils évoluent dans le même sens que la biomasse microbienne (Vong et al., 1990). L'abondance de l'azote attribué aux acides aminés fluctue selon les conditions d'activité biologique et l'environnement organo-minéral (Jocteur Monrozier et Andreux, 1981).

Les sucres aminés se trouvent principalement sous forme de glucosamine et de galactosamine (Parsons et Tinsley, 1975). Jacquin (1960) a observé qu'une diminution des acides aminés s'accompagnait d'une augmentation des sucres aminés dans des sols mis en incubation, surtout quand les microorganismes étaient représentés majoritairement par les bactéries.

L'ammonium provient essentiellement de l'hydrolyse des acides aminés (Parsons et Tinsley, 1975) et des sucres aminés (Vong et al., 1990). L'ammonium fixé sur les argiles libéré pendant l'hydrolyse constitue également une grande part de la fraction ammoniacale.

Les hydrolyses acides, sont également utilisées, associées au marquage isotopique, pour étudier l'incorporation de l'azote marqué apporté sous forme organique ou minérale

dans l'humus, ou la biomasse microbienne ou ses métabolites (Cheng et Kurtz, 1963; Ladd et Paul, 1973; Barak et al., 1990).

### *Les modèles*

Depuis quelques années, les connaissances sur le "turnover" de la matière organique sont suffisantes pour envisager leur intégration dans des modèles de simulation et d'analyse (Cole et al., 1987). En effet, la conception de modèles permet d'organiser les connaissances que l'on a du cycle complexe de l'azote (Frissel et Van Veen, 1978). Parmi les modèles qui décrivent la dynamique de la matière organique, certains sont mis au point pour être appliqués à des expérimentations menées au laboratoire (Paul et Juma, 1981; Molina et al., 1983; Sallih et Pansu, 1993) et d'autres, plus complexes sont applicables à des conditions de plein champ: EPIC (Williams et al., 1984), NCSWAP (Molina et Richards, 1984), CERES (Jones et Kiniry, 1986), CENTURY (Parton et al., 1987), .... Ces derniers peuvent être classés selon différents critères :

- la période de simulation considérée: la saison culturale ou l'année (Molina et Richards, 1984; Johansson, 1987), plusieurs dizaines d'années (Van der Linden et al., 1987) voire centaines d'années (Parton et al., 1987)

- le nombre et la nature des processus pris en compte: la minéralisation de l'azote, la lixiviation, le prélèvement d'azote par la plante (Addiscott et Whitmore, 1987), l'immobilisation (Johansson et al., 1987) et la fixation de l'azote (Parton et al., 1987). Il existe des modèles qui ne décrivent que les flux d'azote minéral dans le sol sans tenir compte des processus de transformations biologiques (Burns, 1974).

- les objectifs: prévision de rendement, de risque de pollution ou uniquement à but de recherche.

- le nombre de compartiments de matière organique considérés. La biomasse microbienne est en général toujours considérée, les résidus de récoltes et les racines, également (Molina et al., 1983; Grant et al., 1993; Bradburry et al., 1990). Par contre, au niveau des autres compartiments actifs de la matière organique non microbiens, les concepts utilisés diffèrent d'un modèle à l'autre. La distinction entre ces compartiments peut être établie en fonction de leur nature biochimique. Mc Gill et al. (1981) considèrent les humats qui résultent de l'association entre des acides aminés et des composés phénoliques. Van der Linden et al. (1987) considèrent 4 compartiments de matière organique de composition biochimique différente et donc plus ou moins résistants à la dégradation par les microorganismes. Le compartiment le plus facilement biodégradable est constitué par les

sucres, les protéines et les hydrates de carbone. Le plus souvent, les compartiments de matière organique sont classés selon leur constante de dégradation (Pansu, 1989), ou leur temps de "turnover" (Jenkinson et Rayner, 1977; Parton et al., 1987). Il existe des modèles très simples comme celui de Wolf et al. (1989) où la matière organique est divisée en partie labile et partie stable. Selon la durée de simulation du modèle, l'humus stable est considéré (Bradburry et al., 1990) ou non (Molina et al., 1983; Sallih et Pansu, 1993). Ces compartiments sont caractérisés par leur C/N, leur constante de dégradation et leur efficacité d'utilisation par la biomasse microbienne (Paul et Voroney, 1980; Molina et al., 1983; Paul et Juma, 1984).

### *Objectifs de la thèse*

Le cadre de notre travail porte sur la mise au point d'une approche simple, rapide et fiable d'évaluation de la capacité d'un sol à fournir de l'azote minéral pendant une saison culturale. Nous avons, pour cela, utilisé les différents outils cités qui permettent d'étudier la dynamique de la matière organique. Notre souci étant l'application directe de la méthode dans le milieu agricole, nous avons travaillé en conditions de plein champ, en partie chez les agriculteurs. Les phénomènes que nous avons tenté d'étudier sont: la minéralisation de l'azote pendant la saison culturale, en relation avec les fluctuations de la biomasse microbienne et d'autres compartiments actifs non microbiens de la matière organique, la décomposition des résidus pendant l'interculture toujours en relation avec la matière organique active du sol. Nous avons alors poursuivi l'étude, déjà initiée en 1989 par Houot et Chaussod (1990), de validation du modèle NCSWAP élaboré par Molina et Richards (1984) au département de Science du sol de l'Université du Minnesota (USA). Ce modèle fonctionne sur une année avec un pas de temps journalier. Il décrit la dynamique de l'azote et du carbone dans le système Sol-Plante-Eau. Il comporte trois sous-modèles qui décrivent respectivement la croissance de la plante, les flux d'eau et d'azote dans le sol et la dynamique de la matière organique du sol (NCSOIL). Notre travail a porté sur le modèle NCSOIL, étudié seul ou intégré dans le modèle NCSWAP. La dynamique de l'azote associée à celle du carbone est basée sur l'existence de deux compartiments actifs de matière organique: la biomasse microbienne ou pool I et un compartiment en voie d'humification mais biodégradable ou pool II. Nous disposons de peu d'informations sur ce compartiment non microbien d'azote et de carbone minéralisables. Jusqu'à l'heure actuelle, celui-ci était déterminé à partir des cinétiques de minéralisation de l'azote et du carbone obtenues au cours d'incubations de longue durée menées au laboratoire. Nous nous sommes alors fixés pour objectif de mieux le caractériser et de chercher une méthode d'extraction chimique rapide et simple qui permettrait de le quantifier.

### *Démarche adoptée*

Elle comporte 4 étapes.

Nous avons tout d'abord cherché à mettre en évidence des compartiments de la matière organique considérés actifs sur la base de leur dynamique durant la saison culturale. La biomasse microbienne peut d'ores et déjà être considérée comme un de ces compartiments. Pendant la saison culturale, on peut distinguer les phases de minéralisation nette et d'immobilisation nette. La période de croissance des plantes est un exemple de phase de minéralisation nette qui permet la nutrition azotée des cultures. Au cours de cette période, le ou les compartiments actifs devraient voir leur taille diminuer. En revanche après la récolte, la période qui suit l'enfouissement des résidus est une phase d'immobilisation nette qui permet la reconstitution du ou des compartiments organiques actifs (Feng et al., 1990; Lemaître, 1992). Dans cette première étape, nous avons testé plusieurs méthodes d'extractions chimiques de compartiments organiques qui dans la littérature donnaient de bons résultats lorsqu'elles étaient corrélées au rendement ou à la fourniture du sol en azote: l'extraction à l'autoclave (Stanford et DeMar, 1969), à l'eau bouillante (Livens, 1959), au bicarbonate de sodium (McLean, 1964) et au tampon borate phosphate (Gianello et Bremner, 1988). Sur le site de Grignon, nous avons réalisé mensuellement ces extractions ainsi que des mesures de biomasse microbienne pendant toute une saison culturale. Le but était de mettre en évidence un compartiment dont la taille diminuerait pendant la phase de minéralisation nette puis augmenterait pendant la phase d'immobilisation nette après l'enfouissement des résidus. Le cycle de l'azote étant étroitement lié à celui du carbone, nous avons suivi les fluctuations du carbone et de l'azote contenus dans tous les extraits.

Dans la seconde partie, nous avons utilisé les résultats expérimentaux précédents pour valider un modèle décrivant la dynamique du carbone et de l'azote dans le système Sol-Plante-Eau, NCSWAP. Cette validation s'est basée sur la comparaison des résultats de la simulation aux mesures expérimentales faites au champ: teneur en eau et en azote dans le sol, variation de la biomasse microbienne, croissance de la culture. Une attention particulière a été portée à l'évolution des compartiments organiques considérés par NCSWAP: la biomasse microbienne et le "pool II" présentés précédemment. Deux valeurs initiales de pool II ont été testées: le résultat de l'extraction à l'autoclave en début de simulation qui semblait donner des résultats intéressants dans la deuxième partie de ce travail et l'optimisation du pool II à l'aide de NCSOIL, sous modèle de NCSWAP décrivant la dynamique du carbone et de l'azote, à partir des résultats d'incubation de sol au laboratoire. Cette seconde méthode est la méthode classique d'estimation du compartiment de matière organique minéralisable aussi bien sur le plan expérimental qu'au cours des utilisations précédentes de NCSOIL. Au cours des simulations avec NCSWAP, les résultats de l'évolution du pool II ont été comparés aux résultats de l'extrait à l'autoclave dans le premier cas. Des incubations ont été réalisées à 4 moments de l'année (printemps, été, automne, hiver), permettant de calculer un compartiment

actif à chaque saison comme au début de la saison culturale. Ces résultats sont comparés à ceux obtenus au cours de la simulation avec NCSWAP dans le second cas. Dans cette deuxième partie, nous avons étudié la minéralisation des compartiments organiques au cours de la croissance du maïs pendant la saison culturale et la reconstitution des compartiments organiques au cours de l'interculture après l'enfouissement des résidus.

Dans la quatrième partie, nous avons testé dans d'autres situations pédoclimatiques, les résultats obtenus à Grignon. Le but était de vérifier la généralisation possible de la méthode proposée de mesure de compartiment "actif".

Dans la dernière partie, nous avons caractérisé les différentes formes de l'azote extraites au cours de l'autoclavage et étudié leurs variations au cours d'incubations pendant une phase de minéralisation nette. Cette caractérisation était entreprise afin de préciser la participation éventuelle de certaines formes d'azote au processus de minéralisation.

# I

## Matériel et méthodes

## Matériel et méthodes

### 1- Présentation des sites étudiés

#### 1.1- Dispositif expérimental de Grignon

##### *1.1.1- Le sol*

Le dispositif se situe à Grignon, en région parisienne (Yvelines), dans le domaine de la ferme expérimentale de l'Institut National Agronomique Paris-Grignon. Le sol d'une profondeur allant de 90 à 120 cm s'est développé sur un plateau dont l'assise calcaire est recouverte par un loess épais de trois mètres environ (Cadot, 1993). Il s'agit d'un sol brun dont les caractéristiques sont décrites dans le tableau 1.1. L'horizon de surface (0-30 cm) est pauvre en matière organique (1.9 %). L'horizon sous jacent (30-60 cm) présente une teneur en matière organique égale à la moitié de celle de l'horizon de surface. Après une pluie, le sol se ressuie rapidement et aucun signe de stagnation d'eau n'est observé. Les teneurs en eau à la capacité de rétention dans les deux premiers horizons du profil ont été déterminées à l'aide de la méthode décrite par Mériaux (1979). Nous avons prélevé des cylindres de sol que nous avons saturés par la base en les disposant sur des plaques de verre fritté disposées dans des récipients contenant de l'eau. Une fois les cylindres de sol saturés, nous les avons laissés ressuyer 24 heures sur un entonnoir. Sur le dessus de l'échantillon, nous avons appliqué un parafilm afin d'éviter les pertes par évaporation. Après ressuyage, nous avons effectué une pesée, puis nous avons placé les cylindres dans une étuve à 105°C pendant 24 heures afin d'avoir le poids sec. Nous avons pu constater la similarité des résultats obtenus par cette méthode et ceux obtenus par la méthode de la presse à membrane, si l'on considère que la teneur en eau à la capacité de rétention est l'humidité à pF 2 (Serra Witting, communication personnelle).

##### *1.1.2- Les traitements*

Le dispositif expérimental a été mis en place au début de l'année 1992 et suivi jusqu'en octobre 1993. La parcelle étudiée a été divisée en 3 sous parcelles: sol nu (500 m<sup>2</sup>), maïs fertilisé (5500 m<sup>2</sup>) et maïs non fertilisé (500 m<sup>2</sup>). Le premier semis de maïs a eu lieu le 26 avril 1992. En 1992, 120 kg N ha<sup>-1</sup> ont été apportés au semis sous forme d'ammonitrate. Un épandage d'atrazine (1.3 kg ha<sup>-1</sup>) a été réalisé au même moment. Des désherbages manuels (sarclages) ou avec un herbicide (Roundup) ont permis de supprimer toute mauvaise herbe sur la parcelle non cultivée pendant la saison culturale. La récolte du maïs a eu lieu le 6 octobre 92. Les trois parcelles ont été labourées le 16 novembre suivant, ceci permettant

l'enfouissement des résidus de maïs dans les parcelles cultivées. En 1993, le semis a été réalisé le 21 avril et la récolte début octobre. Une quantité de 120 kg N ha<sup>-1</sup> a été apportée, sous forme d'ammonitrate, au semis.

**Tableau 1.1.** *Caractéristiques analytiques du sol brun de Grignon.*

Horizons	Carbone Azote		C/N	pH <sub>eau</sub>	Θ <sub>cr</sub> * %	granulométrie (g kg <sup>-1</sup> )		
	g kg <sup>-1</sup>					Argiles	Limons	Sables
Ap (0-30 cm)	10.8	1.30	8.31	7.3	24.3	220	730	50
A/B (30-60 cm)	6.5	0.76	8.55	7.6	23.6	230	730	30
B (60-90 cm)	3.5	0.45	7.78	7.9	21.0	270	690	40
C (90-120 cm)	3.2	0.40	8.00	8.3	21.0	205	772	23

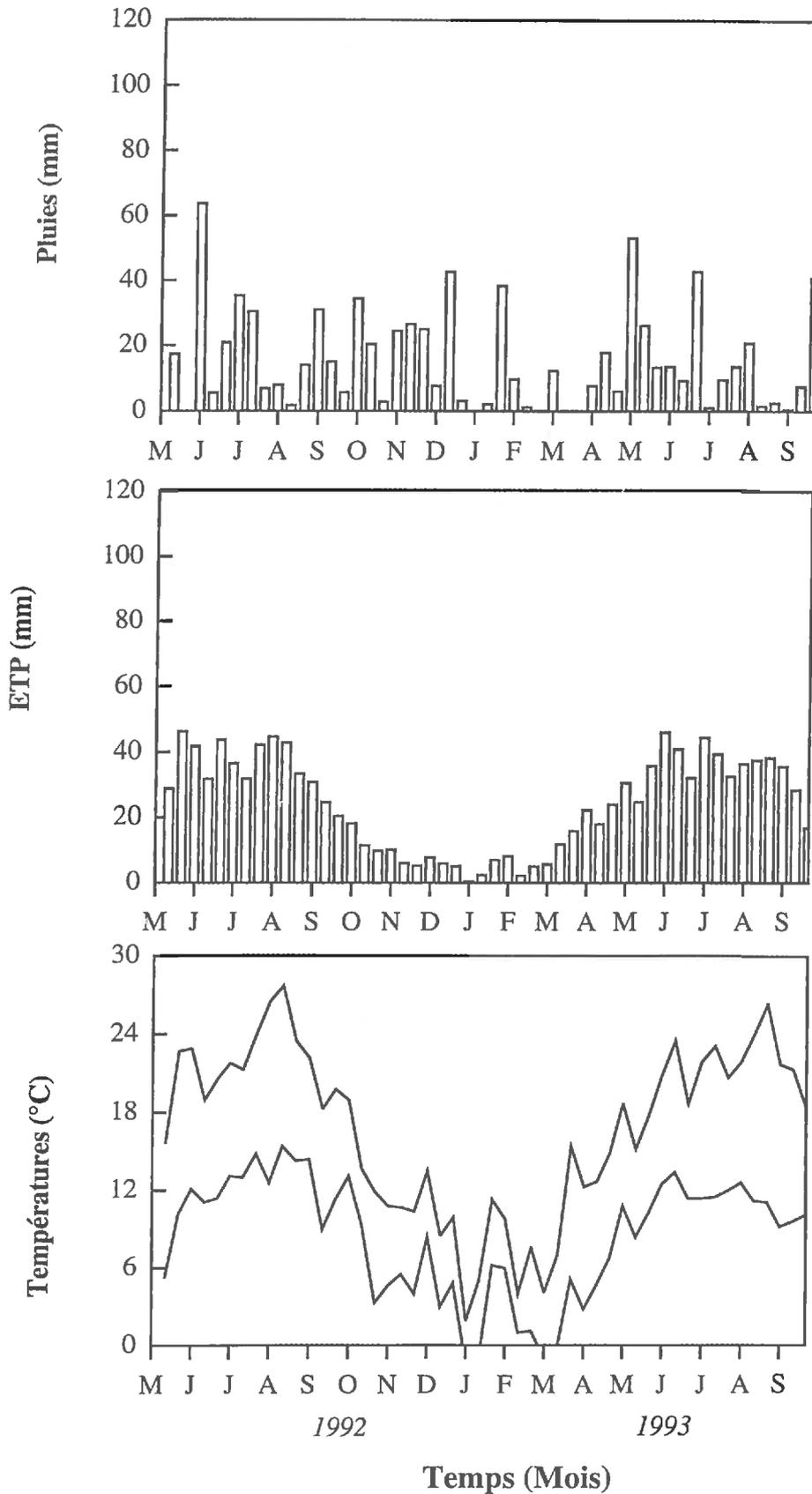
\*Θ<sub>cr</sub>, teneur en eau à la capacité de rétention en eau

**Tableau 1.2.** *Caractéristiques analytiques des horizons de surface des sols étudiés en Alsace et Val de Saône.*

Parcelles	Carbone Azote		C/N	pH <sub>eau</sub>	Θ <sub>cr</sub> * %	granulométrie (g kg <sup>-1</sup> )		
	g kg <sup>-1</sup>					Argiles	Limons	Sables
<u>ALSACE</u>								
Elsenheim (121)	48.8	6.26	7.8	7.6	34.2	440	280	280
Heidolsheim (187)	17.0	2.07	8.2	8.1	20.2	250	390	370
Herbsheim (192)	15.5	1.84	8.4	7.8	22.7	250	320	440
Mackenheim (277)	13.7	1.65	8.3	8.1	31.0	370	340	200
Rossfeld (412)	13.7	1.62	8.4	8.1	26.7	300	380	270
Rossfeld (412b)	40.5	4.50	9.0	8.0	34.4	430	250	230
<u>VAL DE SAONE</u>								
11	36.7	4.60	8.0	7.1	45.3	614	291	95
15	30.2	3.70	8.2	7.6	39.5	479	521	0
19	22.8	2.80	8.1	7.7	31.8	362	516	112
24	20.5	2.70	7.6	6.2	31.2	357	570	66
30	29.5	3.60	8.2	6.7	46.0	564	221	220

\*Θ<sub>cr</sub>, teneur en eau à la capacité de rétention en eau

Figure 1.1. Données climatiques décadaires à Grignon en 1992 et 1993 relevées à la station météo INRA: pluviométrie, ETP Penman, températures minimale et maximale de l'air.



### *1.1.3- Les données climatiques*

Les données climatiques ont été recueillies à la station météorologique de l'INRA à Grignon. La pluviométrie moyenne annuelle est de 642 mm, avec un excédent hivernal de 179 mm et un déficit estival de 235 mm. La pluviométrie est caractérisée par des pluies de faibles intensités pénétrant rapidement dans le sol. La température moyenne annuelle est de 10°C. Les données climatiques des deux années d'expérimentation au champ sont présentées dans la figure 1.1. Pendant la période où s'est déroulée notre étude, la pluviométrie annuelle est de 540 mm sur les deux années, avec un déficit estival de 258 mm pendant la première saison culturale et 232 mm pendant la deuxième saison.

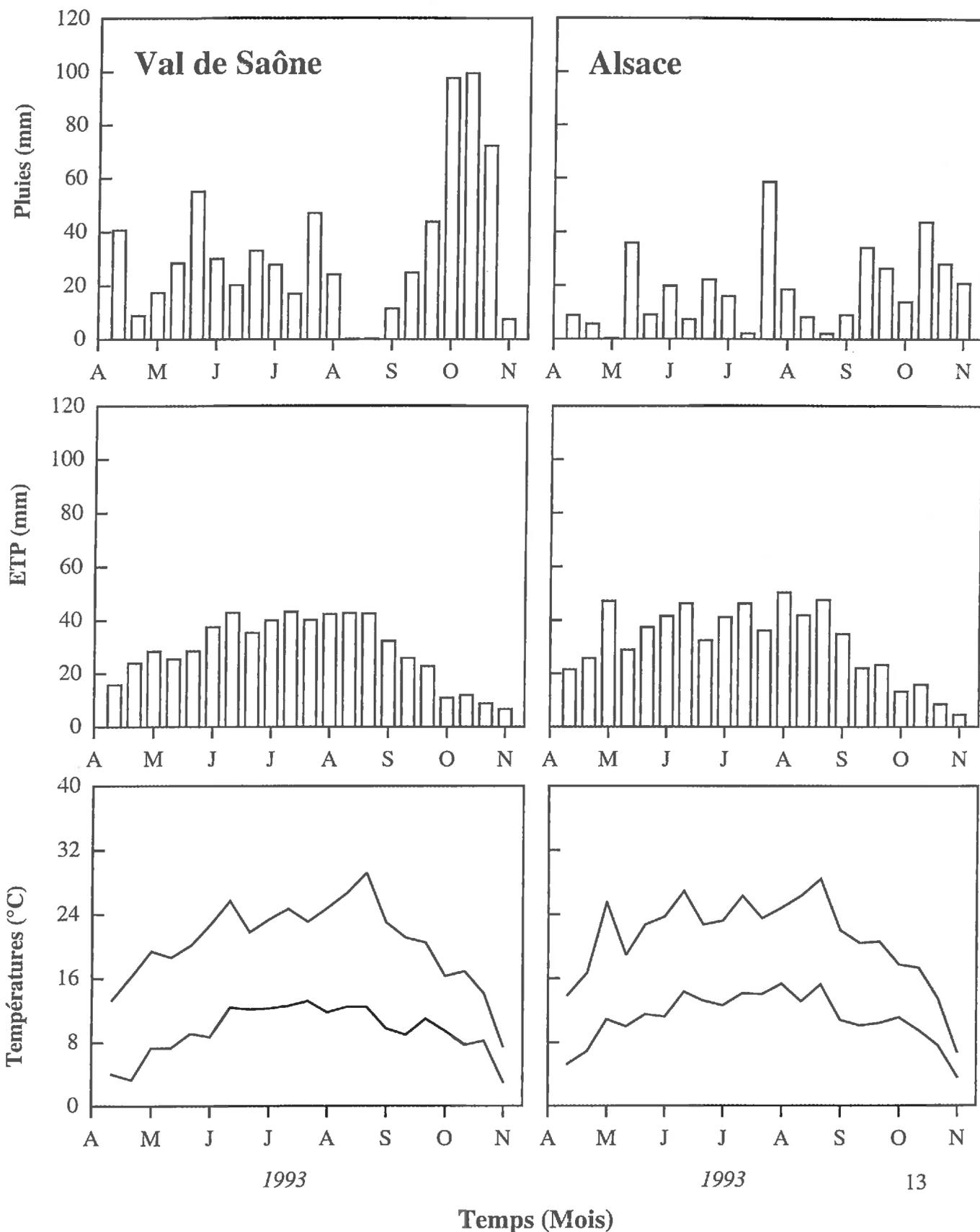
## 1.2- Parcelles expérimentales situées en Alsace et dans le Val de Saône

### *1.2.1- Les sols*

Les principales caractéristiques analytiques des horizons de surface (0-30 cm) des sols étudiés sont dans le tableau 1.2. Des analyses complémentaires sont reportées en annexe 1. Les parcelles d'Alsace sont situées dans le Bas Rhin, autour de la ville de Sélestat. Ce sont des sols de Ried pour la plupart, exceptée la parcelle 277 située dans la basse plaine. Ces sols de Ried sont des sols hydromorphes se développant sur des dépôts d'alluvions récentes. En raison de la faible profondeur de la nappe phréatique, les sols sont souvent inondés. Ces sols sont d'anciennes prairies retournées en 1980. Leur texture va du sol argileux (121) au sol limono sableux (187). Ils ont une profondeur de 90 cm environ. Toutes les parcelles suivies ont été cultivées en maïs en 1993, semées fin avril et récoltées début septembre. L'abondance de cailloux limite l'enracinement du maïs à 40 cm. Certains sols sont sujets à la sécheresse, le maïs est alors irrigué. La fertilisation azotée et les rendements sont reportés dans le tableau 1.3. Dans certaines parcelles, des témoins sans azote ont été également suivis (Heidolsheim, Mackenheim et Rossfeld).

Les sols du Val de Saône sont situés dans la vallée inondable de la Saône, en Saône et Loire. Ils sont souvent inondés en hiver et au début du printemps. Ce sont tous d'anciennes prairies retournées depuis 4 ans (parcelle 11), 7 ans (parcelles 15,19 et 24) et 9 ans (parcelle 30). Les sols étudiés sont nus, ayant un antécédent maïs sur au moins deux ans.

**Figure 1.2.** Données climatiques décadaires relevées à la station météo de Champforgueil (Val de Saône) et à la station de Sélestat (Alsace) pendant la période étudiée (avril à novembre 93): pluviométrie, ETP Penman, températures minimale et maximale de l'air.



**Tableau 1.3.** Présentation des traitements à Grignon et en Alsace.

Parcelles	Fertilisation N kg ha <sup>-1</sup>	Irrigation	Rendement (q ha <sup>-1</sup> )	Rendement 0N (q ha <sup>-1</sup> )
<u>GRIGNON</u>	120	non	69	70
<u>ALSACE</u>				
Elsenheim	140	non	84	85
Heidolsheim	160	non	96	80
Herbsheim*	150	non	78	58
Mackenheim	180	oui	117	77
Rossfeld**	150	non	0	0

\* parcelle grêlée à 50 %

\*\* parcelle grêlée à 100 %.

La teneur en eau à la capacité de rétention a été mesurée pour les sols d'Alsace par la méthode décrite précédemment et calculée à partir de la formule de Gras pour les sols du Val de Saône:

$$\Theta_{cr} = 0.59 * \text{Argiles (\%)} + 0.16 * \text{Limons fins (\%)} + 5.47$$

*citée par Hénin et al. (1970)*

Dans la commune de Rossfeld nous avons suivi deux parcelles, la 412 et la 412 b, car elles présentaient des caractéristiques pédologiques très différentes. La parcelle 412b n'a cependant pas été suivie par le service technique de la coopérative agricole. Dans le tableau 1.3, les valeurs concernent la parcelle 412.

### 1.2.2- Les conditions climatiques

Les données climatiques correspondant à la période d'étude sont présentées dans la figure 1.2. En Alsace, le climat général est de type continental à tendance semi-aride. Autour de Sélestat, les pluviométries moyennes annuelles sont faibles (de l'ordre de 280 mm). Le bilan hydrique climatique annuel est déficitaire (-141 mm). La moyenne annuelle des températures est de 10°C. Le mois de janvier est le plus froid (-10°C), le mois de juillet le plus chaud (30°C). Les agriculteurs ont souvent recours à l'irrigation pour palier le déficit hydrique des sols pendant la saison culturale du maïs. Le déficit estival enregistré pendant la saison culturale 93 est de 342 mm.

La pluviométrie de la région du Val de Saône est marquée par des fortes pluies notamment en octobre qui provoquent des inondations. La pluviométrie moyenne annuelle est plus élevée que dans les deux autres régions (833 mm). La température moyenne est de

11.0°C avec un minimum de 6.4°C en janvier et un maximum de 15.3°C en juillet. Pendant la saison étudiée la pluviométrie est de 420 mm avec un déficit estival de 82 mm.

## 2- Caractéristiques analytiques suivies au champ

### 2.1- Grignon

Pendant toute la période d'étude à Grignon (mai 1992 à octobre 1993), 10 prélèvements de sol sont effectués à la tarière tous les mois dans les 3 parcelles. Les quatre horizons de sol sont considérés: 0-30, 30-60, 60-90, 90-120 cm. Pour chaque horizon, les 10 sondages sont mélangés et les mesures réalisées sur un échantillon composite homogène et représentatif de la parcelle, en 3 répétitions. Après tamisage à 5 mm, les sols sont gardés frais en chambre froide au maximum une semaine, temps nécessaire à la réalisation de toutes les mesures.

#### *2.1.1- Teneur en eau du sol*

En plus de l'humidité gravimétrique déterminée tous les mois sur les échantillons prélevés, l'humidité du sol est suivie toutes les deux semaines par mesure neutronique entre 20 et 120 cm. Trois tubes d'accès sont répartis dans chaque parcelle.

#### *2.1.2- Azote minéral*

L'azote minéral de chaque horizon est extrait par agitation de 45 g de sol frais et tamisé dans 200 ml de KCl 1M, pendant 1 heure, sur un agitateur rotatif. Après décantation, les surnageants sont recueillis après filtration sur des filtres en microfibrilles de verre (Whatman). Les extraits au KCl sont congelés jusqu'à leur analyse.

#### *2.1.3- Biomasse microbienne*

La biomasse microbienne est déterminée dans les deux premiers horizons à l'aide de la technique de fumigation extraction (Chaussod et al., 1986; Vance et al., 1987; Wu et al., 1990). Des échantillons de sol frais de 25 g sont fumigés pendant 16 h en présence de vapeurs de chloroforme, dans une enceinte à vide. Le chloroforme est préalablement rincé trois fois avec de l'eau déminéralisée afin d'éliminer l'éthanol dissous dans le chloroforme. Après fumigation, l'enceinte et les échantillons sont débarrassés des vapeurs de chloroforme par plusieurs rinçages de l'atmosphère de l'enceinte à vide. Les échantillons de sol sont transvasés dans des flacons à centrifugation en polyéthylène de 500 ml et extraits par agitation dans 100 ml de K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.025 M pendant 45 minutes sur un agitateur horizontal. Des échantillons de sol non fumigés sont extraits simultanément selon le même protocole. Les

surnageants sont recueillis après centrifugation pendant 10 minutes à 7000 tours  $\text{mn}^{-1}$ . Le carbone de la biomasse est estimé à partir de l'augmentation ( $E_c$ ) du carbone organique extractible après fumigation où  $E_c = (C_{\text{organique}} \text{ extrait dans les échantillons fumigés} - C_{\text{organique}} \text{ extrait dans les échantillons non fumigés})$ . Seule une fraction du carbone organique de la biomasse est extrait. Le carbone total de la biomasse est estimé par  $C_{\text{biomasse}} = E_c/k_c$  avec  $k_c = 0.48$  (Zagal, 1993). De même l'azote organique de la biomasse est estimé par  $N_{\text{biomasse}} = E_n/k_n$  avec  $k_n = 0.45$  (Ocio et Brookes, 1990) où  $E_n$  représente  $(N_{\text{total}} \text{ extrait dans les échantillons fumigés} - N_{\text{total}} \text{ extrait dans les échantillons non fumigés})$ .

#### 2.1.4- Extractions chimiques

Elles sont réalisées sur les deux premiers horizons.

- L'extraction à l'eau bouillante est celle décrite par Lesire et al. (1981). 45 g de sol frais mélangés à 200 ml d'eau milliQ (Millipore) sont portés à ébullition pendant 1 heure dans des erlenmeyers fermés par un entonnoir de manière à diminuer les pertes par évaporation. Une pesée de l'erlenmeyer avant et après chauffage permet de corriger le volume d'extraction. Le tout est ensuite transvasé dans des flacons à centrifugation de 500 ml.

- L'extraction à l'autoclave (Stanford et DeMar, 1969, 1970; Juma et Paul, 1984; Doran, 1987; Fort, 1990) a été modifiée par Chaussod (communication personnelle). 100 ml de  $\text{K}_2\text{SO}_4$  0.025 M sont ajoutés aux culots de la biomasse microbienne qui sont remis en suspension par agitation pendant 15 minutes. Les mélanges sont ensuite autoclavés pendant 16 heures ( $T^\circ=120^\circ\text{C}$ ,  $P=1$  bar) puis centrifugés après refroidissement. Une pesée avant et après autoclavage du mélange permet de tenir compte de la variation du volume d'extraction pendant l'autoclavage.

- L'extraction au bicarbonate de sodium est celle proposée par Mac Lean (1964) et utilisée par Lesire et al. (1981). 50 g de sol frais sont mélangés à une solution de bicarbonate de sodium 0.01M et agités pendant 15 min.

Les trois extraits précédents sont centrifugés à 7000 tours  $\text{min}^{-1}$  pendant 10 minutes. Les surnageants sont pipetés et congelés jusqu'à analyse.

- L'extraction au tampon borate phosphate est décrite par Gianello et Bremner (1988). 5g de sol sec tamisé à 2 mm sont distillés en présence de 20 ml de solution de phosphate borate tamponnée à  $\text{pH}=11.2$ . Lorsque le distillat recueilli dans un bécher contenant 5ml de  $\text{H}_2\text{SO}_4$  0.005 N atteint 50 ml, la distillation est arrêtée. Le distillat est titré en retour au pHmètre à l'aide de  $\text{NaOH}$  0.005 N.

### 2.1.5- Analyse de la variabilité spatiale

Au semis, la variabilité spatiale des nitrates a été estimée sur les quatre horizons, en dosant l'azote minéral dans chacun des 10 échantillons prélevés aléatoirement sur la parcelle. A la récolte, la variabilité spatiale des nitrates ainsi que celle du carbone de la biomasse et de l'extrait à l'autoclave ont été estimées de la même manière, sur le premier horizon uniquement.

### 2.2- Autres sites

Au cours de la saison culturale 93, nous avons retenu trois dates de prélèvement de sol: au moment du semis, de la floraison et de la récolte du maïs, correspondant au printemps, à l'été et à l'automne. Trois prélèvements de sol à la tarière ont été réalisés dans chaque parcelle. Seuls la biomasse microbienne, l'extrait autoclave, l'humidité du sol et l'azote minéral ont été mesurés sur le premier horizon correspondant à la profondeur de labour. L'azote minéral et la teneur en eau ont été mesurés sur tout le profil.

## **3- Cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote en conditions contrôlées de laboratoire**

A Grignon, la minéralisation du carbone et de l'azote du sol a été étudiée dans les trois parcelles au cours d'incubations de 168 jours en conditions contrôlées au laboratoire. Pendant la première saison culturale en 92-93, quatre séries d'incubations de 168 jours correspondant aux quatre saisons ont été réalisées sur des échantillons de terre prélevés dans les deux premiers horizons des trois parcelles: au semis du maïs (avril 92), au moment de sa floraison (août 92), au moment de l'enfouissement des résidus (novembre 92) et à la sortie de l'hiver (février 93). Les prélèvements de sol ont été réalisés à la tarière à raison de 10 prélèvements par parcelle qui sont mélangés horizon par horizon et tamisés à 5 mm. Des échantillons de 45 g de sol frais sont mis en incubation à 28°C en conditions aérobies dans des flacons à serum de 500 ml fermés hermétiquement. L'humidité des sols est ajustée à celle équivalente à la capacité de rétention considérée comme optimale pour l'activité biologique (Stanford et Epstein, 1974). L'évolution de l'azote minéral et du CO<sub>2</sub> sont suivies pendant 6 mois. Le CO<sub>2</sub> produit est piégé dans 10 ml de soude 0.25N contenus dans un pilulier placé dans le flacon à serum. Ces piluliers sont changés après 7, 14, 28, 42, 56, 68, 84, 112, 140, 168 jours. Des flacons identiques vides ne contenant que des piluliers de soude permettent de tenir compte de la carbonatation initiale de la soude et du CO<sub>2</sub> contenu dans l'atmosphère du flacon. Trois piluliers sont analysés par date de mesure. Simultanément l'azote minéral est extrait dans 200 ml de KCl 1M comme précédemment décrit. Pour les incubations d'automne des horizons de surface des deux parcelles cultivées, l'enfouissement des résidus de culture a été simulé en

ajoutant au sol incubé un mélange de résidus constitué de tiges, rafles et racines de maïs dans les proportions observées au champ : 78% de tiges, 9% de rafles et 12% de racines. Les résidus ont été préalablement séchés et broyés. En fonction du rendement obtenu dans les parcelles fertilisée et non fertilisée, 90 et 94 mg de mélange de résidus ont été ajoutés au sol dans les incubations des parcelles correspondantes. Pour les quatre séries d'incubation, les sols ont été préincubés une semaine avant de commencer les mesures. En effet, le tamisage et l'apport d'eau provoquent un flush de minéralisation qui entraîne une surestimation de l'activité biologique du sol (Bonde et Rosswall, 1987).

Au cours de la seconde saison culturale en 1993, des incubations plus courtes de 84 jours ont été réalisées avec les sols prélevés dans les horizons de surface de toutes les parcelles étudiées (Grignon, Val de Saône et Alsace). Deux séries sont effectuées sur des échantillons prélevés au moment du semis et de la floraison du maïs (printemps et été 93). Pour les sols d'Alsace et du Val de Saône plus riches en matière organique, la normalité de la soude servant à piéger le CO<sub>2</sub> est de 0.5 N, au lieu de 0.25N.

#### **4. Caractérisation biochimique de l'azote organique des sols et de l'extrait autoclave et variation au cours d'une incubation au laboratoire**

Les caractérisations biochimiques sont déterminées sur le sol nu de Grignon et les parcelles 121 et 187 d'Alsace, sur les échantillons de sol prélevés au semis du maïs, au printemps 93.

##### 4.1- Hydrolyse acide des sols

1 g de sol sec est mélangé à 50 ml d'HCl (3N) dans des flacons en pyrex de 100 ml fermés de bouchons munis d'un joint étanche en téflon. Les flacons sont placés dans une étuve à 140°C pendant 24 heures (Barriuso, communication personnelle). En effet, il a été montré qu'au bout de 24 heures, la quantité d'acides aminés libérés atteint son maximum (Sowden, 1969). Après hydrolyse, les extraits sont neutralisés à l'aide de NaOH 1N, puis filtrés à travers des filtres de cellulose (0.22 µm, Millipore) avant la caractérisation des formes d'azote extraites: azote total, ammonium, acides aminés et osamines.

##### 4.2- Variation des formes d'azote extraites par autoclavage au cours de l'incubation des sols

Des incubations similaires aux précédentes (45 g de sol frais, teneur en eau à la capacité de rétention, 28°C) sont mises en place et suivies pendant 84 jours. Après 28, 56 et 84 jours, une extraction modifiée comme suit est réalisée et les formes d'azote extraites (N total, ammonium, acides aminés et osamines) sont analysées avant et après hydrolyse acide.

#### 4.2.1. Extraction à l'autoclave modifiée

On réalise en fait des cinétiques d'autoclavage. La durée totale d'autoclavage de 16 heures est fractionnée en 4 autoclavages successifs. Les extractions sont réalisées sur 25 g de sol frais toujours dans des flacons à centrifugation de 500 ml. Avant autoclavage, l'azote minéral est préalablement extrait dans 100 ml de  $K_2SO_4$  0.025M. Après centrifugation (10 minutes à 7000 tours  $min^{-1}$ ) et récupération du surnageant, 100 ml de  $K_2SO_4$  0.025M sont de nouveau ajoutés et les culots remis en suspension. Les mélanges sont autoclavés pendant 1 heure dans les mêmes conditions que précédemment (120°C, 1bar). Après refroidissement et centrifugation, le surnageant est récupéré. Un second autoclavage d'une heure est réalisé après ajout de 100 ml de  $K_2SO_4$  0.025M. Deux autres autoclavages sont encore réalisés respectivement de 2 et 12 heures. Les mêmes formes d'azote que précédemment sont analysées sur tous les extraits ainsi que le carbone organique total.

#### 4.2.2-Hydrolyses des extraits autoclave

21 ml d'extrait mélangés à 7 ml d'HCl 12N sont hydrolysés, dans des flacons en pyrex de 100 ml fermés par un joint étanche en téflon, pendant 24 heures dans une étuve réglée à 140°C. Les extraits sont ensuite amenés à l'aide de NaOH 1N à pH=5 puis ajustés à un volume de 50 ml avec de l'eau déminéralisée (milliQ-Millipore). Les solutions sont ensuite filtrées à 0.22  $\mu m$  sur des filtres de cellulose Millipore pour éliminer les précipités noirs se formant pendant l'hydrolyse et au moment de la modification du pH. Les différentes formes d'azote sont dosées dans le filtrat.

### 5. Méthodes d'analyse

#### 5.1- CO<sub>2</sub>

Le CO<sub>2</sub> issu de la respiration au cours des incubations, piégé dans la soude est dosé par colorimétrie en flux continu sur un auto analyseur Skalar (Chaussod et al., 1986a). Le CO<sub>2</sub> dissous est dégazé par addition d'acide sulfurique 0.5N. Le CO<sub>2</sub> est ensuite injecté dans une solution tamponnée contenant un indicateur coloré, la phénolphtaléine. L'injection du CO<sub>2</sub> provoque une diminution du pH de la solution tampon et décolore la phénolphtaléine, ce qui est mesuré à 550 nm.

#### 5.2- Carbone organique des extraits liquides

Le carbone organique est dosé dans les extraits au  $K_2SO_4$  des mesures de la biomasse microbienne, les extraits à l'eau chaude, à l'autoclave et au bicarbonate de sodium effectués

sur les échantillons de sol prélevés mensuellement à Grignon, dans les extraits à l'autoclave et des mesures des biomasses microbiennes réalisées sur les prélèvements d'Alsace et du Val de Saône et dans les extraits à l'autoclave effectués au cours des incubations au laboratoire. Le carbone est analysé à l'aide d'un Carbon Analyzer (Dohrmann DC 80). Le carbone est oxydé sous UV, en présence de persulfate de potassium. Le CO<sub>2</sub> dégagé au cours de l'oxydation est analysé par détection infra rouge. Préalablement, les échantillons sont acidifiés à pH=2 avec de l'acide ortho-phosphorique afin d'éliminer toute trace de carbone minéral.

### 5.3- Azote minéral

L'azote minéral en solution est dosé par colorimétrie en flux continu sur un auto-analyseur Skalar, utilisant la méthode au bleu d'indophénol pour le dosage de NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (Krom, 1980) et de Griess Ilosvay pour le dosage de NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (Keeney et Nelson, 1982) après réduction des nitrates sur une colonne de cadmium cuivrée.

### 5.4- Azote total des extraits liquides

Deux méthodes ont été utilisées: la méthode Kjeldahl pour les extractions réalisées lors des suivis au champ, la méthode au persulfate au cours de la caractérisation biochimique des extraits à l'autoclave. Dans la méthode Kjeldahl, 20 ml d'extrait sont minéralisés avec 2 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 36N pendant une heure après éclaircissement (Fox and Piekelek, 1978; Michrina et al., 1982), puis distillés avec 10 ml de NaOH 10N, par entraînement à la vapeur (générateur de vapeur 1500, Büchi). Les distillats sont recueillis dans 5 ml de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> 0.005N et titrés en retour à un pH=4.8 (Lathwell et al., 1972) à l'aide de NaOH 0.005N (Keeney et Bremner, 1966) sur un titrateur automatique (665 Dosimat, Metrohm).

Pour les extraits à l'autoclave réalisés au cours des dernières séries d'incubation au laboratoire, l'azote total a été dosé par le laboratoire d'analyse de l'INRA à ARRAS selon la méthode au persulfate (D'Elia et al., 1977). Le peroxydisulfate de potassium (K<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>8</sub>) est utilisé pour oxyder l'azote en NO<sub>3</sub><sup>-</sup> en milieu alcalin, à 120°C, directement sur l'analyseur en flux continu (Skalar). Les nitrates résultant de cette oxydation sont mesurés comme précédemment par colorimétrie.

Un récapitulatif des méthodes de dosage de l'azote total dans les extraits liquides est présenté en annexe 2.

### 5.5- Identification des différentes formes d'azote

Les méthodes sont détaillées en annexe 3.

### 5.5.1- Osamines

La méthode utilisée est celle décrite par Sowden (1959). 1 ml de solution à analyser ou de solution étalon de glucosamine de concentration allant de 0.01 à 0.1  $\mu\text{M}/\text{ml}$  sont mélangés à 1ml de réactif à l'acétylacétone, dans des tubes à essais. Après 20 minutes au bain-marie à 100°C, les tubes sont refroidis sous un courant d'eau. Tout en agitant les tubes, 5 ml d'éthanol et 1 ml de réactif d'Erlich sont ajoutés. Le tout est porté à 60°C pendant 10 minutes, puis refroidi à température ambiante. La densité optique des solutions est mesurée au spectrophotomètre à 530 nm (Spectrophotometer Perkin-Elmer). Pour les extraits colorés, leur absorbance à 530 nm est mesurée en ajoutant de l'eau à la place des réactifs.

### 5.5.2- Ammonium

L'ammonium est dosé par colorimétrie en flux continu sur un autoanalyseur Skalar, comme précédemment, utilisant la méthode au bleu d'indophénol (Krom , 1980) .

### 5.5.3- Acides aminés

La méthode utilisée est celle de Moore et Stein (1954). 1ml de solution à analyser, ou de solution étalon de leucine (10  $\mu\text{M}/\text{ml}$ ) diluée de 10 à 100 fois, sont mélangés à 1ml de réactif à la ninhydrine. Les tubes sont agités, bouchés et portés au bain-marie à 100°C pendant 15 minutes. Après chauffage, le milieu réactionnel est dilué avec de l'éthanol jusqu'à un volume de 15 ml. Les tubes sont refroidis sous un courant d'eau froide, puis agités pour oxyder l'excès d'hydrindantine contenu dans le réactif à la ninhydrine. La densité optique des solutions est mesurée au spectrophotomètre à 570 nm. Par cette méthode, la somme de l'azote  $\alpha$ -aminé et de l'azote ammoniacal est déterminée. La concentration en acides aminés est ensuite obtenue par soustraction de la concentration d'ammonium obtenue par colorimétrie. Comme précédemment, si les extraits sont colorés leur absorbance à 530 nm est mesurée en ajoutant de l'eau à la place des réactifs.

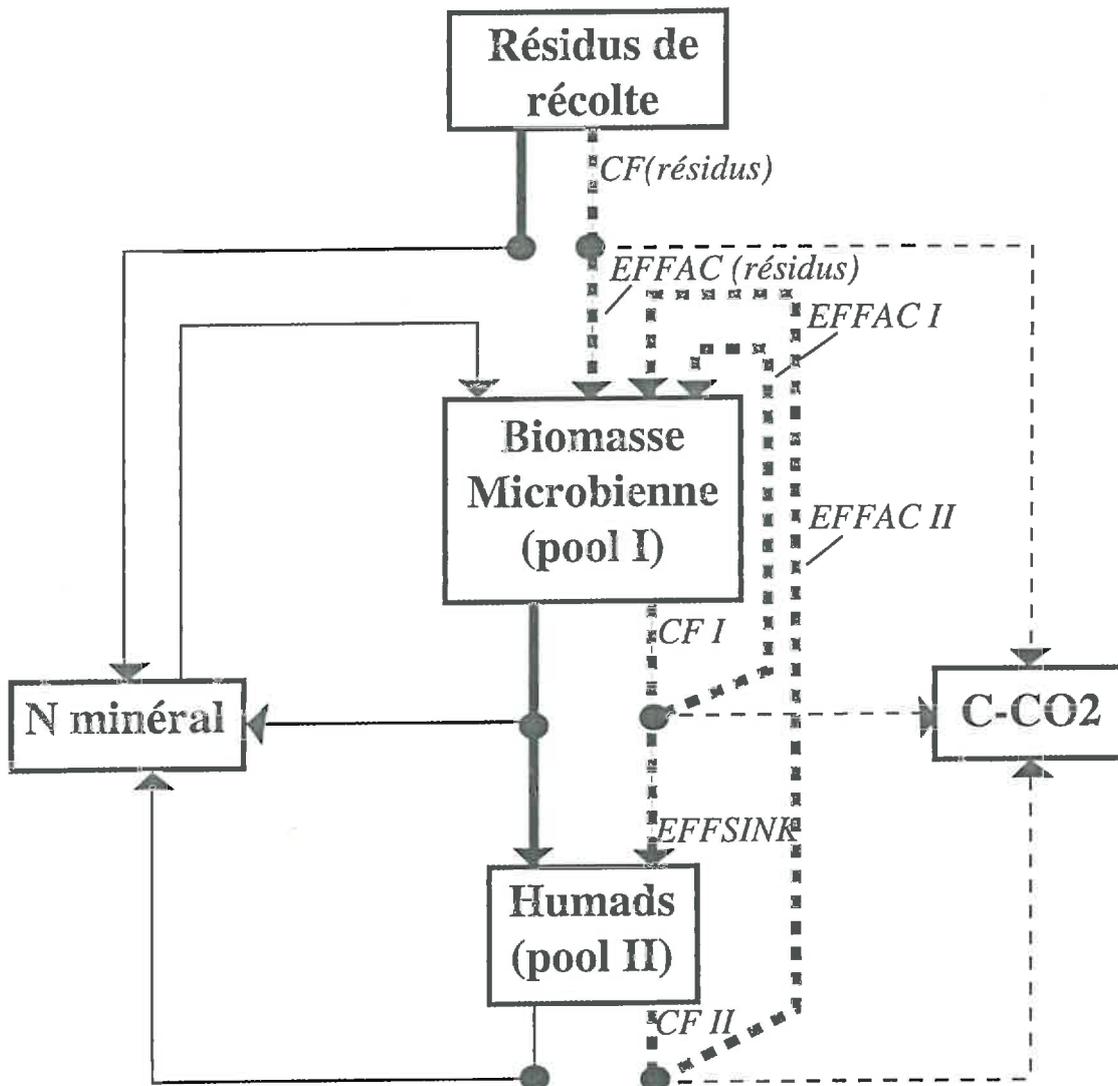
## 6- Les modèles

### 6.1- Le modèle NCSOIL

#### 6.1.1- Description

Deux compartiments de matière organique active impliqués dans le "turnover" du carbone et de l'azote (Jansson, 1958) sont considérés (figure 1.3): le pool I assimilé à la biomasse microbienne et le pool II correspondant à un compartiment de matière organique en

Figure 1.3. Représentation schématique des flux de carbone (traits en pointillés) et d'azote (traits pleins) dans NCSOIL. Les traits fins représentent les flux minéraux, les traits épais les flux organiques.



cours d'humification mais encore biodégradable (Mc Gill et al., 1981). Dans la version utilisée au cours de cette étude, l'humus stable est considéré comme une phase organique passive qui n'intervient pas dans la dynamique du système pendant la saison culturale (Molina et al., 1983). La biomasse microbienne est subdivisée en une partie labile (56%) et une partie résistante (44%) qui se décomposent indépendamment l'une de l'autre. Une fraction labile du pool II peut également être considérée. Un compartiment correspondant à des apports organiques exogènes (résidus de récolte) peut être ajouté. Tous les compartiments se décomposent selon des cinétiques d'ordre 1. Ils sont caractérisés par leur taille, leur rapport C/N et leur constante de vitesse de dégradation  $CF (j^{-1})$ . A chaque pas de temps, une partie de la fraction du pool I qui se décompose est recyclée dans la biomasse microbienne (EFFAC I) simulant le "turnover" de la biomasse microbienne, une autre partie EFSINK est incorporée au pool II simulant l'humification, le complément est minéralisé. Simultanément, une fraction du pool II dégradé est recyclée dans la biomasse (EFFAC II), simulant l'utilisation de la matière organique humifiée par la biomasse microbienne. La matière organique humifiée ne se forme qu'à partir de la biomasse microbienne.

Les transformations de l'azote suivent celles du carbone en fonction du rapport C/N de chaque compartiment. Seules les formes minérales d'azote sont assimilées par la biomasse microbienne dans la version NCSOIL-MIT utilisée. Deux types de flux d'azote sont distingués: (1) ceux du cycle de minéralisation et immobilisation des compartiments organiques du sol qui dépendent de la vitesse de décomposition des compartiments et conduisent toujours à la production nette d'azote minéral, (2) ceux correspondant à la décomposition des matières organiques exogènes qui est ajustée à la disponibilité en azote minéral présente dans le milieu (Molina et al., 1983).

Toutes les caractéristiques du fichier d'entrées (annexe 4) concernant les pools de matière organique mis en jeu peuvent être optimisés à partir de données expérimentales de carbone et d'azote minéralisés au cours d'incubations au laboratoire. La valeur optimisée est cherchée par l'algorithme de Marquardt modifié par Barak et al., (1990) pour pouvoir être appliquée à des données simulées par des modèles. Une faible valeur du  $\chi^2$  calculé selon (a) indique que l'ajustement des valeurs simulées aux observations est bon.

$$\chi^2 = ( \sum_j \sum_m \{ (Y_{jm} - Y_j(m,A)) / SD_j \}^2 ) \quad (a)$$

où  $j=1$  ou  $2$  est l'indice d'état des variables,  $m=1, \dots, 10$  indique le nombre de dates de mesures au cours de l'incubation (10 jours de mesures),  $Y_{jm}$  sont les valeurs mesurées,  $Y_j(m,A)$  sont les valeurs simulées pour les couples de constantes du modèle A, et  $SD_j$ , l'écart type des variables expérimentales.

### 6.1.2- Estimation des paramètres du modèle et exemples d'application

Dans un premier temps, les constantes de dégradation des deux pools présentées dans le tableau 1.4 ont été calculées à partir de l'intégration de l'équation (1) pour chacun des compartiments et de son ajustement sur des données tirées de la littérature (Molina et al., 1983):

$$dC/dt = \mu ( S k C + (1-S) h C ) \quad (1)$$

avec  $C$ : concentration du compartiment à  $t_0$

$S$  et  $(1-S)$ : Fractions des parties labile et résistante

$\mu$ : facteur de réduction tenant compte de la température et de l'humidité

$k$  et  $h$ : taux de décomposition spécifiques de chaque fraction

Les constantes de dégradation du pool I ont été obtenues par ajustement de l'équation (1) aux données de  $CO_2$  dégagé à partir de cellules microbiennes marquées (Nelson et al., 1979). Pour le pool II, ce sont les données d'incubation de Stanford et Smith (1972) qui ont été utilisées.

La fraction du carbone de la biomasse (Pool I) recyclée dans ce pool I (EFFAC I) et le rapport C/N de la biomasse microbienne ont été obtenus par ajustement numérique du modèle NCSOIL sur les données de Chichester et al. (1975), déduites d'incubations menées selon la méthode de Stanford et Smith (1972). Le pool II était alors assimilé à l'azote potentiellement minéralisable  $N_0$  obtenu selon la méthode de Legg et al. (1971), par lixiviation de l'azote minéralisé au cours du temps.

Au cours des précédentes utilisations de NCSOIL, les auteurs ont toujours utilisé les mêmes caractéristiques de la biomasse microbienne et la même vitesse de dégradation du pool II, mais le rapport C/N du pool II et la fraction du pool II recyclée dans le pool II ou efficacité microbienne EFFAC II varient d'une étude à l'autre. Un récapitulatif est présenté dans le tableau 1.4. Selon Jansson et Persson (1982) dans des sols sans amendement, le renouvellement microbien est faible. C'est pourquoi, dans l'étude de Hadas et al. (1987) EFFAC II = 0.2. Molina et al. (1983) considèrent dans leur étude une efficacité microbienne du pool II égale à celle du pool I. Il est égal à 0.5 ou 0.6 dans les études dans lesquelles il a été optimisé. Le rapport C/N du pool II est, selon les études, égal à celui de la biomasse microbienne (Molina et al., 1983), à celui de la matière organique totale (Hadas et al., 1987), au rapport du carbone minéralisé sur l'azote minéralisé au cours de cinétiques de minéralisation (Houot et al., 1989) ou encore optimisé (Cadot, 1993; Nicolardot et al., 1994). On trouve alors un C/N proche du C/N de minéralisation (Nicolardot et Molina, 1994). La valeur trouvée (12-13) est proche du rapport C/N des fractions qui se minéralisent dans les sols agricoles pendant des incubations réalisées au laboratoire (Roberson et al., 1988).

**Tableau 1.4.** Récapitulatif des coefficients EFFAC II et du rapport C/N du pool II considérés dans les études antérieures réalisées avec NCSOIL.

C/N	EFFACII	Référence bibliographique
6 fixé	0.6 fixé	Molina et al., 1983
10 fixé	0.2 fixé	Hadas et al. , 1987
20 à 30 optimisés	0.6 fixé	Houot et al., 1989
10 fixé	0.5 à 0.6 optimisé	Molina et al. , 1990
20 optimisé	0.33 optimisé	Cadot, 1993
12 à 13 optimisé	0.6 fixé	Nicolardot et Molina, 1994

NCSOIL a été utilisé pour mieux comprendre le fonctionnement du "turnover" de la matière organique dans les sols à partir de données expérimentales de laboratoire. Ainsi, il a permis de préciser les formes d'azote utilisées pour l'immobilisation: minérales plutôt qu'organiques (Hadas et al., 1987),  $\text{NH}_4^+$  plutôt que  $\text{NO}_3^-$  (Houot et al., sous presse). Il a été également utilisé pour étudier l'incorporation de carbone dans la biomasse microbienne à partir de glucose ou cellulose ou de résidus de culture (Nicolardot et Molina, 1994), l'effet des facteurs environnementaux sur l'activité biologique des sols (Cadot, 1993), la détermination de compartiments de matière organique active sur une saison culturale en fonction des différents traitements (Houot et al., 1989).

### 6.1.3- Utilisation de NCSOIL dans la caractérisation d'un compartiment de matière organique potentiellement minéralisable pendant une saison culturale

Les constantes utilisées décrivant le fonctionnement de NCSOIL sont celles du tableau 1.5. Le niveau initial de la biomasse microbienne correspond à l'extractible microbien mesuré qui permet de meilleures simulations (Cadot, 1993).

La description détaillée d'un fichier d'entrée est présentée en annexe 4.

Sur la base des résultats des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote, nous avons estimé par optimisation:

- la taille et le rapport C/N du pool II, en conservant pour les autres constantes caractérisant son évolution dans le modèle, celles utilisés dans des études antérieures sur Grignon (Houot et al., 1989):  $\text{CF II} = 0.006$  ET  $\text{EFFAC II} = 0.6$ . Le pool II a été déterminé dans les deux premiers horizons à l'aide des cinétiques de minéralisation de carbone et d'azote obtenues, aux quatre saisons correspondant aux incubations de sol débutées aux semis et à la floraison du maïs pour celles de printemps et d'été, à l'enfouissement des résidus pour celles d'automne. La dernière correspond à la sortie de l'hiver. Au cours de la saison culturale 93, nous avons déterminé la taille et le C/N du pool II à partir des cinétiques d'incubation, dans



- la dynamique du carbone et de l'azote dans le sol (NCSOIL),
- la croissance de la plante,
- la dynamique de l'eau (INFIL et REDIS)

Dans le sous modèle décrivant les flux d'eau, la pénétration d'une pluie est conditionnée par son intensité, la conductivité hydraulique à saturation et le taux de remplissage de la porosité de l'horizon de surface. Lorsqu'il y a pénétration directe, l'infiltration se fait selon le modèle de Green et Ampt (1911) qui décrit l'avancée d'un front d'humectation. Il y a alors saturation progressive du profil puis intervient le ressuyage. L'excès d'eau par rapport à la teneur en eau à la capacité au champ est transféré vers la limite inférieure du profil. Le taux de ressuyage est constant et dépend de l'aptitude du sol à drainer. La lixiviation des nitrates suit le ressuyage de l'eau. L'évapotranspiration de type Penman est répartie entre l'évaporation du sol nu et la transpiration de la plante selon les pourcentages de surface nue et de surface couverte par les végétaux. Le prélèvement d'eau par les plantes est un processus passif. La plante prélève la quantité d'eau nécessaire à couvrir ses besoins. Seule l'eau au dessus de la teneur en eau au point de flétrissement permanent est disponible. Le prélèvement d'eau dans le profil est réparti en fonction de la densité racinaire de chaque horizon. Cependant en cas de sécheresse, il suffit qu'une racine soit présente dans un horizon pourvu en eau pour qu'elle puisse prélever la quantité d'eau nécessaire à la transpiration de la plante afin de limiter les risques de stress hydrique.

La croissance de la plante est calculée à partir d'une courbe potentielle optimale caractéristique du milieu étudié. Elle est du type  $MS = A_1 / (1 + \exp(A_2 + A_3 X + A_4 X^2 + A_5 X^3))$  où Ms est la matière sèche produite ( $\text{kg ha}^{-1}$ )

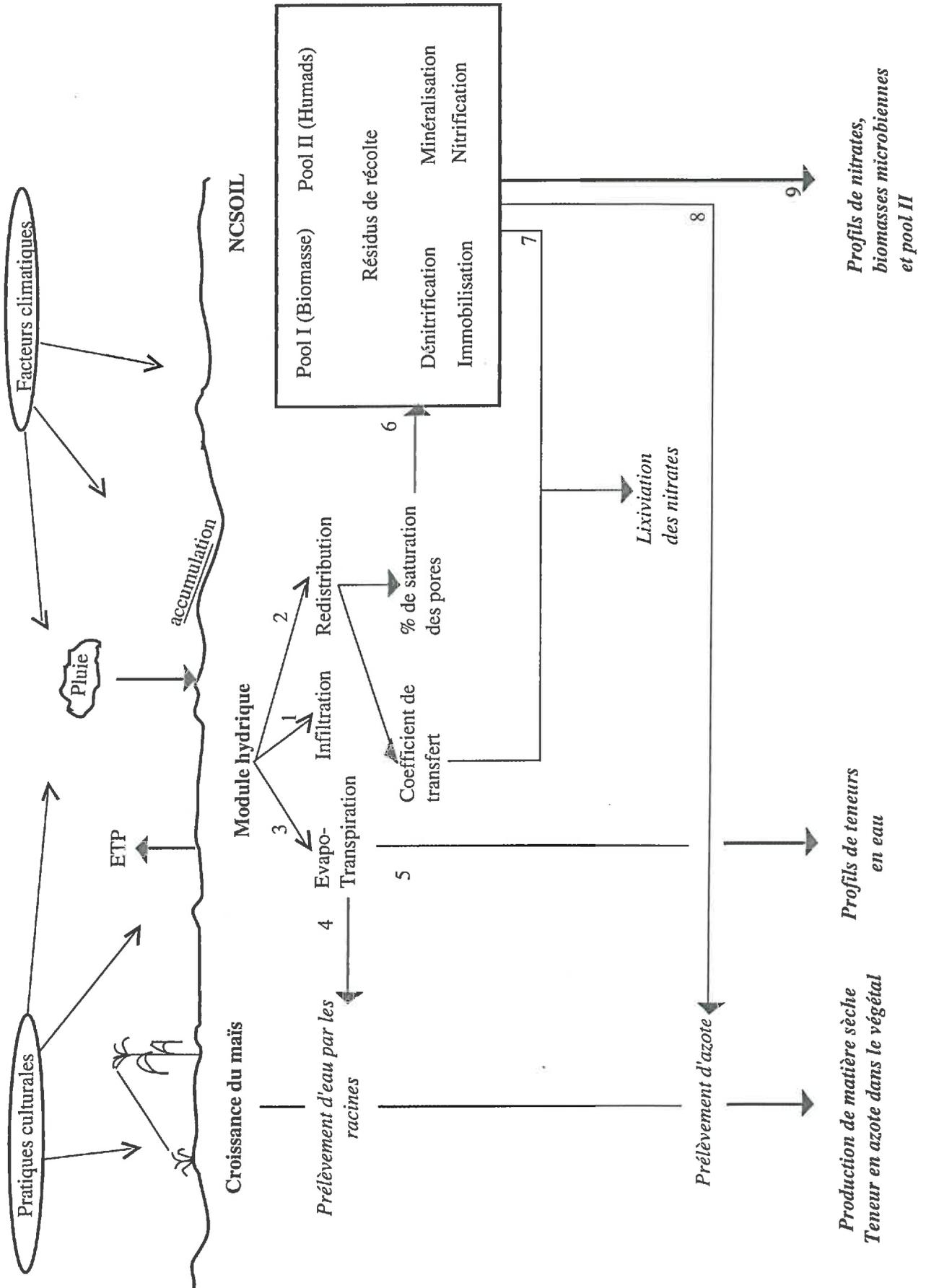
$A_1, A_2, A_3, A_4,$  et  $A_5$  les constantes d'ajustement.

Elle est modifiée si les disponibilités en azote et en eau du sol sont limitantes. Les teneurs en azote des parties aériennes et des parties racinaires à différents moments de la croissance du végétal sont introduites dans le fichier d'entrées.

Le profil est caractérisé horizon par horizon. Chaque horizon est ensuite divisé dans le modèle en segments puis en couches hydrauliques. Le calcul est alors réalisé à l'échelle du segment (ressuyage, minéralisation, nitrification...) ou de la couche hydraulique (infiltration). La période simulée correspond à une saison culturale. Cela peut aller jusqu'à une période d'un an. Le pas de temps est la journée. En cas de pluie, il est réduit à 5 heures.

A chaque pas de temps, le module hydrique intervient d'abord (1,2,3) puis le prélèvement d'eau par la plante (4) selon les données d'évapotranspiration hebdomadaires introduites dans le fichier d'entrées (figure 1.4). Les nouvelles teneurs en eau sont alors calculées (5). Puis interviennent les transformations de carbone et d'azote dans le sol simulées par NCSOIL (6). Les mouvements d'azote suivent les flux d'eau pendant le lessivage (7).

Figure 1.4. Schéma général de fonctionnement de NCSWAP



Intervient alors le prélèvement en azote de la plante (8). De nouvelles teneurs en azote minéral dans le profil sont calculées (9).

Les processus de minéralisation, nitrification, immobilisation et dénitrification décrits dans le modèle dépendent du pourcentage de remplissage des pores et de la température (Clay et al., 1985b) (figures 1.5 et 1.6). Le facteur de réduction dû à la température ou à l'humidité du sol le plus petit entraînant la plus grande diminution de l'activité biologique est considéré (Frissel et Van Veen, 1978).

### 6.2.2- Fichier d'entrées

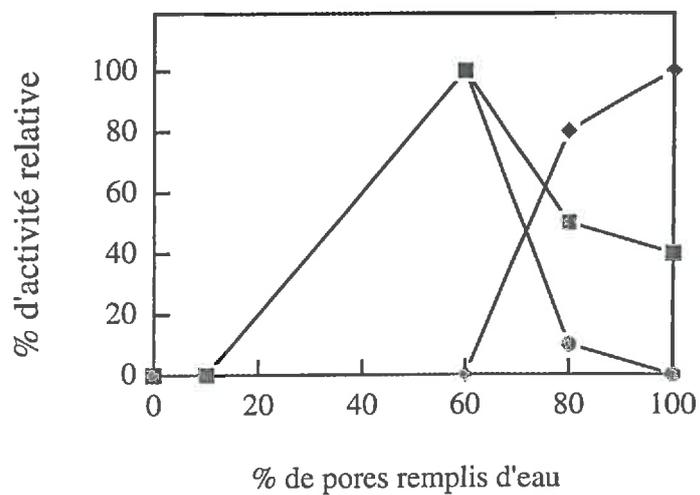
Il est détaillé en annexe 5. Les simulations concernent toutes le site de Grignon. Les trois parcelles, sol nu, maïs fertilisé et non fertilisé, sont considérées. Le profil est divisé en 4 horizons: 0-30, 30-60, 60-90 et 90-120 cm. Les caractéristiques physiques des 4 horizons sont reportées dans le tableau 1.6. Ce sont la densité apparente, la conductivité hydraulique à saturation, à la capacité au champ et au point de flétrissement permanent. Elles ont été reprises de l'étude antérieure de validation de NCSWAP réalisée par Houot et Chaussod (1990). Les paramètres décrivant la croissance de la plante ont aussi été repris de ce travail. Les deux compartiments de matière organique (biomasse microbienne ou pool I et pool II) ne sont considérés que dans les deux premiers horizons. Les mesures de l'extractible microbien sont utilisées comme valeur initiale du pool I. Pour le pool II, les simulations obtenues à partir de deux valeurs initiales sont comparées aux mesures expérimentales: pool II optimisé à partir des cinétiques de minéralisation de printemps obtenus au laboratoire et les résultats de l'extraction à l'autoclave correspondants au sol prélevé au printemps.

Les données climatiques nécessaires à la simulation sont celles présentées précédemment. Elles comprennent la pluviométrie journalière, la température minimale et maximale de l'air, l'évapotranspiration hebdomadaire et la température du sol hebdomadaire.

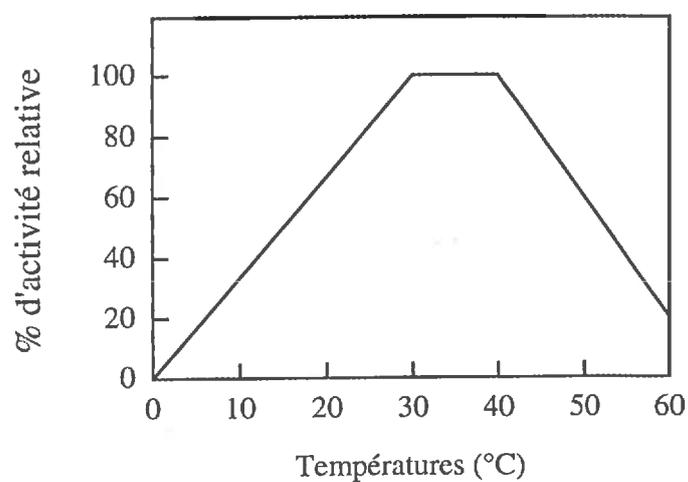
**tableau 1.6.** Propriétés physiques du profil du sol dans le fichier d'entrées de NCSWAP:  $\Theta_{pf}$ : teneur en eau au point de flétrissement permanent,  $\Theta_{sat}$ : teneur en eau à saturation,  $\Theta_{cc}$ : teneur en eau à la capacité au champ et  $K_{sat}$ : conductivité hydraulique à saturation.

Horizons	densité apparente	$\Theta_{pf}$ g.g <sup>-1</sup>	$\Theta_{sat}$ g.g <sup>-1</sup>	$\Theta_{cc}$ g.g <sup>-1</sup>	$K_{sat}$ cm j <sup>-1</sup>
1	1.33	0.10	0.34	0.24	5
2	1.53	0.10	0.32	0.24	5
3	1.46	0.10	0.33	0.21	3
4	1.50	0.10	0.32	0.21	3

**Figure 1.5.** Influence de l'humidité du sol sur la nitrification ( ● ), la minéralisation ( ■ ) et la dénitrification ( ◆ ) (Clay et al., 1985b).



**Figure 1.6.** Influence de la température sur les transformations biologiques (Clay et al., 1985b).



### 6.2.3- Les simulations réalisées

La première série de simulations va du 1<sup>er</sup> avril au 30 octobre 1992. Elle couvre toute la croissance du maïs du semis à sa récolte. La seconde série correspond à l'interculture et va du 30 octobre 1992 au 30 avril 1993. Chacune de ces deux périodes est caractérisée par la prédominance de certains processus par rapport à d'autres. Au cours de la saison culturale, la minéralisation de l'azote, la dégradation des pools actifs de matière organique, le prélèvement d'azote par la culture doivent être bien décrits. Pendant l'interculture, l'immobilisation de l'azote lors de l'enfouissement des résidus de culture, le lessivage, la reconstitution des pools actifs de matière organique doivent être correctement simulés.

### 6.2.4- Validation du modèle sur toute l'année

Les résultats des simulations sont comparés aux mesures expérimentales suivantes: teneurs en eau et nitrates dans les profils de sol, biomasses microbiennes, C et N extraits à l'autoclave et valeurs optimisées de pool II avec NCSOIL réalisées aux quatre saisons. En effet, en plus de la bonne simulation de la dynamique de l'eau et de l'azote minéral, nous avons porté une attention particulière à la simulation de l'évolution de la biomasse microbienne et du compartiment de matière organique active soit mesuré par autoclavage, soit optimisé à l'aide de NCSOIL.

Plusieurs estimateurs permettent d'apprécier la validité des résultats. Du fait de la plus ou moins importante complexité des modèles et du nombre important de sorties, le nombre de paramètres considérés pour la validation du modèle au champ est variable. La validation peut se faire sur la base de la comparaison:

- d'un seul paramètre: l'azote minéral du sol (Johnsson et al., 1987; Clay et al., 1985a) ou la matière organique du sol (Parton et al., 1987; Van der Linden et al., 1987),
- deux paramètres: les teneurs en eau du sol et en azote sont alors considérées (Grant, 1991) ou la teneur en eau dans le sol et l'azote dans la plante (Addiscott et Whitmore, 1987; Lengnick et Fox, 1994 a et b)
- trois paramètres: la biomasse microbienne, le carbone <sup>14</sup>C total, et le <sup>14</sup>C dans la plante (Sallih et Pansu, 1993).

La validation du modèle se fait par comparaison des valeurs simulées et des valeurs observées (Johnsson et al., 1987; Van der Linden et al., 1987; Grant, 1991), par l'établissement de régressions linéaires entre les observations et les résultats de la simulation (Parton et al., 1987; Lengnick et Fox, 1994 a et b) Le coefficient de corrélation (r) représente également une mesure du degré de liaison entre les valeurs simulées et les valeurs observées. D'autres tests statistiques peuvent être réalisés quand le nombre d'observations le permet. Parmi ces estimateurs statistiques, on peut citer:

- La différence moyenne entre les mesures et les valeurs simulées (M)

$$M = \frac{\sum_{i=1}^N (Y_i - X_i)}{N}$$

où N est le nombre de données et  $Y_i$  et  $X_i$  les valeurs individuelles simulées et observées obtenues pour le paramètre considéré.

Cette valeur permet de se rendre compte de la capacité du modèle à correctement reproduire les fluctuations des observations (Lengnick et Fox, 1994a).

Une valeur élevée et positive de r et une différence moyenne faible (non significative) indiquent que la simulation est statistiquement satisfaisante (Addiscott et Whitmore, 1987).

- La racine carrée moyenne de l'erreur standard (RMSE) (Loague et Green, 1991)

$$RMSE = \left( \frac{\sum_{i=1}^N (Y_i - X_i)^2}{N} \right)^{0.5} \times (100/m)$$

m est la valeur moyenne des observations.

Ce calcul constitue la mesure de la déviation des valeurs simulées par rapport aux valeurs mesurées sur la base d'une valeur moyenne observée.

Nous avons appliqué chacun de ces tests sur l'ensemble des résultats obtenus de teneurs en nitrates, teneurs en carbone de la biomasse microbienne et pool II en regroupant les simulations réalisées pendant la saison culturale et pendant l'interculture afin d'augmenter le nombre d'observations (10).

## II

**Variations saisonnières du carbone et de l'azote extraits par  
différentes méthodes biologiques ou chimiques.  
Relation avec la fourniture du sol en azote au champ.**

## **Variations saisonnières du carbone et de l'azote extraits par différentes méthodes biologiques ou chimiques. Relation avec la fourniture du sol en azote au champ.**

### **Introduction**

Une partie de la fourniture du sol en azote provient de la minéralisation de la matière organique (Remy et Hebert, 1977). Bien que la notion de compartiments de la matière organique du sol soit hypothétique, seule une partie de celle-ci, désignée par le terme de matière organique active, constitue une source d'azote potentiellement minéralisable. Selon certains auteurs, la biomasse microbienne constitue une part de cette matière organique active (Jenkinson et Ladd, 1981; Paul et Juma, 1981; Myrold, 1987; Witter et al., 1993) mais elle ne suffit pas à expliquer les quantités importantes d'azote et de carbone minéralisées au cours d'une saison culturale. Le rôle de la biomasse microbienne en temps que réservoir d'azote disponible pour les plantes est cependant controversé. En effet, selon Mazzarino et al. (1993), le "turnover" de l'azote et du carbone de la biomasse microbienne ne sont pas intimement liés. Le "turnover" de l'azote de la biomasse est plus lent que celui du carbone (Shnürer et al., 1987). Ainsi, selon ces auteurs, la biomasse microbienne ne peut constituer une source majeure d'azote disponible pour les plantes. Toutefois, tous s'accordent à dire que la biomasse microbienne joue un rôle important dans les transformations du carbone et de l'azote ainsi que des autres éléments nutritifs (Diaz Ravina et al., 1993; Mazzarino, 1993). D'autres compartiments de matière organique interviennent dans la minéralisation de l'azote (Juma et Paul, 1984). L'humus du sol n'est pas uniforme et il n'a encore jamais été démontré qu'il s'agissait d'un ensemble de fractions discrètes de matière organique, chacune caractérisée par ses propriétés chimiques et physiques (Doran et Smith, 1987). Cependant, la désignation de plusieurs compartiments de matière organique est souvent utilisée dans la modélisation de la dynamique de la matière organique. La fourniture du sol en azote pendant la saison culturale provient de la minéralisation de ces compartiments. Différentes méthodes peuvent être utilisées pour estimer la taille de ce ou ces compartiments. Elles correspondent aux méthodes utilisées pour prévoir l'azote potentiellement minéralisable des sols. Elles sont:

- de nature biologique: le sol est mis dans des conditions optimales de minéralisation. L'azote minéralisé mesuré après des durées variables d'incubation constitue la quantité d'azote maximale que peut fournir le sol,

- de nature chimique: des méthodes d'extraction chimique rapides et simples sont utilisées. L'azote extrait au début de la saison culturale doit être bien corrélé aux rendements, à l'azote prélevé par la plante, à l'azote minéralisé et à la fourniture du sol en azote.

En plus de la désignation de plusieurs compartiments de matière organique, les modélisateurs s'intéressent à l'évolution temporelle des phénomènes qu'ils décrivent (Laudelout et al., 1978). Nous avons donc suivi l'évolution de la biomasse microbienne, de quelques extraits chimiques (eau bouillante, autoclave,  $\text{NaHCO}_3$  et tampon borate phosphate) et le carbone et l'azote minéralisés après

168 jours d'incubation au laboratoire, au cours de l'année dans trois parcelles de Grignon, sur les deux premiers horizons. Les résultats obtenus pendant la saison culturale sur l'horizon superficiel sont présentés dans l'article intitulé "Field test of biological and chemical methods for estimating soil nitrogen supply in a temperate climate". Nous présenterons ensuite les résultats obtenus sur le reste de l'année, obtenus sur l'horizon 30-60 cm sur toute l'année, de la variabilité spatiale des mesures et de la variabilité saisonnière de l'azote et du carbone minéralisés au cours d'incubations au laboratoire.

## **1. Variations saisonnières du carbone et de l'azote extraits par différentes méthodes biologiques ou chimiques dans l'horizon superficiel des trois parcelles à Grignon**

### 1.1- Pendant la croissance du maïs (mai à octobre 1992)

#### **FIELD TEST OF BIOLOGICAL AND CHEMICAL METHODS FOR ESTIMATING SOIL NITROGEN SUPPLY IN A TEMPERATE CLIMATE.**

MENASSERI S.\*, HOUOT S.\*, CHAUSSOD R.\*\*

\* Laboratoire des Sols, INRA, 78850 Thiverval-Grignon, FRANCE.

Article accepté dans la revue European Journal of Agronomy (ref 94/058), correspondant à une communication faite à HAREN (Pays Bas) en avril 1993 au congrès "Nitrogen mineralization in Agricultural soils".

**Field test of biological and chemical methods for estimating the soil nitrogen supply in a temperate climate.**

S. Menasseri (1)\*, S. Houot (1), R. Chaussod (2)

(1) Laboratoire des Sols, INRA, 78850 Thiverval-Grignon, France.

(2) Laboratoire de Microbiologie des Sols, INRA, 17 rue Sully, 21034 Dijon, France.

\* corresponding author

**Short title:** Field test of methods to estimate the soil nitrogen supply.

**Key-words:** Soil N, potentially mineralizable nitrogen, Soil microbial biomass, Soil incubations.

**Abstract**

Usually, long term incubations are used to estimate the organic nitrogen which is potentially mineralizable in the soil. Our purpose was to find a chemical method correlated to the biological method to predict the potential mineralizable nitrogen. Tests were carried out on a loamy soil in Grignon (Ile-de-France), receiving three different crop managements: bare fallow, maize crop with and without nitrogen fertilization. Soil mineral nitrogen, microbial biomass and chemical extractions were determined every month. Long term soil incubations were used to compare with the chemical measurements. Two incubation kinetics were commenced in Spring and in Summer. The mineralized N represented 4 % of the total nitrogen and the mineralized C, 6 % of the total organic carbon, giving a C/N ratio of 13. The amount of nitrogen mineralized was lower in summer than in spring for the cultivated treatments. Nitrogen and carbon biomass decreased in summer. Carbon and nitrogen extracted by the different methods ranged from 0.34% (NaHCO<sub>3</sub>) to 19% (autoclaving) of total nitrogen and carbon contents respectively. Regarding their fluctuations with time, two groups of extracts could be distinguished: one decreasing until harvesting as the microbial biomass (autoclaving), the others (NaHCO<sub>3</sub>, boiling water and borate phosphate buffer) remained stable between May (sowing) and October.

**INTRODUCTION**

Up to 40% of the crop nitrogen come from the soil organic nitrogen mineralization by the microbial biomass (Paul and Voroney, 1980; Marumoto *et al.*, 1982). Soil organic N is not homogeneous and comprizes several pools with more or less rapid turnovers (Jenkinson and Rayner, 1977; Molina *et al.*, 1983). Mineral nitrogen produced by the microbial biomass during the growing season originates from the mineralization of a labile pool of organic nitrogen (Paul and Juma, 1981; Carter, 1991). Long term soil incubations are often used as a biological method for estimating potentially mineralizable soil nitrogen (N<sub>0</sub>) (Carter and McLeod, 1987). But there are not convenient for prediction and many authors have developed and tested chemical methods to provide indexes of soil nitrogen availability. Usually, these methods are evaluated by relating laboratory test values to

crop yield and uptake of nitrogen (Smith, 1965; Keeney and Bremner, 1966; Jenkinson, 1968; Giroux and Sen Tran, 1987), to the field nitrogen availability (Fox and Piekielek, 1978; Hong *et al.*, 1990) or to the nitrogen mineralized during long-term incubations (Juma and Paul, 1984; Gianello and Bremner, 1988). They are also considered as valid methods when they discriminate well the soils studied (Gianello and Bremner, 1988). If  $N_0$  or a chemical index represent an active fraction of organic matter, seasonal fluctuations should occur (Bonde and Rosswall, 1987) following biological activity. Only a few studies compare the evolution of the microbial biomass and the organic pools extracted in field experiments (Vong *et al.*, 1990).

In the field experiment described here, we tested five different methods to measure the potentially mineralizable nitrogen and carbon: chemical extractions (boiling water, sodium bicarbonate, borate phosphate buffer and autoclaving) and aerobic incubations as a reference method. These chemical extraction methods were selected from the literature for their strong correlation with yield, plant nitrogen uptake, soil nitrogen supply or the nitrogen mineralized during incubation of soil. They were screened by considering their ability to give variable results during the crop growth according to microbial biomass. They are compared to the soil nitrogen supply and the incubation results.

## **MATERIALS AND METHODS**

### **Field experiment**

The experiment was located at Grignon (Yvelines, FRANCE). In April 1992, three treatments were commenced: F, bare fallow, MN, maize crop with nitrogen fertilization ( $128 \text{ kg N ha}^{-1}$ ), and MON, maize crop without nitrogen fertilization. The loamy soil was typic Eutroquept. The  $\text{pH}_{\text{H}_2\text{O}}$  was 7.3. The percentages of organic carbon and nitrogen were 10.8 and 1.3 respectively and the sand: silt: clay ratio was 0.5: 73.0: 22.0 in the upper horizon (30 cm). The bulk density was 1.33. The soil temperature was daily measured at 10 cm, the soil water content determined every two weeks. The corn was sown in May and harvested in October. We considered only one plot per treatment. Their areas were  $500 \text{ m}^2$  for the bare fallow and the unfertilized plots and  $5500 \text{ m}^2$  for the fertilized maize plot.

### **Soil Sampling**

Ten soil cores were sampled, from each treatment, in the first layer (0-30 cm) every month from May to December 1992. The soil cores were mixed and sieved (<5 mm). All analysis were performed on these samples in order to obtain comparable results (Stanford, 1982). Extractions were done during the week after sampling. During this time, the soil was stored at  $4^\circ\text{C}$ . For the borate-phosphate buffer extraction, the soil was air-dried before analysis. For each laboratory analysis, there were three replicates. At harvest, the spatial variability of some parameters (nitrates, humidity, microbial biomass and autoclaving carbon contents) was evaluated doing the analysis in triplicate for each of the ten cores (data not shown).

### **Soil Incubations**

Two long-term incubations were started in May and August. In May, the soils were sampled a few days after sowing. Only two treatments could be considered: with (MN) and without nitrogen (F, MON) as all the plots were bare. Mineral nitrogen and CO<sub>2</sub> produced by 45 g of fresh sieved soil were measured during six months. The soils were moistened to field capacity considered as optimum for biological activity (Stanford and Epstein, 1974) and incubated under aerobic conditions at 28°C. A one week pre-incubation was performed to prevent overestimation of the mineralization after microbial activity stimulation by mechanical (sieving) and physical (water addition) disturbances. Mineralized nitrogen and carbon were measured colorimetrically on a Skalar autoanalyser.

### **Microbial biomass**

The microbial biomass C and N content were determined using the chloroform fumigation-extraction method (Vance *et al.*, 1987). Fresh soil (25g) was fumigated with ethanol-free chloroform for 16 hours. Then control unfumigated and fumigated samples were extracted with 100 ml of 0.025 M K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> solution for 1 hour. After centrifugation, organic carbon was analyzed in the supernatant by persulfate oxidation under UV (Dorhman DC 80). Total N in the extracts was analyzed using the Kjeldhal method. The microbial biomass expressed as C was calculated as  $B_C = (C_f - C_{nf})/K_C$ ,  $C_f$  and  $C_{nf}$  being the organic carbon extracted in the fumigated and unfumigated samples respectively, and  $K_C = 0.48$  (Chaussod *et al.*, 1986). The microbial biomass expressed as N was calculated as  $B_N = (N_f - N_{nf})/K_N$  with  $N_f$  and  $N_{nf}$ , the organic nitrogen extracted from the fumigated and unfumigated samples respectively, and  $K_N = 0.45$  (Ocio and Brookes, 1990).

### **Chemical extractions**

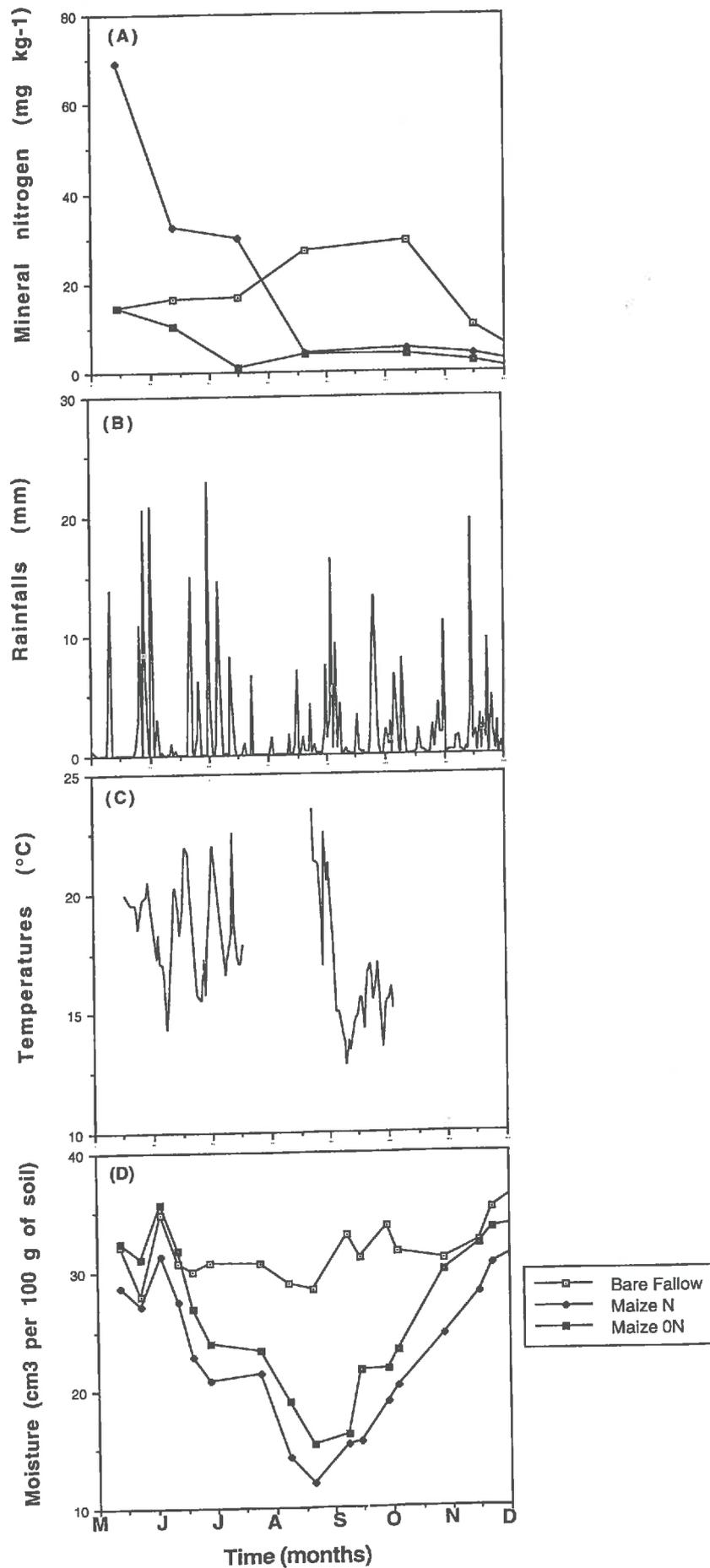
Four chemical extraction methods were tested.

The boiling water extraction method was essentially the method described by Livens (1959). In the procedure used, 50 g of fresh soil was placed with 200 ml of water in 500 ml Erlenmeyer flask fitted with a glass funnel. The Erlenmeyer flasks were heated on a rheostat-controlled electric hot plate until the soil-water mixture had boiled for 60 minutes. The mixture was then cooled before being centrifuged in 500 ml centrifuge tubes.

The autoclaving extraction (Stanford, 1968; Juma and Paul, 1984) was as follows. It was performed on the fumigated samples after microbial biomass extraction, 100 ml of 0.025M K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> solution was added to the soil pellets, shaken for 15 min, autoclaved for 16 hours ( $T^{\circ} = 120^{\circ}C$ ,  $P = 1$  bar), cooled and centrifuged.

The extraction in 0.01M bicarbonate sodium solution was proposed by MacLean (1964). Moist soil (50 g) was placed directly into 500 ml centrifuge tubes with 200 ml 0.01M NaHCO<sub>3</sub> solution. Centrifuge tubes were shaken on a horizontal agitator for 15 min at room temperature and centrifuged.

Figure 2.1. Variations in soil mineral nitrogen during the growing season in mg kg<sup>-1</sup> dry soil (A), rainfall (B), soil temperature (C), and soil moisture (D).



All extracts were centrifugated at 7000 rpm. The N content of the aliquot was estimated by a Kjeldhal procedure in which 20 ml of the filtrate was heated with 2 ml of concentrated sulfuric acid and 0.7 g of mineralization catalyst in a Kjeldhal flask (without reduction of  $\text{NO}_3^-$ -N) until the solution became clear, and digestion was continued for 1 hour. The contents of the flask were then steam distilled with 10 ml of 10 N NaOH (Keeney and Bremner, 1966). The ammonium liberated by distillation was collected in 0.005N sulfuric acid solution and titrated with 0.005N NaOH until pH 4.8 (Lathwell *et al.*, 1972). The organic carbon extracted was determined as previously described.

The procedure followed for the borate-phosphate buffer method was described in detail by Gianello and Bremner (1988). Soil (4 g) were steam-distilled with 40 ml of pH 11.2 phosphate-borate buffer for 8 min, and the ammonia-N released was determined. The ammonia-N initially present in the soil sample was determined by distilling 4.0 g of soil with 0.2 g of MgO and 20 ml of 2M KCl for 3.3 min. The ammonium-N produced by buffer extraction was calculated as the difference between these two analyses.

## RESULTS

### Field results

In the bare fallow plot, the amount of mineral nitrogen in the top 30 cm of the soil remained constant from May to July because of the balance between mineralization, immobilization and leaching (Figure 2.1). Then the mineral nitrogen content markedly increased until the middle of August. Mineralization was important since the soil was at field capacity and the temperature was approximately 20°C, favourable conditions for microbial activity. No further variation was evident until October. In the cultivated plots, the corn nitrogen uptake occurred from sowing to August. After harvest, mineral nitrogen decreased markedly in all plots.

The maize yield was higher from the MON plot (18300 kg dry matter  $\text{ha}^{-1}$ , 277 kg N  $\text{ha}^{-1}$ ) than in the MN plot (16600 kg dry matter  $\text{ha}^{-1}$ , 210 kg N  $\text{ha}^{-1}$ ). The mineral nitrogen supplied by the soil can be estimated as the "N uptake by plants - mineral N at sowing + mineral N at harvesting" (Lindén *et al.*, 1992): 79 kg N  $\text{ha}^{-1}$  was found in the MON plot, -187 kg N  $\text{ha}^{-1}$  in the MN plot, 91 kg N  $\text{ha}^{-1}$  in the bare fallow plot.

### Laboratory incubations

After six months of incubation, 3 to 4% of total organic nitrogen and 6% of total organic carbon were mineralized. Zero-order kinetics were the best mathematical model for nitrogen mineralization (Table 2.1). In spring and summer, the mineralization constant rate ( $k_n$ ) was higher, although not significantly, in the F and MON plots than in the MN plot. Fertilization seemed to depress the biological activity in the soil. In the cultivated plots,  $k_n$  decreased between spring and summer. Two pools could be distinguished in the carbon mineralization kinetics. The mineralization of a labile and a more resistant pool followed first order and zero order kinetics respectively. Between

**Table 2.1.** Carbon and nitrogen mineralization in the long term incubations started in spring and summer: kinetics parameters.

Plot	$CO_2-C = C_1(1-\exp(-k_1 * t)) + k_2 * t$				$N = k * t$		
	$C_1$ mg kg <sup>-1</sup>	$k_1$ d <sup>-1</sup>	$k_2$ mg kg <sup>-1</sup> d <sup>-1</sup>	$r^2$	$N_{168d^*}$ mg kg <sup>-1</sup>	$k_n$ mg kg <sup>-1</sup> d <sup>-1</sup>	$r^2$
<b>SPRING</b>							
F (MON)	213	0.029	2.96	0.999	54	0.33	0.992
MN	122	0.036	3.15	1.000	50	0.30	0.998
<b>SUMMER</b>							
F	71	0.051	3.26	1.000	51	0.29	0.969
MN	98	0.048	2.47	0.999	39	0.22	0.977
MON	165	0.046	3.13	0.998	44	0.26	0.981

\* mineral nitrogen after 168 days of incubation.

**Table 2.2.** Nitrogen and carbon (mg kg<sup>-1</sup> dry soil) in microbial biomass and extracted by the different methods tested (means and standard deviations calculated with the values obtained from May to December).

Plot	Biomass	Autoclaving	Boiling water	Borate Phosphate	NaHCO <sub>3</sub>
<b>Nitrogen (mg N kg<sup>-1</sup>)</b>					
F	34 ± 6	262 ± 27	40 ± 12	17.6 ± 4	8 ± 7
MN	32 ± 13	250 ± 19	51 ± 10	23.4 ± 6	9 ± 9
MON	28 ± 8	247 ± 33	40 ± 9	20.0 ± 5	9 ± 7
<b>Carbon (mg C kg<sup>-1</sup>)</b>					
F	251 ± 34	2084 ± 219	390 ± 70		32 ± 4
MN	274 ± 28	1924 ± 242	372 ± 42		32 ± 4
MON	252 ± 29	1999 ± 246	375 ± 52		33 ± 6
<b>C/N</b>					
F	7.4	7.9	7.7		4.0
MN	8.6	7.7	7.6		3.5
MON	8.9	8.1	9.8		3.7

spring and summer, the carbon mineralization constant rate of the labile pool  $k_1$  increased to a greater extent in the F plot than in the MN and MON plots. The highest value of  $C_1$ , the labile pool, was found in the MON plot. It decreased in the F and MON plots. The mineralization constant rate  $k_2$  of the stable pool increased in the F and MON plots and decreased in the MN plot.

### **Microbial biomass**

The microbial biomass represented about 2.5 % of organic carbon and 2.6% of total nitrogen content. No differences were found between the plots in N and C values (Table 2.2). The C/N ratio was approximately 8 in the three plots. During the growing season, from May to October, both carbon and nitrogen microbial biomass decreased by 21, 17 and 22% in the F, MN and MON plots respectively (Figure 2.2). However, some fluctuations occurred during the summer. After both harvesting and crop residues incorporation into the soil, microbial biomass increased.

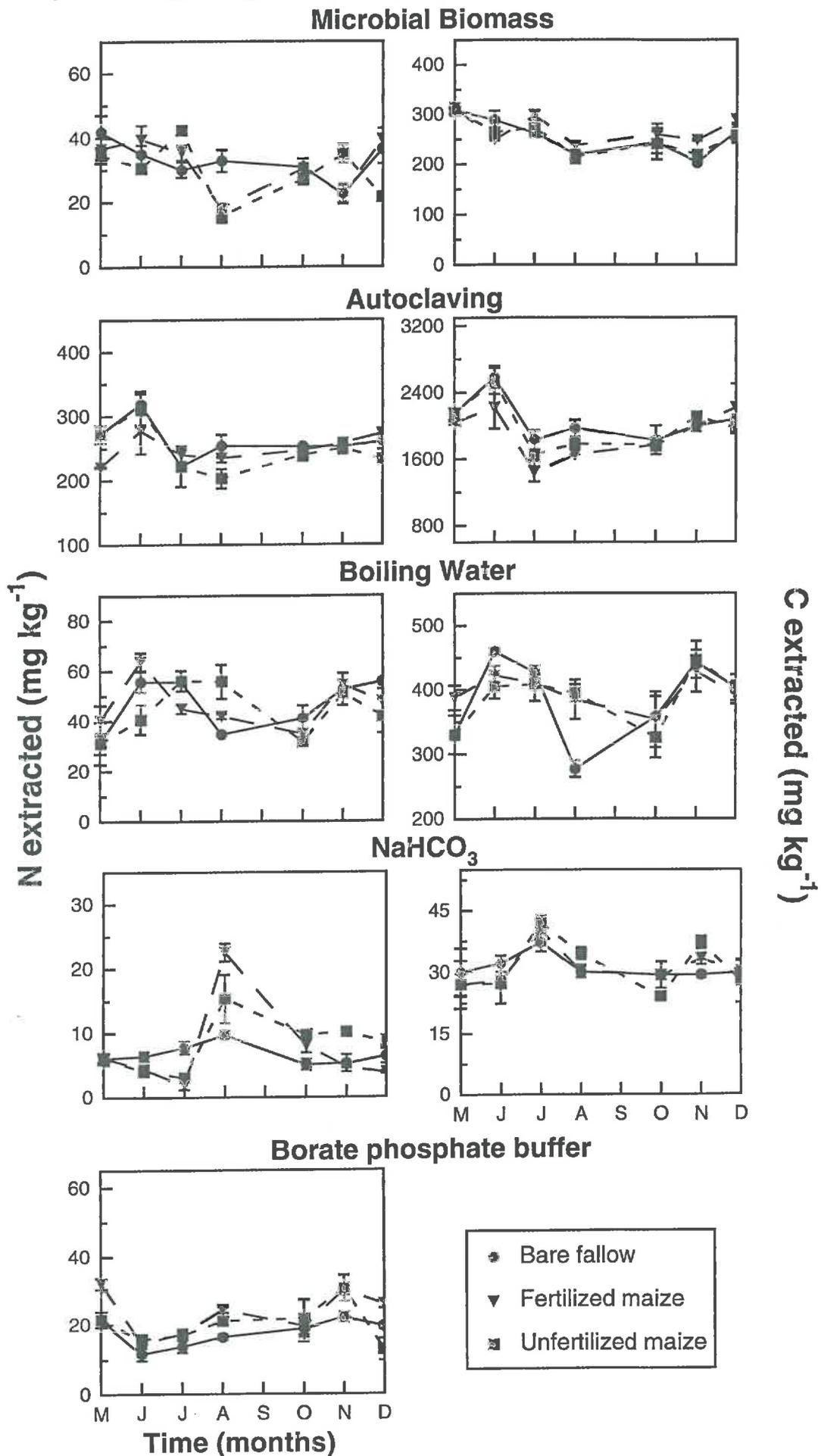
### **Chemical extractions**

The organic carbon extracted varied from 0.3 % ( $\text{NaHCO}_3$ ) to 19.4 % (autoclaving) of total organic carbon (Table 2.2). The organic nitrogen extracted varied within the same range. The C/N ratios were similar for all the tested methods (between 7 and 9), except the bicarbonate sodium extract which had a lower C/N ratio. No significant differences in C/N ratio between the plots were found. With all the methods, the C and N extracted fluctuated in the same manner (Figure 2.2). In October, the carbon extracted by autoclaving decreased by 15, 13, and 18 % from their initial values in the F, MN and MON plots respectively. The nitrogen extracted only decreased by 7 and 12 % of their initial values in the F and MON plots respectively. No decrease was observed in the MN plot. The nitrogen content of the boiling water,  $\text{NaHCO}_3$  and borate phosphate buffer extracts were similar at sowing and harvesting time. However a decrease in the nitrogen extracted with the borate phosphate buffer was observed at the beginning of the growing season. The nitrogen extracted with  $\text{NaHCO}_3$  increased markedly in August. After harvest, the nitrogen extracted with the borate phosphate buffer increased with the microbial biomass while the boiling water and autoclaving extracts decreased. In winter, after crop residue incorporation in cultivated plots and ploughing, the nitrogen in the borate phosphate buffer decreased while it increased in the boiling water and autoclaving extracts. The  $\text{NaHCO}_3$  extract remained constant during these three months.

## **DISCUSSION**

The nitrogen accumulation in maize plants occurs mainly from July to August (Lubet and Juste, 1985). The active mineralization observed in the bare fallow plot coincided with the nitrogen uptake in the cultivated plots (Figure 2.1). The percentages of total N mineralized during the incubations (4%) were similar to reported literature values (Bonde and Rosswall, 1987). The best model for nitrogen mineralization followed zero-order kinetics. Linear kinetics, already reported by

**Figure 2.2.** Fluctuations in the amounts of nitrogen and carbon ( $\text{mg kg}^{-1}$ ) contained in the biomass and extracted by autoclaving, boiling water, borate phosphate buffer and  $\text{NaHCO}_3$ .



Houot et al. (1989), did not allow the determination of the potentially mineralizable nitrogen ( $N_0$ ), as the classical first-order kinetics did (Dalal and Mayer, 1987). The smaller constant rate  $k_n$  in the MN plot compared to the MON plot confirmed the depressive effect of fertilization on microbial activity (Wardle, 1992). By this method, a labile and a more resistant pool of organic carbon were identified in the carbon mineralization. The labile organic matter decreased between spring and summer as shown by the lower labile pools of carbon ( $C_1$ ) and smaller rate constants of nitrogen mineralization in the cultivated plots ( $k_n$ ). This was probably due to plant nitrogen uptake. In the bare fallow plot, the decrease of microbial biomass could explain the strong decrease of the labile pool  $C_1$  of carbon and allowed the nitrogen mineralization to remain constant. Microbial C and N contents represented 2 % of total organic carbon and nitrogen, which was in the same range as obtained by Dalal and Mayer (1987). The microbial biomass could be considered as a "stabilized one" (Dalal and Mayer, 1987), as its C/N ratio was similar to that of the soil. Nevertheless, the C/N ratio tends to vary widely as the  $k_N$  constant used to calculate the microbial biomass N extracted after fumigation varies from 0.2 to 0.68. In our study, the  $k_N$  of 0.45 may be underestimated. In fact, the microbial biomass could be considered as an active pool since it decreased during the growing season (43 kg N ha<sup>-1</sup> in the F plot, 37 kg N ha<sup>-1</sup> in the MN plot and 31 kg N ha<sup>-1</sup> in the MON plot) and increased after harvesting. Many factors could be involved in this decrease. In cultivated plots, the root development from June to August (Tardieu and Manichon, 1987) could reduce the microbial biomass carbon and nitrogen contents, perhaps through root competition (Wardle, 1992). Soil drying could also explain the biomass decrease (Wardle and Parkinson, 1990). In the bare fallow plot, high temperatures and humidities encouraged the mineralization and the decrease of labile organic pools such as the microbial biomass. The microbial biomass could be identified as a labile pool with a rapid turnover which could immobilize and liberate large amount of mineral nitrogen (Paul and Juma, 1981; Myrold, 1987). When the spatial variability was considered, the decrease of the microbial biomass between May and October was estimated as 13, 8 and 6 % of the initial value in the F, MN and MON plots respectively, corresponding to a decrease of 12% of active biomass found by Paul and Voroney (1980). After harvest, the residue incorporation constituted a readily hydrolyzable carbon source which stimulated the microbial growth and activity (Wardle, 1992).

The nitrogen and carbon amounts extracted by all the methods tested (Table 2.2) were within the range of results published by Fox and Piekielek (1978). The autoclaving method extracted the highest percentage of carbon and nitrogen (20%), other extracted fractions represented 0.3 to 3.9 % of the total organic carbon or nitrogen. The C/N ratios of the extracts were very similar to those of the biomass (7.4 to 9.8), except in the incubations (C mineralized / N mineralized = 13) and the extraction with sodium bicarbonate (C/N = 4). The nitrogen turnover in biomass could explain the high C/N ratio in these incubations. In the sodium bicarbonate extraction, C/N ratio of 15 have been previously found (Michrina *et al.*, 1982; Fox and Piekielek, 1978). The autoclaving extract varied similarly to that of the microbial biomass. However some differences appeared in summer. Borate phosphate buffer, sodium bicarbonate and boiling water extractions remained constant from May to October. Carbon and nitrogen extracted by autoclaving and boiling water methods increased in June.

**Table 2.3.** Comparison between the soil nitrogen supply, the nitrogen mineralized during the Spring incubation and the nitrogen extracted by the chemical methods (amounts at sowing time in May and decreases between May and August). The nitrogen is expressed in kg ha<sup>-1</sup>.

Plot	Soil Supply	N* 168d	Biomass		Autoclaving		Boiling water		NaHCO <sub>3</sub>		Borate Phosphate	
			May	May-Aug.	May	May-Aug	May	May-Aug	May	May-Aug	May	May-Aug
F	91	96	133	35	1021	70	179	-	31	-	69	20
MN	-187	89	125	73	975	-	182	-	35	-	91	30
MON	79	96	110	74	963	269	169	-	35	-	78	-

kg N ha<sup>-1</sup>

\* N after 168 days of incubation, extrapolated to the field considering a Q<sub>10</sub> of 2.  
- no decrease

The soil moisture and temperature would have promoted the immobilization by adventices roots residues immobilization in these 2 fractions. Boiling water and NaHCO<sub>3</sub> extracts fluctuated similarly because of their similar turnover rate which is more rapid than those of the autoclaving extract and biomass. The two methods extract "glucose" from the same source (polysaccharides) with different effectiveness (Jenkinson, 1968).

The soil nitrogen supply estimated from the field results may be compared with the incubation results and with the chemical extractions (or their decrease) during the growing season. As the most active period of soil and plant biological activities is between May and August (Figure 2.1), we considered the decrease of the biomass and of extractable carbon and nitrogen during this period (Table 2.3). The mineralized nitrogen during the spring incubation was extrapolated to the field considering a Q<sub>10</sub> of 2 (Clark and Gilmour, 1983). The result of this extrapolation was approximately equal to the soil nitrogen supply in the bare fallow plot. In the F and MON plots, the soil nitrogen supply was similar to the nitrogen extracted with the borate phosphate buffer and to the nitrogen mineralized during the spring incubations. The nitrogen decrease in the microbial biomass and in the autoclaving extract between May and August could explain the soil nitrogen supply in the MON plot and the bare fallow plot respectively.

After harvest, the labile organic pools were reconstituted from the degradation of the crop residues and the organic matter liberation by the ploughing. The spring incubations results did not explain the field differences. Boiling water and NaHCO<sub>3</sub> methods showed clear discrimination between different soils and agricultural situations (Gianello and Bremner, 1988) but did not allow us to predict soil nitrogen mineralization. The borate phosphate buffer method has correctly predicted the soil nitrogen supply in the bare fallow soil and the unfertilized maize. The autoclaving extract and the microbial biomass could be considered as the biological active pools involved in plant nutrition. The same behaviour of the extracts in the three plots could be due to the recent differentiation of the treatments.

### 1.2- Pendant l'interculture (octobre 1992 à avril 1993)

Dans le sol nu, les teneurs en azote entre la récolte et décembre diminuent à cause de la forte lixiviation qui a lieu en automne et de la baisse de la minéralisation due aux faibles températures durant cette période (figure 2.3). L'évolution des teneurs en eau montre une recharge des deux premiers horizons entre la récolte et Décembre. Dans les parcelles cultivées, les teneurs en azote faibles à la récolte deviennent nulles en hiver. Après l'enfouissement des résidus, l'azote du sol est immobilisé par la biomasse microbienne. L'augmentation des nitrates due à la reprise de la minéralisation a lieu début mars.

Les résidus constituent une source de carbone qui stimule la croissance et l'activité microbienne (Wardle, 1992). Dans le sol nu, le labour entraîne également une libération de composés labiles. L'immobilisation par la biomasse microbienne des substances labiles contenues dans les résidus et la faible minéralisation due aux faibles températures entraîne une augmentation de la biomasse dans les trois parcelles juste après l'enfouissement des résidus (figure 2.4). En hiver, les formes de carbone labile sont en baisse comparées aux formes complexes et résistantes (racines mortes et lignifiées) (Buchanan et King, 1992) entraînant une baisse de la biomasse à partir du mois de décembre. L'extrait à l'autoclave a plutôt tendance à rester constant en hiver. Dans les extraits au bicarbonate de soude et à l'eau bouillante on observe un pic de carbone en mars et un pic d'azote en avril.

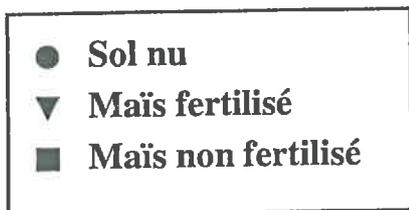
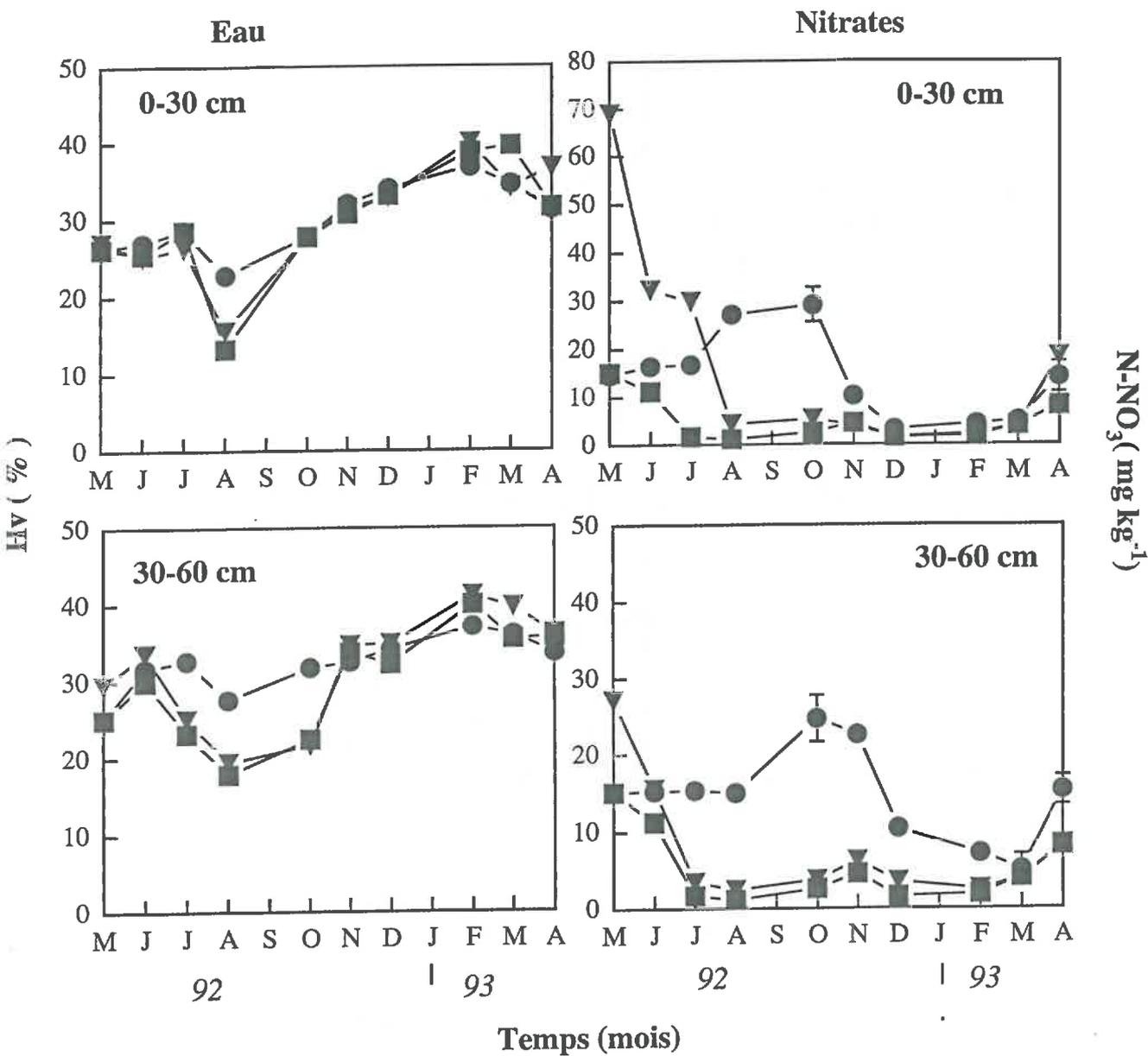
### 1.3- Variabilité spatiale des mesures

A l'échelle d'une parcelle, diverses sources de variabilité de l'activité biologique peuvent être citées. Les principales sont les suivantes (Parkin, 1993): la compaction du sol lors du passage des machines agricoles, le développement racinaire des plantes et l'hétérogénéité de l'application des pesticides et des engrais. Dans notre étude, nous n'avons pas la prétention d'étudier la variabilité spatiale des facteurs ou des phénomènes observés. Les objectifs de l'estimation réalisée à partir de mesures faites sur 10 échantillons de sol, sont de conclure sur la signification des fluctuations saisonnières observées et de mieux comparer les mesures réalisées sur le terrain avec les valeurs données par la simulation dans le chapitre III.

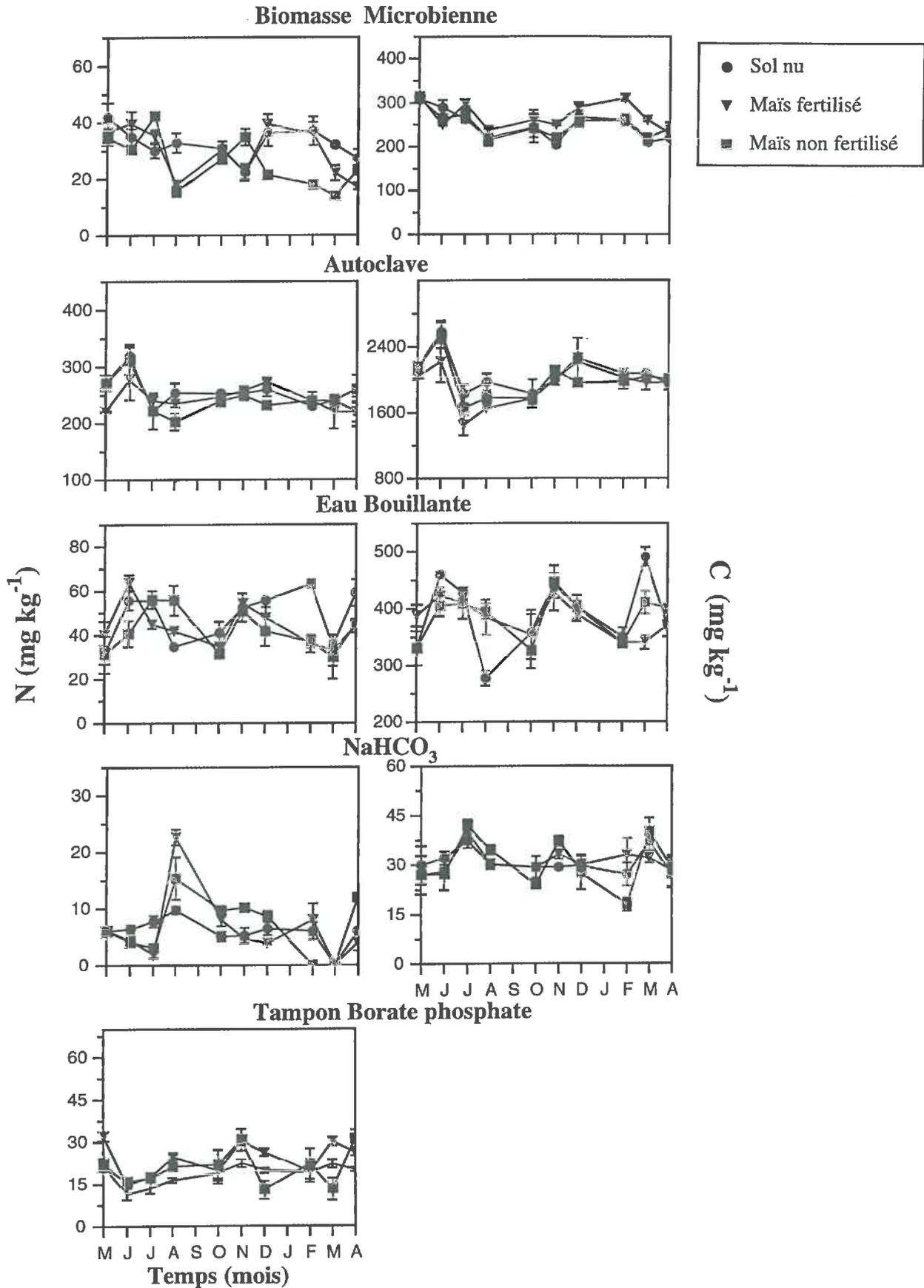
L'estimation de la variabilité spatiale des nitrates donne des résultats comparables à ceux obtenus par Lindeman (1988). Les fluctuations saisonnières des nitrates sont également très importantes. Nous pouvons noter que la biomasse microbienne et l'extrait à l'autoclave sont moins variables que les nitrates. Les fluctuations saisonnières du carbone de la biomasse microbienne et de l'extrait à l'autoclave sont en général plus importantes que les fluctuations spatiales, alors que la variation spatiale du carbone organique du sol est supérieure à sa variabilité saisonnière.

La mesure de la variabilité spatiale de la biomasse microbienne et de l'extrait à l'autoclave nous permet de dire que les diminutions observées de ces deux compartiments sont significatives. La

Figure 2.3. Evolution des teneurs en eau et en  $N-NO_3^-$  dans les horizons 0-30 et 30-60cm dans les trois parcelles de Grignon: sol nu, maïs fertilisé et maïs non fertilisé, entre mai 1992 et avril 1993.



**Figure 2.4.** Evolution de la biomasse microbienne et des résultats des différentes extractions chimiques dans l'horizon 0-30 cm des trois parcelles de Grignon : sol nu, maïs fertilisé et maïs non fertilisé entre mai 1992 et avril 1993.



diminution de la biomasse correspond à des observations déjà réalisées par d'autres auteurs (Paul et Voroney, 1980). L'azote minéralisé pourrait alors provenir de ces deux pools.

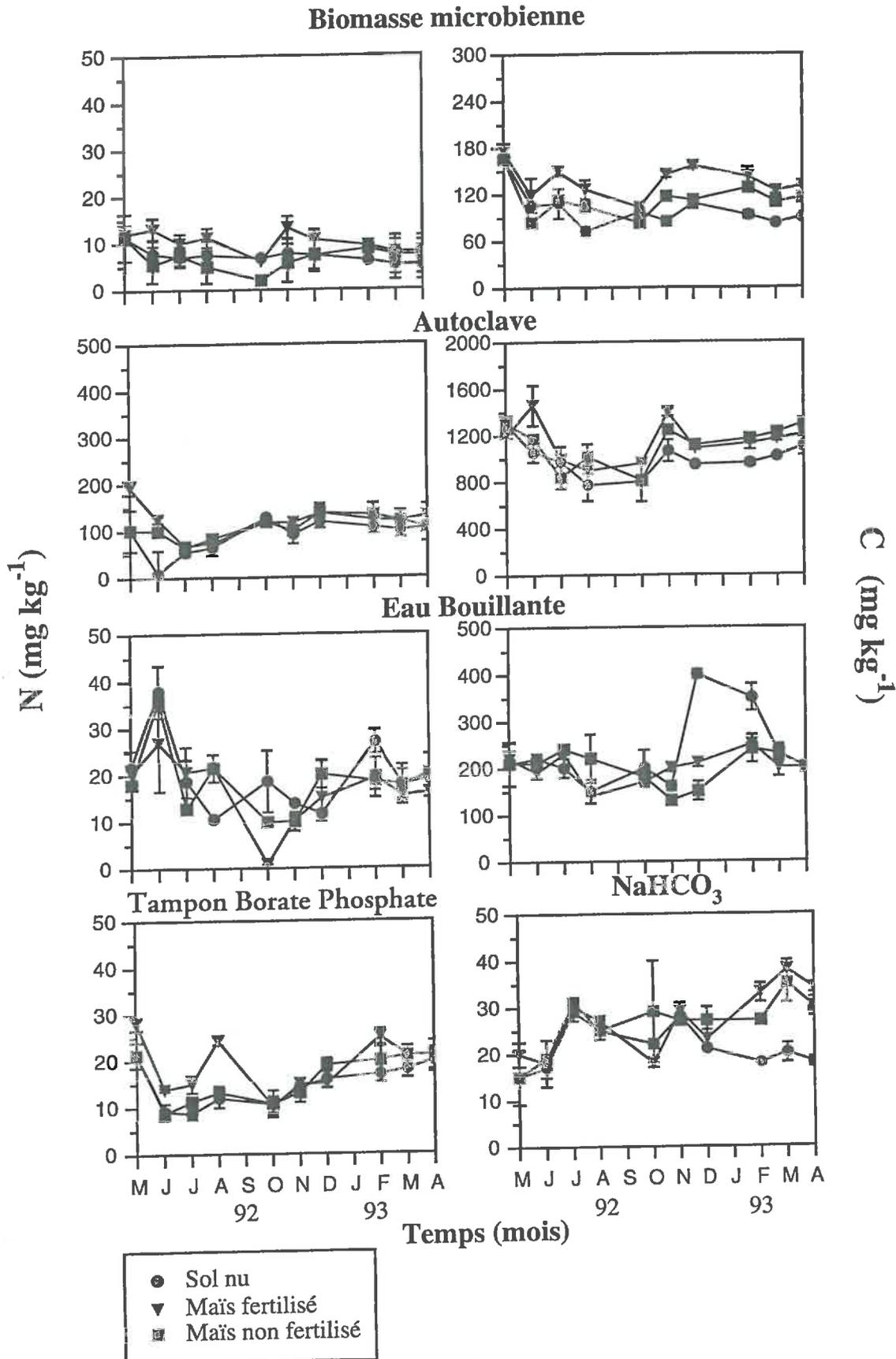
**Tableau 2.4.** Variabilité saisonnière et spatiale (estimée en automne 92) de la teneur en nitrates, de celle du carbone de l'extractible microbien, de l'extrait à l'autoclave et du sol.

Paramètres	Variabilité spatiale		Variabilité saisonnière	
	Moyenne mg kg <sup>-1</sup>	écart type % moyenne	Moyenne mg kg <sup>-1</sup>	écart type % moyenne
<u>Sol nu</u>				
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	26	28	14	60
C biomasse	248	9	240	17
C autoclave	1827	9	2084	10
C sol	10950	4	10750	3
<u>Mais fertilisé</u>				
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	5	37	17	118
C biomasse	248	8	264	12
C autoclave	1770	2	1929	12
C sol	1043	5	11075	2
<u>Mais non fertilisé</u>				
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	5	26	7	81
C biomasse	242	16	246	12
C autoclave	1776	4	1999	12
C sol	10550	4	10475	5

## 2. Variations saisonnières du carbone et de l'azote extraits par différentes méthodes chimiques dans l'horizon 30-60 cm des trois parcelles à Grignon

En général, dans les études concernant la détermination de l'azote potentiellement minéralisable, seul le premier horizon est considéré. Cela est lié à l'importance de la matière organique au moins deux fois plus importante que celle de l'horizon sous jacent et l'importance de la densité racinaire. Etant donné la diminution importante de l'azote minéral dans l'horizon 30-60 (figure 2.3), la participation de cet horizon à la nutrition azotée est loin d'être négligeable. L'évolution de l'azote minéral dans le sol nu, met en évidence un phénomène de minéralisation de l'azote à partir du mois d'août.

**Figure 2.5.** Evolution de la biomasse microbienne et des résultats des extractions chimiques dans l'horizon 30-60 cm des trois parcelles: sol nu, maïs fertilisé et maïs non fertilisé, entre mai 92 et avril 93. Pour le tampon borate phosphate, seul l'azote est dosé. Dans l'extraction au bicarbonate, les quantités d'azote étaient trop faibles et n'ont pu être dosées.



**Tableau 2.5.** Carbone et azote de la biomasse microbienne, des extraits à l'autoclave, à l'eau bouillante et au  $\text{NaHCO}_3$  et azote extrait par la méthode au tampon borate phosphate mesurés pendant l'année 92-93. Les moyennes et les écart types sont calculés sur la base des mesures réalisées sur toute la période (Mai 92 à Avril 93).

Parcelles	Biomasse microbienne	Autoclave	Eau bouillante	$\text{NaHCO}_3$	Tampon Bor-Phos
<b>Carbone</b>					
Sol nu	103 ± 27	993 ± 138	235 ± 79	22 ± 5	
Maïs fertilisé	138 ± 22	1182 ± 220	201 ± 31	26 ± 7	
Maïs non fertilisé	113 ± 12	1094 ± 164	201 ± 37	26 ± 7	
<b>Azote</b>					
Sol nu	7 ± 1.5	93 ± 21.1	22 ± 7.8		13 ± 4
Maïs fertilisé	10 ± 2.3	119 ± 36.4	18 ± 6.9		18 ± 6
Maïs non fertilisé	6 ± 2.9	106 ± 22.0	18 ± 7.4		13 ± 4

Les compartiments extraits chimiquement représentent la moitié de ce qui est extrait dans l'horizon de surface (tableau 2.5). Cependant par rapport à la matière organique de chaque horizon, l'extraction est moins importante dans le second horizon comparé au premier. Cette diminution est liée à la densité racinaire plus faible, à la diminution en profondeur de substances labiles (Duxbury et Tate, 1981), et plus précisément de la dégradabilité des composés avec la profondeur (Soudi et al., 1990). Hadas et al. (1986) ont noté une diminution avec la profondeur des acides aminés plus importante que l'azote total. Les rapports C/N des différents compartiments sont plus élevés dans cet horizon que dans l'horizon superficiel. Ceci peut être lié à la nature différente de la biomasse microbienne et de la matière organique qui se minéralise dans les deux horizons. Il se peut également que la méthode de dosage de l'azote choisie ne soit pas appropriée pour le dosage de faibles quantités d'azote. C'est le cas pour l'extrait avec  $\text{NaHCO}_3$ . Les mêmes observations concernant les fluctuations des pools extraits et minéralisés dans l'horizon 0-30 cm peuvent être faites dans l'horizon 30-60 (figure 2.5). La biomasse et l'extrait à l'autoclave ont également diminué alors que les quantités extraites par les autres méthodes étaient similaires au semis et à la récolte. Les mêmes raisons que dans l'horizon de surface peuvent être invoquées. Dans les deux parcelles cultivées la teneur en eau du sol a également diminué entraînant une diminution des microorganismes. Le dessèchement du sol peut provoquer la mort des microorganismes (Bottner, 1985; Wardle et Parkinson, 1990). Dans le sol nu, les températures élevées et l'humidité du sol à la capacité au champ ont favorisé la minéralisation de la matière organique labile sur laquelle s'alimente la biomasse microbienne qui diminue lorsque son substrat de croissance disparaît. Dans l'horizon 30-60, l'augmentation de la biomasse microbienne et de l'extrait à l'autoclave en automne peut être due à la lixiviation d'une partie des substances solubles contenues dans les résidus (Stroo et al., 1989). Les extraits au  $\text{NaHCO}_3$  augmentent fortement en hiver dans les deux parcelles cultivées. Cette augmentation pourrait être reliée à la décomposition des racines.

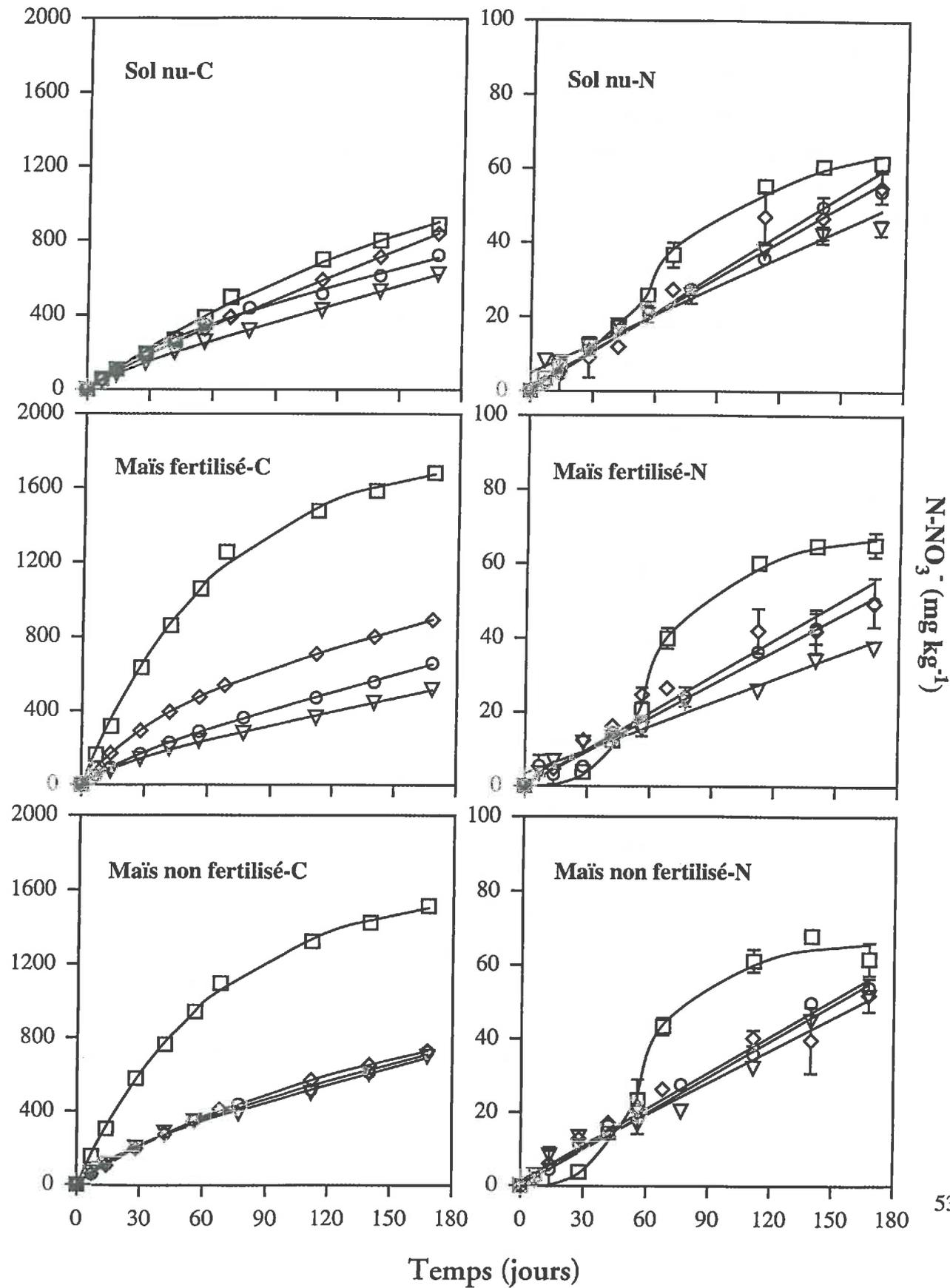
**Tableau 2.6.** Ajustement mathématique des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote, dans les horizons 0-30 et 30-60 cm, obtenues au cours d'incubations au laboratoire en conditions aérobies, commencées au printemps, et en hiver dans le sol nu (SN), le maïs fertilisé (maïs N) et non fertilisé (Maïs ON), à Grignon.

Trait.	Saisons	C-CO <sub>2</sub> =C <sub>1</sub> *(1-exp(-k <sub>1</sub> ))+k <sub>2</sub> *t				N = k <sub>n</sub> * t		
		C <sub>1</sub> mg kg <sup>-1</sup>	k <sub>1</sub> j <sup>-1</sup>	k <sub>2</sub> mgkg <sup>-1</sup> j <sup>-1</sup>	r <sup>2</sup>	N <sub>168j</sub> mg kg <sup>-1</sup>	k <sub>n</sub> mgkg <sup>-1</sup> j <sup>-1</sup>	r <sup>2</sup>
<i>Horizon 0-30 cm</i>								
SN	Printemps	213.0	0.029	2.96	0.999	54.0	0.33	0.992
	Eté	70.7	0.051	3.26	1.000	51.6	0.29	0.969
	Hiver	83.1	0.036	4.50	0.999	55.0	0.35	0.997
Maïs N	Printemps	122.0	0.036	3.15	0.999	49.7	0.30	0.998
	Eté	97.8	0.048	2.47	1.000	39.5	0.24	0.977
	Hiver	293.9	0.039	3.58	0.999	49.3	0.33	0.998
MaïsON	Printemps	213.0	0.029	2.96	0.999	54.0	0.33	0.992
	Eté	164.6	0.046	3.13	0.998	44.0	0.26	0.981
	Hiver	218.2	0.025	3.08	0.998	51.9	0.33	0.976
<i>Horizon 30-60 cm</i>								
SN	Printemps	28.00	0.071	2.18	0.999	23.9	0.15	0.976
	Eté	57.62	0.058	1.48	0.999	24.2	0.13	0.926
	Hiver	50.66	0.061	2.13	0.999	16.1	0.10	0.946
Maïs N	Printemps	66.95	0.035	1.89	0.999	22.6	0.15	0.956
	Eté	57.04	0.071	1.78	0.995	22.0	0.14	0.931
	Hiver	93.01	0.061	2.73	0.996	18.2	0.10	0.945
MaïsON	Printemps	28.00	0.071	2.18	0.999	23.9	0.15	0.976
	Eté	64.55	0.065	1.91	0.996	20.2	0.13	0.973
	Hiver	55.34	0.085	2.53	0.998	18.9	0.12	0.966

**Tableau 2.7.** Ajustement mathématique des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote, obtenues au cours d'incubations au laboratoire en conditions aérobies, commencées en automne dans l'horizon 0-30 et 30-60 cm, dans le sol nu (SN), le maïs fertilisé (maïs N) et non fertilisé (Maïs ON), à Grignon.

Trait	C-CO <sub>2</sub> =C <sub>1</sub> *(1-exp(-k <sub>1</sub> *t))			N-NO <sub>3</sub> =N <sub>max</sub> *(-m*exp(-k*t))			
	C <sub>1</sub> mg kg <sup>-1</sup>	k <sub>1</sub> j <sup>-1</sup>	r <sup>2</sup>	N <sub>max</sub> mg kg <sup>-1</sup>	k j <sup>-1</sup>	m j <sup>-1</sup>	r <sup>2</sup>
SN	1533	0.005	0.997	67.75	3.60	0.024	0.990
Maïs N	1801	0.016	0.998	61.70	10.48	0.044	0.998
Maïs ON	1623	0.015	0.999	65.12	10.11	0.045	0.997

Figure 2.6. Cinétiques de minéralisation au laboratoire du carbone et de l'azote dans l'horizon 0-30 cm du sol nu, maïs fertilisé et maïs non fertilisé au: printemps (○), en été (▽), en automne (□) et en hiver (◇). Au cours des cinétiques d'automne, nous avons incorporé des résidus dans les sols des parcelles maïs.



Alors que les différences entre les trois traitements ne sont pas significatives dans l'horizon 0-30 cm, elles le sont dans l'horizon 30-60 cm. Les teneurs en carbone sont significativement supérieures dans les parcelles cultivées à celles du sol nu. L'horizon 0-30 cm est soumis aux effets du climat et des pratiques culturales. Ainsi, alors que dans les parcelles cultivées il y a une diminution de la teneurs en eau pendant la saison culturale, celle-ci reste à la capacité au champ dans le sol nu. Lorsqu'il y a enfouissement des résidus dans les parcelles cultivées, le sol nu est labouré. L'observation réalisée à un moment donné est le reflet global des transformations qui ont eu lieu. C'est pourquoi les observations peuvent être similaires entre les parcelles nue et cultivées dans l'horizon superficiel et plus contrastées dans l'horizon 30-60 cm. De plus, la partie résistante des résidus enfouis dans l'horizon superficiel l'année précédente constitue encore une source de carbone disponible pour les microorganismes l'année suivante, même si le sol est nu (Jenkinson et Powlson, 1976).

### **3. Variations saisonnières de la minéralisation du carbone et de l'azote au cours d'incubations au laboratoire en conditions contrôlées**

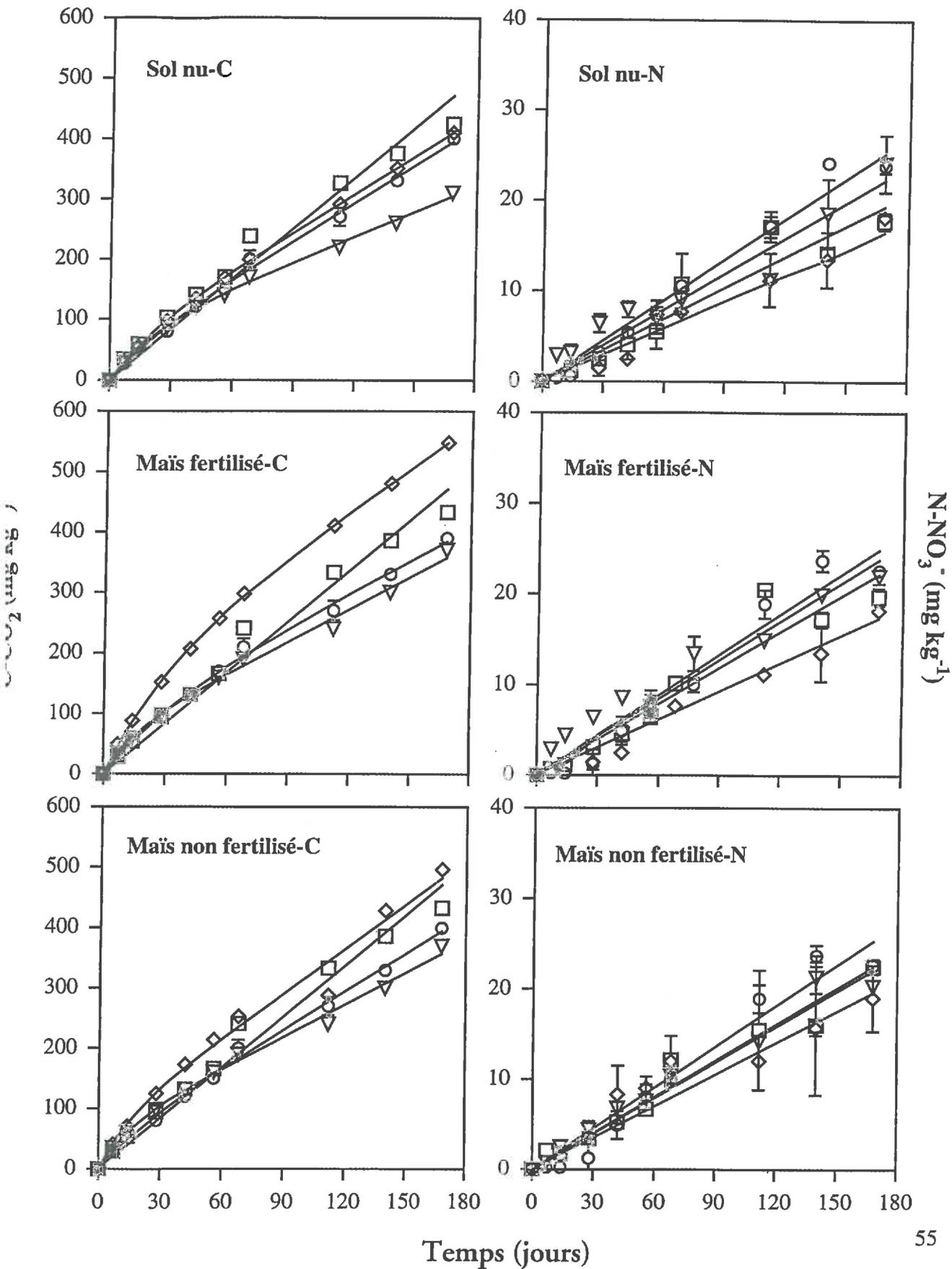
#### 3.1- Horizon superficiel 0-30 cm

Au cours des cinétiques de printemps 3 à 4 % de l'azote et 6 % du carbone du sol sont minéralisés. La minéralisation de l'azote est apparemment une fonction linéaire du temps. Celle du carbone suit une cinétique qui peut être décrite avec deux compartiments: un labile se décomposant selon une cinétique apparente d'ordre 1 et un résistant se décomposant selon une cinétique apparente d'ordre 0. La comparaison des cinétiques de printemps et d'été a permis de mettre en évidence l'effet dépressif de la fertilisation et l'augmentation de l'activité biologique dans les sols en été.

En automne, dans l'horizon 0-30 cm, les cinétiques de minéralisation de l'azote dans les deux sols cultivés mettent en évidence une immobilisation de l'azote pendant les 20 premiers jours et une reminéralisation intense par la suite (figure 2.6). Le modèle qui s'applique le mieux à l'évolution de l'azote au cours des cinétiques commencées en automne est celui de Gompertz (tableau 2.7). Il y a d'abord une immobilisation de l'azote minéral au cours de la décomposition des pailles pauvres en azote puis une reminéralisation de l'azote mobilisé et de l'azote initialement présent dans les pailles (Powlson et Brookes, 1987). En effet, à la fin des cinétiques de minéralisation de l'azote en automne, la quantité d'azote minéralisé est supérieure à celle obtenue au printemps ou en été (figure 2.6). Les cinétiques de minéralisation du carbone mettent en évidence l'importance de substances carbonées labiles aussi bien dans le sol nu que dans les parcelles cultivées, provenant des résidus dans les parcelles cultivées ou libérées à la suite du labour dans le sol nu. Seul un modèle de minéralisation à un compartiment labile  $C_1$  est ajusté aux valeurs expérimentales.

En hiver, l'azote minéralisé diminue à nouveau ainsi que le compartiment labile de carbone  $C_1$ . Une cinétique basée sur deux compartiments est à nouveau applicable. Le compartiment  $C_1$  est cependant plus important dans les parcelles cultivées que dans le sol nu.

Figure 2.7. Cinétiques de minéralisation au laboratoire du carbone et de l'azote dans l'horizon 30-60 cm du: sol nu, maïs fertilisé et maïs non fertilisé au: printemps ( ○ ), en été ( ▽ ), en automne ( □ ) et en hiver ( ◇ ).



En effet, des substances labiles provenant des résidus enfouis en décomposition abondent dans les parcelles cultivées. L'azote minéralisé ainsi que la constante de minéralisation  $k_n$  ont augmenté dans toutes les parcelles en hiver pour atteindre les valeurs mesurées au printemps. Nira et Nishimune (1993) ont réalisé les mêmes observations en comparant des cinétiques commencées au semis et en automne. Ceci peut être intéressant en matière de prévision. Des cinétiques commencées en automne (avant labour et/ou enfouissement des résidus) ou en hiver pourraient permettre de prédire la quantité optimale d'azote qui va se minéraliser au printemps.

### 3.2- Horizon 30-60 cm

Les incubations de sol prélevé dans cet horizon aboutissent à des quantités d'azote minéralisées égales à la moitié de ce qui se minéralise en surface. Cette minéralisation représente 3 % de l'azote total du sol. Le coefficient  $k_n$  des cinétiques du premier ordre décrivant la minéralisation de l'azote, témoigne de ce phénomène puisqu'il est égal au printemps à 0.33 dans l'horizon 0-30 cm et 0.16 dans l'horizon 30-60 cm (tableau 2.6). L'azote minéralisé au bout de 168 jours d'incubation a également diminué dans cet horizon dans les deux parcelles cultivées entre le printemps et l'été de 3% dans le maïs fertilisé et 15 % dans le maïs non fertilisé, probablement en raison de l'utilisation de l'azote par les plantes, surtout dans la parcelle non fertilisée (figure 2.7).

L'azote minéralisé et  $k_n$  continuent à diminuer en automne et en hiver, indiquant une baisse constante de l'activité microbiennne et une augmentation de la résistance de la matière organique à la minéralisation.

Les résultats des préincubations sont présentés en annexe 8bis.

## **4. Conclusion**

Le fort rendement du maïs dans la parcelle non fertilisée témoigne bien de la capacité du sol à fournir de grandes quantité d'azote aux plantes, provenant de la matière organique. Les cinétiques de minéralisation nous ont permis effectivement de prévoir la fourniture du sol en azote dans le sol nu et dans le maïs non fertilisé. Dans notre cas, la fertilisation n'a eu aucun effet sur le rendement. Il semblerait qu'elle ait eu au contraire un effet dépressif sur la minéralisation. Cet effet a été mis en évidence par les cinétiques de minéralisation mais non par les extractions chimiques. Fidèles au concept dynamique de la matière organique dite active énoncé par Bonde et Rosswall (1987), nous avons retenu l'extrait à l'autoclave et la biomasse microbienne comme source d'azote disponible pour la culture étant donné que ce sont les deux seuls compartiments qui ont diminué pendant la saison culturale. Comme Saratchandra et al. (1988), nous n'avons pas pu mettre en évidence des tendances d'évolution du carbone et de l'azote extraits par l'eau chaude et le bicarbonate de sodium. L'évolution de l'azote a tendance à suivre celle du carbone, excepté dans l'extrait avec  $\text{NaHCO}_3$ .

L'enfouissement de résidus dans les parcelles cultivées et le labour dans le sol nu, ont permis, par la libération de substances carbonées solubles, la reconstitution des pools labiles de matière

organique. Cependant, au semis de l'année suivante, les valeurs de la biomasse microbienne et de l'extrait à l'autoclave sont légèrement inférieures à celles mesurées au semis de l'année précédente. Le régime climatique légèrement différent durant les deux années peut suffire à expliquer ces différences (Noorallah et Mc Gill, 1986). En effet, avant le premier semis (Mai 92), le déficit climatique (Pluie - ETP) calculé sur les 10 jours précédant le semis était de -14 mm. Précédant le deuxième semis, il était inexistant (+33 mm). L'excédent pluviométrique au moment du deuxième semis pourrait avoir entraîné une diminution de la biomasse microbienne.



### **III**

**Intégration des résultats expérimentaux dans le modèle  
NCSWAP: validation au champ à Grignon**

## **Integration des résultats expérimentaux dans le modèle NCSWAP: Validation au champ à Grignon**

### **Introduction**

Les résultats du suivi réalisé du 15 mai 1992 au 30 avril 1993 sur le sol nu, le maïs fertilisé et le maïs non fertilisé, à Grignon, nous ont permis de valider le modèle NCSWAP sur une année. Nous avons comparé aux résultats de la simulation les mesures expérimentales de teneurs en eau, teneurs en nitrates, de l'extractible microbien, l'extrait à l'autoclave et du pool II optimisé à l'aide de NCSOIL à partir des résultats des incubations réalisées au laboratoire. Nous avons, dans un premier temps, considéré deux périodes: la saison culturale et l'interculture. Chacune de ces validations fait l'objet d'un article. Ensuite, nous avons considéré l'ensemble des résultats obtenus sur toute l'année pour l'application de tests statistiques présentés dans le chapitre I.

### **1. Validation de NCSWAP pendant la croissance du maïs entre Mai et Octobre 92**

#### **FIELD CALIBRATION OF THE DECOMPOSITION RATE OF SOIL ORGANIC POOLS IN THE NCSWAP MODEL.**

S. Menasseri (1)\*, S. Houot (1) and J.A.E. Molina (2)

(1) Laboratoire des Sols, INRA, 78850 Thiverval Grignon, FRANCE.

(2) Soil Science Department, U. of Minnesota, 1991 Upper Buford Circle, Saint Paul, MN 55108, U.S.A.

Article soumis à la revue European Journal of Agronomy, correspondant à une communication faite à VENISE (Italie) en mars 1993 au congrès "Modeling the fate of agrochemicals and fertilizers in the environment".

## Field calibration of the decomposition rate of soil organic pools in the NCSWAP model.

S. Menasseri (1)\*, S. Houot (1) and J.A.E. Molina (2)

(1) Laboratoire des Sols, INRA, 78850 Thiverval Grignon, FRANCE.

(2) Soil Science Department, U. of Minnesota, 1991 Upper Buford Circle, Saint Paul, MN 55108, U.S.A.

\* to whom correspondence should be addressed.

**Short title:** Calibration of soil organic pools decomposition in NCSWAP.

### Abstract

NCSWAP was built on NCSOIL describing C and N dynamics in soils and expanded to include crop growth and water dynamics. Two soil organic pools are considered in NCSOIL: the microbial biomass (pool I) and a biological active soil organic matter (pool II). Experimental data were obtained from a field study conducted at Grignon (Yvelines, FRANCE) to validate NCSWAP comparing simulated water,  $\text{NO}_3^-$ , pools I and II fluctuations with experimental data and to test two evaluations of pool II: pool II optimization with NCSOIL and autoclaving extraction. The two estimated pools were different in size and C/N ratio. The autoclaving extract represented 20 % of the total carbon and had a C/N ratio of 8. The NCSOIL optimized pool II represented 12 % of total carbon and had a C/N ratio of 15. The NCSWAP model simulated correctly field nitrogen mineralization, microbial biomass and pool II evolutions with optimized pool II as initial value. With autoclaving extract, the coefficient rate of degradation and the microbial efficiency factor had to be diminished for pool II. The low C/N ratio of the autoclaving extract induced an overestimation of the nitrogen mineralization.

**Key words:** NCSOIL, NCSWAP, modelization, N potentially mineralizable, microbial biomass, autoclaving extract, incubation.

### INTRODUCTION

Up to 40 % of N crop comes from soil organic N mineralization, which must be considered to adjust the nitrogen fertilization to the crop needs and to prevent nitrate pollution of ground waters. Different methods have been developed to quantify the soil nitrogen potentially mineralizable and available to plants during the growing season. Long time soil incubations are frequently used as reference method. In a precedent study (Menasseri *et al.*, 1994), we have tested four chemical extraction methods to measure nitrogen and carbon potentially mineralizable: boiling water (Livens, 1959), autoclaving (Stanford and DeMar, 1969), sodium bicarbonate (MacLean, 1964) and borate phosphate buffer (Gianello and

**Table 3.1.** *Main soil characteristics.*

Depth (cm)	Clay (%)	Silt (%)	Sand (%)	C (g kg <sup>-1</sup> )	N (g kg <sup>-1</sup> )	C/N	pH (water)
0-30	22	73	5	10.8	1.3	8.3	7.3
30-60	23	73	3	6.5	0.8	8.6	7.6

**Table 3.2.** *Spatial variability ( $\sigma$ ) of the nitrates, microbial biomass and autoclaving carbon evaluated on ten cores taken up at random, in the first layer of each plot, at harvesting.*

	Bare Fallow	Maize N	Maize 0N
NO <sub>3</sub> (mg N kg <sup>-1</sup> )	26	5	5
$\sigma$ (% of mean)	28	37	26
Microbial biomass (mg C kg <sup>-1</sup> )	246	261	242
$\sigma$ (% of mean)	9	8	16
Autoclaving (mg C kg <sup>-1</sup> )	1827	1770	1776
$\sigma$ (% of mean)	9	3	5

**Table 3.3.** *State of NCSOIL. Two constants, the pool II initial size and its C/N ratio were optimized against data from incubations.*

	Biomass (Pool I)	Humads (Pool II)
Initial level (mg C kg <sup>-1</sup> )	measured †	optimized
C decay rate constant (day <sup>-1</sup> )		
labile component	0.33	0.160
resistant component	0.04	0.006
Fraction of labile component in pool	0.56	0.00
Fraction of decomposed C from pool I incorporated in pool II	0.20	-
Fraction of decomposed C recycled in pool I	0.60	0.60
C/N ratio	7§	optimized

† experimentally measured (see table 3.5)

§ 10 for the second layer

Bremner, 1988). These methods were selected because of their good correlation with soil nitrogen supplying, crop yields or the nitrogen uptake (MacLean, 1964; Fox and Piekelek, 1978). We have found that autoclaving was the only one extract that has decreased during the growing season such as the microbial biomass. A decrease of these two pools indicated that they were labile and mineralizable during the growing season.

Mineral N in soils results of biological processes including mineralization, nitrification and immobilization. They interact with N mass flow and plant N uptake. In models describing N dynamic in the soil plant system, different types of organic matter are considered: fresh organic matter (plant residues), microbial biomass, humus in PAPRAN (Seligman *et al.*, 1975) and EPIC (Williams *et al.*, 1984), humads which are materials stabilized by partial humification and adsorption in PHOENIX (MacGill *et al.*, 1981) and TRAMIN (Juma and Paul, 1981) and roots in CERES (Jones and Kiniry, 1986). NCSWAP (Molina and Richards, 1984), was built on NCSOIL (Molina *et al.*, 1983) which describes C and N dynamics in soils, and expanded to include crop growth, water dynamics and agricultural practices. Two soil organic pools are considered in NCSOIL: the microbial biomass (pool I) and a biological active soil organic matter (pool II), fraction of humified organic matter still rather labile. If the microbial biomass can be measured experimentally, the pool II remains more conceptual. Nevertheless, it could be associated to the organic matter easily mineralizable during the growing season, referred previously. The stable organic matter is not considered in the model. In NCSOIL, N and C turnover are linked by the pools C/N ratio as in most models (Jenkinson and Parry, 1989).

Usually, observations of laboratory incubations are considered to estimate the active organic pools included in the models but chemical extractions of the pools could also be considered (Appel and Mengel, 1992).

The purpose of this study was (1) to validate NCSWAP model under a temperate climate comparing water and  $\text{NO}_3^-$  profiles, pools I and II fluctuations simulated with experimental data, under three situations: a bare fallow soil, a fertilized and an unfertilized maize, (2) to test two evaluation methods of pool II (size and C/N ratio) : pool II optimization with NCSOIL, from laboratory incubations results and autoclaving extraction.

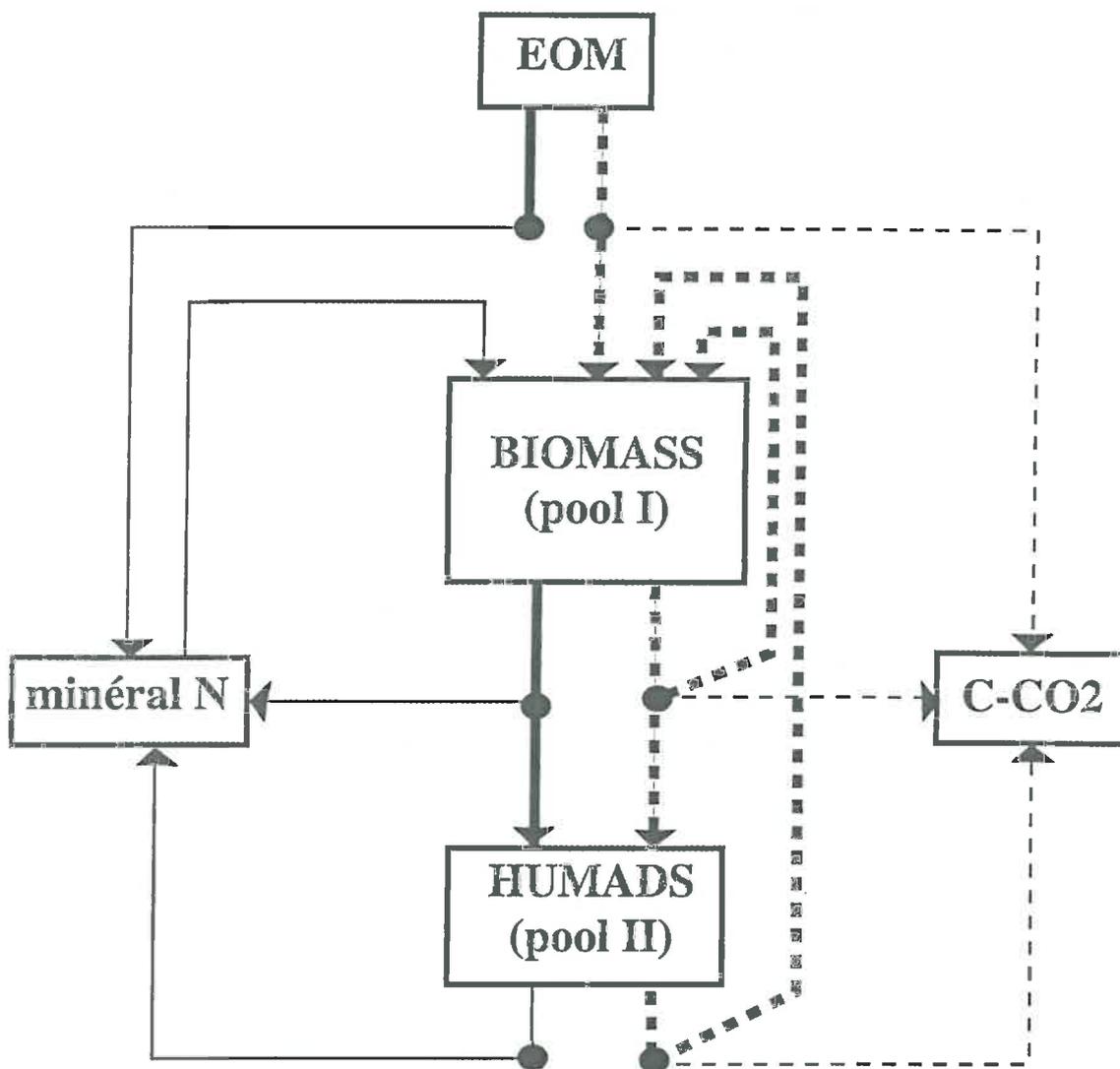
## MATERIAL AND METHODS

### Experimental data

The field experiment was located in Grignon (Yvelines, France). The main characteristics of the loamy soil (Typic Eutrochrept) are presented in Table 3.1. Three plots were considered: bare fallow, fertilized and unfertilized maize.

The experimental data used for the simulation with NCSOIL and NCSWAP have been presented before, with detailed methods (Menasseri *et al.*, 1994). Every month from May to August 1992, ten cores of soil were sampled in each of the three plots, in 0-30 cm and 30-60

**Figure 3.1.** Flow chart of nitrogen and carbon transformations in NCSOIL. N and C flows are represented by continuous and broken lines respectively. Organic and inorganic flows are distinguished by thick and thin lines respectively.



cm layers, mixed and passed through a 5 mm sieve. All the analysis were done in triplicate from this average sample. Microbial biomass was measured on 25 g of fresh soil using the fumigation-extraction method (Vance *et al.*, 1987). After microbial extraction, the soils were autoclaved in 100 ml of 0.025M K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> for 16 hours. After centrifugation, organic C was analyzed in the supernatant by persulfate oxidation under UV (Dorhman DC 80). Soil mineral N was extracted on 45 g soil samples, in 200 ml of 1N KCl and measured by colorimetry on a Skalar autoanalyzer, using the indophenol blue method for NH<sub>4</sub><sup>+</sup> and the Griess Ilosvay method for NO<sub>3</sub><sup>-</sup>. Long term incubations (168 days) were started in April and August 1992. 45g samples of fresh soils were incubated at 28°C and 100 % of the water holding capacity. C and N mineralization were followed. C-CO<sub>2</sub> was trapped in NaOH and then measured by colorimetry (Chaussod *et al.*, 1986). Mineral N was mesured as previously. On the October sampling, the spatial variability of NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, biomass and pool II C was estimated on the ten separate cores sampled in the upper layer of each plots (Table 3.2). It was considered when comparing the simulated data to the experimental results. Soil water content variations were followed using neutron probe.

## Models

### NCSOIL

Description of NCSOIL can be found in the following publications: Hadas *et al.*, 1987; Houot *et al.*, 1989; Barak *et al.*, 1990; Molina *et al.*, 1990. This model (Figure 3.1) considers two soil organic matter pools (Pool I and II) and one exogenous organic matter pool (EOM). Pool I represents the microbial biomass and pool II the biologically active soil organic matter. Pool I is divided into a labile and a resistant component. All the organic pools decay with a first order kinetics. The exchange between NH<sub>4</sub><sup>+</sup> and organic N is driven by the decomposition of the organic pools, and is independant of the NH<sub>4</sub><sup>+</sup> concentration. For this simulation, the time step was set to a day.

The state of NCSOIL was defined by 13 constants (Table 3.3). The initial concentration of pool II and its C/N ratio were optimized. The other constants were either experimentally determined or obtained from previous work with NCSOIL. The extractable C biomass measurement in May was used for the pool I initial size (table 3.5). The kinetics of CO<sub>2</sub> and total mineral N during incubations were used for the optimization process. The optimum values for the constants were searched by the Marquardt algorithm modified to accept data from simulation models (Barak *et al.*, 1990). The optimization was directed by the following figure-of-merit function:

$$\chi^2 = ( \sum_j \sum_m \{ (Y_{jm} - Y_j(m,A)) / SD_j \}^2 )$$



where  $j = 1$  or  $2$  is the state variable's index,  $m = 1, \dots, 10$  is the sampling's index (10 sampling days),  $Y_{jm}$  are the measured values,  $Y_j(m, A)$  are the simulated values for the set of model's constants  $A$ , and  $SD_j$  is the standard deviation of the experimental data. Low  $\chi^2$  values indicated a good fit between experimental and simulated data.

### NCSWAP

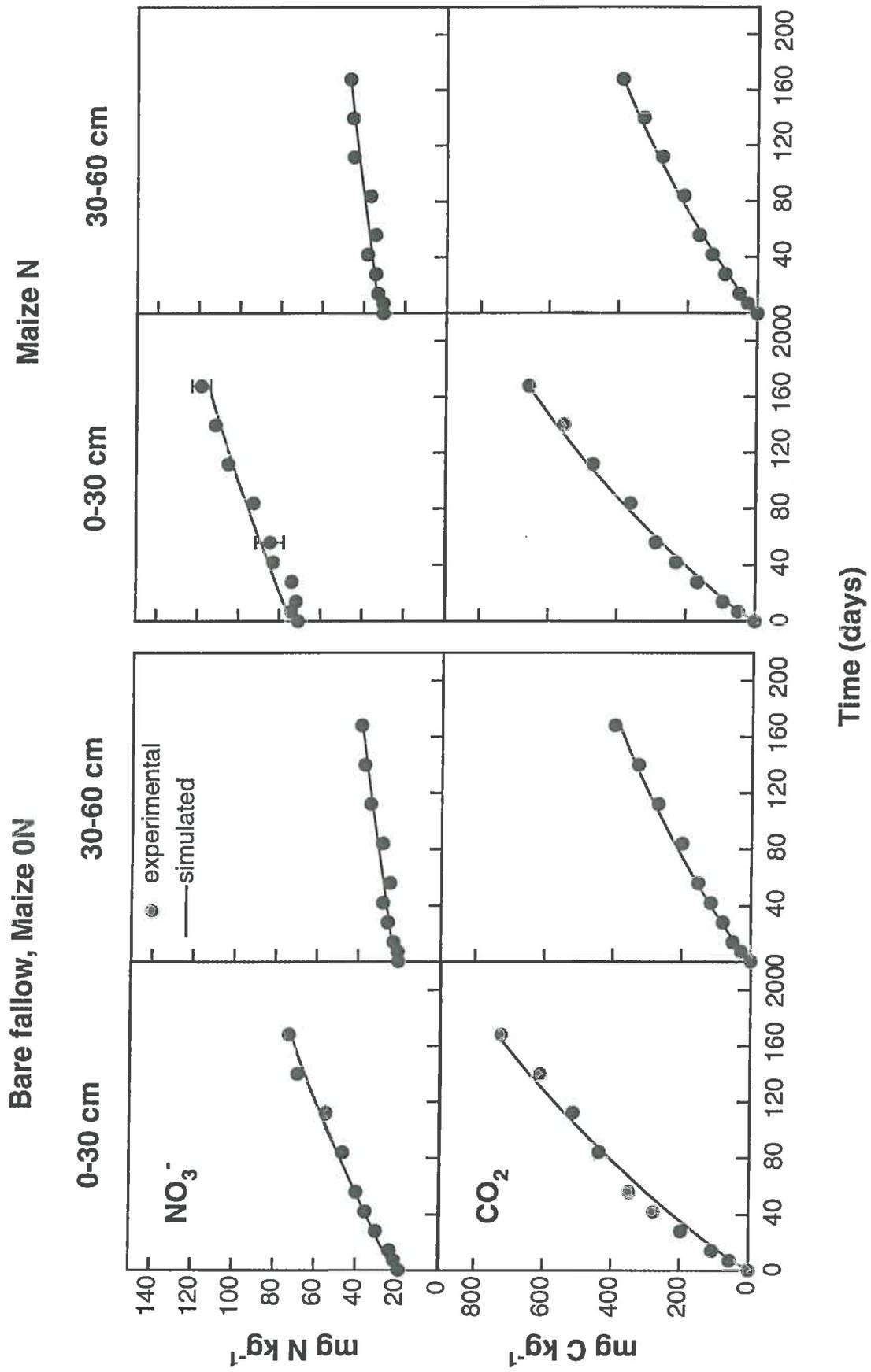
It has been described in previous papers (Molina and Richards, 1984; Clay *et al.*, 1985 a and b). It involves different subroutines describing plant growth, water transfer in soil and organic matter transformations (NCSOIL). NCSWAP is run on a daily basis during all the cultural season (Figure 3.2). First, water dynamic (A) is described by INFIL, a multilayered Green and Ampt approach of water microporous infiltration (1) and REDIS, a water redistribution subsystem (2). Then, occurs the water uptake by plants, following the weekly evapotranspiration amount introduced in the input file (3). Volumetric water contents are computed from initial experimental bulk densities which are modified during the growing season to account for rainfall compaction and tillage. Then, NCSOIL is called once a day (B). It is multilayered, and interacts with water content and temperature (Clay *et al.*, 1985 a). Mineral N follows the water movements when leaching, resulting in a new partition of nitrogen (4). Then is considered the crop nitrogen uptake (5), from the amount of transpired water, its nitrogen concentration and the plant requirement. A reference crop growth (dry matter and N percentage) is defined as controllable input for a given set of air temperature, and a specific field site. Nitrogen profiles, plant yield, nitrogen amounts in plants, yields constitute the last output (6). Two sets of simulation were done with different initial pool II: previously optimized with NCSOIL from the kinetics of C and N mineralization during the spring laboratory incubations or using the autoclaving extract measured in May.

## RESULTS

### Experimental results

They were detailed in the precedent paper (Menasseri *et al.*, 1994). Only a summary will be presented here. Total corn dry matter was higher in the unfertilized maize (18300 kg dry matter ha<sup>-1</sup>, 277 kg N ha<sup>-1</sup>) than in the fertilized maize (16600 kg dry matter ha<sup>-1</sup>, 210 kg N ha<sup>-1</sup>). During the growing season, from May to October, both carbon and nitrogen microbial biomass decreased by 21, 17 and 22 % in the bare fallow, fertilized maize and unfertilized maize plots respectively. The carbon extracted by autoclaving constituted 20 % of the total carbon and decreased by 15, 13 and 18 % from their initial values in the bare fallow, fertilized maize and unfertilized maize. The nitrogen extracted only decreased by 7 and 12 % of their initial values in the bare fallow plot and the unfertilized maize. No decrease was observed in the fertilized maize. The C/N ratio of the autoclaving extract was approximately 8 in the three plots.

Figure 3.3. Simulated and experimental C and N kinetics of mineralization during laboratory incubation of spring samples.



**Table 3.4.** NCSOIL optimization of initial pool II C, N and C/N ratio against experimental C-CO<sub>2</sub> and N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> kinetics during spring and summer soil incubations, in the 3 plots and the two horizons.

Characteristics	Bare Fallow		Maize N		Maize ON	
	Spring	Summer	Spring	Summer	Spring	Summer
<u>0-30 cm</u>						
C (mg kg <sup>-1</sup> )	1338	1174	1215	949	1338	1408
% Total C	12	11	11	9	12	14
N (mg kg <sup>-1</sup> )	89	90	71	63	89	94
% Total N	7	7	5	5	7	7
C/N	15	13	17	15	15	15
$\chi^2 (10^2)$	1.45	1.95	3.17	1.04	1.45	3.68
<u>30-60 cm</u>						
C (mg kg <sup>-1</sup> )	719	595	718	681	719	780
% Total C	12	10	11	10	11	12
N (mg kg <sup>-1</sup> )	28	35	22	42	28	43
% Total N	4	4	2	5	4	6
C/N	26	17	33	16	26	18
$\chi^2 (10^2)$	3.39	9.95	5.52	4.17	3.39	4.32

## Simulation results

### *NCSOIL*

The simulated results very well fitted the experimental data (Figure 3.3). At sowing time, 12 % of total soil organic carbon were in the pool II in both horizons and the 3 plots, but only 7% of total organic N in 0-30 cm and 4% in 30-60 cm (Table 3.4). The pool II C/N ratio increased in the second layer: 15 to 17 in 0-30 cm and 26 to 33 in 30-60 cm.

The pool II C decreased from spring to summer in the bare fallow and the fertilized plots in both 0-30 and 30-60 cm layers, but increased in the unfertilized maize. The optimized C/N ratio also decreased leading to constant pool II N excepted in the second layer of the fertilized and unfertilized maize where it increased.

The microbial biomass decreased during simulation, less in the unfertilized plot (35 % in the first layer and 39 % in the second one) than in the fertilized plot (45 % in the first layer and 43 % for the second one). The decrease of the pool II varied from 43 to 50%.

Microbial biomass and autoclaving extract were measured at the beginning and the end of equivalent incubations although shorter (84 days). Microbial biomass decreased of 20, 23 and 26 % in the bare fallow, the fertilized and the unfertilized maize. Autoclaving extract decreased of 15 % in the bare fallow soil and the unfertilized maize soil and 12 % in the fertilized maize soil.

### *NCSWAP*

Initial organic pools used in the two series of simulations are presented in Table 3.5. Water movements in soils were not affected by the initial pool II (data not shown). In the bare fallow plot, the simulated water profiles remained constant and equivalent to the field capacity. In August, the water content decreased to the wilting point in the whole profile, in the two cultivated plots. No lixiviation neither denitrification were simulated. The plant nitrogen uptake was identical in the two cultivated plots. The initial pool II and the fertilization did not influence the crop nitrogen uptake and the crop yield.

When optimized pool II was set as initial pool II, a good simulation of mineral N was obtained in the first horizon, excepted in the fertilized plot, where it was overestimated (Figure 3.4). Carbon in biomass and optimized pool II evolution were well simulated, excepted for the pool II in the unfertilized maize. The microbial biomass decreased of 16, 17 and 15 % in the bare fallow, fertilized and unfertilized maize respectively, and the pool II of 25, 29 and 28 % in the same plots respectively.

With autoclaving extract as initial pool II, microbial biomass increased in all the plots. Only the autoclaving extract simulations were satisfactory. They decreased of 22, 31 and 28 % of their initial value during the growing season. The nitrogen mineralization was overestimated. In the two sets of simulations, with optimized pool II or autoclaving extract,

the pool II decrease varied from 22 to 31 % in all the plots and was more important in both cultivated plots than in the bare fallow one.

Similar observations were done in the second horizon (30-60 cm). Nevertheless, the microbial biomass and pool II evolutions were not as well simulated as in the first layer (Figure 3.5).

**Table 3.5.** Initial values of Pool I and Pool II introduced in the NCSWAP input data file. Same initial values of pool I were used in NCSOIL simulations.

Plot	Depth (cm)	POOL I		POOL II			
		mg C kg <sup>-1</sup>	C/N	Optimization†		Autoclaving	
		mg C kg <sup>-1</sup>	C/N	mg C kg <sup>-1</sup>	C/N	mg C kg <sup>-1</sup>	C/N
Bare Fallow,	0-30	148	7	89	15	2150	8
Maize ON	30-60	80	10	28	26	1300	12
Maize N	0-30	151	7	71	17	2040	9
	30-60	84	10	22	33	1200	10

† results of NCSOIL optimization

## DISCUSSION

The pool II corresponded to the biological active organic pool. The optimized values represented 12% of total organic C, as found by Houot *et al.* (1989). Sinclair and Amir (1992) also considered that the mineralizable organic matter corresponded to 15 % of total organic matter. The optimized pool II only represented 7% of soil organic N comparable to N<sub>0</sub> deduced from kinetics approaches which largely varied: 6 to 14 % (Nicolardot, 1988), 10 to 20 % (Paul and Juma, 1981). The pool II C/N ratio was close from the C mineralized/ N mineralized during the laboratory incubation in the 0-30 cm horizon. It was very high in the second layer. The 30-60 cm layer was less influenced by agricultural practices and contains less roots than the first layer. As a matter of fact, Houot *et al.* (1989) have shown that the C/N ratio of the pool II was higher in bare fallow plots than in cultivated ones. The optimization of the size and C/N ratio of the pool II with the considered constant rate could not support C/N ratio lower than 10. This disagreed with lot of others models which consider an active organic matter C/N ratio of 6 to 10 (Juma and Paul, 1981; MacGill *et al.*, 1981; Parton *et al.*, 1987). In NCSOIL, a small C/N induced an increase of the nitrogen mineralization (Hadas *et al.*, 1987) and an overestimation of the nitrogen mineralized during the laboratory incubation.

During the simulated incubations, the microbial biomass decreased of 40 %. Juma and Paul (1981) found a 14 % decrease during 12 weeks incubation. Considering the same period

Figure 3.4. Mineral nitrogen, pool I and pool II evolution measured and simulated by NCSWAP from May to October (1992), in the upper horizon (0-30 cm).

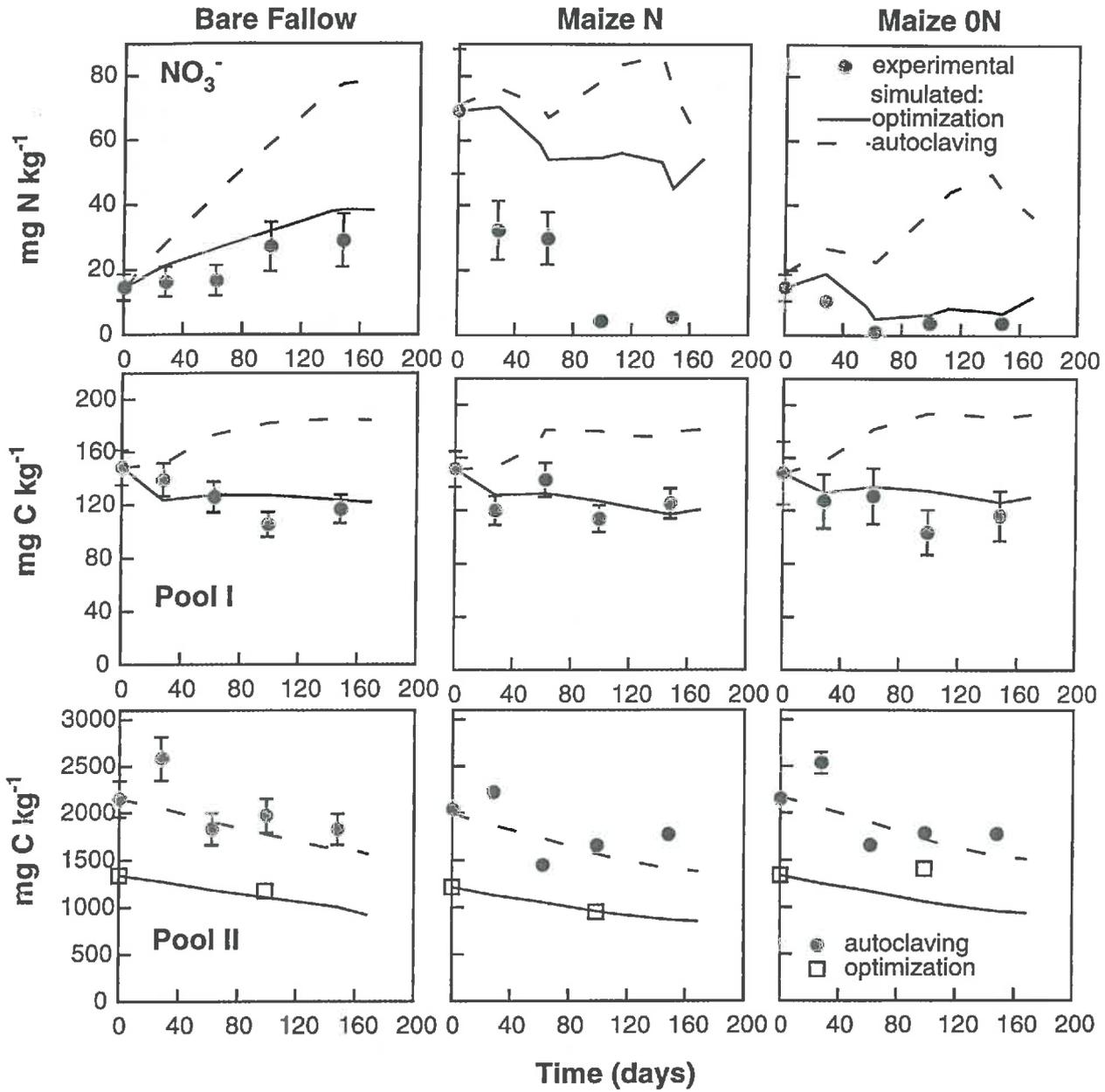
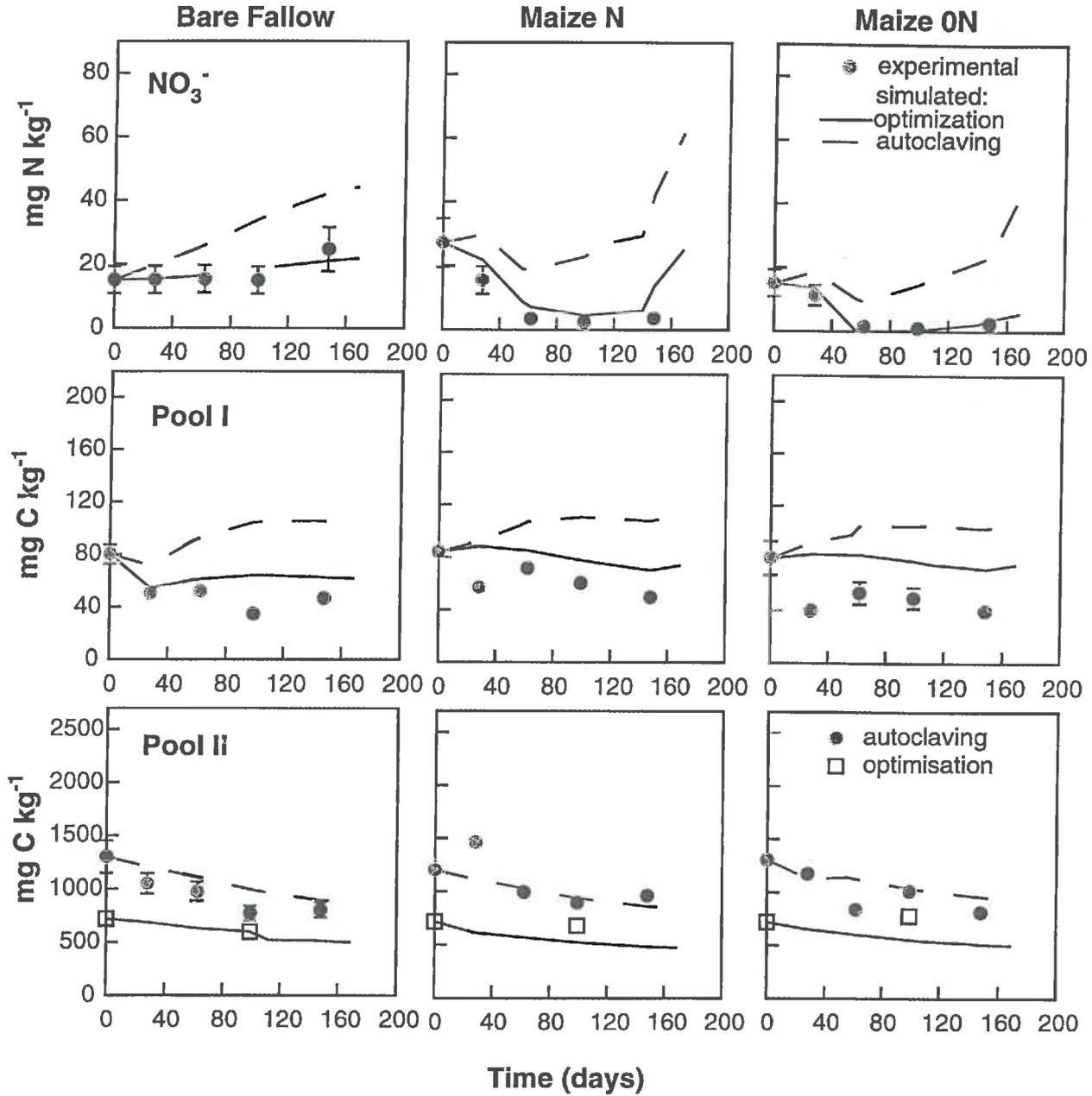


Figure 3.5. Mineral nitrogen, pool I and pool II evolutions measured and simulated by NCSWAP from May to October (1992), in the second horizon (30-60 cm).

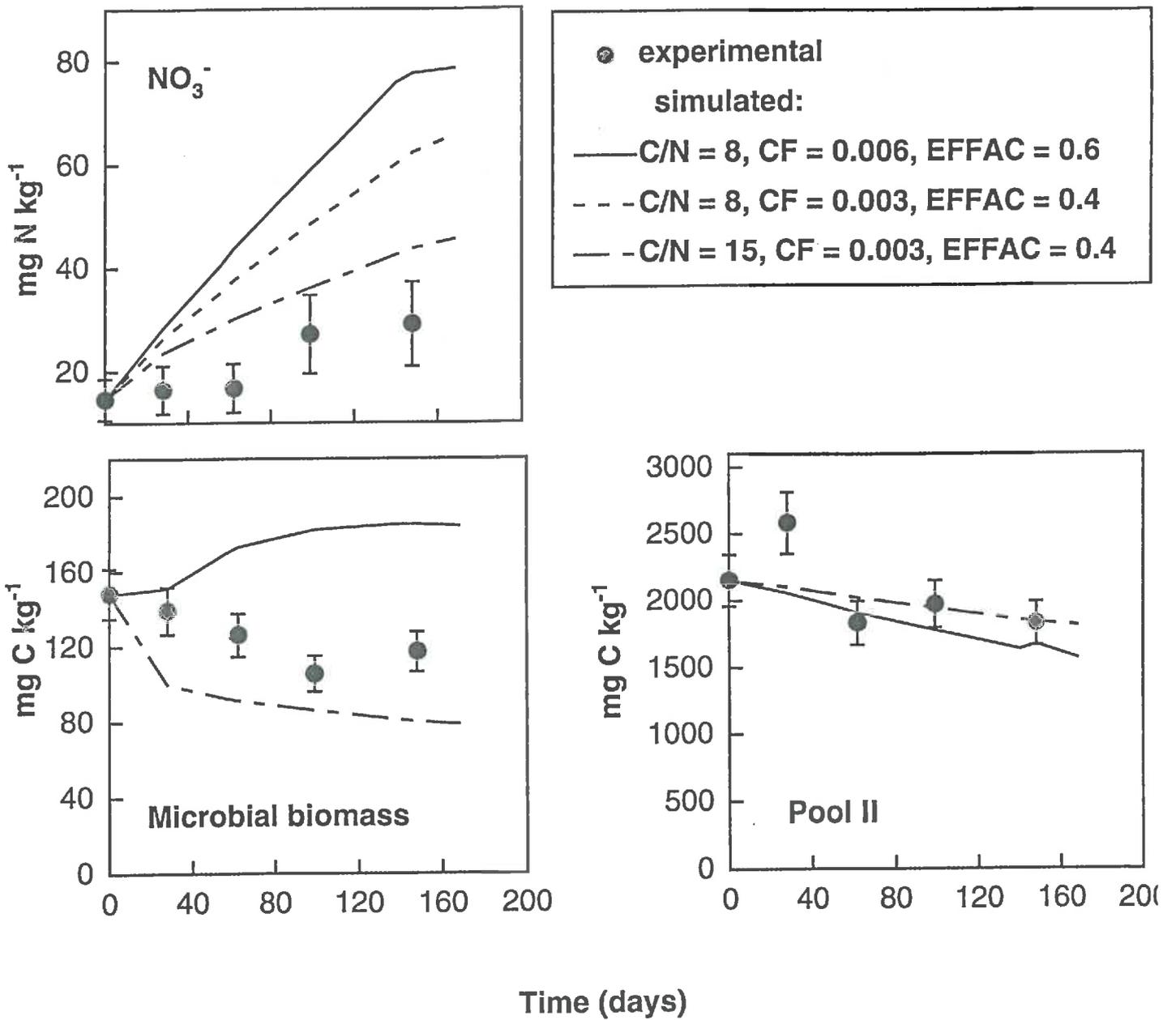


of time, we found equivalent results (16 %). Decrease of 19 to 25 % were measured in similar experiment. Microbial biomass dynamics could be considered as well simulated by NCSOIL. Nevertheless, the pool II decrease seemed faster than observed.

With optimized initial pool II, the simulations of the field variations of mineral N, microbial biomass and pool II carbon by NCSWAP were good in the bare fallow and the unfertilized maize. The two pools decrease represented 50% of the laboratory decrease. The nitrogen mineralization in the upper horizon was also equivalent to 50 % of the laboratory nitrogen mineralization. The model well simulated the temperature effect on the nitrogen mineralization in the field (soil humidity remained equivalent to the water holding capacity during all the period considered). In the unfertilized maize, the nitrogen uptake which balanced the nitrogen mineralization was also well simulated. In the fertilized maize, the nitrogen brought by the fertilization remained in the first layer during the simulated growing season. Since no lixiviation was observed in the field, some denitrification could have occurred at the beginning of the growing season not simulated by the model. Addiscott and Powlson (1992) have shown that 10 % denitrification losses of nitrogen fertilizer applied in spring could occur in relation to the soil water content between 80 % to 110 % of the field capacity. In the NCSWAP model, denitrification only starts when soil humidity is larger than field capacity until saturation. Another type of gaseous losses may have occurred as losses of ammonia from plants over-fertilized with nitrogen (Powlson, 1993) and soil (Addiscott and Powlson, 1992).

Autoclaving extracted larger amounts of organic C and N, with smaller C/N ratio. The carbon size corresponded to the range cited by Stanford and DeMar (1969). When it was set as initial pool II, its evolution was well simulated, but the microbial biomass increased and the nitrogen mineralization was too important. A microbial biomass increase is possible only with organic matter addition. It seemed that NCSOIL pool II was too large and decayed too rapidly, leading to a too important carbon flow towards the microbial biomass. New run of NCSOIL were realized to optimize new degradation rate CF and microbial efficiency factor EFFAC smaller than 0.006 and 0.6, better adapted to such organic pool. This new test was done only for the bare fallow plot and the unfertilized maize. The degradation rate of the active organic pools and its microbial efficiency vary among the models. In TRAMIN, the degradation rate and the microbial efficiency coefficient of the active fraction are equal to 0.0037 and 0.4 (Juma and Paul, 1981). In PHOENIX, humads have an EFFAC of 56% (Mc Gill *et al.*, 1981). When optimizing pool II with NCSOIL, the best fit was obtained with CF=0.006 and EFFAC=0.6 ( $\chi^2=1,45 \cdot 10^{-2}$ ). Nevertheless, values of CF=0.003 and EFFAC=0.4 also gave good fit ( $\chi^2=2,74 \cdot 10^{-2}$ ). The size of the optimized pool was then equal to 19 and 22 % of the total soil organic C, respectively in the bare fallow plot and the unfertilized maize. This size corresponded to the autoclaving extract. But the C/N ratio was still high: 15 and 17.

Figure 3.6. Variation with pool II characteristics of nitrates, microbial biomass and pool II evolutions in the bare fallow soil (0-30 cm).



The pool II less decreased during the incubation: 30 % instead of 50 %, which corresponded to the experimental decrease during short incubations. However, the microbial biomass decreased of 60 % which was not satisfactory. We tested those new values of pool II CF and EFFAC in NCSWAP in order to improve the simulations with the autoclaving extract. The pool's evolutions were better simulated but the nitrogen mineralization was still overestimated (Figure 3.6). The pool II C/N ratio had to be increased to 15 for a better simulation of the nitrogen evolution during the cultural season with a size of pool II equal to 20 % of total C. The variation of C/N ratio did not change the simulated pool I and pool II evolutions.

In the 30-60 cm layer, simulations were not as good as in the 0-30 cm, may be because of biological coefficients not adapted to this horizon. In fact, the composition of the organic matter changes with depth (Hadas *et al.*, 1986). The organic matter is more protected in deep layer than in the surface one (Van Veen and Paul, 1981). Nevertheless, the nitrogen mineralization observed during the laboratory incubation and in the field were half as important as in the first layer and not negligible. It could then participate to the plant N uptake.

## CONCLUSION

Active organic pool optimized by NCSOIL had a high C/N ratio when many authors advanced that active organic matter had low C/N ratio. Simulations of the nitrogen dynamic was strongly related to the pools C/N ratio as in many other models. But the biological coefficients would have to be adjusted, specially to be able to use the autoclaving extract as initial value of pool II in the NCSWAP simulations.

In the conditions of Grignon, NCSWAP well simulated the soil nitrogen balance, water dynamic and plant growth. The model also well predicted the nitrogen mineralization process in the bare fallow plot, taking into account the temperature effect. The nitrogen uptake in the cultivated plot was well simulated in the unfertilized maize. Nitrogen fertilization was not efficient to increase the crop yield, neither experimentally neither during simulation. But the model overestimated the nitrogen content present in the first layer in the fertilized plot. Observations and simulations did not show any nitrogen losses by leaching. May be some denitrification occurred and was not simulated by the model. Clay *et al.* (1985 b) made similar observations. To avoid the overestimation of the nitrogen present in the soil profile under fertilization they calibrated the potential nitrification rate. Such work of calibration could be carried out in our situation.

To use a chemical extract as input data for the model, more has to be known about its chemical characterization (Appel and Mengel, 1992; Pont, 1992) and its dynamic. Some works have been done on the chemical characterization of the nitrogen extracted by autoclaving (Stanford and DeMar, 1969; 1970) but nothing on its C/N ratio. Autoclaving

extracts large amount of distillable nitrogen before hydrolysis which is well correlated to the nitrogen mineralized during incubation kinetics. The decrease of this organic matter fraction in the field during the studied cultural season (1992) and laboratory incubation would mean it is a mineralizable fraction which participates to the crop nutrition. We are still working on autoclaving extract characterization. The impact of autoclaving time on C and N amounts extracted is studied and four hours are sufficient to extract 11 % of the total carbon (data not shown) which corresponds to the optimized pool II.

In the experimental study we did not observe difference between plots in organic pools evolutions. In the cultivated plot the decrease of the pool II simulated by NCSWAP was greater than in the bare fallow plot. But the model did not simulate the better crop yield in the unfertilized maize. The cropping history provided enough potentially mineralizable N to sustain a maximum yield even without fertilizer addition. This was already observed on a different situation (Clay *et al.*, 1985 b).

**2. Validation de NCSWAP pendant l'interculture entre Octobre 92 et Avril 93**

**SIMULATION BY NCSWAP OF NITRATES AND ACTIVE ORGANIC  
MATTER POOLS DYNAMICS IN WINTER DURING THE  
INTERCROPPING SEASON.**

Safya Menasseri <sup>1\*</sup>, Sabine Houot <sup>1</sup> and J.A.E. Molina<sup>2</sup>

1 INRA, Unité de Science du sol, 78850 Thiverval-Grignon, France.

2 Dept. of Soil Science, Univ. of Minnesota, St Paul, MN 55108, USA.

\* Corresponding author

Article soumis à la revue Soil Science Society of America Journal.

## **SIMULATION BY NCSWAP OF NITRATES AND ACTIVE ORGANIC MATTER POOLS DYNAMICS IN WINTER DURING THE INTERCROPPING SEASON.**

### **ABSTRACT**

NCSWAP was built on NCSOIL describing C and N dynamics in soils and expanded to include crop growth and water dynamics. Two organic pools are considered in NCSOIL: the microbial biomass (pool I) and a biological active soil organic matter (pool II). In a previous work with NCSWAP, the simulated results obtained with initial pool II corresponding to the autoclave extractable organic matter in April were compared to those obtained with initial pool II optimized from laboratory incubation data. The simulated results were compared to the experimental measurements of soil water and mineral N content, of microbial biomass and pool II evolution, pool II being the autoclave extractable organic matter. NCSWAP validation was successful with the optimized pool II. The constant rate of degradation of pool II and the microbial efficiency use of decomposed C from pool II had to be decreased in order to well simulate the experimental data. Nevertheless the  $\text{NO}_3^-$  evolution remained overestimated because of the low pool II C/N ratio. Pool I and pool II decreased during the simulation period. In the present work, the intercropping season was simulated between October 1992 and May 1993. Again the results obtained with 2 different initial pool II were compared. The initial values corresponded to the last values of pool II given by the two previous simulations with the new constants. Both simulations gave similar results. The model simulated correctly the residues decomposition but overestimated the microbial biomass increase related to the residue assimilation. The N mineralization was delayed at the beginning of spring in the simulation compared to the actual phenomenon and mineral leaching overestimated. The soil mineral N content was then underestimated by the simulation at the beginning of the following growing season.

### **INTRODUCTION**

During the growing season, 2 % of the soil organic N are mineralized (Bockman et al., 1990) and partially exported at harvest. To prevent soil organic matter exhaustion, the soil incorporation of the crop residues is recommended. They represent a major source of energy and nutrients for the heterotrophic microorganisms (Voroney et al., 1989). When their C/N ratio is larger than 25, their degradation leads to the immobilization of large amounts of mineral N in autumn which decreases the  $\text{NO}_3^-$  leaching during winter (McKenney et al., 1993). Five to thirty % of the residues N are used by the following crop (Robin, 1994) and fertilizer recommendation must take into account the amount of N that will mineralize from decomposing residues (Vigil and Kissel, 1991). Because of the N cycle complexity in soil, the computer simulation models are helpful tools for the better comprehension of nitrogen

transformations in soils (Seligman et al., 1975; Paul and Juma, 1981; Molina et al., 1983) and have been frequently used. In a previous field experiment, we simulated the soil-water-plant system during a maize growing season with the model NCSWAP (Menasseri et al., 1994b). The results obtained with 2 different initial size of the pool II were compared: the autoclaving extraction of a fraction of organic matter in April, and the optimization using NCSOIL against laboratory incubations data. NCSOIL is the submodel within NCSWAP that simulates soil C and N cycling. Two active organic pools are considered in NCSOIL besides the organic amendments: the microbial biomass (pool I) and the humads (pool II), humified organic matter still rather labile (McGill, 1981). This model has been successfully used to simulate different N transformations in soil from laboratory incubations (Molina et al., 1983; Hadas et al., 1987; Houot et al, 1989; Molina et al, 1990; Nicolardot et Molina, 1994). Characteristics of the organic pools as size and C/N ratio can be estimated from experimental results (Houot et al, 1989). In the simulation of the maize growing season with NCSWAP, the microbial biomass decreased of 16 % and the humads of 15 % between May and October. The water dynamics was correctly described with both initial pool II. With the optimized initial pool II, the mineral N dynamic was also correctly simulated but using the autoclaving extraction, the soil mineral N content was overestimated because of the low C/N ratio of the extract.

NCSWAP gave satisfactory results about water and mineral N dynamics during 18 months (November 1989-April 1991) after sewage sludge application in the same soil as in our study (Houot et al., 1994). The previous field validations of NCSWAP mainly concerned the crop growing season between spring and the beginning of autumn. Rather good results have been obtained when the field conditions corresponded to those of the model conception in Minnesota (Clay et al., 1985). Limitations appeared due to the water submodels in validation experiments in different soils (Lengnick and Fox, 1994a).

The purpose of the present work was the validation of NCSWAP during the intercropping season in autumn and winter. The same field experiment was used. This second period of validation started immediately after harvest. Again water and mineral N contents were periodically measured in the soil and were used for the model validation. We focused our attention on the crop residues evolution and the soil organic pools reconstitution during autumn. Laboratory incubations were simultaneously realized with soil added or not of crop residues in order to characterize their degradation under optimal conditions for the biological activity. The NCSWAP simulation results obtained with different initial sizes of pool II were compared as in the previous simulation period.

## MATERIAL AND METHODS

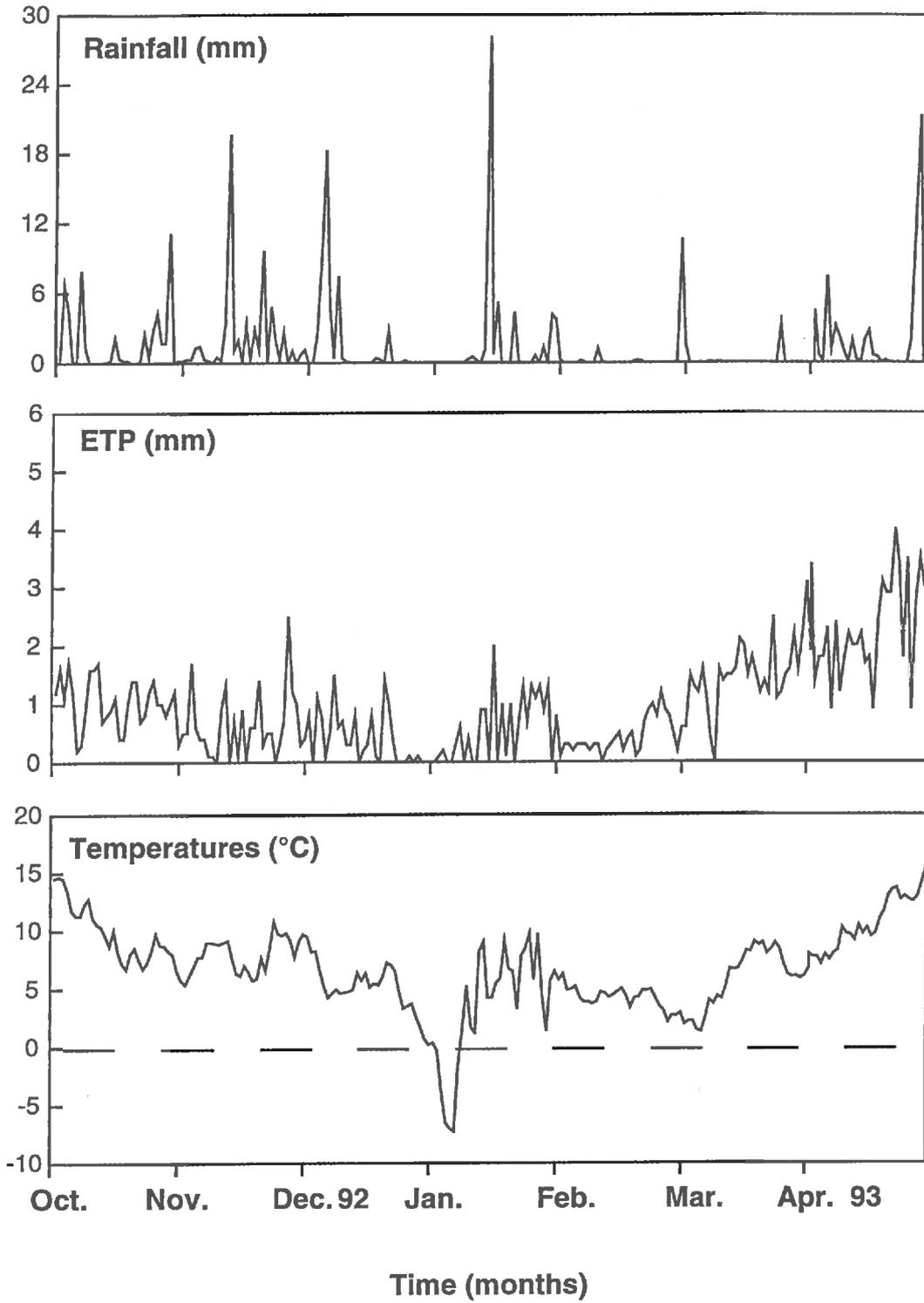
*Field experimental data*

The field experiment was located at Grignon, near Paris (FRANCE). It has been described in previous papers (Menasseri et al., 1994a, 1994b). The loamy soil was a typic Eutrochrept which main characteristics are reported in the Table 3.6. Two plots were cultivated under maize between May and October 1992. One received 120 kg N ha<sup>-1</sup> in May, the other was unfertilized. A third plot was kept bare during all the experiment. The precedent papers concerned the crop growing season. The results presented here corresponded to the following intercropping period between October 1992 and April 1993. Only the bare fallow soil and the unfertilized maize were considered since the observations were similar in the two maize plots during autumn and winter. Figure 3.7 presents the climatic conditions. Soil plowing occurred on November 17<sup>th</sup> in all the plots. In the cultivated plots maize residues were then incorporated to the first 30 cm of soil which corresponded to the plowing depth. The soil water and mineral N content were measured monthly in the 4 horizons. Ten cores of soil were sampled in each plot every month, mixed and passed through a 5 mm sieve. All the determinations were realized on this bulk sample. Soil mineral N was extracted on 45 g soil samples, in 200 ml of 1M KCl and measured by colorimetry on an autoanalyzer (Skalar, the Netherlands), using the indophenol blue method for NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (Krom, 1980) and the Griess Ilosvay method for NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (Keeney and Nelson, 1982). Microbial biomass measurements and autoclaving extractions were only realized in the 0-30 and 30-60 cm layers. Microbial biomass carbon was measured on 25 g of fresh soils using the fumigation-extraction method (Vance et al., 1987). After microbial extraction, the soils were autoclaved in 100 ml of 0.025M K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> for 16 hours (T°=120°C, P=1bar). After centrifugation, organic C was analyzed in the supernatant by persulfate oxydation under UV (Dorhman DC 80).

**Table 3.6.** Main soil characteristics. The soil water content was measured at saturation (sat), field capacity (fc) and permanent wilt (pw). The hydraulic conductivity is given at saturation (Ksat).

Layers	C	N	pH	Granulometry			Bulk dens.	Water content			Ksat
				Clay	Silt	Sand		sat	fc	pw	
cm	—g kg <sup>-1</sup> —			—————%—————			g cm <sup>-3</sup>	—————g g <sup>-1</sup> —————			cm d <sup>-1</sup>
0-30	10.8	1.30	7.3	22.0	73.0	5.0	1.33	0.34	0.24	0.10	5
30-60	6.5	0.80	7.6	23.0	73.0	4.0	1.53	0.32	0.24	0.10	5
60-90	3.5	0.45	7.9	27.0	69.0	4.0	1.46	0.33	0.21	0.10	3
90-120	3.2	0.40	8.3	20.5	77.2	2.3	1.50	0.32	0.21	0.10	3

Figure 3.7. Climatic data: daily rainfall, potential evapotranspiration and daily average temperature at 10 cm depth measured at Grignon during the simulated period.



### *Laboratory incubations*

Six month incubations were started in triplicate with soils sampled in November in the bare and the unfertilized maize plots. Samples of 45 g of fresh soils were incubated in sealed 500 ml jars at 28°C. The soil humidity was equivalent to the field capacity. Ninety milligrams of dry maize residues corresponding to 1.2 mg of carbon per gram of dry soil were mixed to the soil sampled in the maize plot in the same proportions as in the field (78 % of stems+leaves, 12 % of roots and 9 % of cobs). The different residues were dried at 80°C and ground to pass through a 2 mm sieve. The average C/N ratio of the residues was 55. During the incubations, the C-CO<sub>2</sub> mineralized was trapped in 10 ml of 0.5N NaOH. The traps were replaced after 7, 14, 28, 42, 56, 84, 112, 140, 168 days of incubation and C-CO<sub>2</sub> measured by colorimetry (Chaussod et al., 1986) on the autoanalyzer (Skalar, the Netherlands). Simultaneously mineral N was extracted as previously.

### *NCSOIL model*

Detailed description of the model can be found elsewhere (Hadas et al., 1987; Molina et al., 1990). Three organic pools are considered: the microbial biomass (pool I), a fraction of the humified organic matter (pool II) and any exogenous organic matter added to the soil. All the organic pools decay following first order kinetics. The time step was set to a day. All the values assigned to the parameters are shown in the table 3.7. The pool II constant rate of degradation was modified as proposed in the precedent paper (Menasseri et al., 1994b). The increase of extractable organic carbon measured after chloroform fumigation in November was used as initial value for pool I. The kinetics of C-CO<sub>2</sub> and mineral N obtained during the incubation with soil from the bare fallow plot were used to optimize the initial size and the C/N ratio of the pool II. The optimum values for the constants were searched by the Marquard algorithm modified to accept data from simulation models (Barak et al., 1990). A labile and a resistant fractions were considered in the pool of residues. The size, and constant rate of degradation of the labile fraction were calculated from the experimental kinetics of C-CO<sub>2</sub> evolved during the residues mineralization without using NCSOIL. The fraction of decomposed carbon from the residues incorporated in the microbial biomass or microbial efficiency use of carbon residues was the one proposed for corn leaves by Gilmour and Gilmour (1985). A low constant rate of degradation was attributed to the resistant fraction of the residues, with a high C/N ratio and low efficiency use corresponding to the lignin (Paul and Clark, 1989). The C/N ratio of the labile fraction was optimized using NCSOIL against experimental data of C and N mineralization obtained in the incubation of soil with residues.

**Table 3.7.** State of NCSOIL. The pool II initial size and its C/N ratio were optimized against data from incubations without crop residues. The C/N ratio of the labile pool of residues was optimized against data from incubations with crop residues. Two constants, the degradation rate and the labile fraction of the residues were experimentally estimated. The same constants describing the residues evolution were used in NCSWAP simulation.

	Biomass (Pool I)	Humads (Pool II)	Residues
Initial level (mg C kg <sup>-1</sup> )	measured †	optimized‡	1160
C decay rate constant (day <sup>-1</sup> )			
labile component	0.33	0.160	0.053§
resistant component	0.04	0.003	0.001
Fraction of labile component in pool	0.56	0.00	0.53§
Fraction of decomposed C from pool I incorporated in pool II	0.20	-	-
Fraction of decomposed C recycled in pool I	0.60	0.40	0.40¶
C/N ratio			
labile	7	optimized‡	optimized#
résistant	7	optimized‡	67

† experimentally measured in November: 97.9 mg C kg<sup>-1</sup> in the bare fallow and 105.6 mg C kg<sup>-1</sup> in the unfertilized maize plot

‡ optimized against data obtained during incubation without residues

§ calculated from experimental carbon mineralization of residues during laboratory incubation ¶ from Gilmour et Gilmour (1985)

# the C/N ratio of the labile pool of residues was optimized against data obtained during incubations with residues and the C/N ratio of the resistant pool was set to 67 (C/N ratio of lignin). The C/N ratio of the labile and resistant fraction of pool I and pool II are identical.

#### Validation of NCSWAP model during the intercropping season

The same version as in the anterior papers was used (Molina and Richard, 1984; Clay et al., 1985 a; 1985 b; Lengnick and Fox, 1994 a). NCSWAP is comprised of four major submodels: the C and N cycling submodel (NCSOIL), the two water flow submodels (INFIL and REDIS), and a crop growth submodel which was not activated here. NCSWAP simulates microporous water flow, with a vertical, one-dimensional water infiltration and redistribution model that is driven by Green and Ampt infiltration (Linden, 1979). The constant rates of degradation of the organic pools and the nitrification are under the dependance of temperature and the water saturation of the soil porosity (Clay et al., 1985a). Only the smallest value expressing the greatest limitation is considered. The simulation went from October 1992 until April 1993. The soil physical characteristics were those used in the precedent study (Table 3.6). The initial size of the pool I was set to the increase of extractable organic carbon measured after chloroform fumigation in October. During the growing season, the simulated results obtained with initial pool II corresponding to the autoclave extractable organic matter

in April were compared to those obtained with initial pool II optimized from laboratory incubation data (Menasseri et al., 1994b). The constant rate of degradation of the pool II was then 0.006 with a microbial efficiency use of pool II degraded carbon of 0.6. New simulations of the growing season were realized still comparing the two initial sizes of pool II but with the proposed modified coefficient: 0.003 for the constant rate of pool II degradation and 0.4 for the efficiency use of degraded carbon (results not shown). With these new coefficients the pool II decrease was well simulated by NCSWAP. In the present work, two simulations were also realized with initial pool II corresponding to the final sizes given by the last two previous simulations (Table 3.8). The pool II constant rate of decay and the fraction of the decomposed C-pool II recycled in pool I were those used in the NCSOIL simulation (Table 3.7). Two fractions were considered in the residues pool with the same characteristics than in the NCSOIL simulation (Table 3.7). The NCSWAP simulation results were compared to the field experimental measurements of microbial biomass, autoclave extractable organic carbon, soil water and mineral nitrogen content.

**Table 3.8.** Initial values of pool I and pool II introduced in the NCSWAP input file. Two initial pool II were compared corresponding to the final pool II conditions after simulation of the growing season with initial pool II optimized against incubation data (optimization) or autoclave extracted at the beginning of the growing season (autoclaving).

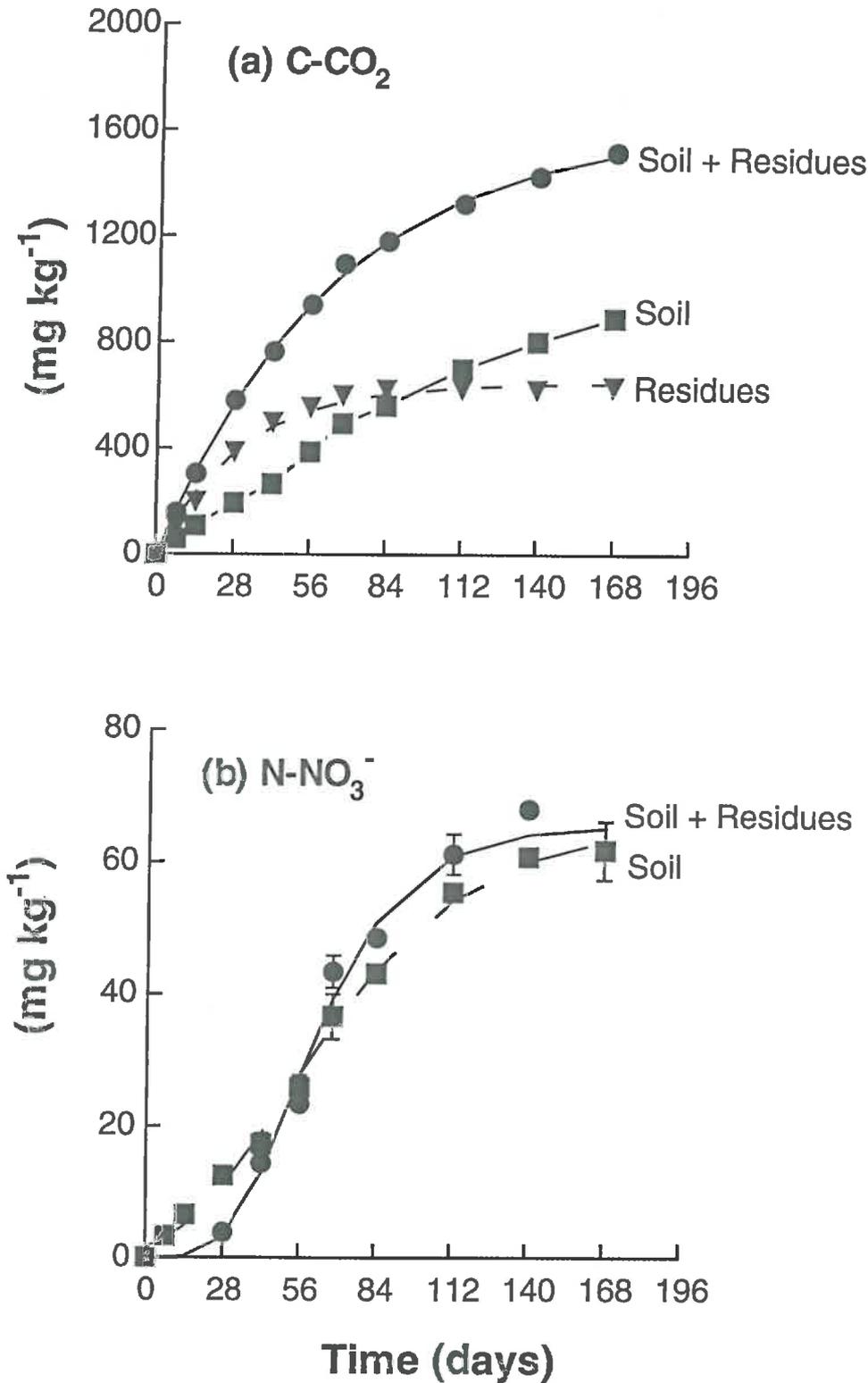
Plot	layers	POOL I		POOL II			
				Optimization		Autoclaving	
	cm	mg C kg <sup>-1</sup>	C/N	mg C kg <sup>-1</sup>	C/N	mg C kg <sup>-1</sup>	C/N
Bare Fallow	0-30	117	7	1744	15	1827	8
	30-60	47	10	511	26	894	12
Maize 0N	0-30	116	7	2113	17	1775	9
	30-60	40	10	506	26	810	10

## RESULTS AND DISCUSSION

### *Carbon and N itrogen mineralization during laboratory incubations*

The plant residues addition to soil increased the CO<sub>2</sub> production (Figure 3.8). The C-residues mineralization was estimated from the difference in C-CO<sub>2</sub> evolved from soils incubated with and without residues (Ocio and Brookes, 1989). A labile fraction of C-residues C<sub>1</sub> was determined by mathematical adjustment to a first order kinetics C-CO<sub>2</sub> = C<sub>1</sub>(1-e<sup>(-k<sub>1</sub>t)</sup>). C<sub>1</sub> (646 mg kg<sup>-1</sup> soil) represented 54 % of total carbon of residues and was completely mineralized after 68 days of incubation. The constant rate of CO<sub>2</sub> evolution (k<sub>1</sub> = 0.032 d<sup>-1</sup>)

**Figure 3.8.** (a) Carbon mineralization measured during incubation of soil with or without maize residues. The carbon mineralization from residues was obtained by difference. (b) Mineral N evolution during soil incubations with or without maize residues. Standard errors of the measurements are shown when larger than the symbol size.



was not so different from that obtained by Hunt (1977) with corn stover ( $0.0449 \text{ d}^{-1}$ ). Only a fraction of the residues decomposition is accounted for by measuring the  $\text{CO}_2$  evolved (Paul and Clark, 1989). Another fraction (EFFAC) is incorporated in the microbial biomass representing the efficiency use of C-residues. The actual constant rate of degradation of the labile fraction of residues, CF, was calculated by:

$$\text{CF} = k_1 / (1 - \text{EFFAC}) \quad (1)$$

where CF is the corrected constant rate of degradation ( $\text{d}^{-1}$ ), EFFAC, the microbial efficiency use of decomposed C from residues ( $<1$ ) and  $k_1$ , the apparent constant rate of degradation calculated from the experimental data ( $\text{d}^{-1}$ ).

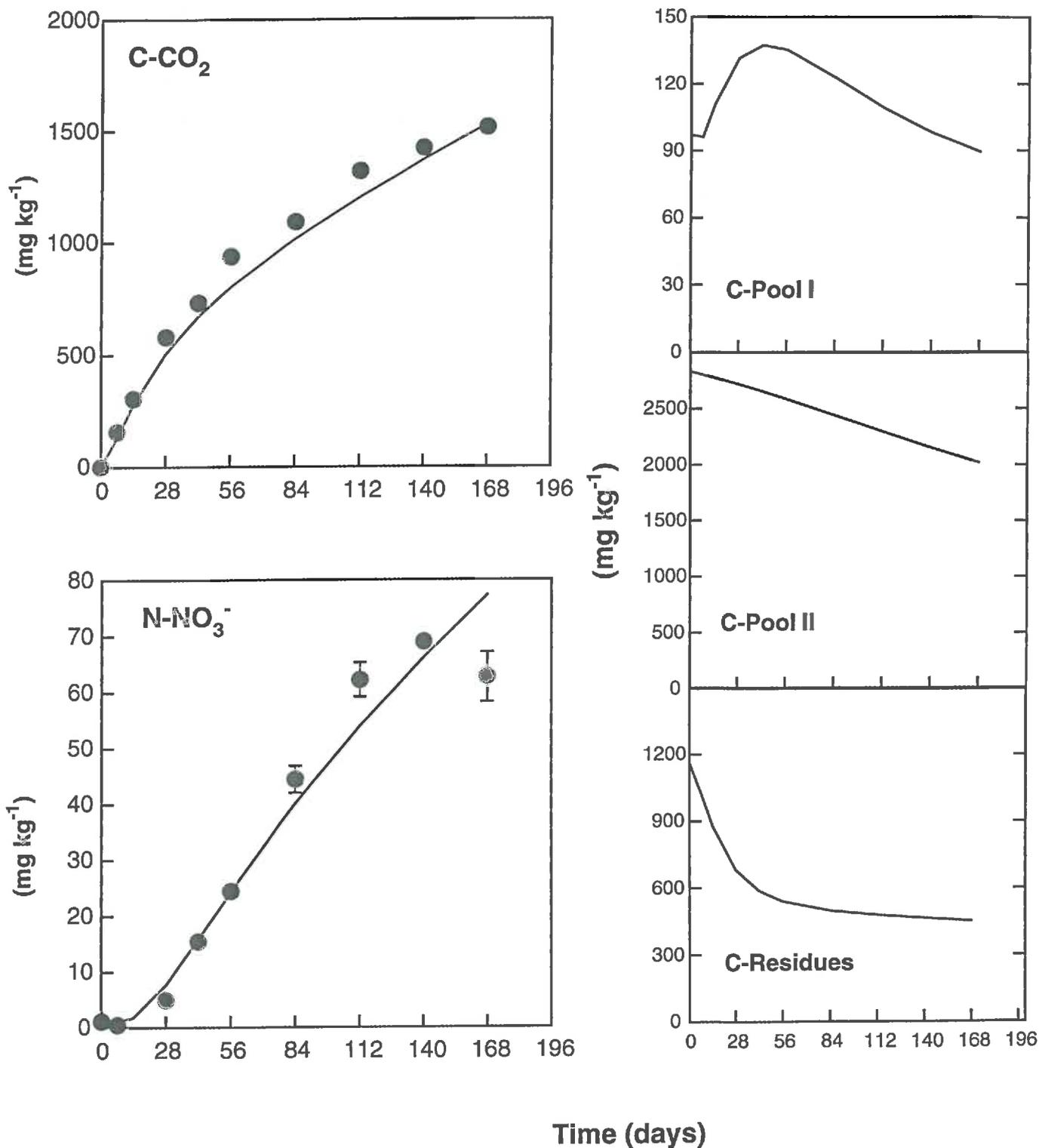
The microbial efficiency use of C-residues (0.40) observed by Gilmour and Gilmour (1985) for corn leaves was used to calculate the actual rate of corn residues degradation. It was found equal to  $0.053 \text{ d}^{-1}$ . Comparable values have been proposed in other models simulating residues decomposition with similar microbial efficiency use of the C residues. Paul and Voroney (1980) used a litter decomposition rate of 0.08. Two or three fractions are often considered for the crop residues or litter pool. In our study, the calculated degradation rate of the labile fraction of maize residues was close to the degradation rate of the metabolic soil litter ( $0.04 \text{ d}^{-1}$ ) of the Century model (Parton et al., 1987), the easily decomposable fraction ( $0.044 \text{ d}^{-1}$ ) of the model of Van der Linden et al. (1987) and the slowly decomposable fraction ( $0.08 \text{ d}^{-1}$ ) of the model of Van Veen et al. (1984).

Since the C/N ratio of the corn residues was higher than 25 (C/N of the mixture of residues equal to 55), net immobilization occurred during the first month of the incubation (Paul and Juma, 1981) because the N content in the corn residues was insufficient to meet the microbial demands (Palm and Sanchez, 1991). The mineral N content was lower in the incubations with plant residues (Figure 3.8) than without until 42 days where the two kinetics intercepted because the previously immobilized N was re-mineralized. The N content of the labile fraction of residues previously defined could not be estimated directly from the experimental results and NCSOIL was used for that purpose.

#### *NCSOIL simulations of C and N kinetics during laboratory incubations*

The initial size ( $2814 \text{ mg kg}^{-1}$ ) and C/N ratio of the pool II were optimized using NCSOIL against the experimental data from the incubations without plant residues. It represented 26 % of the total organic carbon with a C/N ratio of 14. As soil was sampled after harvest, it corresponded to the pool II size in autumn at the end of the growing season. It was larger than at the beginning of the growing season. The initial pool II was  $2052 \text{ mg C kg}^{-1}$  when optimized against experimental data from spring incubation (results not shown). In the autumn incubation of soil from the bare plot more  $\text{CO}_2$  was mineralized than during the spring incubation, probably because of the soil tillage which occurred just before the soil sampling, and enhanced the carbon mineralization. The simulated pool II was also larger than the organic pool extracted during autoclaving ( $1800 \text{ mg kg}^{-1}$ ) but with a higher C/N ratio. The

**Figure 3.9.** C-CO<sub>2</sub> mineralization and mineral N evolution during the incubation of soil with corn residues: experimental data (symbols) and simulated kinetics (line). Standard errors of the measurements are shown when larger than the symbol size. Simulation by NCSOIL of the C-pool I, C-pool II and C-residues during the same time.



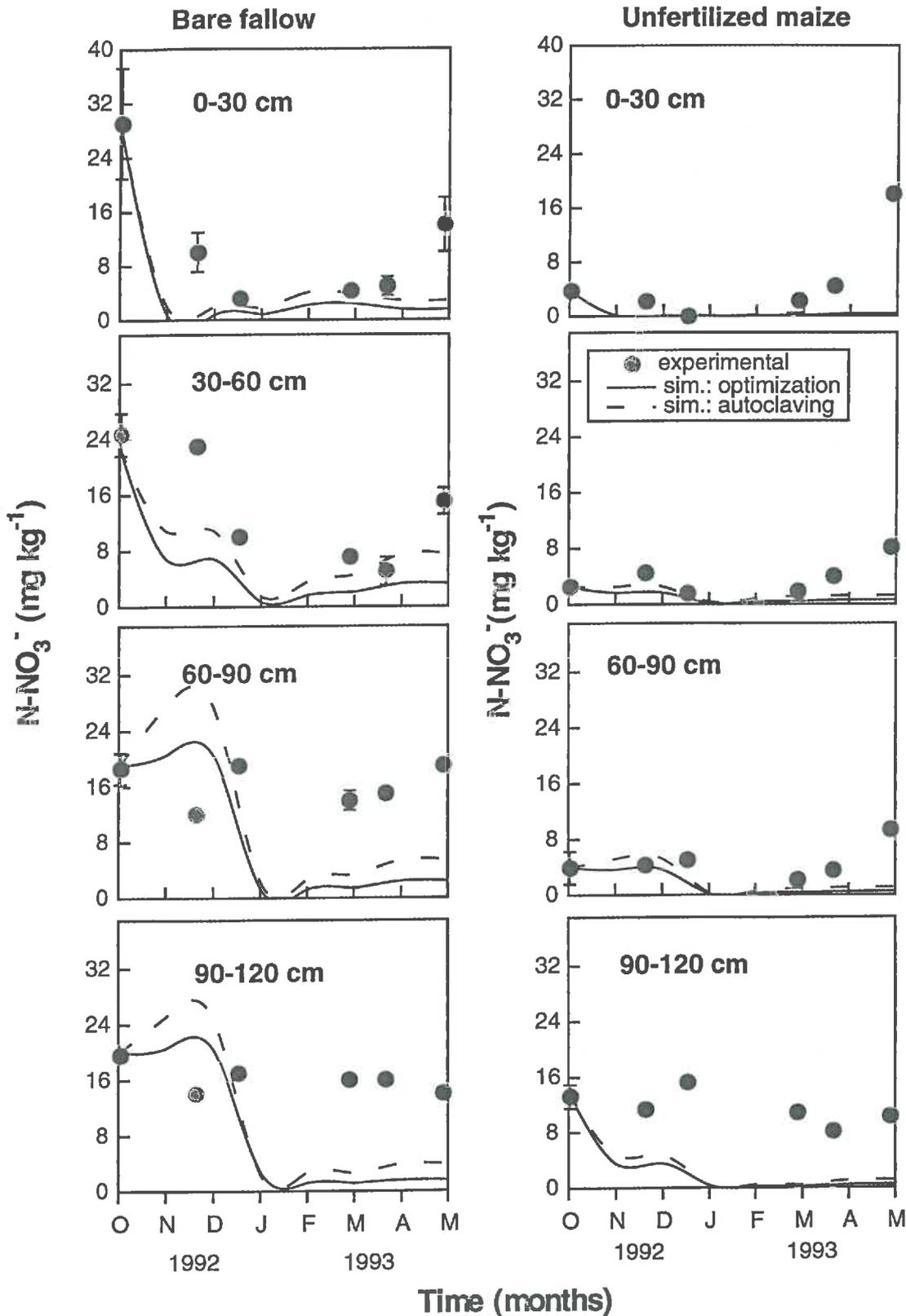
C/N ratio of the labile fraction of the corn residues was optimized to 39 with NCSOIL against the experimental results of the incubations with plant residues. It was comprised between the C/N ratio of the metabolic soil litter (C/N: 10 to 25) of the Century model (Parton et al., 1987) and the C/N ratio of the slowly decomposable fraction of residues (C/N: 54) in the model of Van Veen et al. (1984). The microbial biomass increase during the plant residues degradation (Ladd et al., 1981; Knapp et al., 1983; Grant et al., 1993) was correctly described by NCSOIL (Figure 3.9). After 42 days, it decreased until the end of incubation where it represented 92 % of its initial value. The decrease of 60 % of the residues during the incubation corresponded also to previously observed results (Jenkinson, 1977). The pool II simulation decrease of 28 % during the incubation seemed unrealistic. In NCSOIL, the residues are only incorporated into the microbial biomass and the pool II is only supplied with the pool I degradation. In a lot of models, similar assumptions are made (Hunt, 1977; Paul and Juma, 1981; Van Veen et al., 1984). In others, the plant material feeds up directly a biomass and a humus pools (Jenkinson et al., 1987; Rasmussen, and Parton, 1994). As a matter of fact, certain plant constituents such as lignins fractions and aromatic compounds could be subject to polymerisation with resistant humic substances by the microbial activity without having the microorganisms as links in the building process (Kassim et al., 1982; Martin et al., 1982; Voroney et al., 1989). The conversion occurred by extracellular process.

It could be interesting to modify NCSOIL by partitioning the residue decomposition into the two soil organic pools according to the lignin percentage of the residue. This should slow down the pool II decrease during simulation.

#### *NCSWAP validation during the intercropping season*

In the two plots, the soil water content was relatively well simulated. Both experimental and simulated water content remained close to the field capacity. The  $\text{NO}_3^-$ -N dynamics (Figure 3.10) was well simulated in the 0-30 and 30-60 cm layers in both the bare fallow and the unfertilized maize except in spring. In the two plots, NCSWAP did not simulate the N mineralization in April although it actually started in the 0-30 cm layer. In the model, the biological activity is strongly reduced by low temperatures (Clay et al., 1985b). During the studied period, temperatures was always below 10°C except for the first and the last two weeks. The model only considers weekly average temperatures but not the daily fluctuations, which could be important in April, enhancing the microbial activity. In the 60-90 and 90-120 cm layers of the bare fallow plot, the simulated  $\text{NO}_3^-$  contents were sharply lower than the observed ones. In the unfertilized maize plot, the same observation could be made in the 90-120 cm layer. The overestimation of nitrates leaching by NCSWAP model could partially explain those discrepancies also observed by Lengnick and Fox (1994) and was attributed to the microporous leaching simulated by the model. In NCSWAP the whole nitrates amount in each layer follows the microporous water flow. Nevertheless researchs reviewed by Thomas and Phillips (1979) suggest that water moves primarily through

**Figure 3.10.** Mineral N dynamics in the 4 soil layers of the bare and the cultivated plots during the intercropping season (October 1992 to April 1993): experimental (symbols) and simulated data (lines). The two simulations corresponded to those described in table 3.8. Standard errors of the measurements are shown when larger than the symbol size.



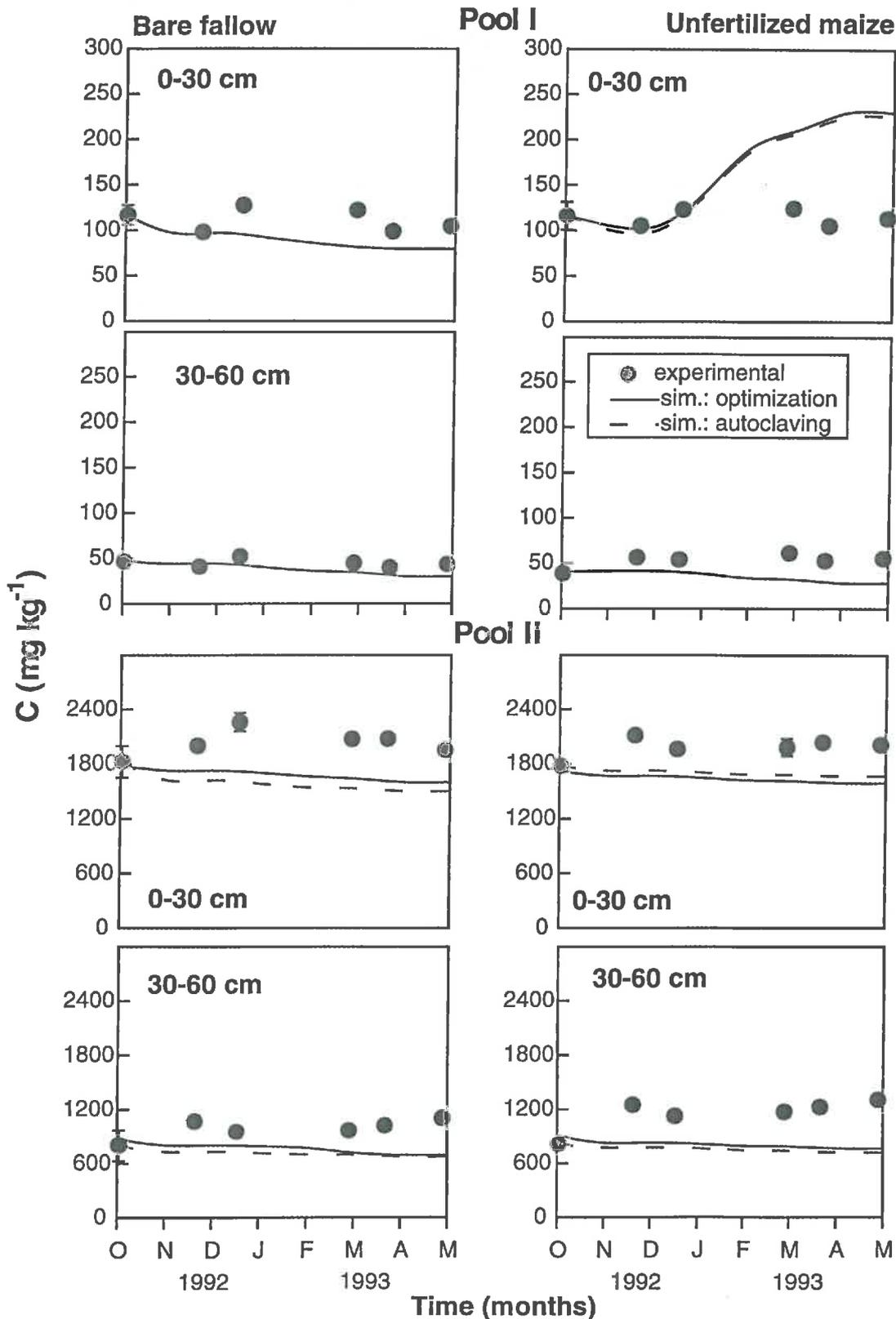
macropores and solutes in the smallest pores are considered "immobile". Their movement is dependent on exchange with conducting "mobile pores" (Addiscott, 1977; Barraclough, 1989).

The two different initial sizes of pool II gave similar results. In the precedent paper, we found that the main difference between the two pools II occurred in the  $\text{NO}_3^-$  evolution which was overestimated when the initial pool II corresponded to the autoclave extract because of its low C/N ratio. During winter, as the mineralization was strongly decreased by the low temperature and leaching overestimated, no differences were observed between the two simulations even in the soil  $\text{NO}_3^-$  content.

In the bare fallow plot, the microbial biomass slightly increased in the first layer after tillage (figure 3.11) due to the liberation of labile organic compounds and the better soil aeration (Kristensen et al., 1994). This was not simulated by the model but at the end of the simulation time in spring of the following year, simulated data were close to the experimental ones. In the second layer, the simulated microbial biomass evolution was well fitted to the experimental data. In the unfertilized maize, the simulation of microbial biomass dynamics was well simulated until December with the increase of the microbial biomass after residues incorporation. After December, the pool I was still increasing and led to an overestimation of the microbial biomass at sowing time of the following year. In the second layer, as in the bare soil, simulation was better. The autoclave extractable C was considered as experimental data of the pool II. In both plots it increased during autumn, then decreased in the bare plot but remained constant in the cultivated plot. NCSWAP did not simulate the increase occurring in fall and the pool II remained nearly constant during the simulation period. The incorporation of a fraction of decomposed residue into the pool II suggested before, could have decreased the overestimation of the pool I and the underestimation of the pool II dynamics.

A 42 % decrease of the C-residues was simulated in the cultivated plot. Considering the same period of time, the decrease of the residues simulated in laboratory conditions was more important (50 to 60 %). A comparison of mineralization studies done in the field vs. those conducted in the laboratory with similar soil and residue type suggests that, under optimal laboratory conditions, mineralization can be up to 50 % faster than in the field (Vigil and Kissel, 1991). The better conditions in laboratory experiments concern temperature, moisture but also residues conditions which are finely ground. Residues incorporation led to a decrease of the net mineralization in the cultivated plot compared to the bare plot (table 3.9). Residues incorporation induced an increase of nitrogen immobilization due to the high residues carbon available to microorganisms. Then leaching also decreased when crop residues were incorporated but the simulated results were probably overestimated as the N leaching reported in the literature under corn was lower (Ritter et al., 1992; Jemison and Fox, 1994). The crop residues incorporation in the cultivated plot increased the denitrification. Rolston et al. (1982) and Mc Kenney et al. (1993) also observed an increase of the losses by denitrification when straw was added to soil. The gross immobilization was little influenced

**Figure 3.11.** C-pool I and C-pool II dynamics in the 0-30 cm and 30-60 cm layers during the intercropping season (October 1992 to April 1993). Experimental (symbols) and simulated (lines). The autoclave extracted C was considered as experimental pool II measurements. The two simulations corresponded to those described in table 3.8. Standard errors of the measurements are shown when larger than the symbol size.



by the pool II characteristics (table 3.4). On the contrary, the gross N mineralization was more important when the autoclaving extraction was used as pool II because of its low C/N ratio. This led to a larger net N mineralization, as it was noticed in the previous simulations of the growing season (Menasseri et al., 1994). During the intercropping season, the important simulated N leaching occulted those differences in net mineralization and the mineral N dynamics in the soil profile was similar with the two different pool II. It was underestimated in the two plots, probably because of the mineralization at the beginning of spring more delayed in the simulation compared to the actual phenomenon and the overestimation of the N leaching.

**Table 3.9.** *Cumulated Nitrogen fluxes in the bare fallow and the unfertilized maize plots during the intercropping season obtained with the two different initial pool II presented in table 3.8.*

	Gross Mineralization	Gross Immobilization	Net Mineralization	Leaching	Denitrification
kg N ha <sup>-1</sup>					
<b><u>Initial pool II: optimization</u></b>					
Bare fallow	368	274	94	400	19
Maize ON	629	564	64	107	29
<b><u>Initial pool II: autoclaving</u></b>					
Bare fallow	431	283	148	425	16
Maize ON	701	597	104	137	29

The simulation of the pool II was correct although slightly underestimated if the organic matter extracted by autoclaving was assumed to represent this labile pool of organic matter. On the contrary the increase of biomass after crop residues incorporation was exaggerated by the model. The partial incorporation of the degrading residues into the pool II during simulation could diminish the pool I increase and allow to simulate the increase of the extractable organic matter after crop residues incorporation.

### 3. Synthèse des deux périodes simulées.

Les figures 3.12 et 3.13 rassemblent les résultats expérimentaux et simulés dans les horizons 0-30 et 30-60 cm des trois parcelles correspondant aux deux périodes étudiées: la saison culturale et l'interculture. Une année entière a été étudiée de mai 1992 à mai 1993 allant du semis du maïs en 1992 au semis du maïs l'année suivante. Deux simulations sont effectuées, comparant les résultats obtenus à partir de deux pools II initiaux. L'un correspond à la quantité de matière organique extraite par autoclavage en mai 1992. L'autre est estimé par optimisation en utilisant NCSOIL à partir des résultats d'incubation de sol prélevé au printemps 92. Les mesures expérimentales de teneurs en eau et d'azote sont comparées aux valeurs simulées par le modèle. Les mesures de l'extractible microbien sont comparées à l'évolution simulée du pool I. Les variations du pool II au cours des simulations sont comparées aux valeurs expérimentales de l'extrait à l'autoclave et aux tailles de pool II estimées à l'aide de NCSOIL à partir des incubations de sol réalisées en été, en automne et en hiver.

La précision des valeurs simulées est estimée par 3 tests statistiques permettant de déterminer le degré de coïncidence et d'association entre les valeurs simulées et expérimentales (cf chapitre Matériel et Méthodes). La mesure de la corrélation ( $r$ ) entre les résultats simulés et mesurés décrit leur degré d'association. La différence moyenne ( $M$ ) entre les mesures et les valeurs simulées permet de rendre compte de la capacité du modèle à correctement reproduire les fluctuations des observations (Lengnick et Fox, 1994a). Elle indique la surestimation ( $M > 0$ ) ou la sous-estimation ( $M < 0$ ) des valeurs expérimentales par le modèle. La racine carrée moyenne de l'erreur standard (RMSE) mesure la dispersion des valeurs simulées par rapport à celles mesurées sur la base d'une valeur moyenne observée. Les résultats de ces 3 tests statistiques sont reportés dans le tableau 3.10 pour les trois parcelles.

L'appréciation de la validité d'un modèle dépend des objectifs de son utilisation. Plusieurs objectifs peuvent être visés:

1- Le bon ajustement des valeurs simulées aux valeurs observées pendant toute la durée du test de validation.

2- La bonne description des processus. Le modèle simule-t-il bien et au bon moment:

- le prélèvement d'azote par les plantes et la production de matière sèche,
- la minéralisation des compartiments actifs de la matière organique,
- la reconstitution de ces compartiments après la récolte,
- la lixiviation des nitrates...

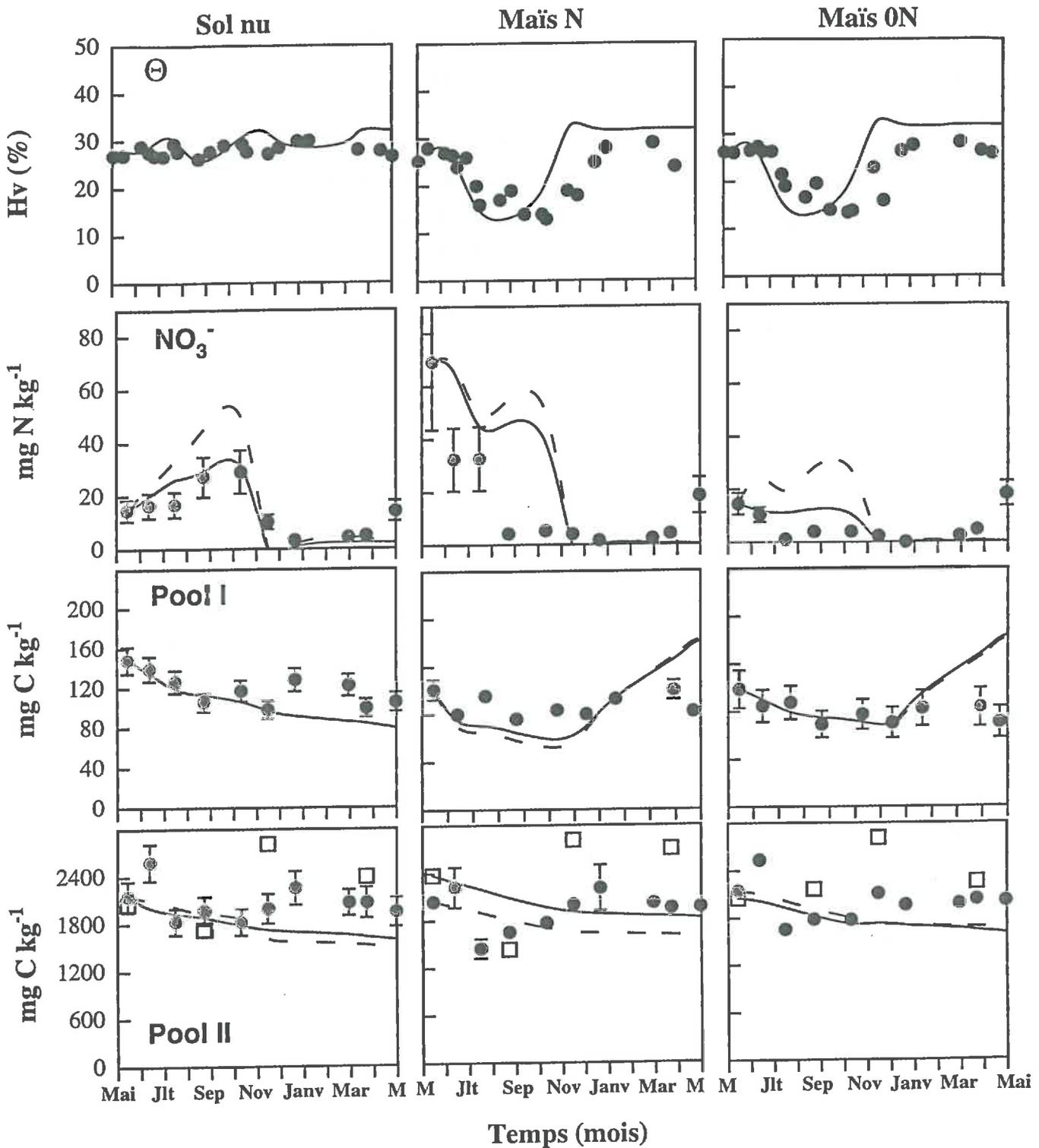
3- La prédiction de certaines données comme par exemple celle de la fourniture du sol en azote.

La comparaison des valeurs expérimentales aux valeurs simulées et l'utilisation de tests statistiques permettent d'estimer facilement la validité d'un modèle en fonction de

**Tableau 3.10.** Analyse de la précision des valeurs simulées par les 3 tests statistiques:  $r$ , coefficient de corrélation entre les valeurs mesurées et estimées,  $M$ , différence moyenne entre valeurs simulées et estimées,  $RMSE$ , racine carrée moyenne de l'erreur standard entre les valeurs mesurées et observées. Les tests sont réalisés sur les valeurs de teneurs en eau et en  $NO_3^-$ , de la biomasse microbienne et de l'extrait à l'autoclave dans l'horizon 0-30 cm.

Test statistique	$\Theta$	Valeur initiale du pool II				
		Optimisation		Autoclave		
		$NO_3^-$	Biomasse microbienne	$NO_3^-$	Biomasse microbienne	Extrait autoclave
	%	mg kg <sup>-1</sup>				
<i>Horizon 0-30 cm</i>						
Sol nu						
$r$	0.60	0.89	0.75	0.91	0.56	0.20
$M$	-1.6	-1.2	-13.1	2.7	-5.4	-280.0
$RMSE(\%)$	15	43	16	67	19	19
Maïs fertilisé (Maïs N)						
$r$	0.82	0.72	0.02	0.65	0.05	0.12
$M$	-3.0	9.6	14.0	11.9	16.2	-171.2
$RMSE$	17	122	50	147	40	18
Maïs non fertilisé (Maïs 0N)						
$r$	0.84	0.26	0.03	0.01	0.01	0.21
$M$	-3.4	0.8	29.9	5.4	31.0	-155.0
$RMSE$	18	136	54	234	44	15
<i>Horizon 30-60 cm</i>						
Sol nu						
$r$	0.54	0.64	0.59	0.68	0.62	0.06
$M$	2.8	-3.7	11.8	0.2	14.0	-49.0
$RMSE$	12	50	38	56	34	29
Maïs fertilisé (Maïs N)						
$r$	0.90	0.44	0.61	0.35	0.81	0.08
$M$	4.4	5.7	-8.7	8.6	-0.5	-142.8
$RMSE$	17	159	21	199	15	21
Maïs non fertilisé (Maïs 0N)						
$r$	0.88	0.88	0.40	0.69	0.30	0.23
$M$	2.4	1.6	-3.4	0.7	-8.3	-93.1
$RMSE$	14	61	25	83	31	19

Figure 3.12. Comparaison, dans l'horizon 0-30 cm, des valeurs mesurées et simulées de teneurs en eau et en nitrates, de biomasse microbienne et de pool II, dans le sol nu, le maïs fertilisé (Maïs N) et le maïs non fertilisé (Maïs 0N). Les valeurs expérimentales de pool II sont mesurées par autoclavage ou optimisées à l'aide de NCSOIL. Les écart types sont indiqués quand ils sont plus larges que les symboles.



l'objectif 1. Toutefois, il peut y avoir une bonne coïncidence entre les valeurs expérimentales et les valeurs simulées, alors que les processus sont mal décrits. Les valeurs de pools I et II calculées par NCSWAP sont en  $\text{mg C kg}^{-1}$ . Le C/N affecté à la biomasse microbienne et au pool II dans le fichier d'entrées ne varie pas au cours de la simulation. Le rapport C/N de ces compartiments mesurés expérimentalement ne variait pas beaucoup non plus. Nous avons alors considéré pour la comparaison des valeurs mesurées et des valeurs simulées, les teneurs en carbone des pools I et II telles qu'elles sont données par NCSWAP.

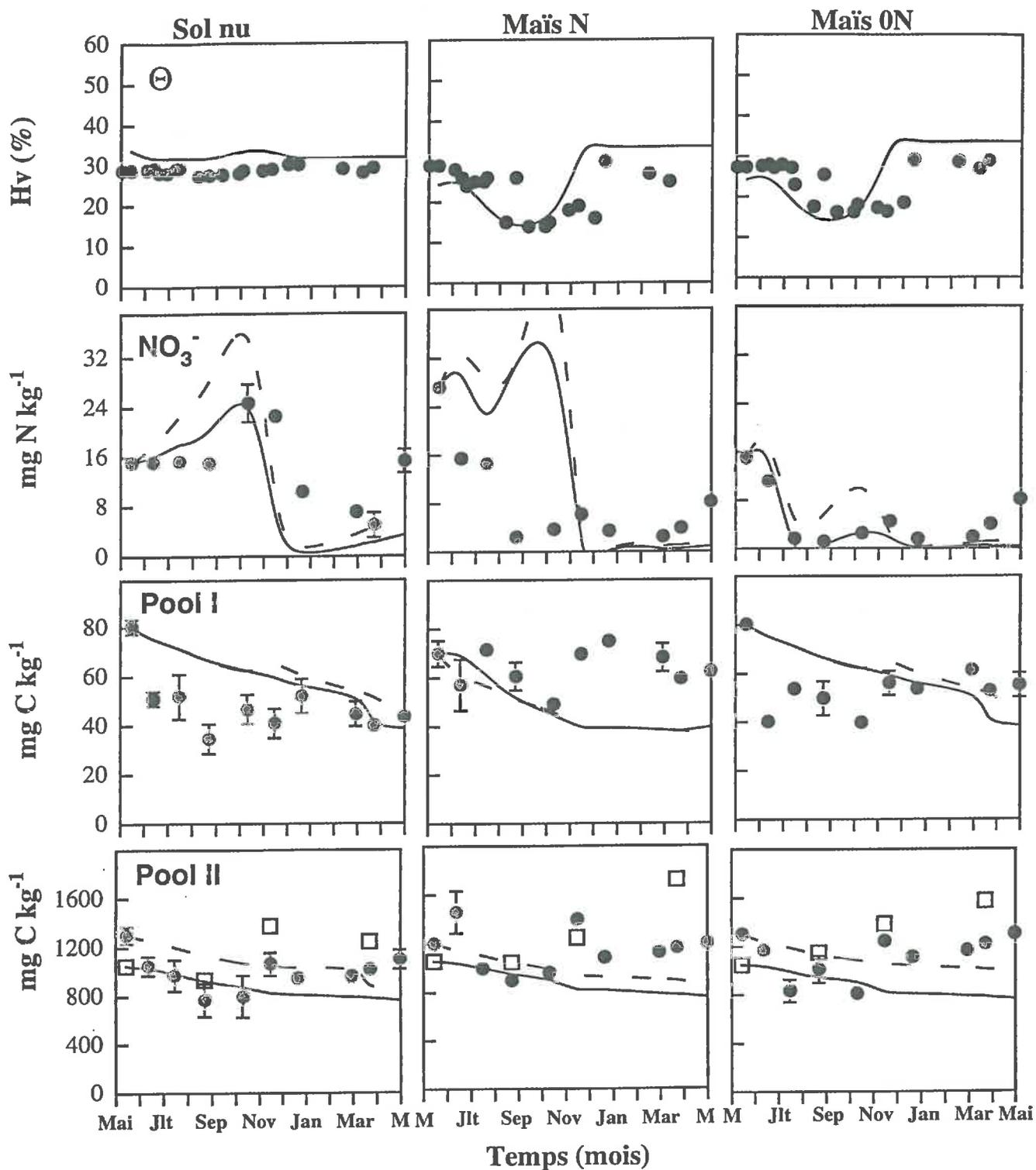
Dans l'horizon 0-30 cm, la simulation de l'évolution des teneurs en eau est satisfaisante dans les 3 parcelles et indépendante de la valeur initiale du pool II. La différence moyenne  $M$  entre les valeurs simulées et estimées est cependant légèrement inférieure à 0. En effet, le modèle donne des teneurs proches ou égales à la capacité au champ en dehors du dessèchement du sol dû au prélèvement d'eau par les racines. Les mesures ont été réalisées à la sonde à neutrons. Toutefois, les écarts sont très faibles. Ils sont peut être liés à l'étalonnage de la sonde. La sous-estimation des teneurs en nitrates dans l'horizon 0-30 et leur surestimation dans l'horizon 30-60 indiqueraient qu'un lessivage est simulé par le modèle.

Le coefficient de corrélation calculé à partir des données de nitrates simulées et observées indique que la simulation de l'évolution des nitrates est bonne dans le sol nu et le maïs fertilisé que l'on considère le pool II optimisé ou l'extrait autoclave. Les amplitudes sont bien décrites et au bon moment. Ce qui n'est pas le cas dans la parcelle cultivée non fertilisée. Le coefficient  $r$  est nettement influencé par l'amplitude de variation des valeurs utilisées pour le calcul. Plus celle-ci est large, meilleur est le pourcentage de chances d'obtention d'un bon coefficient de corrélation. En effet, les teneurs en nitrates varient de 3 à  $29 \text{ mg kg}^{-1}$  dans le sol nu, de 1.6 à  $69 \text{ mg kg}^{-1}$  dans la parcelle fertilisée alors qu'elle ne varie que de 0 à  $14.6 \text{ mg kg}^{-1}$  dans le maïs non fertilisé. RMSE indique que la dispersion des valeurs est grande dans les parcelles cultivées et moins importante dans le sol nu. En effet, au niveau de la figure 3.12, nous pouvons noter une bonne simulation de l'évolution des nitrates dans le sol nu pendant la saison culturale alors qu'elle est surestimée dans les parcelles cultivées. Cette surestimation est plus importante dans la parcelle cultivée fertilisée ( $M$  élevé) en raison de l'azote apporté par la fertilisation qui reste dans l'horizon jusqu'à l'automne dans les résultats de la simulation.

RMSE calculé sur les valeurs de biomasse microbienne est également plus important dans les parcelles cultivées que dans le sol nu en raison de la surestimation de l'augmentation de la biomasse après l'enfouissement des résidus ( $M > 0$ ), en hiver (figure 3.12). L'utilisation du pool II optimisé ou de l'extrait à l'autoclave donne les mêmes résultats. C'est ce qui apparaît également au niveau de la figure 3.12.

Quant à la simulation de l'évolution du pool II, le coefficient  $r$  est mauvais car les fluctuations de ce pool restent faibles comparées à celles de la biomasse microbienne ou des nitrates. La dispersion autour d'une valeur moyenne mesurée est cependant moins importante que celle des autres variables. Ce pool est sous estimé dans tous les cas ( $M < 0$ ).

**Figure 3.13.** Comparaison, dans l'horizon 30-60 cm, des valeurs mesurées et simulées de teneurs en eau et en nitrates, de biomasse microbienne et de pool II, dans le sol nu, le maïs fertilisé (Maïs N) et le maïs non fertilisé (Maïs 0N). Les valeurs expérimentales de pool II sont mesurées par autoclavage ou optimisées à l'aide de NCSOIL. Les écarts types sont indiqués quand ils sont plus larges que les symboles.



● mesure expérimentale,    □ pools II optimisés  
 — simulation réalisée avec le pool II optimisé  
 - - simulation réalisée avec l'extrait autoclave

En hiver, le modèle ne simule pas l'augmentation de l'extrait à l'autoclave que nous avons pu observer au champ.

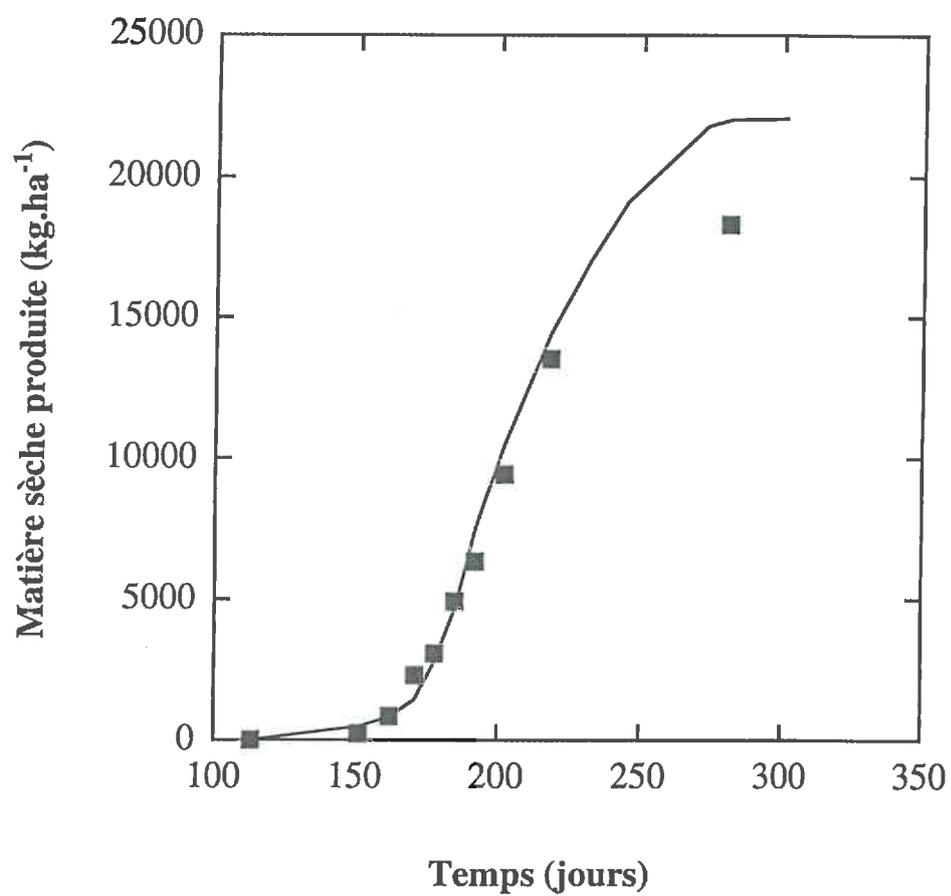
Dans l'horizon 30-60 cm, l'évolution des teneurs en nitrates est bien simulée dans le sol nu et le maïs non fertilisé avec toutefois une dispersion assez importante autour de la moyenne observée. Dans le maïs fertilisé, RMSE est plus important que dans le sol nu et le maïs non fertilisé et  $r$  est plus petit. Comme dans l'horizon 0-30 cm, l'azote initial simulé reste dans le profil pendant toute la saison culturale alors que les observations montrent une diminution des nitrates (figure 3.13). Le fait d'utiliser l'extrait à l'autoclave ou le pool II optimisé ne modifie pas la qualité des tests. Toutefois, comme dans l'horizon 0-30 cm, la minéralisation est surestimée lorsque la simulation est réalisée avec l'extrait à l'autoclave (figure 3.13). Les tests concernant la biomasse microbienne sont bons. Ils indiquent une bonne corrélation entre les mesures et les valeurs simulées mais une sous-estimation de la biomasse dans les parcelles cultivées et une surestimation dans le sol nu. Le pool II est sous-estimé, surtout pendant la saison hivernale (figure 3.13) au cours de laquelle les valeurs simulées diminuent plus que les valeurs mesurées. La sous-estimation du pool II est plus importante dans les parcelles cultivées que dans le sol nu.

#### 4. Conclusion

La croissance de la plante est également correctement décrite (figure 3.14), notamment au début de la croissance du maïs. A la fin de la croissance, le rendement simulé est légèrement surestimé. Ce résultat a déjà été observé lors de la précédente étude réalisée sur Grignon (Houot et Chaussod, 1990). Le modèle ne montre pas de différence de rendement entre la parcelle fertilisée et la parcelle non fertilisée. Qu'il y ait fertilisation ou non, la culture ne connaît pas de stress azoté. C'est également ce que nous avons observé au champ. NCSWAP ne simule aucune efficacité de l'azote apporté par la fertilisation. Toutefois, les teneurs en nitrates calculées restent dans l'horizon alors qu'elles diminuent fortement au champ. Certaines hypothèses peuvent être avancées: pertes par dénitrification ou volatilisation peu de temps après l'apport, mais ne peuvent être vérifiées. Lorsque l'on considère l'extrait à l'autoclave comme valeur initiale du pool II, l'azote minéralisé est surestimé pendant la saison culturale du fait de son faible C/N. Les valeurs en nitrates simulées sont alors trop élevées à la récolte (figure 3.12). D'une manière générale, les simulations sont meilleures dans le sol nu que dans les parcelles cultivées et meilleures dans l'horizon 0-30 que dans l'horizon 30-60 cm.

La simulation de la dynamique des pools est correcte pendant la saison culturale. Nous avons été amenés à modifier les paramètres décrivant l'évolution du pool II (constante de dégradation CF et efficacité microbienne EFFAC afin que celui-ci ne diminue pas de manière trop importante durant la simulation.

**Figure 3.14.** Courbe de production de la matière sèche du maïs mesurée ( ■ ) et simulée par NCSWAP (—), au cours de la saison culturale 92.



Pendant l'interculture qui n'a jamais encore été étudiée jusqu'alors, plusieurs faiblesses apparaissent: une surestimation de la lixiviation en sol nu, un retard de la reprise de minéralisation à la fin de l'hiver, début de printemps et une réalimentation trop importante de la biomasse microbienne par les résidus et nulle du pool II. En conditions de laboratoire où l'activité biologique est optimale, une rediminution de la biomasse après son augmentation est simulée. Ce qui indique que, en conditions de plein champ, la sous-estimation de la minéralisation par le modèle est la cause de l'augmentation de la biomasse microbienne jusqu'au semis de l'année suivante. Par contre, que ce soit avec NCSOIL seul ou intégré dans le modèle NCSWAP, le pool II ne se réalimente pas. C'est pourquoi, nous suggérons d'ajouter dans le modèle NCSOIL un lien direct entre les résidus de culture et le pool II.

Finalement si l'objectif est de prédire le rendement, la simulation donne de bons résultats. Si l'objectif est de prévoir la minéralisation au champ pendant la saison culturale, les résultats sont également bons sauf si on considère l'extrait à l'autoclave comme le pool II initial. Néanmoins les résultats de simulation de la biomasse microbienne et du pool II donnés par NCSWAP avec un pool II initial représenté par l'extrait à l'autoclave sont encourageants. Afin de pouvoir utiliser cette méthode comme mesure du pool II, sans risque de surestimation des teneurs en azote simulées par le modèle, deux possibilités de recherche s'ouvrent à nous:

(1) reconsidérer l'association entre les flux de carbone et les flux d'azote par le rapport C/N des pools mis en jeu, décrits dans NCSWAP.

(2) étudier de manière plus approfondie en fonction des types de sols ce compartiment, sa dynamique et la dynamique de son rapport C/N. C'est ce que nous avons privilégié (chapitres 4 et 5).

## **IV**

**Variation de compartiments expérimentaux ou simulés de la  
matière organique du sol en fonction des conditions  
pédoclimatiques**

## Variation de compartiments expérimentaux ou simulés de la matière organique du sol en fonction des conditions pédoclimatiques

A Grignon, nous avons mis en évidence la participation de l'extrait à l'autoclave et de la biomasse microbienne en tant que compartiments labiles de la matière organique du sol, à la fourniture du sol en azote au cours de la saison culturale 92. L'azote potentiellement minéralisable dans un sol est classiquement estimé au cours d'incubations en conditions contrôlées au laboratoire. Dans le modèle NCSOIL, cet azote potentiellement minéralisable provient de la dégradation de deux compartiments de la matière organique: la biomasse microbienne (pool I) et une matière organique plus humifiée mais labile (pool II). Ce second compartiment reste encore conceptuel. Le modèle permet d'estimer sa taille et son rapport C/N à partir des résultats expérimentaux de minéralisation de C et N dans un sol au cours de son incubation au laboratoire. Le compartiment de la matière organique extrait par autoclavage pourrait constituer une approche expérimentale rapide de ce pool II.

L'objectif des mesures présentées dans ce chapitre est de vérifier les résultats observés à Grignon, dans d'autres situations pédoclimatiques. C'est pourquoi, au cours de la saison culturale 93, 3 sites ont été comparés: les 3 parcelles de Grignon, 6 parcelles cultivées en maïs de la région de Sélestat en Alsace et 5 parcelles nues localisées dans le Val de Saône. Sur l'ensemble de ces parcelles, nous avons réalisé des mesures de biomasse microbienne et des extractions à l'autoclave à 3 périodes: printemps, été et automne. Des cinétiques de minéralisation de C et N ont été suivies au cours d'incubations de sol réalisées au printemps et en été. Les caractéristiques du pool II ont été estimées à l'aide des résultats de ces incubations. Puis, nous avons tenté de mettre en évidence les caractéristiques physico-chimiques et biologiques des sols qui permettaient le mieux d'expliquer le potentiel de minéralisation des sols.

### 1- Variation des compartiments organiques expérimentaux et simulés en fonction des caractéristiques des sols.

Ces résultats concernent les mesures faites au printemps.

#### 1.1- Extractibles microbiens

Les valeurs de l'extractible microbien ( $E_c$  = différence de C organique extrait dans des échantillons fumigés et non fumigés) sont reportées dans le tableau 4.1. Dans le calcul de la biomasse microbienne ( $\text{Biomasse} = E_c/k_c$ ), le coefficient  $k_c$  est très variable selon les auteurs et les types de sol. Sparling et West (1988) ont mis en évidence des valeurs de  $k_c$  variant de

**Tableau 4.1.** *Extractibles microbiens et C et N extraits par autoclavage au printemps 93 dans les sols de Grignon, d'Alsace et du Val de Saône.*

Parcelles	Extractibles microbiens		Extraits autoclaves			
	mg C kg <sup>-1</sup>	% C tot	mg C kg <sup>-1</sup>	% C tot	mg N kg <sup>-1</sup>	% Ntot
<b>GRIGNON</b>						
Sol nu	99 ± 1	0.9	1855 ± 31	17.2	211 ± 24	16.5
Maïs N	105 ± 0	0.9	1823 ± 27	16.9	203 ± 17	15.8
Maïs ON	108 ± 7	0.9	1853 ± 34	17.2	246 ± 33	19.2
<b>ALSACE</b>						
121	249 ± 5	0.5	7291 ± 78	14.9	911 ± 20	14.5
187	146 ± 4	0.9	3054 ± 38	18.0	371 ± 6	17.9
192	160 ± 1	1.0	2838 ± 13	18.3	428 ± 12	23.3
277	155 ± 2	1.2	2361 ± 40	17.2	371 ± 3	22.4
412	155 ± 7	1.1	2424 ± 42	17.7	357 ± 8	22.0
412 b	219 ± 3	0.5	6848 ± 85	16.9	856 ± 30	19.0
<b>VAL DE SAONE</b>						
11	774 ± 46	2.1	6952 ± 232	18.9	848 ± 21	18.4
15	514 ± 15	1.7	6415 ± 189	21.2	812 ± 12	21.9
19	272 ± 6	1.2	4386 ± 21	19.2	562 ± 4	20.0
24	213 ± 3	1.0	4514 ± 29	22.0	579 ± 10	21.4
30	333 ± 6	1.1	5186 ± 105	17.6	589 ± 30	16.4

0.196 à 0.563 pour une très large gamme de sols allant des sols minéraux aux sols organiques. Nous avons donc préféré considérer les extractibles microbiens plutôt que les biomasses microbiennes. Les extractibles microbiens varient de 99.5 à Grignon à 771.3 mg C kg<sup>-1</sup> dans la parcelle 11 du Val de Saône (tableau 4.1). Ils représentent 0.5 à 2 % du carbone organique total, soit en moyenne 1 % du carbone organique, avec une variation de 36 % autour de la moyenne. Cette valeur (1 %) caractérise les sols limoneux. Les valeurs les plus élevées correspondent aux sols très argileux et organiques du Val de Saône. Les valeurs les plus faibles ont été trouvées dans les parcelles d'Alsace également argileuses et organiques mais présentant un rapport C<sub>organique</sub>/Argiles plus faible (0.094 à 0.11) que les sols du Val de Saône (0.53 à 0.63) et Grignon (0.45). Ces résultats confirment ceux de Houot et Chaussod (1991). En effet, il a été montré que la biomasse microbienne est liée à la fois à la phase minérale du sol (les argiles) et à ses constituants organiques (Carbone organique). De plus, au delà de 3 % de carbone organique, il n'y a plus de corrélation linéaire entre la biomasse microbienne et le carbone organique du sol (Anderson et Domsch, 1989).

### 1.2- C et N extraits par autoclavage

Le carbone extrait par 16 heures d'autoclavage (T°=121°C, P=1bar) varie de 1823 à 7291 mg kg<sup>-1</sup> (tableau 4.1). Les valeurs représentent 15 à 22 % du carbone et de l'azote du sol. En moyenne, le pourcentage d'extraction est le même pour l'azote et le carbone (19 % de la moyenne). Cependant l'azote extrait varie légèrement plus (13 % de la moyenne) que le carbone extrait par autoclavage (8 % de la moyenne). Le rapport C/N de cet extrait de matière organique déterminé au semis varie de 7 à 9. Ce compartiment a un rapport C/N relativement constant quel que soit le type de sol considéré. Dans une étude faite sur 32 sols du Val de Saône, le C/N de l'extrait à l'autoclave varie de 8 à 9 (Imbert, 1992).

### 1.3- C et N minéralisables en conditions optimales de l'activité biologique estimés à partir de résultats d'incubations

#### *1.3.1- Carbone*

Les quantités de carbone minéralisées varient de 369 à 1530 mg kg<sup>-1</sup> (tableau 4.2). Ces quantités représentent 1.5 à 4 % du carbone organique total du sol. La parcelle 121, la plus riche en matière organique minéralise la proportion la plus faible de carbone (tableau 4.2). Pour les sols de Grignon, le modèle le mieux ajusté à la cinétique de minéralisation du carbone est celui à deux compartiments: l'un labile se décomposant exponentiellement selon une cinétique apparente d'ordre 1 et l'autre résistant se décomposant selon une cinétique apparente d'ordre 0 (tableau 4.3). Les cinétiques de minéralisation se trouvent en annexe 6.

Du fait de la faible teneur en matière organique du sol de Grignon comparée à celle des deux autres sites, le compartiment labile de carbone est peu important.

**Tableau 4.2.** Carbone et azote minéralisés au cours des incubations du printemps 93 et respiration spécifique dans les sols de Grignon, d'Alsace et du Val de Saône.

	C minéralisé		Resp. Spé. mgC mg <sup>-1</sup> C	N minéralisé		C/N
	mg C kg <sup>-1</sup>	% Ctot		mg N kg <sup>-1</sup>	% Ntot	
<b>GRIGNON</b>						
Sol nu	394	3.6	3.96	37	2.8	11.0
Maïs N	369	3.4	3.51	50	3.8	7.4
Maïs 0N	434	4.0	4.02	37	2.8	11.7
<b>ALSACE</b>						
121	726	1.5	2.92	30	0.5	24.2
187	522	3.1	3.57	27	1.3	19.3
192	522	3.4	3.27	16	0.9	32.6
277	476	3.5	3.06	36	2.2	13.2
412	527	3.8	3.39	29	1.8	18.2
412b	578	1.4	3.72	77	1.7	7.5
<b>VAL DE SAONE</b>						
11	1530	4.2	1.98	68	1.5	22.5
15	852	2.8	1.66	60	1.6	14.2
19	513	2.2	1.89	37	1.3	13.9
24	487	2.4	2.27	30	1.1	16.2
30	487	1.6	1.66	65	1.8	7.5

Le pool résistant de carbone organique qui se minéralise linéairement au cours de l'incubation est donc prépondérant. Le compartiment labile représente 0.47 à 0.57 % du carbone organique du sol de Grignon. La valeur la plus élevée est obtenue dans la parcelle cultivée non fertilisée. La différence entre le sol nu et les parcelles cultivées est ici évidente avec une supériorité de  $C_1$  et  $k_1$  dans les parcelles cultivées. Selon Jenkinson et Powlson (1976), les racines mortes et les résidus enfouis l'année antérieure au prélèvement ont encore un effet marqué sur l'activité biologique l'année suivante. Pour ce qui est des sols du Val de Saône et d'Alsace, seule la cinétique d'ordre 1 a pu être ajustée aux valeurs expérimentales (tableau 4.4). En effet, ces sols riches en matière organique, présentent une fraction importante de carbone organique labile qui n'est pas totalement minéralisée en 84 jours. Ce compartiment  $C_1$  ainsi défini représente 2.4 à 9.5 % du carbone organique du sol. Les

coefficients de vitesse de décomposition de ce compartiment, sont faibles (0.005 à 0.019 j<sup>-1</sup>). Ils sont plus faibles dans les sols d'Alsace que dans les sols du Val de Saône. Cette différence au niveau des constantes de vitesse de minéralisation du carbone peut provenir du fait que les sols du Val de Saône proviennent de prairies plus récemment retournées (4 à 9 ans) que pour les sols d'Alsace (quinzaine d'années). A partir du carbone minéralisé et de l'extractible microbien nous avons calculé la respiration spécifique de ces sols (Chaussod et al., 1986b), qui représente le flux de CO<sub>2</sub> par unité de biomasse (Houot et Chaussod, 1991).

$$\text{Respiration spécifique} = C\text{-CO}_2_{84j} \text{ (mg kg}^{-1}\text{)} / \text{Extractible microbien (mg kg}^{-1}\text{)}$$

Celle-ci est plus importante dans les sols de Grignon (1.58 à 1.80), plus faibles dans les sols du Val de Saône (0.67 à 0.97) et intermédiaire dans les sols d'Alsace (1.14 à 1.43). Ces observations rejoignent celles de Chaussod et al. (1986) et Houot et Chaussod (1990). Les sols riches en matière organique et à texture fine sont caractérisés par une biomasse microbienne élevée et une respiration spécifique faible.

**Tableau 4.3.** Ajustement mathématique des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote obtenues au cours des incubations de printemps à Grignon.

Parcelles	C-CO <sub>2</sub> =C <sub>1</sub> *(1-exp(-k <sub>1</sub> *t))+k <sub>2</sub> *t					N = k <sub>n</sub> *t		
	C <sub>1</sub>	C <sub>1</sub>	k <sub>1</sub>	k <sub>2</sub>	r <sup>2</sup>	N	k <sub>n</sub>	r <sup>2</sup>
	mg C kg <sup>-1</sup>	% C <sub>tot</sub>	j <sup>-1</sup>	mgkg <sup>-1</sup> j <sup>-1</sup>		% N <sub>tot</sub>	mgkg <sup>-1</sup> j <sup>-1</sup>	
Sol nu	49	0.4	0.073	4.096	0.998	3	0.438	0.998
Maïs N	59	0.5	0.090	3.663	0.999	4	0.651	0.916
Maïs ON	64	0.6	0.087	4.365	0.998	3	0.432	0.996

### 1.3.2- Azote

Les proportions d'azote minéralisées sont plus faibles dans les sols d'Alsace et du Val de Saône (0.5 à 2% de l'azote du sol) et plus élevées dans les parcelles de Grignon (3 à 4%). La minéralisation de l'azote suit une cinétique apparente d'ordre 0 dans tous les sols. Ce type de cinétique a été appliqué par d'autres auteurs (Tabatai et Al Khafaji, 1980; Addiscott, 1983; Nira et Nishimune, 1993) à la minéralisation de l'azote. La constante de minéralisation k<sub>n</sub> varie de 0.212 à 0.841. Le rapport C/N minéralisé au bout de 84 jours d'incubation varie de 7.4 à 32.6. Les C/N élevés résultent de la faible minéralisation de l'azote dans certains sols, notamment dans les parcelles 121 d'Alsace et 11 du Val de Saône riches en carbone organique et argiles. De plus, ce sont des parcelles qui subissent des excès d'eau occasionnels susceptibles de ralentir l'activité biologique des sols.

**Tableau 4.4.** Ajustement mathématique des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote obtenues au cours des incubations de printemps en Alsace et dans le Val de Saône.

Parcelles	C-CO <sub>2</sub> =C <sub>1</sub> *(1-exp(-k <sub>1</sub> *t))				N = k <sub>n</sub> *t	
	C <sub>1</sub> mg C kg <sup>-1</sup>	C <sub>1</sub> % C <sub>tot</sub>	k <sub>1</sub> j <sup>-1</sup>	r <sup>2</sup>	k <sub>n</sub> mgkg <sup>-1</sup> j <sup>-1</sup>	r <sup>2</sup>
<u>ALSACE</u>						
121	1749	3.6	0.006	0.995	0.369	0.895
187	1420	8.3	0.005	0.995	0.299	0.997
192	975	6.3	0.009	0.995	0.212	0.44
277	1039	7.6	0.007	0.995	0.395	0.998
412	1300	9.5	0.006	0.993	0.316	0.982
412 b	1007	2.5	0.010	0.993	0.841	0.996
<u>VAL DE SAONE</u>						
11	2570	7.0	0.011	0.999	0.814	0.960
15	1058	3.5	0.019	0.998	0.679	0.999
19	767	3.4	0.013	0.998	0.446	0.812
24	754	3.7	0.012	0.998	0.317	0.972
30	701	2.4	0.014	0.998	0.653	0.959

#### 1.4- Estimation d'un compartiment de matière organique labile facilement minéralisable à l'aide de NCSOIL (pool II)

Nous avons utilisé le modèle NCSOIL pour optimiser un compartiment de matière organique (taille et C/N) facilement minéralisable selon la définition de Mc Gill et al.(1981): matière organique en voie de stabilisation mais facilement biodégradable. Pour cela, nous avons considéré les extractibles microbiens (tableau 4.1) mesurés au semis comme valeurs affectées au pool I. Les paramètres de NCSOIL utilisés sont ceux présentés dans le chapitre III (tableau 4.5). Rappelons que la taille et le C/N du pool II sont calculés sur la base des données des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote, par l'algorithme de Marquadt qui ajuste les valeurs calculées par NCSOIL, aux mesures.

La teneur en carbone du compartiment ainsi estimé varie de 1378 à 5155 mg C kg<sup>-1</sup> (tableau 4.6), et représente de 7 à 18% du carbone organique du sol. Dans les sols dont la teneur en carbone organique est supérieure à 20 g kg<sup>-1</sup> et la teneur en argiles supérieure à 30 % (121, 412 et 412b, 11, 15, 19, 24, 30), des divergences entre les pool II et les extraits à l'autoclave apparaissent. Dans ces sols, le pool II est plus faible que l'extrait à l'autoclave. Le rapport C/N est très variable et dépend du C/N minéralisés au bout de 84 jours (Nicolardot et

**Tableau 4.5. Paramètres du modèle NCSOIL**

	Pool I	Pool II
Niveau initial (mg C kg <sup>-1</sup> )	extractibles microbiens	optimisé
Constante de vitesse de dégradation du C (j <sup>-1</sup> )		
partie labile	0.33	0.160
partie résistante	0.04	0.003
Fraction labile dans le compartiment	0.56	1.00
Fraction du carbone décomposée du pool I stabilisée dans le pool II	0.20	-
Fraction de carbone décomposée des pools I et II, incorporée dans le pool I	0.60	0.40
C/N	7	optimisé

**Tableau 4.6. Optimisation de la taille et du C/N du pool II à l'aide de NCSOIL dans les sols de Grignon, d'Alsace et du Val de Saône, prélevés au printemps 93.**

Parcelles	Carbone		Azote		C/N	$\chi^2(10^2)$
	mg kg <sup>-1</sup>	% C tot	mg kg <sup>-1</sup>	% N tot		
<b>GRIGNON</b>						
Sol nu	1586	15.4	122	9.5	13	1.69
Maïs N	1540	13.6	220	17.0	7	3.17
Maïs ON	1822	16.1	121	9.4	15	1.83
<b>ALSACE</b>						
121	3690	7.6	90	1.4	41	1.57
187	2772	16.3	99	4.8	28	2.89
192	2562	16.5	61	3.3	42	19.46
277	2432	17.7	143	8.7	17	2.19
412	2756	20.0	106	6.5	26	4.81
412b	2776	6.8	347	7.7	8	3.56
<b>VAL DE SAONE</b>						
11	5155	14.0	97	2.1	53	5.89
15	2763	9.1	75	2.0	37	7.79
19	1666	7.3	34	1.2	49	41.50
24	1564	7.6	46	1.7	34	23.09
30	1806	6.0	139	3.9	13	14.22

al., 1994). Il est très élevé dans les parcelles du Val de Saône où la minéralisation de l'azote mesurée au cours des incubations commencées au printemps est faible. Le carbone du pool II optimisé varie autant que le carbone de l'extractible microbien (37 % de la moyenne). L'azote varie beaucoup plus (77 % de la moyenne).

### 1.5. Corrélations entre toutes les caractéristiques des sols au printemps

Nous avons établi une matrice de corrélation entre toutes les caractéristiques des sols dont nous disposons, en utilisant STATITCF (tableau 4.7). Les mesures comprennent:

- des caractéristiques biologiques des sols étudiés: C-extractible microbien (flush), carbone et azote du pool II (C<sub>pool</sub> et N<sub>pool</sub>), kn, azote minéralisé (N<sub>min</sub>), respiration spécifique (RS),
- un indice chimique de la minéralisation de l'azote: carbone et azote extrait par autoclavage (C<sub>auto</sub> et N<sub>auto</sub>),
- des caractéristiques pédologiques: teneur en argiles (argil), pH, CEC, C et N du sol (C<sub>org</sub> et N<sub>org</sub>) ainsi que le rapport C<sub>total</sub>/argiles (C/A).

Les corrélations sont significatives, au seuil de probabilité de 5 % lorsque le coefficient de corrélation est supérieur à 0.55 et hautement significatives au seuil de probabilité de 1 % lorsque le coefficient de corrélation est supérieur à 0.684 (tables de Fisher et Yates).

La corrélation entre la biomasse microbienne du sol et le carbone total est faible ( $r=0.557$ ), ce qui est en contradiction avec les résultats d'Alef et al. (1988) et de Jenkinson et Ladd (1981). Ceci peut être dû au fait que le carbone organique n'est pas limitant vis à vis de l'activité microbienne dans les sols étudiés (Malhi et al., 1992).

Les corrélations entre l'extractible microbien ou la respiration spécifique et la teneur en argiles est bonne. Les argiles, en protégeant la matière organique (y compris la biomasse microbienne) vis à vis de la dégradation par les microorganismes, limitent l'activité biologique des sols, et entraînent des teneurs élevées en extractibles microbiens. Chaussod et al. (1986), Anderson et Domsch (1989) et Gregorich et al. (1990) ont également trouvé une relation étroite entre la biomasse microbienne ainsi que son activité et les teneurs en argiles des sols. L'azote minéralisé est également hautement corrélé avec la teneur en argiles des sols.

Les teneurs en azote du pool II et de l'extrait autoclave sont corrélées à l'azote minéralisé alors que leurs teneurs en carbone respectives sont corrélées à l'extractible microbien. Ces compartiments seraient bien en relation avec l'activité biologique des sols et pourraient constituer une source d'azote potentiellement minéralisable. La respiration spécifique des sols est de plus corrélée négativement à l'azote extrait par autoclavage. Alors que la biomasse microbienne et l'extrait à l'autoclave sont bien corrélés à l'azote organique du sol, le pool II, du fait de la faible minéralisation de l'azote dans certains sols pourtant riches en azote organique, et l'azote minéralisé (bien corrélés entre eux,  $r=0.604$ ) ne le sont pas.

**Tableau 4.7.** Matrice des corrélations obtenues à partir de l'analyse des données mesurées au printemps. Les valeurs en gras indiquent que la corrélation est significative ( $P > 0.05$ ). Les valeurs en gras et italique indiquent que la corrélation est hautement significative ( $P > 0.01$ ).

	Npool	Nauto	RS	kn	flush	Cpool	Cauto	argil	pH	CEC	Corg	Norg	Nmin	C/A
Npool	1.000													
Nauto	0.187	1.000												
RS	0.438	<b>-0.57</b>	1.000											
kn	<b>0.567</b>	<b>0.636</b>	-0.27	1.000										
flush	-0.11	<b>0.707</b>	<b>-0.67</b>	<b>0.686</b>	1.000									
Cpool	0.076	<b>0.566</b>	-0.18	0.384	<b>0.683</b>	1.000								
Cauto	0.216	<b>0.976</b>	-0.52	<b>0.663</b>	<b>0.699</b>	<b>0.570</b>	1.000							
argil	0.141	<b>0.795</b>	<b>-0.68</b>	<b>0.744</b>	<b>0.837</b>	0.544	<b>0.827</b>	1.000						
pH	0.182	0.157	0.092	-0.06	-0.10	0.239	0.059	-0.09	1.000					
CEC	0.358	<b>0.852</b>	-0.34	<b>0.660</b>	<b>0.583</b>	<b>0.576</b>	<b>0.926</b>	<b>0.837</b>	0.054	1.000				
Corg	0.295	<b>0.916</b>	-0.36	<b>0.583</b>	<b>0.557</b>	<b>0.588</b>	<b>0.964</b>	<b>0.756</b>	0.153	<b>0.967</b>	1.000			
Norg	0.203	<b>0.902</b>	-0.40	0.532	<b>0.571</b>	<b>0.596</b>	<b>0.958</b>	<b>0.757</b>	0.110	<b>0.961</b>	<b>0.994</b>	1.000		
Nmin	<b>0.604</b>	<b>0.606</b>	-0.29	<b>0.988</b>	<b>0.628</b>	0.300	<b>0.637</b>	<b>0.747</b>	-0.09	<b>0.647</b>	<b>0.558</b>	0.503	1.000	
C/A	-0.33	0.231	<b>-0.56</b>	0.454	<b>0.579</b>	-0.12	0.269	0.434	-0.60	0.143	0.093	0.126	0.437	1.000

Liste des variables:

**Npool:** teneur en azote du pool II optimisé

**Nauto:** teneur en azote de l'extrait autoclave

**RS:** Respiration spécifique

**flush:** teneur en carbone de l'extractible microbien

**Cpool:** teneur en carbone du pool II

**Cauto:** teneur en carbone de l'extrait autoclave

**argil:** teneur en argiles

**pH:** pH

**CEC:** CEC

**Corg:** teneur en carbone organique du sol

**Norg:** teneur en azote total du sol

**Nmin:** quantité d'azote minéralisée

**C/A:** rapport de la teneur en carbone du sol sur la teneur en argiles

Diaz Ravina et al. (1993) ont trouvé un effet important du pH sur les populations microbiennes. Dans notre étude, la gamme de pH des sols étudiés de 6 à 8, n'affecte pas l'activité biologique de ces sols.

## **2. Variations saisonnières des compartiments organiques expérimentaux et simulés**

Le site de Grignon a été étudié pendant 2 ans (92 et 93). Les données permettent l'étude des variations au cours d'une saison culturale mais également la comparaison de deux saisons successives. Les résultats sont donc présentés séparément.

### 2.1- Grignon (figure 4.1)

#### *2.1.1- Extractible microbien et extrait autoclave*

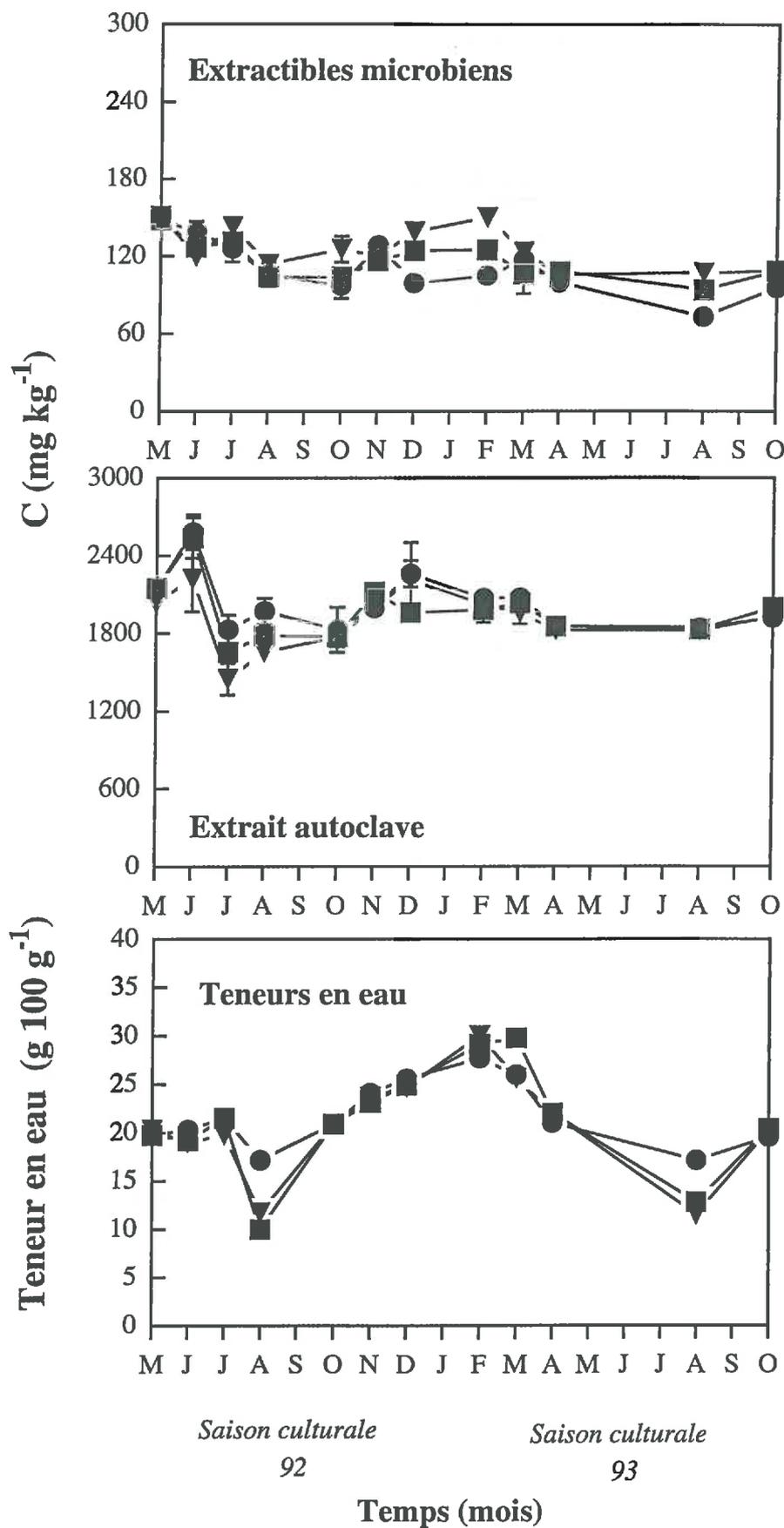
En 1992, les extractibles microbiens avaient diminué dans toutes les parcelles de façon identique pendant la saison culturale. En 1993, l'extractible microbien est inférieur aux valeurs de 1992 pendant toute la saison culturale. Les parcelles se différencient entre elles. L'extractible microbien reste constant dans la parcelle fertilisée et diminue dans la parcelle non fertilisée mais surtout dans la parcelle nue. Les variations de l'humidité du sol sont souvent évoquées pour expliquer les variations de mesures de biomasse microbienne. Celles-ci sont identiques en 1992 et 1993 et ne suffisent donc pas à expliquer la différenciation des parcelles. La disponibilité en substrat carboné plus faible dans la parcelle nue depuis deux ans pourrait intervenir.

Alors qu'en 92, l'extrait à l'autoclave avait diminué dans les trois parcelles, en 93, il est resté constant tout au long de la saison culturale.

#### *2.1.2- Carbone et azote minéralisés en conditions optimales d'activité microbienne*

Afin de comparer les deux années, nous avons considéré les 84 premiers jours d'incubation des cinétiques de 92 et recalculé les ajustements mathématiques. Les résultats sont peu différents. Dans les trois parcelles, les valeurs de  $C_1$  déterminées à partir des incubations commencées au printemps, sont nettement plus faibles en 93 qu'en 92 alors que les valeurs de  $k_1$  et  $k_2$  sont plus élevées. Par contre, alors qu'en 92, une diminution de  $C_1$  et une augmentation de  $k_1$  étaient observées entre le printemps et l'été, en 93 c'est exactement le contraire qui s'est produit avec une augmentation de  $C_1$  et une diminution de  $k_1$ . Les fluctuations de  $C_1$  suivent celles du carbone total minéralisé. Durant les deux saisons culturales, la respiration spécifique de la biomasse a augmenté en été avec cependant des

Figure 4.1. Evolution de la biomasse microbienne, de l'extrait autoclave et des teneurs en eau dans le sol nu ( ● ), le maïs fertilisé ( ▼ ) et le maïs non fertilisé ( ■ ) à Grignon dans l'horizon 0-30 cm entre mai 1992 et octobre 1993.



valeurs plus élevées en 93 qu'en 92. Les valeurs les plus faibles sont toujours rencontrées dans la parcelle fertilisée.

**Tableau 4.8.** Variations saisonnières des ajustements mathématiques des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote commencées au printemps et en été à Grignon et respirations spécifiques. Comparaison des résultats obtenus en 1992 et en 1993.

Année	Saison	C-CO <sub>2</sub> =C <sub>1</sub> *(1-exp(-k <sub>1</sub> *t))+k <sub>2</sub> *t					Resp spéc.	N = k <sub>n</sub> *t		
		Cmin	C <sub>1</sub>	k <sub>1</sub>	k <sub>2</sub>	r <sup>2</sup>		Nmin	k <sub>n</sub>	r <sup>2</sup>
		mg kg <sup>-1</sup>	mg kg <sup>-1</sup>	j <sup>-1</sup>	mgkg <sup>-1</sup> j <sup>-1</sup>			mg kg <sup>-1</sup>	mgkg <sup>-1</sup> j <sup>-1</sup>	
<i>Sol nu</i>										
1992	Printemps	437	258	0.024	2.5	0.999	2.95	27	0.33	0.992
	Eté	317	110	0.041	2.4	1.000	3.00	20	0.29	0.969
1993	Printemps	394	49	0.073	4.1	0.998	3.96	37	0.44	0.998
	Eté	393	107	0.067	3.4	0.997	5.37	38	0.42	0.976
<i>Maïs N</i>										
1992	Printemps	360	117	0.046	2.8	0.998	2.38	22	0.30	0.998
	Eté	280	207	0.027	1.1	0.999	2.46	23	0.22	0.977
1993	Printemps	369	59	0.090	3.7	0.999	3.51	50	0.65	0.916
	Eté	485	227	0.067	3.5	0.997	4.54	39	0.47	0.995
<i>Maïs ON</i>										
1992	Printemps	437	258	0.024	2.5	0.999	2.95	27	0.33	0.992
	Eté	388	108	0.050	2.2	0.999	3.74	26	0.26	0.981
1993	Printemps	434	64	0.087	4.4	0.998	4.02	37	0.43	0.996
	Eté	505	128	0.057	4.5	0.787	4.66	44	0.53	0.997

La minéralisation de l'azote dans le sol sous maïs fertilisé prélevé au printemps 93 est très élevée et atteint après 84 jours une valeur obtenue après 168 jours au semis de l'année précédente. Les mêmes observations peuvent être faites lorsque l'on compare les cinétiques commencées en été. Les coefficients k<sub>n</sub> sont plus élevés au printemps 93 qu'au printemps 92, ce qui est lié à l'activité biologique plus élevée en 93 qu'en 92. Cependant, entre les cinétiques de printemps et d'été, k<sub>n</sub> et l'azote minéralisé au bout de 84 jours n'ont diminué que dans la parcelle fertilisée. Le coefficient de minéralisation k<sub>n</sub> avait, durant la saison 92, diminué de manière plus marquée dans cette parcelle comparativement au sol nu et au maïs non fertilisé, mais avait diminué dans ces dernières parcelles également. Durant cette saison, l'azote minéralisé au bout de 168 jours avait diminué dans les deux parcelles cultivées. Nous avons alors émis l'hypothèse que c'était cette forme d'azote qui était prélevée par la plante. Or si nous ne considérons que 84 jours d'incubation, l'azote minéralisé n'a pas non plus diminué de

manière significative au cours de la saison culturale 92. Il semble donc important de réaliser des incubations de longue durée.

### 2.1.3. Estimation du Pool II à l'aide de NCSOIL

Nous avons repris les cinétiques de minéralisation réalisées aux différentes saisons de l'année 92, en ne considérant que 84 jours de cinétiques.

**Tableau 4.9.** Taille et C/N du pool II dans les 3 parcelles de Grignon au printemps et en été 1992 et 1993.

Parcelles	Saisons	Carbone mg kg <sup>-1</sup>	Azote mg kg <sup>-1</sup>	C/N	$\chi^2(10^2)$
Sol nu	Printemps 92	2052	137	15	2.74
	Eté 92	1735	124	14	2.20
	Printemps 93	1586	122	13	1.69
	Eté 93	2304	192	12	4.44
Maïs N	Printemps 92	2376	140	17	2.17
	Eté 92	1433	84	17	1.00
	Printemps 93	1540	220	7	3.17
	Eté 93	2909	208	14	3.61
Maïs ON	Printemps 92	2052	139	15	2.17
	Eté 92	2164	90	24	6.14
	Printemps 93	1822	121	15	1.83
	Eté 93	2959	247	12	1.92

De plus pour ces nouvelles optimisations nous avons également considéré les coefficients des pools présentés dans le tableau 4.5. Tout comme le carbone labile minéralisé, le pool II a augmenté entre le printemps et l'été 93 dans les parcelles où il avait diminué en 92. Il n'y a que dans la parcelle avec le maïs fertilisé que l'azote du pool II a diminué entre le printemps et l'été 93.

### 2.1.4- Conclusion

La différence d'évolution des compartiments entre les deux années peut provenir de la différence de régime climatique. En effet, les teneurs en eau au moment des deux prélèvements de printemps sont similaires (figure 4.1) mais, le semis du maïs a été précédé d'un hiver plutôt sec comparé à celui de l'année 93. Si nous considérons les données climatiques des 10 jours précédant le semis en 92 et 93 respectivement, nous pouvons noter un déficit climatique (Pluie-ETP) important en 92 (14 mm) et un excès d'eau (+33 mm) en 93. Au moment du prélèvement d'août, le déficit climatique calculé comme précédemment était

de -23 mm en 92 et -15 mm en 93. Les conditions pédoclimatiques étaient plus favorables à un stress biologique en 92 qu'en 93. Au champ, le dessèchement du sol est rapide. Les microorganismes n'ont pas le temps d'adapter leur métabolisme aux nouvelles conditions environnementales. Des changements rapides des potentiels de l'eau dans le sol sont plus létaux que des potentiels en eau très bas (Harris, 1981).

**Tableau 4.10.** *Eléments de calcul du bilan azoté des 3 parcelles de Grignon. L'azote minéralisé est calculé comme décrit dans le texte et exprimé en mg kg<sup>-1</sup> de sol sec.*

	1992					1993				
	N <sub>initial</sub>	N <sub>final</sub>	N <sub>plante</sub>	N <sub>eng.</sub>	N <sub>min</sub>	N <sub>initial</sub>	N <sub>final</sub>	N <sub>plante</sub>	N <sub>eng.</sub>	N <sub>min</sub>
Sol nu	278	369	-	0	91	251	315	-	0	64
Maïs N	533	136	210	0	-187	184	53	155	120	-96
Maïs ON	278	80	277	0	79	169	34	132	0	-3

La quantité d'azote minéralisé dans le sol nu pendant la saison culturale entre mai et octobre est calculée, si on suppose que les pertes par lessivage et dénitrification sont nulles pendant cette période, comme suit:

- dans la parcelle nue selon:  $N_{\min} = N_{\text{final}} - N_{\text{initial}}$

- dans la parcelle cultivée selon:

$$N_{\min} = N_{\text{final}} - N_{\text{initial}} + N_{\text{prélevé par la plante}} - N_{\text{apporté par la fertilisation}}$$

En 1992, le prélèvement de sol a été réalisé après l'apport d'engrais, c'est pourquoi nous avons affecté une valeur nulle à l'azote apporté par la fertilisation en 1992 dans le tableau 4.10.

Les quantités d'azote minéral sont mesurées entre 0-120 cm.

Les quantités d'azote minéralisées diminuent entre 92 et 93 dans la parcelle nue et le maïs non fertilisé. En 1992 et 1993, dans la parcelle fertilisée, le bilan d'azote est très négatif car des pertes importantes d'azote par lixiviation, dénitrification ou volatilisation ont eu lieu et n'ont pas été quantifiées.

## 2.2- Les autres sites

### *2.2.1- Extractible microbien et extrait autoclave*

Dans les sols d'Alsace (figure 4.2) aucune diminution significative de l'extractible microbien n'est observée sauf dans la parcelle 187. Le déficit climatique en été est plus important qu'à Grignon (-32 mm) mais l'humidité des sols a peu varié en été (tableau

Figure 4.2. Evolution du carbone de l'extractible microbien et de l'extrait autoclave dans les parcelles d'Alsace, 187, 277, 412 et 412b pendant la saison culturale 93.

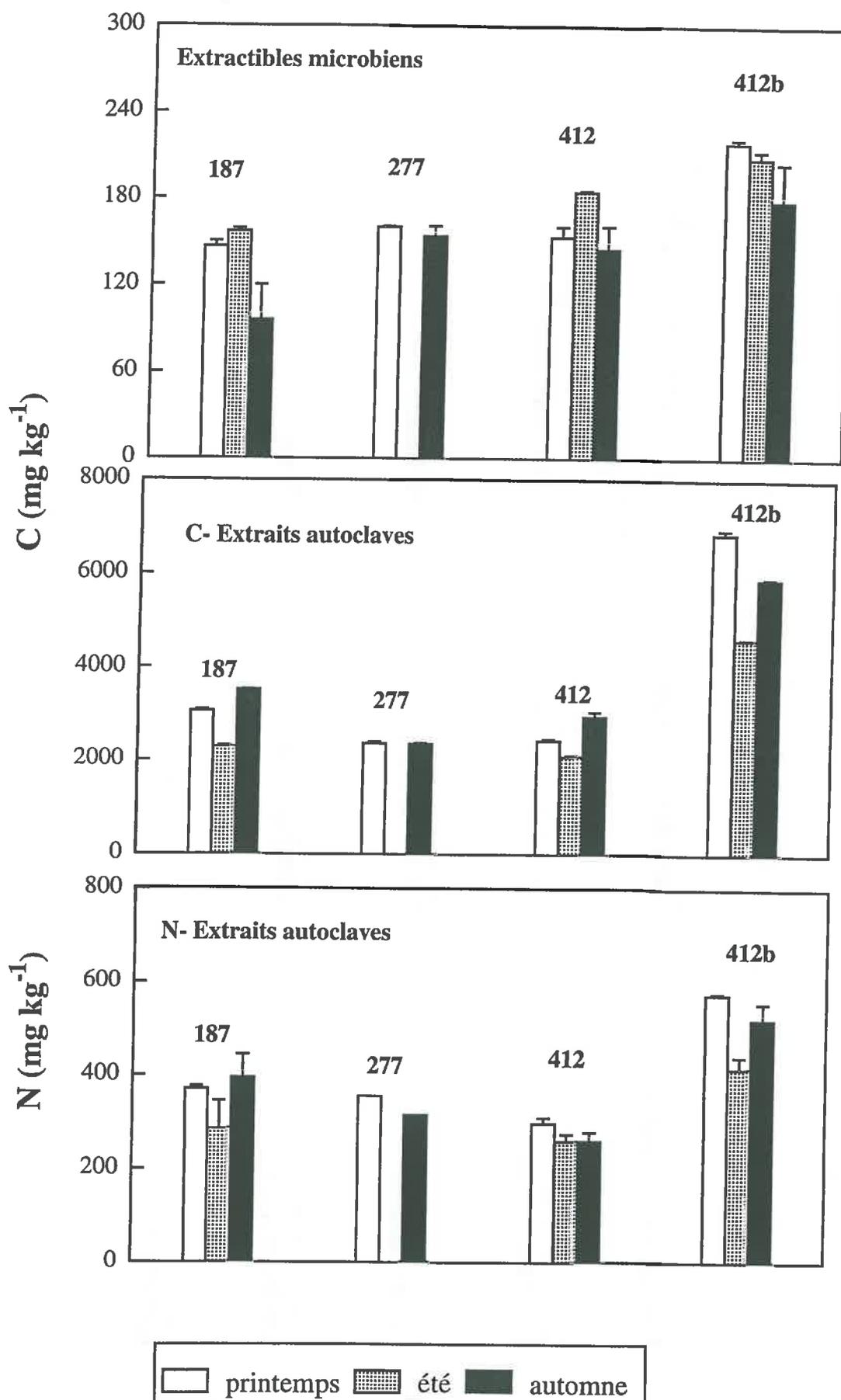
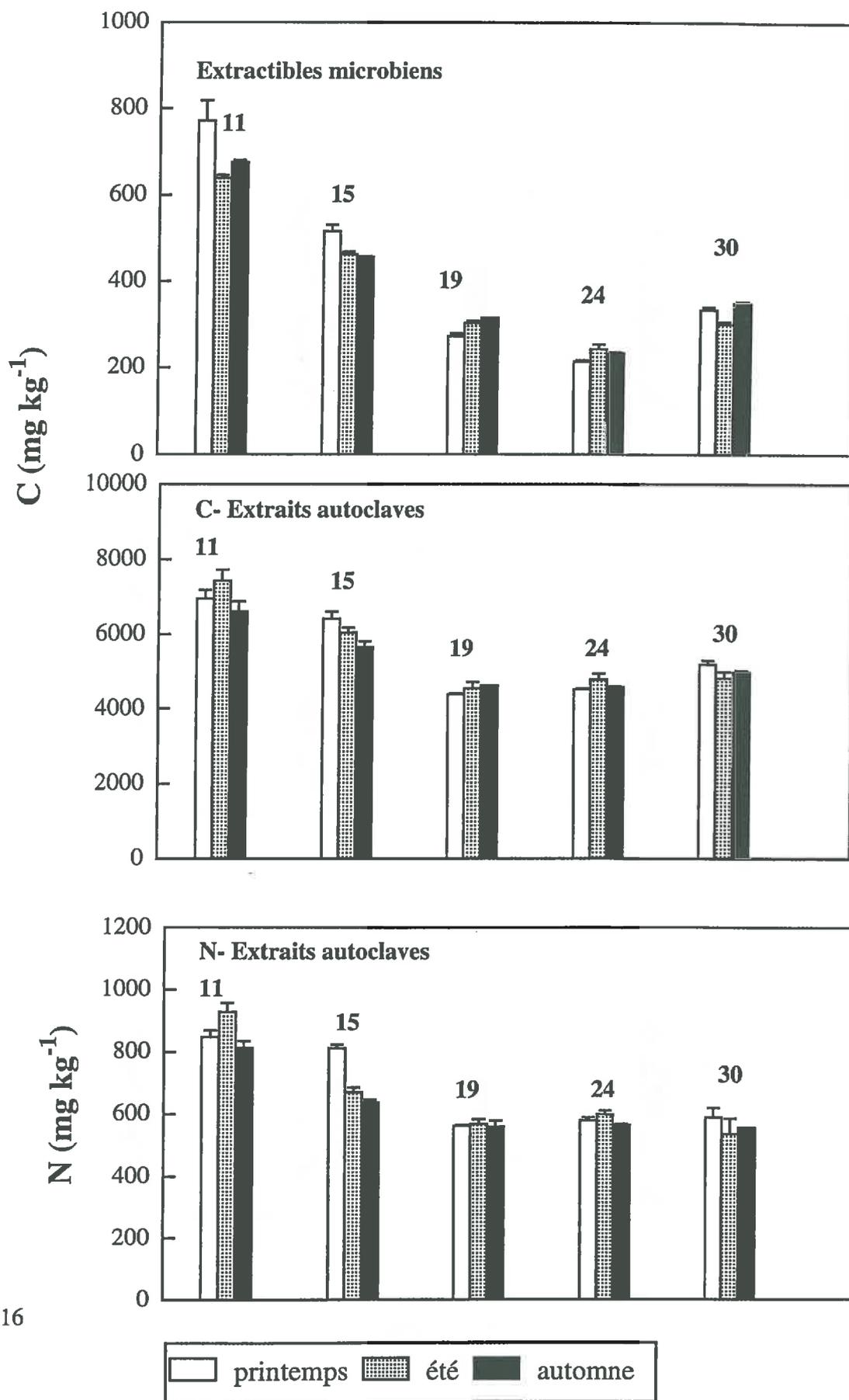


Figure 4.3. Evolution du carbone de l'extractible microbien et de l'extrait autoclave dans les parcelles du Val de Saône, 11, 15, 19, 24 et 30 pendant la saison culturale 93.



4.10) en raison d'une pluie la veille du prélèvement dans les parcelles (3.2 mm) et la présence d'une nappe peu profonde. Dans le Val de Saône, l'extractible microbien ne diminue de 12 et 11 % entre le printemps et l'automne que dans les parcelles 11 et 15 respectivement. La teneur en eau n'a diminué que dans la parcelle 11.

**Tableau 4.11.** Humidités pondérales des échantillons de sol au moment des prélèvements au printemps (semis), en été (août) et en automne (récolte) en % du sol sec et % de la teneur en eau à la capacité de rétention.

Parcelles	Printemps		Été		Automne	
	% sol sec	% $\Theta$ cr	% sol sec	% $\Theta$ cr	% sol sec	% $\Theta$ cr
<b>ALSACE</b>						
121	33.3	97	-	-	-	-
187	18.8	93	20.4	100	22.2	110
192	16.4	72	-	-	-	-
277	18.6	60	-	-	24.2	78
412	19.3	72	16.1	65	21.7	81
412b	35.3	103	33.7	97	34.9	101
<b>VAL DE SAONE</b>						
11	49.9	110	39.3	87	39.5	87
15	38.4	97	44.3	112	45.2	114
19	29.0	91	30.2	95	30.9	97
24	28.2	90	29.1	93	29.0	93
30	39.6	86	41.3	90	39.5	86

L'absence d'observation de diminution de biomasse en été est due, en Alsace, aux conditions d'humidité favorables à l'activité biologique. De plus, nous avons vu que ces sols sont caractérisés par un compartiment de carbone facilement minéralisable  $C_1$  élevé. Selon Diaz Ravina et al. (1993), les conditions climatiques défavorables sont le deuxième facteur, après la disponibilité en substrats carbonés labiles, d'explication de la diminution de la biomasse microbienne. L'activité microbienne n'est affectée par la teneur en eau que si celle-ci est inférieure au point de flétrissement (Laudelout et al., 1978). Dans le Val de Saône, la diminution de la biomasse dans la parcelle 15 peut être due à l'engorgement des sols. Dans ces sols riches en matière organique, les phénomènes de minéralisation consomment beaucoup d'oxygène et l'aération est certainement le principal facteur limitant l'activité microbienne in situ (Chaussod, 1994). L'extrait à l'autoclave diminue dans toutes les parcelles d'Alsace (10 à 25 %) en été mais augmente à nouveau en automne. Dans le Val de Saône, il reste pratiquement constant pendant toute la saison culturale. L'azote et le carbone extraits par autoclavage présentent les mêmes fluctuations.

**Tableau 4.12.** Variation saisonnière des ajustements mathématiques des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote obtenues au cours des incubations des sols d'Alsace et du Val de Saône.

Trait	Saison	C-CO <sub>2</sub> =C <sub>1</sub> *(1-exp(-k <sub>1</sub> *t))				N = k <sub>n</sub> *t		
		Cmin	C <sub>1</sub>	k <sub>1</sub>	r <sup>2</sup>	Nmin	k <sub>n</sub>	r <sup>2</sup>
		mg kg <sup>-1</sup>	mg kg <sup>-1</sup>	j <sup>-1</sup>		mg kg <sup>-1</sup>	mgkg <sup>-1</sup> j <sup>-1</sup>	
<b>ALSACE</b>								
187	Printemps	522	1420	0.005	0.995	27	0.299	0.997
	Eté	472	909	0.009	0.998	30	0.402	0.930
412	Printemps	527	1300	0.006	0.993	29	0.316	0.982
	Eté	510	970	0.009	0.998	29	0.345	0.993
412b	Printemps	578	1007	0.010	0.993	77	0.841	0.996
	Eté	504	915	0.010	0.998	33	0.494	0.728
<b>VAL DE SAONE</b>								
11	Printemps	1530	2570	0.011	0.999	68	0.814	0.960
	Eté	1055	1617	0.013	0.998	135	1,514	0.956
15	Printemps	852	1058	0.019	0.998	60	0.679	0.999
	Eté	774	1072	0.015	1.000	70	0.835	0.953
19	Printemps	513	767	0.013	0.998	37	0.446	0.812
	Eté	811	1174	0.014	0.999	114	1.296	0.971
24	Printemps	487	754	0.012	0.998	30	0.317	0.972
	Eté	775	1232	0.012	0.998	111	1.211	0.965
30	Printemps	487	701	0.014	0.998	65	0.653	0.959
	Eté	788	951	0.013	0.999	61	0.733	0.946

**Tableau 4.13.** Comparaison des pool II optimisé à l'aide de NCSOIL au printemps et en été, sur les sols d'Alsace et du Val de Saône.

Trait.	Saisons	Carbone		Azote		C/N	$\chi^2(10^2)$
		mg kg <sup>-1</sup>	% C tot	mg kg <sup>-1</sup>	% N tot		
<b>ALSACE</b>							
187	Printemps	3690	16.3	99	4.8	41	1.69
	Eté	2520	14.8	140	6.8	18	1.94
412	Printemps	2756	20.0	106	6.5	26	4.81
	Eté	2739	20.0	83	5.1	33	3.53
412b	Printemps	2776	6.8	147	7.7	8	3.56
	Eté	2482	6.0	146	3.2	17	10.07
<b>VAL DE SAONE</b>							
11	Printemps	5155	14.0	97	2.1	53	5.89
	Eté	4715	12.8	429	9.3	11	4.58
15	Printemps	2763	9.1	75	2.0	37	7.79
	Eté	3690	12.2	205	5.5	18	3.52
19	Printemps	1666	7.3	34	1.2	49	41.50
	Eté	4572	20.0	508	18.0	9	4.01
24	Printemps	1564	7.6	46	1.7	34	23.09
	Eté	4392	21.0	488	18.0	9	4.01
30	Printemps	1806	6.0	139	3.9	13	14.22
	Eté	2453	8.3	223	6.0	11	19.77

### 2.2.2- Carbone et azote minéralisés en conditions optimales d'activité biologique

En Alsace, le compartiment  $C_1$  de carbone labile diminue en été mais la minéralisation de l'azote reste constante sauf dans la parcelle 412b (tableau 4.12). Dans le Val de Saône, la minéralisation de l'azote augmente fortement en été. Le compartiment labile  $C_1$  de carbone minéralisable diminue dans les parcelles 11 et 15, il augmente dans les autres parcelles. Les variations saisonnières sont beaucoup plus importantes dans le Val de Saône. Cela est sans doute lié au régime hydrique des sols. Au printemps, l'engorgement des sols ralentit l'activité biologique. En été, les sols sont ressuyés et la minéralisation s'intensifie.

### 2.2.3- Estimation du pool II à l'aide de NCSOIL

En Alsace, le carbone du pool II diminue en été de 31, 1 et 11 % dans les parcelles 187, 412 et 412b respectivement (tableau 4.13). Les valeurs du pool II sont comparables au carbone extrait par autoclavage dans les parcelles 187 et 412, elles sont inférieures pour la parcelle 412b qui est plus argileuse. L'évolution de la teneur en azote du pool II fluctue d'une parcelle à l'autre. Aucune tendance nette du rapport C/N n'est observée. Dans le Val de Saône, le carbone du pool II diminue dans les parcelles 11 et 15. Il augmente dans les autres parcelles. La quantité d'azote dans le pool II augmente fortement dans toutes les parcelles reflétant la minéralisation plus importante de l'azote au cours des incubations. Cela se traduit par la forte diminution du C/N du pool II en été. La taille (en carbone) du pool II est comparable au carbone par autoclavage dans les parcelles 19 et 24. Dans les parcelles 11, 15 et 30, la quantité de carbone extrait par l'autoclave est supérieure à la taille du pool II. Ce sont les 3 parcelles les plus argileuses.

### 2.3- Comparaison entre les corrélations réalisées au printemps et en été

Nous avons à nouveau effectué des corrélations à partir des mêmes données biologiques, chimiques et pédologiques mesurées au printemps que précédemment. Pour pouvoir réaliser des comparaisons avec les corrélations établies à partir des données mesurées en été sur certaines parcelles, nous n'avons considéré que les parcelles suivies en été: 187, 412 et 412 b d'Alsace et 11, 15, 19, 24 et 30 du Val de Saône (tableau 4.14). Le tableau 4.15 présente les résultats obtenus à partir des données d'été. Lorsque l'on ne considère plus parmi les observations, les mesures réalisées dans les parcelles 121, 187 et 277, nous obtenons les mêmes résultats que précédemment (tableau 4.7), avec quelques variations. En effet, la constante de minéralisation  $k_n$  et l'azote minéralisé sont corrélés à l'azote organique du sol. En été, du fait de la minéralisation et de l'activité biologique meilleures qu'au printemps, la respiration spécifique devient corrélée à l'azote et au carbone du sol et la corrélation

**Tableau 4.14.** Matrice des corrélations obtenues à partir de l'analyse des données mesurées au printemps sur les sols également étudiés en été. Les valeurs en gras indiquent que la corrélation est significative ( $P>0.05$ ). Les valeurs en gras et italique indiquent que la corrélation est hautement significative ( $P>0.01$ ).

	Npool	Nauto	RS	kn	flush	Cpool	Cauto	argil	pH	CEC	Corg	Norg	Nmin	C/A
Npool	1.000													
Nauto	0.280	1.000												
RS	0.495	<b>-0.58</b>	1.000											
kn	<b>0.559</b>	<b>0.766</b>	-0.21	1.000										
flush	-0.15	<b>0.751</b>	<b>-0.66</b>	<b>0.681</b>	1.000									
Cpool	0.125	<b>0.572</b>	-0.21	0.540	<b>0.761</b>	1.000								
Cauto	0.296	<b>0.987</b>	<b>-0.58</b>	<b>0.829</b>	<b>0.775</b>	0.537	1.000							
argil	0.107	<b>0.829</b>	<b>-0.69</b>	<b>0.781</b>	<b>0.861</b>	<b>0.559</b>	<b>0.882</b>	1.000						
pH	0.257	0.179	0.018	0.131	-0.02	0.190	0.097	-0.06	1.000					
CEC	0.481	<b>0.872</b>	-0.41	<b>0.917</b>	<b>0.701</b>	0.525	<b>0.925</b>	<b>0.910</b>	0.016	1.000				
Corg	0.462	<b>0.958</b>	-0.46	<b>0.879</b>	<b>0.697</b>	0.545	<b>0.976</b>	<b>0.862</b>	0.164	<b>0.963</b>	1.000			
Norg	0.362	<b>0.968</b>	-0.54	<b>0.961</b>	<b>0.761</b>	<b>0.566</b>	<b>0.988</b>	<b>0.902</b>	0.093	<b>0.961</b>	<b>0.992</b>	1.000		
Nmin	<b>0.605</b>	<b>0.764</b>	-0.23	<b>0.986</b>	<b>0.622</b>	0.464	<b>0.830</b>	<b>0.799</b>	0.112	<b>0.938</b>	<b>0.890</b>	<b>0.867</b>	1.000	
C/A	-0.49	0.216	<b>-0.57</b>	0.290	<b>0.563</b>	-0.03	0.315	0.485	-0.49	0.270	0.188	0.277	0.255	1.000

**Tableau 4.15.** Matrice des corrélations obtenues à partir de l'analyse des données mesurées en été. Les valeurs en gras indiquent que la corrélation est significative ( $P>0.05$ ). Les valeurs en gras et italique indiquent que la corrélation est hautement significative ( $P>0.01$ ).

	Npool	Nauto	RS	kn	flush	Cpool	Cauto	argil	pH	CEC	Corg	Norg	Nmin	C/A
Npool	1.000													
Nauto	0.548	1.000												
RS	-0.08	-0.70	1.000											
kn	<b>0.921</b>	<b>0.800</b>	-0.39	1.000										
flush	0.436	<b>0.925</b>	<b>-0.75</b>	<b>0.751</b>	1.000									
Cpool	<b>0.880</b>	<b>0.696</b>	-0.32	<b>0.938</b>	<b>0.683</b>	1.000								
Cauto	0.474	<b>0.987</b>	<b>-0.78</b>	<b>0.744</b>	<b>0.913</b>	<b>0.648</b>	1.000							
argil	0.251	<b>0.895</b>	<b>-0.84</b>	<b>0.562</b>	<b>0.585</b>	0.387	<b>0.915</b>	1.000						
pH	-0.52	-0.16	-0.32	-0.39	-0.00	-0.26	-0.06	-0.03	1.000					
CEC	0.046	<b>0.737</b>	<b>-0.71</b>	0.309	0.614	0.168	<b>0.804</b>	<b>0.868</b>	0.126	1.000				
Corg	0.045	<b>0.728</b>	<b>-0.76</b>	0.305	0.613	0.208	<b>0.813</b>	<b>0.815</b>	0.261	<b>0.970</b>	1.000			
Norg	0.382	<b>0.844</b>	<b>-0.74</b>	<b>0.623</b>	<b>0.816</b>	<b>0.589</b>	<b>0.856</b>	<b>0.778</b>	0.103	<b>0.630</b>	<b>0.664</b>	1.000		
Nmin	<b>0.932</b>	<b>0.763</b>	-0.34	<b>0.996</b>	<b>0.722</b>	<b>0.938</b>	<b>0.699</b>	0.516	-0.44	0.243	0.231	0.587	1.000	
C/A	<b>0.691</b>	<b>0.601</b>	-0.07	<b>0.715</b>	<b>0.517</b>	<b>0.581</b>	0.474	0.400	-0.54	0.063	-0.02	0.439	<b>0.734</b>	1.000

entre l'azote minéralisé et la biomasse microbienne est meilleure qu'au printemps. Le carbone et l'azote du pool II sont hautement corrélés à  $N_{\min}$  et  $k_n$ . Les corrélations entre le carbone et l'azote de l'extrait à l'autoclave et la biomasse sont meilleures. Au niveau des corrélations entre le carbone de l'extrait à l'autoclave et les variables physico-chimiques, il n'y a pas de changement. Le carbone et l'azote du pool II ne sont pas liés aux caractéristiques physico-chimiques des sols ni au printemps, ni en été.

### 3. Impact de la fertilisation

A Grignon, en 92, nous avons noté que  $k_n$  et  $N_{\min}$  ainsi que  $C_1$ , étaient plus faibles dans la parcelle fertilisée. Le prélèvement de sol avait été réalisé après la fertilisation. En 93, nous avons effectué le prélèvement de sol alors que l'engrais n'avait pas encore été épandu. C'est pourquoi, l'effet négatif de la fertilisation sur l'activité biologique observé en 92, n'a été observé en 93 qu'au prélèvement réalisé en été. En effet, en été, la minéralisation de l'azote est plus faible dans la parcelle fertilisée que dans la parcelle non fertilisée. En ce qui concerne la biomasse microbienne, il n'y a pas de différence significative entre les deux parcelles fertilisée et non fertilisée. Par contre le calcul de la respiration spécifique met en évidence une activité biologique légèrement plus faible dans la parcelle fertilisée. L'addition d'azote sous forme minérale peut entraîner une réduction de l'activité microbienne (Foster et al., 1980) mais des effets très variables peuvent être observés (Wardle, 1992).

En Alsace, il n'y a pas de différences significatives entre les traitements sans azote et les traitements avec azote au niveau des extractibles microbiens, du carbone et de l'azote minéralisé, de l'extrait à l'autoclave (tableau 4.16). Ce résultat n'est pas surprenant et a été observé par d'autres auteurs (Shen et al., 1989). En général, une augmentation de la biomasse au début de la saison culturale est liée à la libération d'exsudats racinaires pendant les 30 à 60 jours après le semis (Lynch et Panting, 1980; Hagggar et al., 1993). Lorsque la phase de croissance racinaire est achevée, la biomasse microbienne diminue, ce qui indique une sensibilité de la biomasse à la présence de substrat carboné (Diaz Ravina et al., 1993) et non à la présence d'azote (Hagggar et al., 1993). La différence entre les traitements pourrait apparaître si, en absence de fertilisation, une chute de rendement entraîne ainsi une baisse des quantités de substrats carbonés nécessaires à l'activité biologique des microorganismes. White et al. (1988) n'ont pas observé d'effet positif de la fertilisation sur l'azote potentiellement minéralisable. Cette absence d'effet est liée aux nombreux apports d'engrais et à la reconstitution annuelle des stocks organiques du sol lors de l'enfouissement des résidus (Saratchandra et al., 1988). Le C/N du pool II, dans les parcelles fertilisées est inférieure à celui des parcelles non fertilisées alors qu'aucune tendance nette n'apparaît au niveau du carbone du pool II.

**Tableau 4.16.** Comparaison des mesures des extractibles microbiens, extraits autoclaves, C et N minéralisés et pool II réalisés dans les parcelles fertilisées et les parcelles non fertilisées d'Alsace, en été. Les valeurs sont exprimées en mg kg<sup>-1</sup> de sol sec.

Parcelles	Extractibles microbiens	Extraits autoclaves		Pool II		Cminéralisé	N minéralisé
	mg C kg <sup>-1</sup>	mg C kg <sup>-1</sup>	mg C kg <sup>-1</sup>	mg C kg <sup>-1</sup>	C/N	mg C kg <sup>-1</sup>	mg N kg <sup>-1</sup>
187 0N	326 ± 4.6	2288 ± 23	2520	18	472	30	
187 N	309 ± 5.5	2501 ± 10	2822	17	490	31	
412 0N	387 ± 2.1	2084 ± 10	2739	33	510	29	
412 N	379 ± 7.7	2133 ± 16	2300	23	455	28	
412 b0N	433 ± 10.5	4604 ± 12	2482	17	504	33	
412 bN	422 ± 13.7	3849 ± 73	2670	15	509	44	

#### 4. Estimation de l'azote potentiellement minéralisable: comparaison entre la modélisation et les méthodes analytiques

Pour répondre aux objectifs fixés au début du chapitre, nous avons réalisé des régressions progressives à l'aide de STATITCF afin d'expliquer les quantités d'azote minéralisable à partir des données classiques habituellement considérées: extractibles microbiens, teneurs en argiles, pH et CEC du sol, en ajoutant, en plus, (1) le carbone et l'azote total du sol d'une part, (2) le carbone et l'azote du pool II ou (3) le C et le N de l'extrait à l'autoclave d'autre part. Le pool II et l'extrait à l'autoclave, considérés comme facilement minéralisables, devraient améliorer la qualité des régressions linéaires. Ces techniques de regression progressive déjà utilisées par Chaussod et al. (1986), Delphin (1986), Houot et Chaussod (1991) permettent de hiérarchiser les variables explicatives.

Au printemps, dans les quatre cas, la teneur en argiles est toujours la caractéristique principale qui explique les quantités d'azote minéralisé  $N_{min}$  (tableau 4.17). Le carbone et l'azote du pool II améliorent la qualité de la régression.

**Tableau 4.17.** Régressions progressives réalisées à partir des données de printemps.

Variables	Régressions	$r^2$
(1) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles		
	$N_{min} = 1.105 \text{ argiles} + 0.9946$	0.55
(2) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N total	
	$N_{min} = 1.105 \text{ argiles} + 0.9946$	0.55
(3) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N pool II	
palier 1:	$N_{min} = 1.105 \text{ argiles} + 0.9946$	0.55
palier 2:	$N_{min} = 0.999 \text{ argiles} + 0.1228 \text{ N pool II} - 9.0248$	0.81
(4) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N autoclave	
	$N_{min} = 1.105 \text{ argiles} + 0.9946$	0.55

Hassink (1992) et Hassink et al. (1993) ont montré que la teneur en argiles expliquait 45 % de la variation des taux de minéralisation de l'azote des sols. La principale raison est l'abondance de pores de petites tailles dans les sols argileux. En effet, Tisdall et Oades (1982) et Jocteur Monrozier et al. (1991) ont montré que la protection physique de la matière organique était due au fait qu'elle se trouvait dans des pores de petite taille. Ces produits sont alors inaccessibles aux microorganismes (Elliott et Coleman, 1988). Selon ces auteurs il s'agit de produits microbiens, microorganismes morts ou composants de parois cellulaires. Du fait de leur origine microbienne, ces substances ont un faible C/N. Le tamisage des sols ou tout autre traitement qui libèrent ces substances, entraîne donc une augmentation de la minéralisation de l'azote plus importante (Hassink et al., 1993).

Pour pouvoir comparer les résultats du printemps et de l'été, nous avons refait les régressions en ne considérant que les parcelles suivies en été (tableau 4.18). C'est alors la CEC qui devient la caractéristique explicative de la quantité d'azote minéralisé quelles que soient les variables considérées. Il existe en effet une relation étroite entre la teneur en argiles et la CEC (Jenkinson, 1990). La CEC caractérise l'état du complexe adsorbant du sol qui régit par l'intermédiaire du pH, l'activité biologique, la structure et la fertilité minérale des sols (Duchaufour, 1988). Elle influe sur la proportion de substrat carboné qui se minéralise par rapport à ce qui est retenu dans le sol sous forme de biomasse microbienne ou de métabolites microbiens (Sorensen, 1972). Cornforth et Wamsley (1971) ont également trouvé une relation hautement significative entre la quantité d'azote minéralisé et la CEC.

**Tableau 4.18.** Régressions progressives réalisées à partir des données de printemps des parcelles suivies en été.

Variables	Régressions	r <sup>2</sup>
(1) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	N min = 2.07 CEC + 2.14	0.88
(2) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N total N min = 2.07 CEC + 2.14	0.88
(3) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N pool II N min = 2.07 CEC + 2.14	0.88
(4) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N autoclave N min = 2.07 CEC + 2.14	0.88

En été, avec l'amélioration des conditions d'activité biologique, c'est la biomasse microbienne qui est la mieux corrélée à la quantité d'azote minéralisé (tableau 4.19). Ce qui montre bien qu'il existe une association étroite entre le "turnover" de l'azote de la matière organique et la biomasse microbienne des sols (Alef et al., 1988). Encore une fois, le carbone et l'azote du sol n'améliorent pas la qualité des régressions. La teneur en azote de l'extrait à l'autoclave améliorent la qualité de la régression et l'extractible microbien associé à l'azote du pool II donnent le meilleur coefficient de régression. Ces trois compartiments de la matière organique du sol sont bien liés à la minéralisation de l'azote.

**Tableau 4.19.** Régressions progressives réalisées à partir des données d'été.

Variables	Régressions	r <sup>2</sup>
(1) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles		
	N min = 0.17 extractible + 19.34	0.52
(2) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N total	
	N min = 0.17 extractible + 19.34	0.52
(3) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N pool II	
palier 1:	Nmin = 0.04 C pool II - 63.71	0.88
palier 2:	Nmin = 0.12 N pool II + 0.0219 C pool II - 38.5	0.93
palier 3:	Nmin = 0.09 extractible + 0.20 N pool II + 0.0006 C pool - 11.61	0.99
palier 4:	Nmin = 0.09 extractible + 0.20 N pool II - 10.64	0.99
(4) pH, CEC, extractible microbien, resp. spéc. et argiles	+ C et N autoclave	
palier 1:	Nmin = 0.1296 N auto - 1.21	0.58
palier 2:	Nmin = -3.02 CEC + 0.2167 N auto + 23.26	0.80

## 5. Conclusion

### Sols étudiés

Les sols étudiés se distinguent en fonction de leur région de provenance. A Grignon, le sol limoneux a une faible teneur en matière organique mais l'activité biologique est intense. En Alsace, les sols sont plus riches en matière organique et ont des teneurs en argiles variables. L'extractible microbien représente la même proportion de matière organique qu'à Grignon avec une activité biologique similaire. Dans le Val de Saône, les sols sont beaucoup plus argileux et ont une teneur en matière organique et en extractible microbien beaucoup plus importants mais l'activité biologique est proportionnellement plus faible. La minéralisation de l'azote est faible dans ces sols au printemps en raison de leurs fréquentes inondations.

### Fluctuations saisonnières

Dans la littérature, ce sont surtout les fluctuations de la biomasse microbienne qui sont étudiées pour mettre en évidence l'effet des pratiques culturales à long terme (plusieurs années, voire dizaines d'années) sur le niveau de biomasse (McGill et al., 1986; Carter et Mele, 1992; Witter et al., 1993) ou dans des systèmes forestiers ou agroforestiers (White et al., 1988; Mazzarino et al., 1993; Diaz Ravina et al., 1993). Quelques études traitent des fluctuations de la biomasse dans des sols arables pendant une année (Laudelout et al., 1978; Buchanan et King, 1992), de la quantité d'azote potentiellement minéralisable déduite des

incubations menées au laboratoire (Stanford et Smith, 1976; El Harris et al., 1983; Bonde et Rosswall, 1987, Nira et Nishimune, 1993). Cependant, rares sont les études qui analysent les raisons de l'obtention de valeurs différentes, selon les saisons, de paramètres d'ajustement des cinétiques de minéralisation (Bonde et Rosswall, 1987). A travers notre étude, il apparaît, que ce sont les teneurs en eau et les substrats carbonés facilement minéralisables qui conditionnent l'évolution de la biomasse microbienne au sein d'une saison culturale. Cependant, en 92, la biomasse microbienne a moins diminué dans la parcelle fertilisée que dans le sol nu et le maïs non fertilisé à Grignon. En 93, elle n'a pas du tout diminué dans cette parcelle. La fertilisation a bien un effet sur l'activité de la biomasse microbienne. En 93, l'extrait à l'autoclave et la quantité d'azote minéralisé n'ont pas diminué à Grignon comme cela a pu être observé en 92. L'effet des saisons est variable sur un même sol. Ces différences concernent la pluviométrie totale mais aussi sa distribution, l'extension et l'alternance des périodes pluvieuses et celles qui le sont moins avant la saison culturale et pendant la saison culturale.

#### Estimation de la quantité d'azote potentiellement minéralisable

Il apparaît nettement que les fluctuations saisonnières sont liées au régime climatique de la période durant laquelle sont réalisés les prélèvements des sols mais aussi précédant les prélèvements. La date de prélèvement des sols est importante à considérer. Il s'agit d'un facteur important qui conditionne notamment la minéralisation de l'azote et peut biaiser les conclusions. Nous avons choisi l'azote minéralisé au cours d'incubations au laboratoire comme référence pour exprimer la capacité d'un sol à fournir de l'azote à une culture pendant une saison culturale. Toutefois, la minéralisation de l'azote au laboratoire peut surestimer celle au champ du fait que l'on utilise des échantillons remaniés. Le tamisage d'un sol argileux peut entraîner la libération de substances labiles qui favorisent la minéralisation de l'azote. Lorsque l'on considère les prélèvements de sol réalisés au printemps, la CEC ou l'argile sont les meilleures variables explicatives de la quantité d'azote minéralisé. Le pool II peut cependant améliorer la qualité de la régression. Cependant, dans notre échantillon de sols, la moitié des sols sont argileux et ont subi un engorgement avant le prélèvement de printemps.

En été, l'extractible microbien est la meilleure variable explicative. Le pool II et l'extrait autoclave améliorent tous les deux les corrélations. Nous pouvons donc considérer que la mesure de biomasses microbiennes et l'extraction à l'autoclave sont des méthodes pertinentes et rapides qui permettent d'aider à la prévision de la minéralisation de l'azote.



**V**

**Caractérisation biochimique et dynamique de l'extrait  
autoclave au cours d'incubations au laboratoire**

**CHARACTERIZATION AND DYNAMICS OF THE ORGANIC  
MATTER EXTRACTED BY AUTOCLAVING IN THREE FRENCH  
SOILS, DURING LABORATORY INCUBATIONS.**

S. MENASSERI and S. HOUOT

INRA, Unité de Sciences du Sol, 78850 Thiverval Grignon, FRANCE

Article soumis à la revue *Biology and Fertility of Soils*, correspondant à un poster présenté à GENT (Belgique) en septembre 1994 au 8ème workshop sur l'azote.

## **Characterization and dynamics of the organic matter extracted by autoclaving in three french soils, during laboratory incubations.**

S. MENASSERI and S. HOUOT

INRA, Unité de Sciences du Sol, 78850 Thiverval Grignon, FRANCE

**Key words:** Autoclaving extraction, soil incubations, N availability index, amino acids, amino sugars, C and N mineralization.

### **Abstract**

Autoclaving extraction is the recommended chemical index of nitrogen availability in soils. In the present work, we characterized the N forms extracted by autoclaving and their evolution during laboratory incubations in order to determine how the different N forms participate to the mineralization process. Two loamy and a clay soil were incubated under laboratory conditions for 84 days. They were autoclaving extracted in 0.1M K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>. After 0, 28, 56 and 84 days of incubation. A stepwise procedure was used for the extractions. Four successive autoclaving in 100 ml of replaced K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> were realized/ two of one hour, one of two hours and one of twelve hours. Total N, N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, N- amino acids (AA) and N- aminosugars (AS) were analyzed in each extract before and after acid hydrolysis. In the three soils, 20 to 25 % of total organic N were extracted with a C:N ratio varying between 9.6 and 11.0. At the beginning of the incubation, the repartition among the nitrogen forms was similar in the three soils: 8 % of N-AA, 17 % of N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, 1 % of N-AS and 74 % of unidentified N and remained constant during autoclaving. Hydrolysis liberated a lot of NH<sub>4</sub><sup>+</sup> from the unidentified fraction of the N extracted. In the two loamy soils, the AA and NH<sub>4</sub><sup>+</sup> decreased during the first month of incubation which could be due to their mineralization. Then their concentration increase could be related to the transformation of the unidentified fraction. In the clay soil, AA and NH<sub>4</sub><sup>+</sup> concentrations were more important than in the loamy soils and increased during incubation. Physical protection of these easily mineralizable N forms by clay slowed down the N mineralization in this soil where microbial activity was lower than in the two loamy soils.

### **Introduction**

Laboratory indices of soil N availability that have been proposed can be subdivided into biological and chemical tests (Bremner 1965). Soil laboratory incubations under aerobic or anaerobic conditions are considered as reference methods to determine the potentially mineralizable nitrogen (Stanford and Smith 1972; Juma and Paul 1984; Malhi et al. 1992). As more rapid and

more convenient, different chemical extractions have been used also, although criticized as they could not simulate the microbial processes responsible for the soil nitrogen mineralization (Serna and Pomares 1992). Correlations with results of green house trials have been used to estimate the validity of both biological and chemical indices. The chemical tests have also been related to mineralizable nitrogen tests. Total soil organic N has been proposed as N availability index too (Jenkinson 1968; Gasser and Kalembasa 1976). Nevertheless, fractions of organic N such as amino acids and amino sugars seem more reliable as they have been related to soil microbial activity (Sorensen 1972; Giroux and Sen Tran, 1987; Nemeth et al. 1988; Redl et al. 1990; Vong et al. 1990) and also to N mineralization (Stewart et al. 1963; Srivastava 1975; Pont 1992). Autoclaving extraction (Stanford and DeMar 1969) is the recommended chemical method to estimate the N availability. In a precedent paper (Menasseri et al. 1994a), we studied the variations of the autoclaving extraction and other chemical methods, during a field experiment. We showed that only the N extracted after 16 hours of autoclaving decreased during the growing season of a maize culture and could represent a soil N fraction easily mineralizable. The purpose of the present work was to corroborate this hypothesis in different soils and to determine if specific extracted N forms participate to the mineralization process. Laboratory incubations were initiated with three contrasted soils. During the incubations, C and N kinetics of mineralization were measured and autoclaving extractions were realized after different incubation times. The N forms were characterized in the extracts:  $\text{NH}_4^+$ , AA, AS before and after acid hydrolysis. The influence of autoclaving time on the N forms extracted was also studied.

## **Material and Methods**

### *Soils*

Three soils were sampled: two loamy soils located at Grignon (Ile de France) and Heidolsheim (Alsace) and a clay soil located at Elsenheim (Alsace). All were cultivated under continuous corn. Nevertheless, in Grignon, the soil has been kept bare since two years. In Heidolsheim, the soil was cow manure amended ( $50 \text{ T ha}^{-1}$ ) in September 1991. The main soils characteristics are reported in the Table 5.1. The surface soils corresponding to the tillage depth (0-30 cm) were sampled in spring, immediately passed through a 5 mm sieve and stored moist at  $4^\circ\text{C}$  during one year. The microbial biomass C content was determined using the chloroform fumigation-extraction (Vance et al. 1987). The soil organic N was characterized using acid hydrolysis and different N forms were determined in the acid extracts: total hydrolyzable, AA, AS,  $\text{NH}_4^+$  and unidentified nitrogen. Acid hydrolysis was done on 1g of dry soil sieved to 2mm with 50 ml of 3N HCl, at  $120^\circ\text{C}$ , during 24 hours in 100 ml pyrex bottles hermetically closed. After hydrolysis, pH of the extract was increased to 5 with 1N NaOH and the volume adjusted to 100 ml

with milliQ water (Millipore), after filtration through 0.22  $\mu\text{m}$  filter (Millipore). The different N forms were analyzed as described later on.

**Table 5.1.** *Main soils characteristics.*

Soils	Texture <sup>a</sup>	Clay (%)	Silt (%)	Sand (%)	C (g kg <sup>-1</sup> )	N (g kg <sup>-1</sup> )	C/N	pH (water)	CaCO <sub>3</sub> (g kg <sup>-1</sup> )
<i>Grignon</i>	silt loam	22	73	5	10.8	1.3	8.3	7.3	5
<i>Elsenheim</i>	clay	44	28	28	48.8	6.3	7.7	7.6	9
<i>Heidolsheim</i>	loam	25	39	36	17.0	2.1	8.1	8.1	262

<sup>a</sup> following the textural triangle of the Soil Survey Staff (Fourth edition, 1990)

*Incubation design:* C and N mineralizations were followed during 84 day incubations. Samples of 45 g of moist soils were incubated in sealed 500 ml jars at 28°C under aerobic conditions. Soil humidity was adjusted to the field capacity. The C-CO<sub>2</sub> corresponding to the C mineralization was trapped into 10 ml of 0.5N NaOH. Three empty jars with alkali traps only were also started. After 0, 7, 14, 28, 42, 56 and 84 days, the traps were replaced and C-CO<sub>2</sub> analyzed using colorimetric method (Chaussod et al. 1986) with an autoanalyzer (Skalar, the Netherlands). Simultaneously, soil mineral N was extracted in 200 ml of 1M KCl and N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> and N-NO<sub>3</sub><sup>-</sup> were analyzed also with the Skalar autoanalyzer, using the indophenol blue method for NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (Krom 1980) and the Griess Ilosvay method for NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (Keeney and Nelson 1982). After 0, 28, 56 and 84 days of incubations, autoclaving extractions were realized. Sub samples of 25 g were placed in 250 ml centrifuge tubes and mineral N was extracted in 100 ml of 0.025M K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> for 1 hour. After centrifugation at 7000 rpm, the supernatant was removed and mineral N analyzed as previously. The residues were extracted by autoclaving in 100 ml of 0.1M K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (121°C, 1bar). A time-step procedure was used. Four successive autoclaving extractions were realized: two of one hour, one of 2 hours and the last one of 12 hours, the total autoclaving time corresponding to 16 hours. After each autoclaving extraction, the K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> solution was replaced after centrifugation (7000 rpm). All the supernatants were kept frozen until analyzed. The autoclaving extracts were also acid hydrolyzed. Twenty one milliliters of supernatant were hydrolyzed with 7 ml of 12N HCl in pyrex bottle as previously described.

*Extracts analysis:* Total organic carbon was determined in the autoclaving extracts using a DC 190 analyzer (Dohrmann). The CO<sub>2</sub> formed after C oxidation by combustion was analyzed by a non dispersive IR detector.

Total nitrogen was measured using the persulfate oxydation method (D'Elia et al. 1977).

The sum of amino acids and  $\text{N-NH}_4^+$  was determined after ninhydrin reaction at  $100^\circ\text{C}$  in a water bath for 15 mn (Moore and Stein 1974). A standard leucine solution ( $0.1$  to  $1\mu\text{M ml}^{-1}$ ) was used. Ammonium N concentration was determined as previously described. Amino acids were calculated by difference.

For the amino sugars determination, we used the acetyl acetone and Erlich reagents (Sowden 1959). The procedure described was slightly modified, as the extracts were less diluted in the tubes, in order to detect low content of amino sugars. The standard solution used was made with glucosamine ( $0.01$  to  $0.1 \mu\text{M.ml}^{-1}$ ).

The unidentified nitrogen was calculated as the difference between the total hydrolyzable nitrogen and the sum of amino acids,  $\text{NH}_4^+$  and amino sugars. The total hydrolyzable N was the total N in the hydrolyzed extract after filtration. Non hydrolyzable nitrogen was calculated as the difference between the total nitrogen and the total hydrolyzable nitrogen.

## **Results and discussion**

### *Microbial biomass and soil organic matter mineralization*

The microbial biomass C increased with the total soil organic C: 146, 668 and  $319 \text{ mg C kg}^{-1}$  of dry soil were measured in the soil of Grignon, Elsenheim and Heidolsheim respectively. Nevertheless, when expressed in percentage of total organic C, the microbial biomass was more important in the soil of Heidolsheim (1.9 %) than in the soil of Grignon (1.3 %) and Elsenheim (1.4 %). These values were rather low when compared to the 1.8 to 2.1% reported under permanent monoculture (Brookes et al. 1985). A higher biomass content was expected in Elsenheim characterized by large organic carbon and clay contents. Microbial biomass could increase with the clay content (Chaussod et al. 1986b), although clay content had only little influence on the percentage of microbial biomass (Anderson and Domsch 1989; Vong et al. 1990). Anderson and Domsch (1989) also showed that for soils with high organic C content ( $>2.5\%$ ), the microbial biomass did not increase linearly with total C but following a curvilinear relation. The N mineralization varied linearly with time during the soil incubations (data not shown). Such zero-order kinetics have already been reported (Addiscott 1983; Houot et al. 1989; Menasseri et al. 1994a). After 84 days of incubation, the proportion of organic nitrogen mineralized was a lot lower in the clay soil than in the two loamy soils: 3.2, 1.1 and 3.1 % of total organic N were mineralized in Grignon, Elsenheim and Heidolsheim respectively. Simultaneously, 2.4, 0.8 and 2.9 % of total organic C were mineralized in Grignon, Elsenheim and Heidolsheim respectively. The specific respiratory activity (SRA), calculated as the ratio between the total carbon mineralized and the microbial biomass C gives indication about the microbial activity and turnover in soils. It varied

**Table 5.2. Acid hydrolysis on total soil: total hydrolyzable N and different N forms ( $\text{NH}_4^+$ , AA and AS were analyzed, the unidentified N was obtained by difference).**

Soils	Total hydrolyzable N	Amino acids	$\text{NH}_4^+$	Amino sugars	Unidentified N
	mg N kg <sup>-1</sup>				
<i>Grignon</i>	1250 ± 78	155 ± 26	837 ± 17	80 ± 0	178 ± 19
<i>Elsenheim</i>	3952 ± 50	1848 ± 223	1659 ± 16	141 ± 8	304 ± 9
<i>Heildolsheim</i>	1432 ± 21	773 ± 56	484 ± 8	49 ± 5	126 ± 11

inversely compared to the total microbial C and was more important in Grignon (1.8 mg C-CO<sub>2</sub> mg<sup>-1</sup> biomass C) with the lowest biomass and carbon content. The lowest SRA was observed in the clay soil (0.6 mg C-CO<sub>2</sub> mg<sup>-1</sup> biomass C), and intermediate value was found in Heidolsheim (1.5 mg C-CO<sub>2</sub> mg<sup>-1</sup> biomass C). Such decrease in the SRA with soil clay content has been reported elsewhere (Chaussod et al., 1986b). Those results could indicate a faster turnover of the biomass, a lower efficiency use of organic substrate or a more important need of maintenance energy in the loamy soils of Grignon and Heidolsheim than in the clay soil. The lower rates of C and N mineralization in Elsenheim were related to its high clay content as fine clayey soils show, on average, slower decomposition rates and higher retention of organic matter than other soils (Van Veen and Kuikman 1990). The two Alsacian soils presented the same value of mineralized carbon (553 and 527 mg C kg<sup>-1</sup> of dry soil in the soil of Elsenheim and Heidolsheim respectively). In both soils, the crop residues incorporation and the manure amendment in Heidolsheim could supply an easily mineralizable pool of organic carbon and would explain the higher C mineralization than in Grignon where the soil has been kept bare since two years. In Heidolsheim, the organic carbon mineralization could have been overestimated because of the partial volatilization of the carbonate by acidic products of the microbial metabolism.

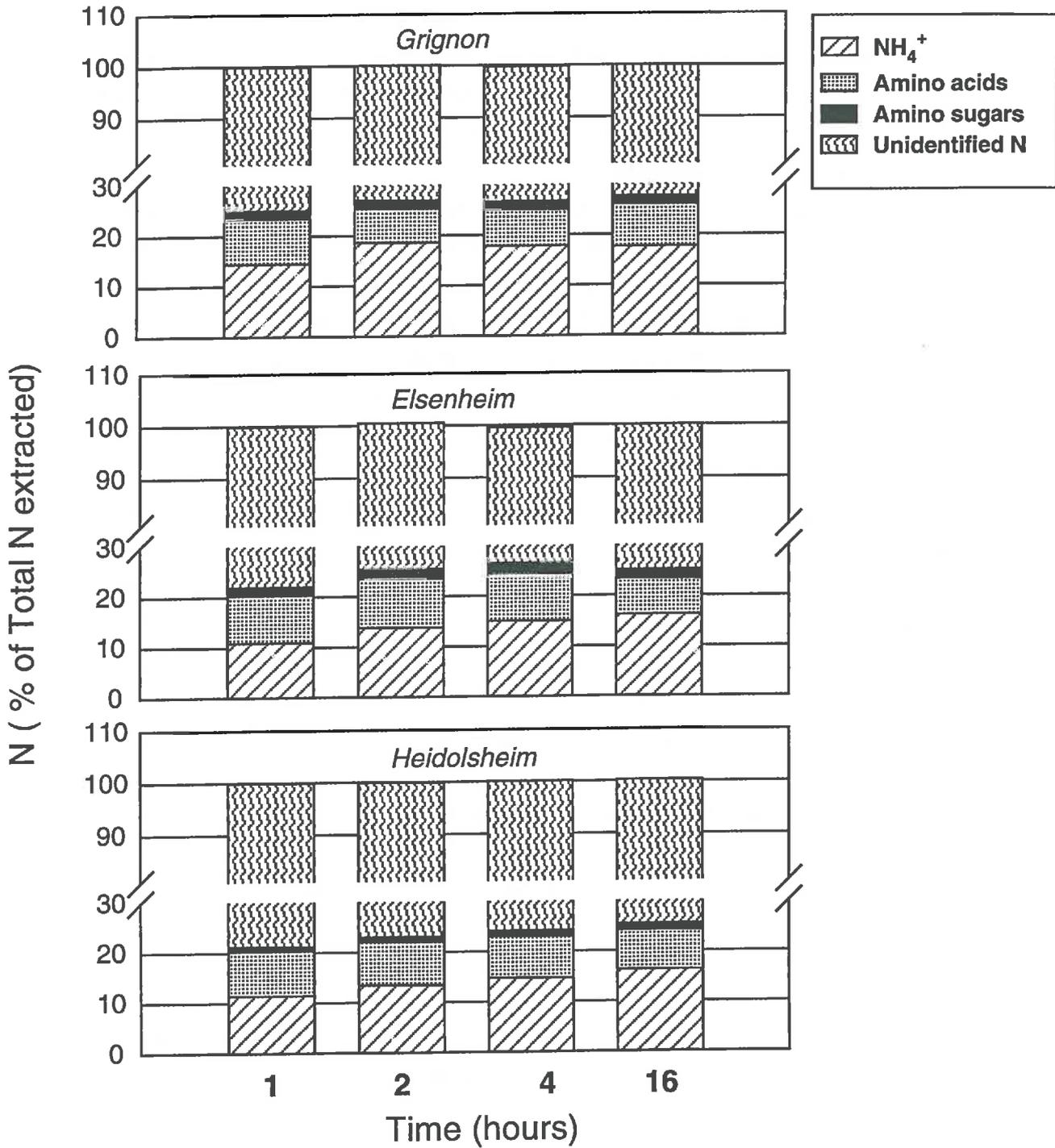
#### *Soil organic N characterization*

Total hydrolyzed N decreased with the total organic N in soils (Table 5.2). Nevertheless, the proportion of total N hydrolyzed was more important in Grignon where it represented 96 % of total N than in the two others where it represented similar proportions of total organic N (63 and 68 % of total N in Elsenheim and Heidolsheim respectively). The proportions of the characterized organic forms in Grignon were different than in the two others. In the soils of Elsenheim and Heidolsheim, the total hydrolyzed N and the N forms determined after acid hydrolysis corresponded to the usual range encountered (Stevenson 1982): 30, 25 and 2 % of total organic N were under AA, NH<sub>4</sub><sup>+</sup> and AS forms respectively. The N hydrolyzable remaining unidentified only represented 5 % of total N. In Grignon, the main hydrolyzable N form was the NH<sub>4</sub><sup>+</sup> which represented 64 % of total N, when the AA represented only 12 % and the amino sugars 6 % of total N. The unidentified N corresponded to 14 % of total organic N. High proportions of total hydrolyzable N have already been reported (Gonzalez-Pietro and Carballas 1991). The proportion of total N hydrolyzable as NH<sub>4</sub><sup>+</sup> increased with low soil organic N contents (Decau 1968) and Srivastava (1975) found more important proportions of NH<sub>4</sub><sup>+</sup> than amino acids in Indian soils with low total N. The high proportion of NH<sub>4</sub><sup>+</sup> measured in Grignon could be related to its high potential of mineralization.

**Table 5.3.** Stepwise autoclaving extraction at the beginning of the incubations: total organic C, total N and different N forms: The AA,  $\text{NH}_4^+$ , AS were measured. The unidentified N was obtained by difference between total N and the sum of the identified forms. The results are cumulated during the stepwise procedure.

Time	Org. C	Total N	$\text{NH}_4^+$	AA-N	AS-N	Unidentified N
h						
mg kg <sup>-1</sup>						
<u>Grignon</u>						
1	738 ± 18	74 ± 2	10.7 ± 1.2	6.7 ± 1.0	1.2 ± 0.2	55 ± 3
2	1227 ± 30	125 ± 3	23.3 ± 1.7	8.4 ± 1.4	2.1 ± 0.3	92 ± 3
4	1759 ± 37	182 ± 3	32.4 ± 2.1	13.2 ± 1.8	3.2 ± 0.3	133 ± 4
16	2667 ± 38	277 ± 3	48.7 ± 2.5	23.3 ± 2.2	4.6 ± 0.4	201 ± 5
<u>Elsenheim</u>						
1	2385 ± 7	225 ± 9	24.6 ± 0.0	21.1 ± 0.9	3.9 ± 0.4	176 ± 9
2	3978 ± 63	342 ± 10	47.0 ± 1.7	33.2 ± 1.7	6.9 ± 0.6	254 ± 10
4	5734 ± 75	478 ± 27	72.0 ± 2.5	44.9 ± 2.6	10.3 ± 0.8	351 ± 27
16	9619 ± 117	872 ± 40	141.0 ± 3.8	61.6 ± 3.9	16.2 ± 1.0	653 ± 40
<u>Heidolsheim</u>						
1	1326 ± 24	113 ± 11	12.9 ± 1.1	102 ± 0.9	1.0 ± 0.1	89 ± 11
2	2083 ± 40	169 ± 16	22.7 ± 1.5	14.5 ± 1.4	1.7 ± 0.1	130 ± 16
4	2861 ± 52	220 ± 18	32.4 ± 1.7	18.2 ± 1.9	2.6 ± 0.4	167 ± 18
16	4304 ± 63	341 ± 25	55.5 ± 2.0	26.5 ± 2.3	4.5 ± 0.6	254 ± 25

**Figure 5.1.** Evolution of the different N forms extracted during the stepwise autoclaving in the three soils: AA,  $\text{NH}_4^+$ , AS and unidentified nitrogen. The results are expressed in percentage of the total N extracted cumulated during the stepwise procedure.



*Autoclave extractable C and N at the beginning of the incubations*

Stepwise autoclaving extracted more organic C than continuous one. After 16 hours, 25 % of total organic C were extracted in Grignon, when only 20 % were extracted with continuous autoclaving (Menasseri et al. 1994a). In the other loamy soil, 25 % of organic C was also extracted and only 20 % in the clay soil (Table 5.3). The proportion of total extractable N decreased when total organic N increased: 21%, 16% and 14% respectively in Grignon, Heidolsheim and Elsenheim. The C:N ratio of the autoclave extractable organic matter varied from 9.6 in Grignon to 11.0 in Elsenheim and 12.6 in Heidolsheim.

Since some free amino acids are destroyed (Nemeth et al. 1988) and the glucosamine deaminated (Parsons and Tinsley 1975) during hydrolysis, we determined these two elements in the extracts before and after acid hydrolysis. Thus we could differentiate the free elements which were liberated during autoclaving (water soluble elements) from the hydrolyzable ones for which an acid hydrolytic action stronger than autoclaving was necessary. The repartition within the different analyzed forms has been observed to be constant in different soils (Stanford and DeMar 1969). At the end of the autoclaving time, the N repartition was similar in the three soils with 8, 17, 1 and 74% of total extracted N as amino acids, ammonium, amino sugars and non identified organic N respectively. This repartition remained more or less constant during the autoclaving time (Figure 5.1). Nevertheless, the proportion of  $\text{NH}_4^+$  increased slightly (11-14 to 17%) coming from the hydrolysis of amino acids during autoclaving (Stanford and DeMar 1970) which decreased from 9 to 7%. The unidentified nitrogen also decreased from 74-79 to 70-74%. The amino sugars remained constant. The rates of extraction of the different N forms analyzed after total soil hydrolysis during autoclaving were equivalent in the three soils for ammonium and amino sugar (6 to 11%), but it was more important for amino acids in Grignon (15%) than in Elsenheim and Heidolsheim (3%).

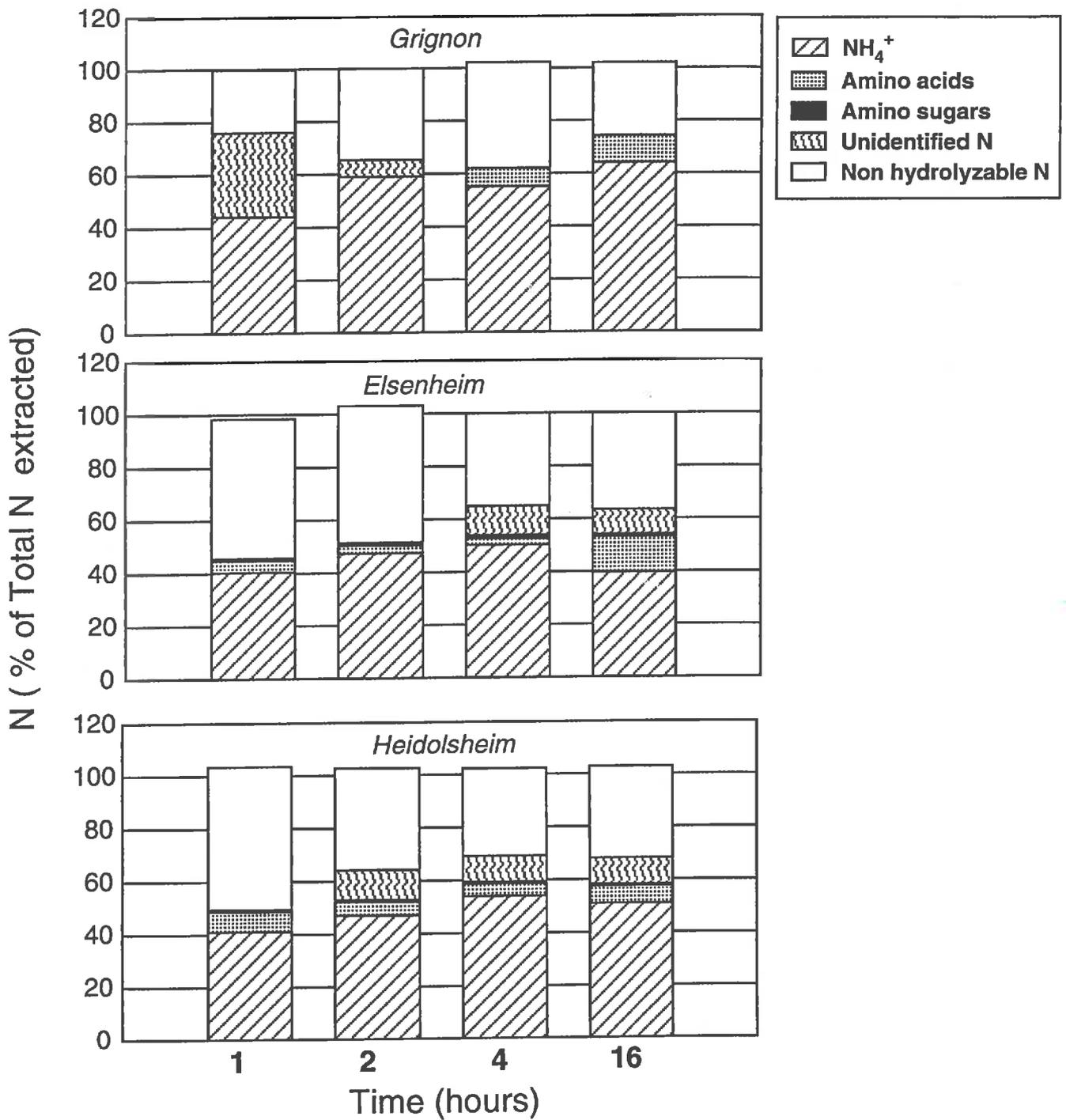
The autoclaving extraction kinetics showed a labile part which was extracted after 4 hours of autoclaving (Table 5.3). Stanford and DeMar (1969) found a good correlation between N mineralized during 13 weeks and the distillable  $\text{NH}_4^+$  after 16 hours of autoclaving, corresponding to  $\text{NH}_4^+$  and AS. In our study, the N mineralized corresponded to the labile pool of  $\text{NH}_4^+$  extracted after 4 hours only in the soils of Elsenheim and Grignon. In the clay soil, the amounts of C and N extracted between 4 and 16 hours remained important when in the two loamy soils, they decreased markedly after 4 hours of autoclaving. Four hours of autoclaving seemed to be enough to decompose a labile pool of organic matter, corresponding to the labile pools of the different N forms.

After the extracts hydrolysis, the total N in solution represented 72, 63 and 65% of the total N extracted by 16 hours autoclaving in Grignon, Elsenheim and Heidolsheim soil respectively

**Table 5.4.** Acid hydrolysis of the autoclaving extracts at the beginning of the incubations: total hydrolyzable N (NHT) and different N forms. The AA,  $\text{NH}_4^+$  and AS were measured. The Non hydrolyzable N was obtained by difference between total N in the extracts before hydrolysis and NHT and the unidentified N was calculated by difference between NHT and the sum of the identified forms. The results are cumulated during the stepwise procedure.

Time h	NHT	Non hydrolyz. N	$\text{NH}_4^+$	AA	AS	Unidentified N
<i>Grignon</i>						
1	56.4 ± 7.2	17.6 ± 7.6	32.6 ± 15.5	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	23.6 ± 17.1
2	81.7 ± 7.5	43.3 ± 7.9	73.7 ± 23.5	0.0 ± 0.0	0.0 ± 0.0	8.0 ± 24.7
4	109.0 ± 9.8	73.0 ± 10.3	100.5 ± 25.0	12.8 ± 1.4	0.0 ± 0.0	-4.3 ± 26.9
16	200.2 ± 18.5	76.8 ± 18.9	177.2 ± 29.7	28.3 ± 4.6	0.0 ± 0.0	-5.3 ± 35.3
<i>Elsenheim</i>						
1	70.5 ± 5.1	154.5 ± 10.3	91.0 ± 6.9	9.9 ± 5.0	2.0 ± 0.2	-32.4 ± 9.9
2	151.5 ± 5.4	190.5 ± 11.4	161.7 ± 7.4	9.9 ± 19.3	4.0 ± 0.3	-24.1 ± 21.4
4	310.2 ± 11.5	167.8 ± 29.3	239.8 ± 27.8	11.6 ± 26.9	6.4 ± 0.3	52.5 ± 40.4
16	553.2 ± 14.8	319.0 ± 42.6	346.4 ± 28.6	117.1 ± 35.3	8.5 ± 0.8	81.2 ± 47.8
<i>Heidolsheim</i>						
1	63.3 ± 2.6	49.7 ± 11.3	46.9 ± 6.5	8.6 ± 3.0	1.0 ± 0.1	-3.2 ± 7.2
2	104.0 ± 3.2	65.0 ± 16.3	79.3 ± 7.1	8.6 ± 3.5	1.3 ± 0.1	14.7 ± 8.6
4	146.8 ± 4.3	73.0 ± 18.5	118.6 ± 12.4	10.4 ± 4.2	1.6 ± 0.2	16.2 ± 13.8
16	222.6 ± 4.3	118.4 ± 25.4	172.8 ± 15.0	22.6 ± 6.3	2.3 ± 0.3	24.9 ± 24.9

**Figure 5.2.** Evolution during the stepwise autoclaving of the different N forms after hydrolysis: AA,  $\text{NH}_4^+$ , AS, unidentified and non hydrolyzable nitrogen. The results are expressed in percentage of the total N extracted cumulated during the stepwise procedure.

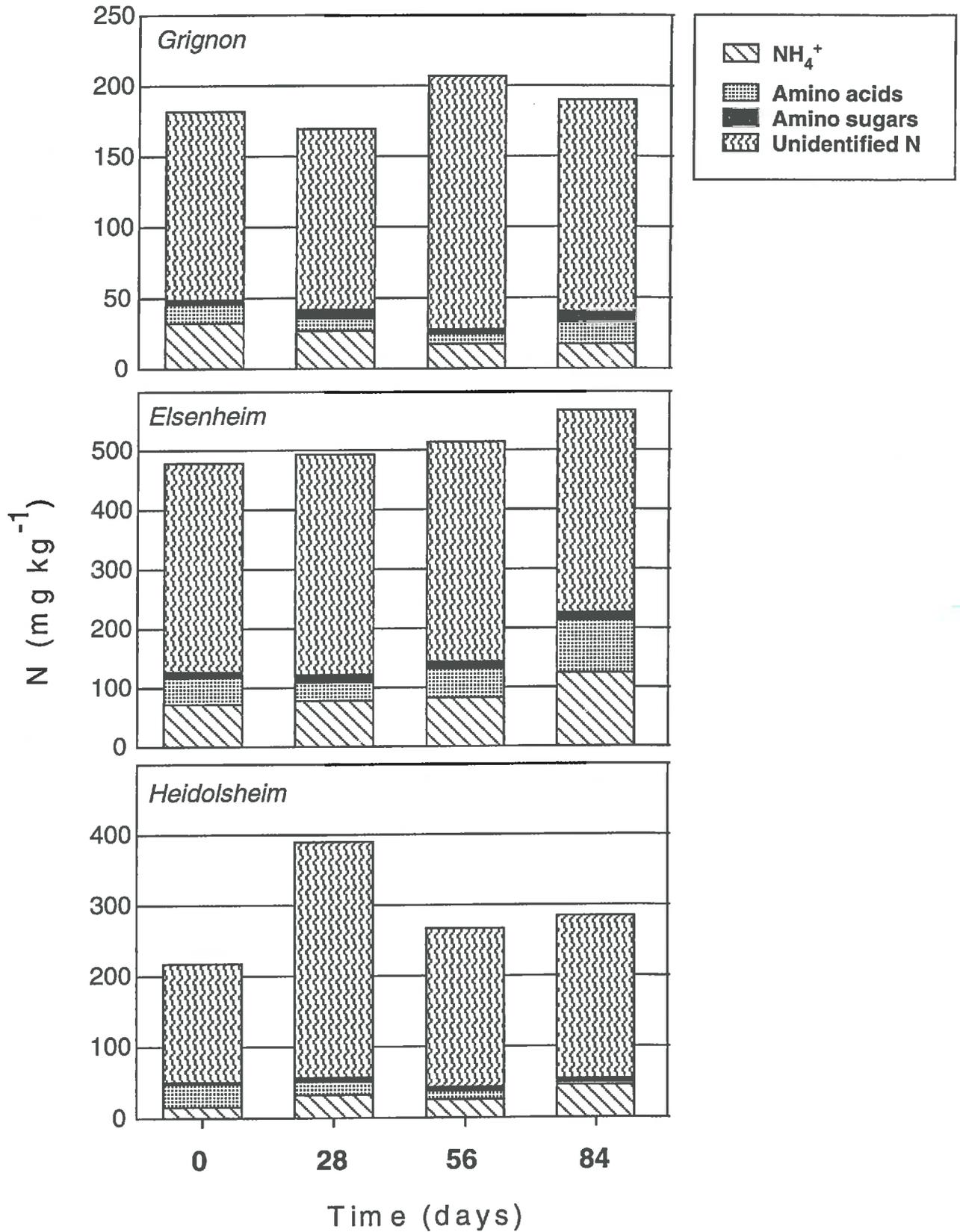


(Figure 5.2 and Table 5.4). During the hydrolysis, the humic fraction of the extracts precipitated under acid conditions and condensation between glucides and amino acids could also occurred during the continuous hydrolysis (Jocteur Monrozier and Andreux 1981; Barriuso et al. 1987). In Elsenheim and Heidolsheim, the plant residues incorporation few months before soil sampling increased the soils glucides content and the condensation reaction. The proportion of  $\text{NH}_4^+$  liberated after hydrolysis was more important in Grignon (64 % of total N extracted) than Heidolsheim (50%) and Elsenheim (40%). The differences between the soils occurred during the last autoclaving period (between 4 and 16 hours). It could be due to the higher proportion of ammonium observed in Grignon after soil hydrolysis than in the two other soils (Table 5.2). Inversely, the proportion of amino acids remaining after hydrolysis was larger in the soil of Elsenheim (13%) than in the soil of Grignon (10%) and of Heidolsheim (7%). Practically all the amino sugars were decomposed during hydrolysis and low proportions of unidentified N remained after hydrolysis at the end of the autoclaving time. Stanford and DeMar (1969) found equivalent range of hydrolyzable N (57 to 80% of total N extracted by autoclaving), but lower amounts of  $\text{NH}_4^+$  (10 to 16% of total N extracted by autoclaving) and larger quantities of unidentified N (23 to 41% of total N extracted by autoclaving). These differences in results could be due to the methods used to determine the N forms: colorimetric procedures in our study and steam distillation in Stanford and DeMar work (Bremner, 1965). The high proportion of  $\text{NH}_4^+$  liberated after hydrolysis in Grignon could indicate a labile organic matter and explain the high proportion of N mineralized during incubation.

#### *Evolution of the autoclave extractable N during incubations*

The N extracted after 4 hours of autoclaving represented 50 to 70% of the total N extracted after 16 hours of autoclaving throughout all the incubation. The variations of the different N forms extracted during the incubations were studied in the 4 hours extracts. The total N extracted remained rather constant during the incubations in Grignon and Elsenheim (Figure 5.4). In Heidolsheim, an important increase in the total N extracted was observed after 28 days corresponding to an increase of the unidentified N forms indicating an intense humification (Barriuso et al. 1990). The amino acids decreased in Grignon and Heidolsheim during the first two months, then increased. The ammonium also decreased during two months in Grignon and only one month in Heidolsheim, then increased again. A smaller decrease of the amino acids were also observed in Elsenheim during the first month. Then both amino acids and ammonium increased until the end of incubations. The final quantities and percentages of these two fractions were more important in Elsenheim (22% and 17% of total extracted N for amino acids and  $\text{NH}_4^+$  respectively) than in the two loamy soils (9-11% and 5-8% of total extracted N for amino acids and  $\text{NH}_4^+$

**Figure 5.3.** Evolution during the 3 soils incubations of the different N forms present in the 4 hours autoclaving extract: AA,  $\text{NH}_4^+$ , AS and unidentified nitrogen.

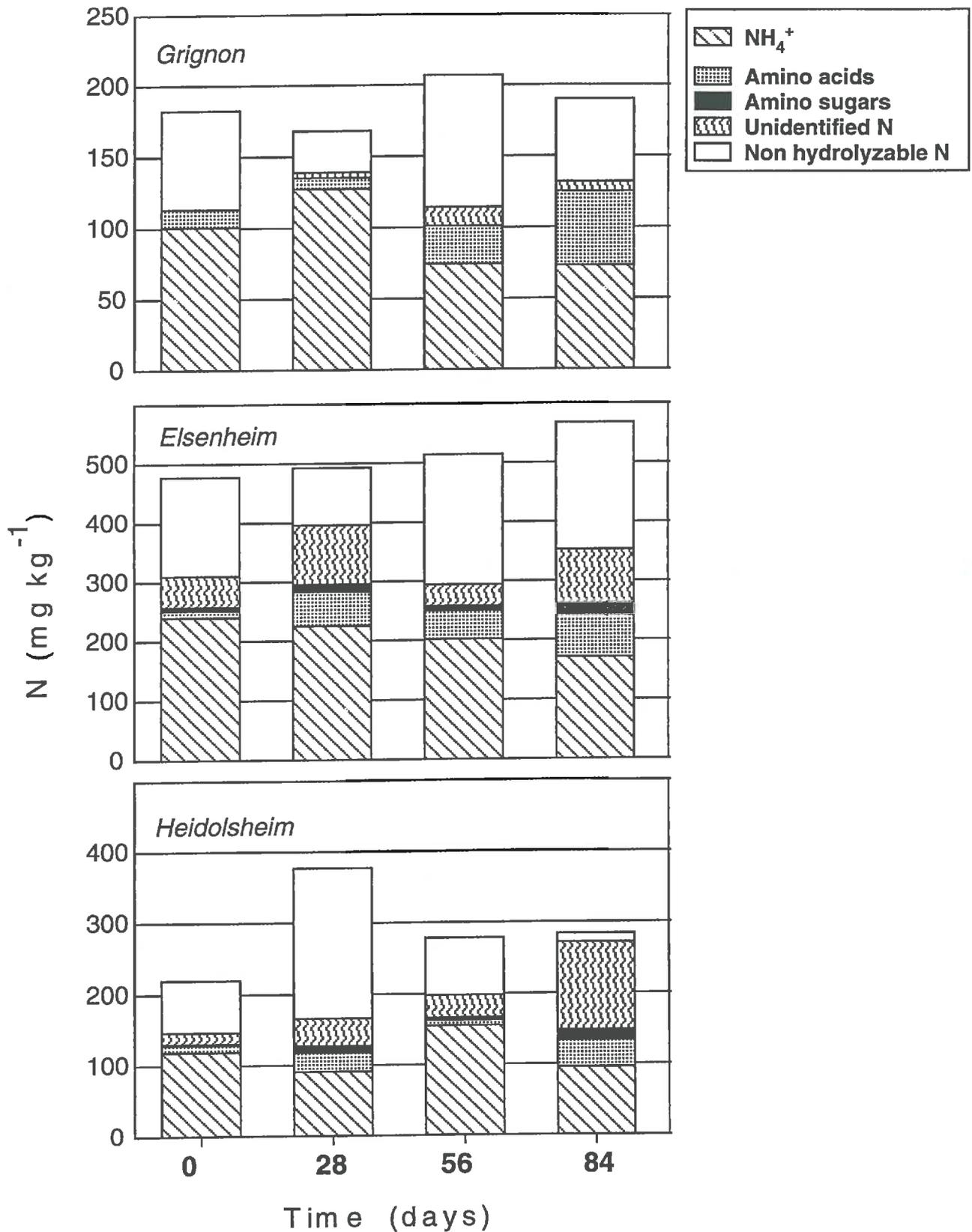


respectively). The amino sugars remained relatively constant during all the incubation. The amino acids are quickly mineralized in a biodegradation process and the amino sugars are known to be more resistant (Chu and Knowles 1966; Moore and Russel 1970; Jocteur Monrozier and Andreux 1981). The decrease of the amino acids corresponded to an active biological activity (Janel 1978). At the end of the incubations, the observed increase of ammonium and amino acids could have been liberated from the unidentified N pool progressively transformed to potentially identifiable forms. As a matter of fact, after hydrolysis the unidentified N only represented 4 to 15% instead of 75% before hydrolysis. The fraction of organic matter mineralized in Elsenheim (clay soil) was very low, although large amount of  $\text{NH}_4^+$  and amino acids were extracted by autoclaving, which could be considered as easily mineralizable forms. Several mechanisms have been proposed to explain the physical protection of organic matter against decomposition. One of the mechanisms mentioned is the adsorption of organics onto surfaces such as clays or organic complexes (Oades 1989). The interaction between organic matter and clay fraction is believed to protect some of the more easily decomposable organic compounds from rapid microbial breakdown (Anderson et al. 1981). Another explanation of the negative clay content effect on the mineralization process could be the stabilization of the amino acids (Sorensen 1967; Lalisse and Bottner 1981) by an inhibition of the microbial biomass enzymes (Ross et al. 1972). In the three soils,  $\text{NH}_4^+$  increased in the autoclaving extracts at the expense of the unidentified forms during hydrolysis. In Grignon, at the beginning of the incubation, only  $\text{NH}_4^+$  was formed after hydrolysis. Then during the incubation, the proportion of  $\text{NH}_4^+$  produced from the unidentified forms during hydrolysis decreased while this of amino acids increased. In Elsenheim, 9 % of the unidentified forms remained after hydrolysis and the amino acids did not increase. The  $\text{NH}_4^+$  formed after hydrolysis lightly decreased during incubation. In Heidolsheim, the quantity of unidentified form remaining after hydrolysis increased during the incubation. The variations of the acid hydrolysis results were partially due to the important losses occurred through precipitate formation during the hydrolysis and made difficult the results interpretation.

## **Conclusion**

The N extracted by acid hydrolysis on total soils was much more important than the N mineralized during incubations. So were the different N forms characterized in the extract. Nevertheless, the high amount of  $\text{NH}_4^+$  analyzed in Grignon could correspond to an organic matter more easily mineralizable than in the two other soils. The repartition of total N extracted among the different N forms differed in the three soils. On the contrary, this repartition was similar in the autoclaving extracts. After 4 hours of autoclaving, 10 to 14 % of total soil N was extracted and could correspond to a labile pool of organic matter. The  $\text{NH}_4^+$  extracted (2 to 4 % of the total soil

**Figure 5.4.** Evolution during the 3 soil incubations of the different N forms present in the 4 hours autoclaving extract after hydrolysis: AA,  $\text{NH}_4^+$ , AS, unidentified and non hydrolyzable nitrogen.



organic N) corresponded to other reported results (Carski and Sparks 1987). Nevertheless, direct quantitative relation between N mineralized during incubations and the labile pool of  $\text{NH}_4^+$  extracted was only found in Grignon and Elsenheim when Stanford and Smith (1976) found a good estimation of the N potentially mineralizable with the  $\text{NH}_4^+$  extracted after 16 hours of autoclaving at  $121^\circ\text{C}$ . The fluctuations of the N forms extracted during autoclaving reflected the soil biological activity and pointed out the clay effect on the release of easily mineralizable forms. The two loamy soils were characterized by a high potential of mineralization, a high specific respiratory activity and a net decrease of autoclaving extracted amino acids and  $\text{NH}_4^+$  known to be easily mineralizable. Inversely, in the clay soil the proportion of nitrogen and carbon mineralized and the specific respiratory activity were low and proportions of amino acids and  $\text{NH}_4^+$  in the autoclaving extract increased during the incubation. This could be due to the clay protection of the easily decomposable compounds.



## **Conclusion générale**

## Conclusion générale

La minéralisation de la matière organique du sol fournit aux cultures une fraction de l'azote qu'elles absorbent. A Grignon, le rendement supérieur dans la parcelle non fertilisée par rapport à celui obtenu avec un apport d'engrais témoigne bien de la fourniture du sol en azote. La minéralisation résulte de l'activité microbienne du sol. Cette production d'azote minéral se fait aux dépens de la matière organique du sol. Cependant, toute la matière organique n'intervient pas. Il n'existe pas de compartiments nettement distincts de matière organique mais plutôt un continuum entre la matière organique très labile et la matière organique très stable. Toutes se minéralisent mais à des vitesses différentes. Pendant la saison culturale, on peut considérer comme négligeable la fourniture en azote provenant de la matière organique la plus stable. Le but de notre travail était de quantifier la fraction de la matière organique, outre la biomasse microbienne, d'où provient la majeure partie de l'azote minéral pendant la saison culturale. Parmi ces différentes méthodes d'estimation de la matière organique minéralisable, nous avons testé des méthodes chimiques et biologiques dans plusieurs situations pédoclimatiques. Nous avons comparé leurs résultats et étudié leur dynamique pendant l'année. Celles qui semblaient donner les meilleurs résultats ont été ensuite utilisées pour valider le modèle NCSWAP simulant la dynamique du carbone et de l'azote dans le système Sol-Plante-Eau.

### Recherche d'un compartiment organique "actif"

#### *Apport des incubations*

Les cinétiques de minéralisation de l'azote obtenues au cours de 6 mois d'incubation sont apparemment d'ordre 0. Ce type de cinétique ne permet pas la détermination d'une quantité d'azote potentiellement minéralisable mais suggère que le substrat n'est pas limitant pendant la période de temps considérée. Il est souvent relié, dans la littérature, à l'utilisation de sols frais (Beauchamp et al., 1986), ce qui est préférable pour prévoir la minéralisation de l'azote au champ (Bonde et Lindberg, 1988). Malgré ces observations, l'extrapolation des résultats des incubations a donné une bonne estimation de la minéralisation de l'azote au champ dans le sol nu et le maïs non fertilisé. Dans le maïs fertilisé, le bilan fortement négatif de l'azote au champ laisse supposer d'importantes pertes par lixiviation, dénitrification ou volatilisation. A Grignon, les quantités d'azote minéralisées durant les incubations de printemps (mai) et de sortie d'hiver (mars) sont similaires. Des incubations pourraient être réalisées en sortie d'hiver pour prévoir la minéralisation au champ pendant la saison culturale d'une culture d'été telle que le maïs.

Dans tous les sols étudiés, nous avons constaté une augmentation de l'activité biologique du sol en été. Dans certains sols d'Alsace et du Val de Saône, nous avons également

observé un accroissement de la minéralisation de l'azote du sol. Il s'agit en général de sols qui subissent un excès d'eau à la fin de l'hiver et au début du printemps. Ces excès d'eau ont encore des effets négatifs sur la minéralisation de l'azote pour les échantillons prélevés au printemps. Selon les sols, la date de prélèvement est importante à considérer car elle influe sur la qualité des mesures réalisées (Stewart et al., 1987). En général les incubations sont mises en place au printemps (Carter et Mc Leod, 1987) mais beaucoup d'auteurs ne donnent pas d'informations à ce sujet. C'est le cas de Stanford et Smith (1972).

Les incubations de sols frais ajustés à la teneur en eau à la capacité de rétention réalisées au laboratoire, mettent en évidence l'effet dépressif de la fertilisation avec des quantités d'azote minéralisées, des compartiments de carbone labile et des constantes de vitesse de minéralisation de l'azote qui reflètent l'activité biologique du sol, plus faible dans la parcelle fertilisée comparée au sol nu et au maïs non fertilisé.

Le rapport C/N de la minéralisation est élevé en raison du turnover de la biomasse microbienne. Une partie de l'azote minéralisé est re-immobilisé alors que tout le carbone minéralisé est perdu sous forme de CO<sub>2</sub>.

#### *Apport des extractions chimiques*

Différentes méthodes ont été testées. Les quantités d'azote extraites sont de 0.3 % pour NaHCO<sub>3</sub>, 4 % pour l'eau chaude, 1.4 % pour le tampon borate phosphate et 20 % pour l'extrait à l'autoclave. Pour toutes les méthodes, le rapport C/N des fractions extraites est proche de celui de la matière organique du sol (8 à 10). La quantité d'azote mesuré au tampon borate-phosphate au semis donne des résultats similaires au calcul de l'azote minéralisé d'après le bilan d'azote au champ dans le sol nu et le maïs non fertilisé. Dans l'étude de Gianello et Bremner (1988), les résultats donnés par cette méthode, sur 30 sols, expliquaient 90% de la variation des quantités d'azote potentiellement minéralisable déterminé selon la méthode de Stanford et Smith (1972). Cependant, dans notre étude, la quantité d'azote extraite par cette méthode reste relativement constante pendant la croissance des plantes. Or notre objectif était de mettre en évidence un compartiment organique de taille variable pendant l'année: diminuant pendant les phases de minéralisation nette (croissance des plantes par exemple) et augmentant pendant les phases d'immobilisation nette (après enfouissement des résidus). Les modèles décrivant l'évolution du carbone et de l'azote dans le système Sol-Plante-Eau simulent de telles variations. D'autre part, la dynamique de l'azote étant liée à celle du carbone, il est intéressant d'avoir accès aux quantités de carbone extraites par les différentes méthodes, ce que ne permet pas l'extraction au tampon borate-phosphate. Par contre l'extraction à l'autoclave paraît plus intéressante car c'est la seule qui diminue entre le début et la fin de la saison culturale et augmente à nouveau après enfouissement des résidus. Cette méthode extrait environ 20 % de la matière organique du sol avec un C/N de 7 à 9 selon les sols. Ce compartiment semble lié à la biomasse microbienne car leurs fluctuations sont parallèles. L'extraction à l'autoclave et la

mesure de biomasse microbienne ont donc été retenues comme méthodes pour extraire des compartiments actifs de la matière organique du sol, à l'origine de la fourniture du sol en azote pendant la saison culturale.

Les proportions des formes d'azote extraites par l'autoclave varient peu pendant l'autoclavage et d'un sol à l'autre: 8% d'acides aminés, 17 %  $\text{NH}_4^+$ , 1 % de sucres aminés et 74 % d'azote non identifié. Après 4 heures d'autoclavage, 10 % de la matière organique sont déjà extraits. Cette durée pourrait être suffisante pour caractériser la fraction labile de la matière organique. La quantité d'ammonium extraite après 4 heures correspond à la quantité d'azote minéralisée en incubation dans certains des sols étudiés. Parmi les formes d'azote extraites, les acides aminés et l'ammonium diminuent pendant l'incubation dans les sols limoneux, confirmant le caractère labile de ces formes d'azote. En revanche, ces formes augmentent dans le sol argileux mettant en évidence le rôle protecteur des argiles vis à vis de la matière organique.

#### *Apport de la modélisation*

La taille du compartiment actif de matière organique (pool II) calculée à l'aide de NCSOIL et à partir des résultats expérimentaux de minéralisation de C et N au cours des incubations est équivalente à celle du compartiment extrait par autoclave (20% du C du sol) mais avec un C/N plus élevé, proche du C/N minéralisé. La taille et le C/N de ce compartiment varie selon la date de prélèvement et le type de sol.

#### *Conclusion*

Au printemps, sur l'ensemble des sols étudiés, l'argile et la CEC constituent les meilleures variables explicatives des quantités d'azote minéralisées. Ces deux caractéristiques interviennent sur la libération de composés labiles (Hassink, 1992; Cornforth et Wamsley, 1971). Le pool II améliore les corrélations mais pas l'extrait à l'autoclave. En revanche, en été, c'est la mesure de biomasse microbienne qui est la meilleure variable explicative de la quantité d'azote minéralisée. Le pool II et l'extrait à l'autoclave améliorent les corrélations. Au printemps, les caractéristiques physico-chimiques du sol influencent directement la minéralisation de l'azote en particulier la teneur en argile des sols. Cela reflète la faible activité biologique au printemps des sols argileux car ceux-ci étaient encore engorgés. Par la suite, en été, l'activité biologique est optimale dans tous les sols et la minéralisation de l'azote en est alors dépendante.

### Validation du modèle NCSWAP

Le modèle NCSWAP décrit la dynamique du carbone et de l'azote dans le système Sol-Plante-Eau. Il a été utilisé pour simuler la période de croissance du maïs à Grignon (mai à octobre 92), mais aussi l'interculture (Octobre 92 à Mai 93). Les résultats de la simulation ont été comparés aux mesures expérimentales de teneur en eau et en azote minéral dans le sol, à l'évolution de la biomasse microbienne et du compartiment de matière organique active extrait à l'autoclave. La diminution trop importante du compartiment de matière organique (pool II) au cours de la simulation (30 %) a nécessité la modification des paramètres décrivant son évolution: diminution de sa constante de vitesse de dégradation de 0.006 à 0.003 et de son efficacité d'utilisation par la biomasse microbienne (0.4 au lieu de 0.6). Ces nouveaux paramètres ont également été utilisés pour estimer la taille du pool II d'après les résultats d'incubations.

Dans les simulations avec NCSWAP, deux valeurs initiales de pool II ont été comparées: l'une correspondant à l'optimisation du pool II d'après les résultats d'incubation, l'autre au résultat de l'extraction à l'autoclave faite au printemps. Dans le premier cas, les résultats de la simulation sont correctes. Dans le second, la production d'azote minéral est surestimée à cause du faible C/N du pool II mais son évolution est bien simulée. Dans le modèle NCSWAP, comme dans beaucoup d'autres modèles (Bradburry et al., 1990) le cycle du carbone est associé au cycle de l'azote. Pour avoir une formation moins importante d'azote minéral, il faudrait soit augmenter le C/N de l'extrait à l'autoclave soit dissocier le cycle de l'azote de celui du carbone et affecter aux constantes de dégradation des pools azotés des valeurs différentes de celles des pools de carbone (Knapp et al., 1983) voir plus faibles.

Presque toutes les études de validation de NCSWAP ont été menées pendant la saison culturale (Clay et al., 1985 a et b; Houot et Chaussod, 1991; Lengnick et Fox, 1994). Seule une étude couvrait l'interculture (Houot et al., 1994). Les processus dominants sont alors la lixiviation de l'azote, l'immobilisation de l'azote apporté par les résidus, la dénitrification et la reconstitution des pools actifs de matière organique. La comparaison des valeurs simulées de nitrates et des valeurs observées nous amènent à penser que le processus de lixiviation des nitrates n'est pas correctement décrit dans le modèle. Cela rejoint la remarque de Lengnick et Fox (1994) qui attribuent cette surestimation de la lixiviation au fait que dans le modèle les nitrates suivent les flux d'eau de la microporosité, alors que Thomas et Phillips (1979) suggèrent que seule l'eau de la macroporosité circule et interagit très peu avec les nitrates qui se trouvent dans la microporosité du sol.

Pendant l'interculture, l'incorporation des résidus entraîne bien une augmentation de la biomasse microbienne mais cette augmentation simulée par NCSWAP est excessive, ce qui entraîne une valeur trop élevée de la biomasse microbienne au semis de l'année suivante.

Lorsque cet enfouissement est simulé au laboratoire avec NCSOIL, la dégradation des résidus correspond aux résultats de la bibliographie. Parallèlement la biomasse augmente de façon relativement fugace. Au champ, les températures basses pendant l'hiver ralentissent fortement ces phénomènes dans leur simulation par NCSWAP. Cela peut être lié à la non prise en compte des amplitudes diurnes de températures qui peuvent être importantes en hiver et favoriser une activité biologique plus importante que celle simulée par le modèle.

Dans NCSOIL comme dans NCSWAP, le pool II n'augmente pas avec l'incorporation des résidus. Comme le suggère Hunt (1977) il serait peut être plus adéquat d'établir un lien direct entre les résidus de récolte et le pool II afin d'améliorer l'évolution du pool II.

Nous pouvons dire que le modèle NCSWAP conçu pour fonctionner sur une saison culturale avec une culture de maïs, simule correctement la dynamique de l'azote et du carbone pendant cette période. Pendant l'interculture quelques améliorations sont à apporter. Malgré la surestimation de la minéralisation de l'azote en cas d'utilisation de l'extrait à l'autoclave, liée à la faible valeur de son C/N, comme valeur initiale du pool II, la bonne simulation de ses variations est encourageante. La prise en compte d'une fraction de l'azote extrait pourrait permettre d'augmenter cette valeur de C/N.



## **Références bibliographiques**

- Addiscott T.M. (1977) A simple computer model for leaching in structured soils. *J. of Soil Sci.*, 28, 554-563.
- Addiscott T.M. (1983) Kinetics and temperature relationships of mineralization and nitrification in Rothamsted soils with different cropping histories. *J. Soil Sci.*, 34, 343-353.
- Addiscott T.M. et Powlson D.S. (1992) Partitioning losses of nitrogen fertilizer between leaching and denitrification. *J. agric. Sci., Camb.*, 118, 101-107.
- Addiscott T.M. et Whitmore A.P. (1987). Computer simulation of changes in soil mineral nitrogen and crop nitrogen during autumn, winter and spring. *J. Agric. Sci. Camb.*, 109, 141-157.
- Alef K., Beck. T., Zelles L. et Kleiner D. (1988) A comparison of methods to estimate microbial biomass and N-mineralization in agricultural and grasslands soils. *Soil Biol. Biochem.*, 20, 561-565.
- Anderson D. W., Saggar S., Bettany J.R. et Stewart J.W.B. (1981) Particle size fractions and their use in studies of soil organic matter: I. The nature and distribution of forms of carbon, nitrogen, and sulfur. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 45, 767-772.
- Anderson T.H. et Domsch K.H. (1989) Ratios of microbial biomass carbon to total organic carbon in arable soils. *Soil Biol. Biochem.*, 21, 471-479.
- Appel T. et Mengel K. (1992) Nitrogen uptake of cereals grown on sandy soils as related to nitrogen fertilizer application and soil nitrogen fractions obtained by electro-ultrafiltration (EUF) and  $\text{CaCl}_2$  extraction. *Eur. J. Agron.*, 1, 01-09.
- Badalucco L., Gelsomino A., Dell'Orco S., Greco S. et Nannipieri P. (1992) Biochemical characterization of soil organic compounds extracted by 0.5M  $\text{K}_2\text{SO}_4$  before and after chloroform fumigation. *Soil Biol. Biochem.*, 24, 569-578.
- Barak P., Molina J.A.E., Hadas A et Clapp C.E. (1990) Optimization of an ecological model with the marquardt algorithm. *Ecological Modelling*, 51, 251-263.
- Barracough D. (1989) A usable mechanistic model of nitrate leaching. I. The model. *J. Soil Sci.*, 40, 543-554.
- Barriuso E. (1985) Caractérisation des fractions organo-minérales et des constituants humiques d'un sol de pelouse subalpine. Thèse de Doctorat, Université de Nancy I, 240p.
- Barriuso E., Andreux F. et Portal J.M. (1990) Caractérisation par hydrolyse acide de l'azote des fractions organiques et organo-minérales d'un sol humifère. *Science du Sol*, 28, 223-236.
- Barriuso E., Portal J.M. et Andreux F. (1987) Cinétique et mécanisme de l'hydrolyse acide de la matière organique d'un sol humifère de montagne. *Can. J. Soil Sci.*, 67, 647-658.
- Beauchamp E.G., Reynolds W.D., Brasche-Villeneuve D. et Kirby K. (1986) Nitrogen mineralization kinetics with different soil pretreatments and cropping histories. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 50, 1478-1483.
- Bockman O.C., Kaarstad O., Lie O.H. et Richards I. (1990) Agriculture and Fertilizers. Division Agriculture, Norsk Hydro a.s., Oslo, Norvège, 258pp.
- Bonde T.A. et Lindberg T. (1988) Nitrogen mineralization kinetics in soil during long-term aerobic laboratory incubations: a case study. *J. Environ. Qual.*, 17, 147-153.

Bonde T.A. et Rosswall T. (1987) Seasonal variation of potentially mineralizable nitrogen in four cropping systems. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 51, 1508-1514.

Bottner P. (1985) Response of microbial biomass to alternate moist and dry conditions in a soil incubated with  $^{14}\text{C}$  and  $^{15}\text{N}$ -labelled plant material. *Soil Biol. Biochem.*, 17, 329-337.

Bradbury N.J., Whitmore A.P. et Jenkinson D.S. (1990) A model for calculating the nitrogen requirement of cereals. Proceedings of the 1th meeting of the European Society of Agronomy, Paris.

Bremner (1965) Organic nitrogen in soils. In Bartholomew W.V. et Clarck F.E. (Eds) *Soil nitrogen*. Agronomy, 10, 93-149. Am. Soc. of Agron., Inc, Madison, Wis.

Brookes P.C., Kragt J.F., Powlson D.S. et Jenkinson D.S. (1985) Chloroform fumigation and the release of soil nitrogen: The effects of fumigation time and temperature. *Soil Biol. Biochem.*, 17, 831-835.

Buchanan M. et King L.D. (1992) Seasonal fluctuations in soil microbial biomass carbon, phosphorus, and activity in no-till and reduced-chemical-input maize agroecosystems. *Biol. Fertil. Soils*, 13, 211-217.

Burns I.G. (1974) A model for predicting the redistribution of salts applied to fallow soils after excess rainfall or evaporation. *J. Soil Sci.*, 25, 165-178.

Cabrera M.L., Beare M.H. (1993) Alkaline persulfate oxidation for determining total nitrogen in microbial biomass extracts. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 57, 1007-1012.

Cadot L. (1993) Impact des facteurs pédoclimatiques sur la biodégradation de boues résiduaires de station dépuration dans deux sols. Modélisation et simulation. Thèse de Doctorat. Institut National Agronomique, 175p.

Campbell C.A., Lafond G.P., Leyshon A.J. et Janzen H.H. (1991) Effect of cropping practices on the initial potential rate of N mineralization in a thin black chernozem. *Can. J. Soil Sci.*, 71, 43-53.

Carski T.H. et Sparks, D.L. (1987) Differentiation of soil nitrogen fractions using a kinetic approach. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 51, 314-317.

Carter M.R. (1991) The influence of tillage on the proportion of organic carbon and nitrogen in the microbial biomass of medium-textured soils in a humid climate. *Biol. Fertil. Soils*, 11, 135-139.

Carter M.R. et McLeod J.A. (1987) Biological properties of some Prince Edward Island Soil: relationship between microbial biomass nitrogen and mineralizable nitrogen. *Can. J. Soil Sci.*, 67, 333-340.

Carter M.R. et Mele P.M. (1992) Changes in microbial biomass and structural stability at the surface of a duplex soil under direct drilling and stubble retention in North-Eastern Victoria. *Aust. J. Soil Res.*, 30, 493-503.

Chaussod R. (1994) Dynamique de l'azote minéral et de la biomasse microbienne dans 6 parcelles d'alluvions du Val de Saône. Rapport pour l'observatoire Agriculture et Environnement en Saône et Loire. Campagne 1993.

Chaussod R., Nicolardot B. et Catroux G. (1986 a) Mesure en routine de la biomasse microbienne des sols par la méthode de fumigation au chloroforme. *Science du sol*, 2, 201-211.

- Chaussod R., Nicolardot B., Catroux G. et Chretien J. (1986 b) Relations entre les caractéristiques physico-chimiques et microbiologiques de quelques sols cultivés. *Science du Sol*, 213-226.
- Cheng H.H. et Kurtz L.T. (1963) Chemical distribution of added nitrogen in soils. *Soil Sci. Soc. Proc.*, 312-316.
- Chichester F.W., Legg J.O. et Stanford G. (1975) Relative mineralization rates of indigenous and recently incorporated  $^{15}\text{N}$ -labeled nitrogen. *Soil Sci.*, 120, 455-460.
- Chu J.P.H et Knowles R. (1966) Mineralization and immobilization of nitrogen in bacterial cells and in certain soil organic fractions. *Soil Sci. Soc. Amer. Proc.*, 30, 210-213.
- Clark M.D. et Gilmour J.T., (1983) The effect of temperature in decomposition at optimum and saturated soil water content. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 47, 927-929.
- Clay D.E., Clapp C.E., Molina J.A.E. et Linden D.R. (1985a). Nitrogen-tillage-residue management. I. Simulating soil and plant behavior by the model NCSWAP. *Plant Soil*, 84, 67-77.
- Clay D.E., Molina J.A.E., Clapp C.E. et Linden D.R. (1985 b) Nitrogen-Tillage-Residue Management: II. Calibration of potential rate of nitrification by model simulation. *Sci. Soc. Am. J.*, 49, 322-325.
- Cole C.V., Williams J., Shaffer M. et Hanson J. (1987) Nutrient and organic matter dynamics as components of agricultural production systems models. In Follet R.F., Stewart J.W.B., Cole C.V. and Power J.F. (Eds) *Soil fertility and organic matter as critical components of production systems*, SSSA Special publication, 19, 147-166, Madison WI USA.
- Cornforth I.S. et Walmsley D. (1971) Methods of measuring available nutrients in West Indian Soils. 1. Nitrogen. *Plant Soil*, 35, 395-399.
- D'Elia C.F., Steudler P.A. et Corwin N. (1977) Determination of total nitrogen in aqueous samples using persulfate digestion. *Limnol. Oceanogr.*, 22, 760-764.
- Dalal R.C. et Mayer R.J. (1987) Long term trends in fertility of soils under continuous cultivation and cereal cropping in Southern Queensland. VII- Dynamics of nitrogen mineralization potentials and microbial biomass. *Aus. J. Soil Res.*, 25, 83-93.
- Decau J. (1968) Contribution à l'étude de l'influence des conditions de milieu sur la répartition de l'azote dans le sol. I.- Principales formes d'azote obtenues par hydrolyse. *Ann. Agron.*, 19, 653-683.
- Delphin J.E. (1986) Evaluation du pouvoir minéralisateur de sols agricoles en fonction de leurs caractéristiques physico-chimiques. *Agronomie*, 6, 453-458.
- Diaz-Ravina M., Acea M.J. et Carballas T. (1993). Seasonal fluctuations in microbial populations and available nutrients in forest soils. *Biol. Fertil. Soils*, 16, 204-210.
- Doran J.W. (1987) Microbial biomass and mineralizable nitrogen distributions in no tillage and plowed soils. *Biol. Fert. Soils*, 5, 68-75.
- Doran J.W. et Smith M.S. (1987) Organic matter management and utilization of soil and fertilizer nutrients. Dans Follet R.F., Stewart J.W.B., Cole C.V. and Power J.F. (Eds) *Soil fertility and organic matter as critical components of production systems*, SSSA Special publication, 19, 53-100, Madison WI, USA.
- Duchauffour Ph. (1988). *Abrégés de Pédologie*. Ed Masson, 224pp.

Duxbury J.M. et Tate R.L. (1981) The effect of soil depth and crop cover on enzymatic activities in Pahokee Muck. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 45, 322-328.

Egoumenides C., Risterucci A. et Melebou K.E. (1987) Appréciation de la fertilité azotée des sols tropicaux: étude des fractions organiques de l'azote. *Agronomie Tropicale*, 42, 85-93.

El Harris M.K., Cochran V.L., Elliott L.F. et Bezdicsek D.F. (1983) Effect of tillage, cropping and fertilizer management on soil nitrogen mineralization potential. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 47, 1157-1161.

Elliott E.T. et Coleman D.C. (1988) Let the soil work for us. In Eijsackers H. and Quipel A. (Eds), *Ecological implications of contemporary agriculture*. Proc. 4th European Ecology Symposium, Wageningen. *Ecol. Bull.*, 39, 23-32.

Feng K.E., Hua-Ting D. et Mengel K. (1990) Turnover of plant matter in soils as assessed by electro-ultrafiltration (EUF) and CaCl<sub>2</sub> extracts. *Agribiol. Res.*, 43, 337-347.

Foster N.W., Beauchamp E.G. et Corke C.T. (1980). Microbial activity in a *Pinus banksiana* Lam. forest floor amended with nitrogen and carbon. *Can. J. Soil Sci.*, 60, 199-209.

Fox R H et Piekelek W.P. (1978) A rapid method for estimating the nitrogen-supplying capability of a soil. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 42, 751-753.

Frissel M.J. et Van Veen J.A. (1978) Criticism of computer simulation modelling for nitrogen in irrigated croplands. Dans Nielsen D.R. and McDonald (Eds) *Nitrogen in the environment*, vol I, 145-162, Academic press, New York.

Gallardo A. et Shlesinger W.H. (1992) Carbon and nitrogen limitations of soil microbial biomass in desert ecosystems. *Biogeochem.*, 18, 1-17.

Gasser J.K.R. et Kalembasa S.J. (1976) Soil nitrogen. IX. The effect of leys and organic manures on the available-N in clay and sandy soils. *J. Soil. Sci.*, 27, 237-249.

Gianello C. et Bremner J.M. (1988) A rapid steam distillation method of assessing potentially available organic nitrogen in soil. *Soil Sci. Plant Anal.*, 19, 1551-1568.

Gilmour C.M. et Gilmour J.T. (1985) Assimilation of carbon by the soil biomass. *Plant Soil*, 86, 101-112.

Giroux M. et Sen Tran T. (1987) Comparaison de différentes méthodes d'analyse de l'azote du sol en relation avec sa disponibilité pour les plantes. *Can. J. Soil Sci.*, 67, 521-531.

Gonzalez-Pietro S.J. et Carballas T. (1991) Composition of organic N in temperate humid region soils (NW Spain). *Soil Biol. Biochem.*, 23, 887-895.

Grant R.F. (1991b) The distribution of water and nitrogen in the soil-crop system: a simulation study with validation from winter wheat field trial. *Fertilizer Research*, 27, 199-213.

Grant R.F., Juma N.G. et McGill W.B. (1993) Simulation of carbon and nitrogen transformations in soil: microbial biomass and metabolic products. *Soil Biol. Biochem.*, 25, 1331-1338.

Green W.H. et Ampt G.A. (1911). Studies on soil physics: I. Flow of air and water through soils. *J. Agr. Sci.*, 4, 1-4.

- Gregorich E.G., Wen G., Voroney R.P. et Kachanoski R.G. (1990) Calibration of a rapid direct chloroform extraction method for measuring soil microbial biomass C. *Soil Biol. Biochem.*, 22, 1009-1011.
- Hadas A., Feigenbaum S., Feigin A. et Portnoy R. (1986) Distribution of nitrogen forms and availability indices in profiles of differently managed soil types. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 50, 308-313.
- Hadas A., Molina J.A.E., Feigenbaum S. et Clapp C.E. (1987) Simulation of nitrogen-15 immobilization by the model NCSOIL. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 51, 102-106.
- Haggar J.P., Tanner E.V.J., Beer J.W. et Kass D.C.L. (1993) Nitrogen dynamics in Tropical agroforestry and annual cropping systems. *Soil Biol. Biochem.*, 25, 1363-1378.
- Harris R.F. (1981) Effect of water potential on microbial growth and activity. Dans: Parr JF, Gardner W.R. et Elliott L.F. (Eds) *Water Potential Relation in soil Microbiology*, 23-95. Soil Science Society of America, Madison.
- Hassink (1992) Effects of soil texture and structure on carbon and nitrogen mineralization in grassland soils. *Biol. Fertil. Soils*, 14, 126-134.
- Hassink J., Bouwman L.A., Zwart K.B., Bloem J. et Brussaard L. (1993) Relationships between soil texture, physical protection of organic matter, soil biota, and C and N mineralization in grasslands soils. *Geoderma*, 57, 105-128.
- Hen S.M., Hart P.B.S., Powlson D.S. et Jenkinson D.S. (1989) The nitrogen cycle in the Broadbalk wheat experiment: <sup>15</sup>N-labelled fertilizer residues in the soil and in the soil microbial biomass. *Soil Biol. and Biochem.*, 21, 529-533.
- Hénin S., Gras R. et Monnier G. (1970). *Le profil cultural*. Ed Masson, Paris, 332pp.
- Hong S.D., Fox R.H. et Piekielek W.P. (1990) Field evaluation of several chemical indexes of soil nitrogen availability. *Plant and soil*, 123, 83-88.
- Houot S. et Chaussod R. (1991) Rôle de la biomasse microbienne sur la minéralisation-réorganisation de l'azote dans les sols: incidence du statut organique des sols et des conditions pédoclimatiques. S.R.E.T.I.E./M.E.R.E./6197. Compte-rendu final de l'opération 237 01 86 40143. INRA.
- Houot S. et Chaussod R. (1994) Impact of agricultural practises on the size and activity of the microbial biomass in a long-term field experiment. *Biol. Fert. Soils*, sous presse.
- Houot S., Cadot L. et Molina J.A.E. (1994) Simulation of the nitrogen dynamics under crop amended with sewage sludge. Poster présenté au "8th Nitrogen workshop", GENT.
- Houot S., Molina J.A.E Chaussod R. et Clapp C.E. (1989) Simulation by NCSOIL of net mineralization in soils from the Deherain and 36 parcelles fields in Grignon. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 53, 451-455.
- Hunt H.W. (1977) A simulation model for decomposition in grasslands. *Ecology*, 58,469-484.
- Imbert C. (1992) Influence du retournement des prairies du Val de Saône sur les caractéristiques physico-chimiques et biologiques des sols: conséquences sur la minéralisation d'azote. DESS, Université de Lyon, 34 pp.
- Jacquin F. (1960) Evolution des acides aminés lors de la décomposition de la matière organique du sol. *C.R. Acad. Sci. Paris*, 251, 1810-1811.

Janel P. (1978) Etude saisonnière des formes de l'azote organique des 3 types d'humus sous hêtraie: mode, mull acide, mull calcaire. Thèse de Doctorat, Université de Nancy, 63 pp.

Jansson S.L. (1958) Tracer studies on nitrogen transformations in soils with special attention to mineralization-immobilization relationships. *Kungl. Lantbr. Ann.*, 24, 101-151.

Jansson S.L. et Persson J. (1982) Mineralization and immobilization of soil nitrogen. Dans Stevenson F.J. (Eds) *Nitrogen in agricultural soils*. *Agronomy*, 22, 229-252.

Jemison J.M. et Fox R.H. (1994). Nitrate leaching from nitrogen-fertilized and manured corn measured with zero-tension pan lysimeters. *J. Environ. Qual.*, 23, 337-343.

Jenkinson D.S. (1968) Chemical tests for potentially available nitrogen in soil. *J. Sci. Fd Agric.*, 19, 160-168.

Jenkinson D.S. (1977) Studies on the decomposition of plant material in soil. V. The effects of plant cover and soil type on the loss of carbon from <sup>14</sup>C labelled raygrass decomposing under field conditions. *J. of Soil Sci.*, 28, 424-434.

Jenkinson D.S. (1990) An introduction to the nitrogen cycle. *Soil use and management*, 6, 56-61.

Jenkinson D.S. et Ladd J.N. (1981) Microbial biomass in soils: measurement and turnover. Dans Paul E. A. and Ladd J. N (Eds) *Soil Biochemistry*, 5, 415-471. Marcel Dekker, New York.

Jenkinson D.S. et Parry L.C. (1989) The nitrogen cycle in the Broadbalk wheat experiment: A model for the turnover of nitrogen through the soil microbial biomass. *Soil Biol. Biochem.*, 21, 535-541.

Jenkinson D.S. et Powlson D.S. (1976) The effects of biocidal treatments on metabolism in soil-V. A method for measuring soil biomass. *Soil Biol. Biochem.*, 8, 209-213.

Jenkinson D.S. et Rayner J.H. (1977) The turnover of soil organic matter in some of the Rothamsted classical experiments. *Soil Sci.*, 5, 298-305.

Jenkinson D.S., Hart P.B.S., Rayner J.H. et Parry L.C. (1987) Modelling the turnover of organic matter in long-term experiment at Rothamsted. *Intercol. Bull.*, 15, 1-8.

Jocteur Monrozier L. et Andreux F. (1981) L'azote organique des sols. Exemples de quantification des formes protéiques et des combinaisons complexes. *Science du Sol*, 3, 219-242.

Johansson H., Bergström L. et Jansson P.E. (1987) Simulated nitrogen dynamics and losses in a layered agricultural soil. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 18, 333-356.

Jones C.A. et Kiniry J.R. (1986) CERES-Maize. A Simulation Model of Maize Growth and Development. Texas A & M University Press.

Juma N.G. et McGill W.B. (1986). Decomposition and nutrient cycling in agro-ecosystem. Dans M.J. Mitchell et J.P. Nakas (Eds.) *Microfloral and Faunal interactions in natural and agro-ecosystems*, 74-136. Martinus N/Dr W.Junk publishers.

Juma N.G. et Paul E.A. (1981) Use of tracers and computer simulation techniques to assess mineralization and immobilization of soil nitrogen. dans Frissel M.J. et Van Veen J.A. (Eds.) *Simulation of nitrogen behaviour of Soil-Plant systems*, 145-154. Wageningen: Pudoc.

Juma N.G. et Paul E.A. (1984) Mineralizable soil nitrogen: Amount and extractibility ratios. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 48, 76-81.

- Kassim G., Stott D.E., Martin J.P. et Haider K. (1982) Stabilization and incorporation into biomass of phenolic and benzenoid carbons during biodegradation in soil. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 46, 305-309.
- Keeney D.R. (1982) Nitrogen-availability indices. Dans Page A.L., Miller R.H. et Keeney D.R. (Eds). *Methods of soil analysis, Part 2, 2nd edn. Agronomy 9, Am. Soc. Agron., Madison, Wis*, pp 711-730.
- Keeney D.R. et Bremner J.M. (1966) Comparison and evaluation of laboratory methods of obtaining an index of soil nitrogen availability. *Agron. J.*, 58, 498-503.
- Keeney D.R. et Nelson D.W. (1982) Nitrogen-inorganic forms. In Page A.L., Miller R.H. et Keeney D.R. (Eds). *Methods of soil analysis, Part 2, 2nd edn. Agronomy 9, Am. Soc. Agron., Madison, Wis*, pp 643-693.
- Knapp E.B., Elliott L.F. et Campbell G.S. (1983) Carbon, nitrogen and microbial biomass interrelationships during the decomposition of wheat straw: a mechanistic simulation model. *Soil Biol. Biochem.*, 25, 455-461.
- Koroleff F. (1983) Determination of nutrients. Dans Grasshoff et al. (Eds) *Methods of seawater analysis*, 168-169. Verlag Chemie, Weinheim, Germany.
- Kristensen S.P., Mathiasen J., Lassen J., Madsen H.B. et Reenberg A. (1994) A comparison of the leachable inorganic nitrogen content in organic and conventional farming systems. *Acta Agric. Scand. Sect. B, Soil and Plant Sci.*, 44, 19-27.
- Krom D.K. (1980) Spectrophotometric determination of ammonia: a study of a modified Berthelot reaction using salicylate and dichloroisocyanurate. *The analyst*, 105, 305-316.
- Ladd J.N. et Paul E.A. (1973) Changes in enzymic activity and distribution of acid-soluble, amino acid-nitrogen in soil during nitrogen immobilization and mineralization. *Soil Biol. Biochem.*, 5, 825-840.
- Ladd J.N., Oades J.M. et Amato M. (1981) Microbial biomass formed from <sup>14</sup>C, <sup>15</sup>N-labelled plant material decomposing in soils in the field. *Soil Biol. Biochem.*, 13, 119-126.
- Lalisse G. et Bottner P. (1981) Stabilité des composés aminés (marqués au <sup>14</sup>C et <sup>15</sup>N) d'origine microbienne dans les sols. *Bulletin de l'association Française pour l'Etude des sols*, 1, 21-30.
- Lathwell D.J., Dubey H.D. et Fox R.H. (1972) Nitrogen supplying power of some tropical soils of Puerto Rico and methods for its evaluation. *Agron. J.*, 64, 763-766.
- Laudelout H., Lambert R. et Pham M.L. (1978). Variation saisonnière de la population microbienne du sol. *Rev. Ecol. Biol. Sol*, 15, 147-158.
- Legg J.O., Chichester F.W., Stanford G. et DeMar (1971) Incorporation of <sup>15</sup>N-tagged mineral nitrogen into stable forms of organic nitrogen. *Soil Sci. Soc. Amer. Proc.*, 35, 273-276.
- Lemaître A. (1992) Rôle de la biomasse microbienne et des métabolites rhizosphériques dans l'humification en milieu calcique drainant. Thèse de Doctorat, U.F.R. des Sciences et techniques de l'Université de Franche-Comté, 277pp.
- Lengnick L.L. et Fox R.H. (1994a) Simulation by NCSWAP of seasonal nitrogen dynamics in Corn: I. Soil nitrate. *Agron. J.*, 86, 167-175.

- Lengnick L.L. et Fox R.H. (1994b) Simulation by NCSWAP of seasonal nitrogen dynamics in Corn: II. Corn growth and yield. *Agron. J.*, 86, 176-182.
- Lesire C., Devignes P. et Viaux P. (1981) Essai d'appréciation de l'azote minéralisable du sol par un test chimique de laboratoire. Dans "Humus-Azote", Colloque à Reims, 213-220.
- Lindeman Y. (1988) Contribution à l'étude statistique des répartitions et à la modélisation de la dynamique de l'azote nitrique dans le sol. Thèse de Doctorat. Institut National Agronomique, 290 p.
- Linden D.R. (1979) A model to predict soil water storage as affected by tillage practises. PhD diss. Univ. of Minnesota, St Paul. (Diss. Abstr. 80-11844).
- Lindén B., Lyngstad I., Sippola J., Soegaard K. et Kjellerup V. (1992) Nitrogen mineralization during the growing season. 1. Contribution to the nitrogen supply of spring barley. *Swedish J. agric. Res.*, 22, 3-12.
- Livens J. (1959) Contribution à l'étude de l'azote minéralisable du sol. *Agr. Louvain*, 7, 27-44.
- Loague K. et Green R.E. (1991) Statistical and graphical methods for evaluating solute transport models: overview and application. *J. Contam. Hydrol.*, 7, 51-73.
- Lubet E. et Juste C. (1985) Cinétique de la production de matière sèche et de prélèvement d'éléments nutritifs par une culture irriguée de maïs à haute potentialité de rendement. *Agromais*, 5, 239-250.
- Lynch J.M. et Panting L.M. (1980) Cultivation and the soil biomass. *Soil. Biol. Biochem.*, 12, 229-233.
- Malhi S.S., Nyborg M. et Heaney D.J. (1992) Potential for nitrogen mineralization in central Alberta soils. *Fertilizer Research*, 33, 321-325.
- Martikainen P.J. et Palojarvi A. (1990) Evaluation of the fumigation-extraction method for the determination of microbial C and N in a range of forest soils. *Soil Biol. Biochem.*, 22, 797-802.
- Martin J.P., Zunino H., Peirano P., Caiozzi M. et Haider K. (1982) Decomposition of <sup>14</sup>C-labelled lignins, model humic acid polymers, and fungal melanins in allophanic soils. *Soil Biol. Biochem.*, 14, 289-293.
- Marumoto T., Anderson J.P.E. et Domsch K.H. (1982) Mineralization of nutrients from soil microbial biomass. *Soil Biol. Biochem.*, 14, 469-475.
- Mazzarino M.J., Szott L. et Jimenez M. (1993) Dynamics of soil total C and N, microbial biomass, and water-soluble C in tropical agroecosystems. *Soil Biol. Biochem.*, 25, 205-214.
- McGill W.B., Cannon K.R., Robertson J.A. et Cook F.D. (1986) Dynamics of soil microbial biomass and water-soluble organic C in Breton L after 50 years of cropping to two rotations. *Can. J. Soil Sci.*, 66, 1-19.
- McGill W.B., Hunt H.W., Woodmansee R.G. et Reuss J.O. (1981) A model of the dynamics of carbon and nitrogen in grassland soils. In Clark F.E. and Rosswal T. (Eds.) *Terrestrial Nitrogen Cycles*. Stockholm: Ecol. Bull., pp. 49-117.
- McKenney D.J., Wang S.W., Drury C.F. et Findlay W.I. (1993) Denitrification and mineralization in soil amended with legume, grass, and corn residues. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 57, 1013-1020.

- McLean A.A. (1964) Measurement of nitrogen supplying-power of soils by extraction with sodium bicarbonate. *Nature*, 19, 1307-1308.
- McTaggart I.P. et Smith K.A. (1993) Estimation of potentially mineralizable nitrogen in soil KCl extraction. II. Comparison with soil N uptake in the field. *Plant and Soil*, 157, 175-184.
- Menasseri S., Houot S. et Chaussod R. (1994a). Field test of biological and chemical methods for estimating soil nitrogen supply in a temperate climate. *Eur. J. Agron.*, 3, sous presse.
- Menasseri S., Houot S. et Molina J.A.E. (1994b) Field calibration of the decomposition rate of organic pools in the NCSWAP model. Communication présentée au workshop "Modeling the fate of agrochemicals and fertilizers in the environment", VENISE.
- Mériaux S. (1979). Le sol et l'eau. Dans Duchaufour Ph et Souchier B. (Eds). *Pédologie*. 2. Constituants et propriétés du sol, 266-310.
- Michrina B.P., Fox R.H. et Piekelek W.P. (1982) Chemical characterization of two extracts used in the determination of available soil nitrogen. *Plant and Soil*, 64, 331-341.
- Molina J.A.E. et Richards K. (1984) Simulation model of the nitrogen and carbon cycle in the soil-water-plant system, NCSWAP; guide for the preparation of the input data files and execution of NCSWAP. *Soil Ser.* 116. Dep. of Soil Sci., Univ. of Minnesota, St Paul.
- Molina J.A.E., Clapp C.E., Shaffer M.J., Chichester F.W et Larson W.E. (1983). NCSOIL, a model of nitrogen and carbon transformation in soil: description, calibration and behavior. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 47, 85-91.
- Molina J.A.E., Hadas A. et Clapp C.E. (1990) Computer simulation of nitrogen turnover in soil and priming effect. *Soil Biol. Biochem.*, 22, 349-353.
- Moore A.W. et Russel J.S. (1970) Changes in chemical fractions of nitrogen during incubation of soils with histories of large organic matter under pasture. *Aust. J. Soil. Res.*, 8, 21-30.
- Moore S. et Stein W.H. (1954) A modified ninhydrin reagent for the photometric determination of amino-acids and related compounds. *J. Biol. Chem.*, 211, 907-913.
- Myrold D.D. (1987) Relationship between microbial biomass nitrogen and a nitrogen availability index. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 51, 1047-1049.
- Nelson D.W., Martin J.P. et Ervin J.O. (1979) Decomposition of microbial cells and components in soil and their stabilization through complexing with model humic acid-type phenolic polymers. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 43, 84-88.
- Németh K., Bartels H., Vogel M. et Mengel K. (1988) Organic nitrogen compounds extracted from arable and forest soils by electro-ultrafiltration and recovery rates of amino acids. *Biol. Fertil. Soils*, 5, 271-275.
- Nicolardot B. (1988) Evolution du niveau de biomasse microbienne du sol au cours d'une incubation de longue durée: relations avec la minéralisation du carbone et de l'azote organique.
- Nicolardot B. et Molina J.A.E. (1994). C and N fluxes between pools of soil organic matter: model calibration with long-term field experimental data. *Soil Biol. Biochem.*, 26, 245-251.
- Nicolardot B., Molina et Allard M.R. (1994) C and N fluxes between pools of soil organic matter: model calibration with long-term incubation data. *Soil Biol. Biochem.*, 26, 235-243.

- Nira R. et Nishimune A. (1993) Studies on nitrogen mineralization properties of Tokachi soils by kinetics analysis. *Soil Sci. Plant Nutr.*, 39, 321-329.
- Oades J.M. (1989) An introduction to organic matter in mineral soils. *Minerals in Soil Environments*, 89-189, Soil Science Society of America.
- Ocio J.A. et Brookes P.C. (1990) An evaluation of methods for measuring the microbial biomass in soils following recent additions of wheat straw and the characterization of the biomass that develops. *Soil Biol. Biochem.*, 22, 685-694.
- Palm C.A. et Sanchez P.A. (1991) Nitrogen release from tropical legumes as affected by lignin and polyphenol contents. *Soil Biol. Biochem.*, 23, 83-88.
- Pansu M. (1989) Cinétique chimique et modèles compartimentaux: application à l'étude de l'évolution du stock organique des sols. SEMINFOR 2. La modélisation Aspects Pratiques et Méthodologie, 2<sup>o</sup> Séminaire informatique ORSTOM, Paris.
- Parkin T.B. (1993). Spatial variability of microbial processes in soil- A review. *J. Environ. Qual.*, 22, 409-417.
- Parsons J.W. et Tinsley J. (1975) Nitrogenous compounds. Dans Gieseking J.E. (Ed) *Soil components*, vol 1, Organic component, 263-304.
- Parton W.J., Schimel D.S., Cole C.V. et Ojima D.S. (1987). Analysis of factors controlling soil organic matter levels in great plains grasslands. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 51, 1173-1177.
- Paul E. A. et Juma N. G. (1981) Mineralization and immobilization of soil nitrogen by microorganisms. Dans F.E. Clark and T. Rosswall (Eds.) *Terrestrial Nitrogen Cycles. Processes, Ecosystem Strategies and Management Impacts. Ecological Bulletins*, Stockholm , 33, pp. 179-194.
- Paul E.A. et Voroney, R.P. (1980) Nutrient and energy flows through soil microbial biomass. Dans R.C. Ellwood et al (Eds.) *Contemporary microbial ecology*. Academic Press, Inc, New York, pp. 215-237.
- Paul E.A. et Clark F.E. (1989) *Soil microbiology and Biochemistry*. Ed Academic press Inc., 273pp.
- Pont V. (1992) Matière organique du sol extractible à l'eau bouillante. Analyses et réactivité de deux extraits. *Revue suisse Agric.*, 4, 256-260.
- Pont V. et Neyroud J.A. (1989) Azote du sol extractible à l'eau bouillante et fertilité. *Revue Suisse Agric.*, 21, 13-17.
- Powlson D.S. (1993) Understanding the soil nitrogen cycle. *Soil Use and Management*, 9, 86-94.
- Powlson D.S. et Brookes P.C. (1987) Measurement of soil microbial biomass provides an early indication of changes in total soil organic matter due to straw incorporation. *Soil Biol. Biochem.*, 19, 159-164.
- Rasmussen P.E. et Parton W.J. (1994) Long-term effects of residue management in wheat-fallow: I. Inputs, Yield, and soil organic matter. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 58, 523-530.
- Redl G., Hübner C. et Wurst F. (1990) Changes in hot water soil extracts brought about nitrogen immobilization and mineralization processes during incubation of amended soils. *Biol. Fertil. Soils*, 10, 45-49.

- Remy J.C. et Hebert J. (1977) Le devenir des engrais azotés dans le sol. C.R. Acad. Agric. Fr., 63, 700-714.
- Ritter W.F., Scarborough R.W. et Chirnside A.E.M. (1992) Nitrate leaching under irrigated corn. J. of irrigation and drainage Engineering, 119, 544-553.
- Robertson K., Schnürer J., Clarholm M., Bonde T.A. et Rosswall T. (1988) Microbial biomass in relation to C and N mineralization during laboratory incubations. Soil Biol. Biochem., 20, 281-286.
- Robin D. (1994). Effet de la disponibilité de l'azote sur les flux bruts de carbone et de l'azote au cours de la décomposition des résidus végétaux dans les sols. Thèse de Doctorat. Institut National Agronomique, 201 p.
- Rolston D.E., Sharpley A.N., Toy D.W. et Broadbent F.E. (1982) Field measurement of denitrification: III. Rates during irrigation cycles. Soil Sci. Soc. Am. J., 46, 289-296.
- Sallih Z. et Pansu M. (1993) Modelling of soil carbon forms after organic amendment under controlled conditions. Soil Biol. Biochem., 25, 1755-1762.
- Saratchandra S.U., Perott K.W., Boase M.R. et Waller J.E. (1988) Seasonal changes and the effects of fertiliser on some chemical, biochemical and microbiological characteristics of high-producing pastoral soil. Biol Fertil. Soils, 6, 328-335.
- Schnürer J., Clarholm M. et Rosswall T. (1985) Microbial biomass and activity in an agricultural soil with different organic matter contents. Soil Biol. Biochem., 17, 611-618.
- Seligman N.G. and van Keulen H. (1981) Papran: a simulation model of annual pasture production limited by rainfall and nitrogen. In Frissel M.J. and Van Veen J.A. (Eds) Simulation of nitrogen behaviour of soil-plant systems, Pudoc, Wageningen, 192-221.
- Seligman N.G., Van Keulen H. et Goudriaan J. (1975) An elementary model of nitrogen uptake and redistribution by annual species. Oecologia (Berlin), 21, 243-261.
- Serna M.D. et Pomares F. (1992) Evaluation of chemical indices of soil organic nitrogen availability in calcareous soils. Soil Sci. Am. J., 56, 1486-1491.
- Simard R.R. et N'dayegamiye A. (1993) Nitrogen-mineralization potential of meadow soils. Can. J. Soil Sci., 73, 27-38.
- Sims J.L., Wells J.P. et Tackett D.L. (1967) Predicting nitrogen availability to rice: I. Comparison of methods for determining available nitrogen to rice from field and reservoir soils. Soil Sci. Soc. Am. Proc., 31, 672-675.
- Sinclair T.R. et Amir J. (1992) A model to assess nitrogen limitations on the growth and yield of spring wheat. Field Crops Research, 30, 63-78.
- Smith J.A. (1965) An evaluation of nitrogen soil tests methods for Ontario soils. Can. J. Soil Sci., 46, 185-194.
- Sorensen L.H. (1967) Duration of amino-acid metabolites formed in soils during decomposition of carbohydrates. Soil Sci., 104, 234-241.
- Sorensen L.H. (1972) Role of amino acid metabolites in the formation of soil organic matter. Soil Biol. Biochem., 4, 245-255.
- Soudi B., Sbai A. et Chiang C.N. (1990). Nitrogen mineralization in semiarid soils of Morocco: rate constant variation with depth. Soil Sci. Soc. Am. J., 54, 756-761.

Sowden F.J. (1959) Investigations on the amounts of hexosamines found in various soils and methods for their determination. *Soil Science*, 88, 138-143.

Sowden F.J. (1969) Effect of hydrolysis time and iron and aluminium removal on the determination of amino compounds in soil. *Soil Science*, 107, 364-371.

Sowden F.J. (1977) Distribution of nitrogen in representative canadian soils. *Can. J. Soil Sci.*, 57, 445-456.

Sparling G.P. et West A.W. (1988) Modifications to the fumigation-extraction technique to permit simultaneous extraction and estimation of soil microbial biomass C and N. *Comm. in Soil Sci. Plant Anal.*, 19, 327-344.

Srivastava O.P. (1975) Available nitrogen in relation to forms of soil nitrogen. *J. Indian Soc. Soil. Sci.*, 33, 349-352.

Stanford G. (1968) Extractable organic nitrogen and nitrogen mineralization in soils. *Soil Sci.*, 106, 345-351.

Stanford G. (1982) Assessment of soil nitrogen availability. Dans F. J. Stevenson (Ed.) *Nitrogen in Agricultural Soils.*, Agronomy, Madison, Wis., 22, pp. 651-688.

Stanford G. et DeMar W.H. (1969) Extraction of soil organic nitrogen by autoclaving in water: I. The NaOH-distillable fraction as an index of nitrogen availability in soils. *Soil Sci.*, 107, 203-205.

Stanford G. et DeMar W.H. (1970) Extraction of soil organic nitrogen by autoclaving in water: 3. Diffusible ammonia, an index of soil nitrogen availability. *Soil Sci.* 109, 190-196.

Stanford G. et Epstein E. (1974) Nitrogen mineralization-water relations in soils. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.*, 38, 103-107.

Stanford G. et Smith S.J. (1972) Nitrogen mineralization potentials of soils. *Soil Sci. Am. Proc.*, 36, 465-472.

Stanford G. et Smith S.J. (1976) Estimating potentially mineralizable soil nitrogen from a chemical index of soil nitrogen availability. *Soil Sci.*, 122, 71-76.

Stanford G., Carter J.N., Westerman D.T. et Meisinger J.J. (1977) Residual nitrate and mineralizable soil nitrogen in relation to nitrogen uptake by irrigated sugar beets. *Agron. J.*, 69, 303-308.

Stevenson F.J. (1982) Nitrogen - Organic forms. *Methods of soil analysis, Agronomy, Part 2*, Page A L, Miller R.H. et Keeney D R (Eds), Madison, Wisconsin USA. 625-641.

Stewart B.A., Porter L.K. et Johnson D.D. (1963) Immobilization and Mineralization of nitrogen in several organic fractions of soil. *Soil Sci. Soc. Am. Proc.* 302-304.

Stewart J.W.B., Follett R.F. et Cole (1987) Integration of organic matter and soil fertility concepts into management decisions. Dans Follet R.F., Stewart J.W.B., Cole C.V. and Power J.F. (Eds) *Soil fertility and organic matter as critical components of production systems*, SSSA Special publication, SSSA Special publication, 19, 1-9. Madison WI USA.

Stroo H.F., Bristow L.F., Elliott L.F., Papendick R.I. et Campbell G.S. (1989) Predicting rates of wheat residue decomposition. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 53, 91-99.

- Tabatai M.A. et Al-Khafaji (1980) Comparison of nitrogen and sulfur mineralization in soils. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 44, 1000-1006.
- Tardieu F. et Manichon H. (1987). Etat structural, enracinement et alimentation hydrique du maïs. 2. Croissance et disposition spatiale du système racinaire. *Agronomie*, 7, 201-211.
- Thomas G.W. et Phillips R.E. (1979) Consequences of water movement in macropores. *J. Environ. Qual.*, 8, 149-152.
- Tisdall J.M. et Oades J.M. (1982) Organic matter and water-stable aggregates in soils. *J. Soil. Sci.*, 33, 141-163.
- Van der Linden A.M.A., Van Veen J.A. et Frissel M.J. (1987) Modelling soil organic matter levels after long-term applications of crop residues and farmyard and green manures. *Plant and Soil*, 101, 21-28.
- Van Gestel M.V., Merckx R. et Vlassak K. (1993) Soil drying and rewetting and the turnover of <sup>14</sup>C-labelled plant residues: first order decay rates of biomass and non-biomass <sup>14</sup>C. *Soil Biol. Biochem.*, 25, 125-134.
- Van Veen J.A. et Frissel M.J. (1981) Simulation model of the behaviour of N in soil. In Frissel M.J. and Van Veen J.A. (Eds) *Simulation of nitrogen behaviour of soil-plant systems*, 126-144.
- Van Veen J.A. et Kuikman P.J. (1990) Soil structural aspects of decomposition of organic matter by microorganisms. *Biogeochemistry*, 11, 213-233.
- Van Veen J.A. et Paul E.A. (1981) Organic carbon dynamics in grassland soils. 1. Background information and computer simulation. *Can. J. Soil Sci.*, 61, 185-201.
- Van Veen J.A., Ladd J.N. et Frissel M.J. (1984) Modelling C and N turnover through the microbial biomass in soil. *Plant and Soil*, 76, 257-274.
- Vance E.D., Brookes P.C. et Jenkinson (1987) An extraction method for measuring microbial biomass C. *Soil Biol. Biochem.*, 19, 703-707.
- Vigil M.F. et Kissel D.E. (1991) Equations for estimating the amount of nitrogen mineralized from crop residues. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 55, 757-761.
- Vong P.C., Kabibou I., Jacquin F. (1990) Etudes des corrélations entre biomasse microbienne et différentes fractions d'azote organique présentes dans deux sols lorrains. *Soil. Biol. Biochem.*, 22, 385-392.
- Voroney R.P., Paul E.A. et Anderson D.W. (1989) Decomposition of wheat straw and stabilization of microbial products. *Can. J. Soil Sci.*, 69, 63-77.
- Wardle D.A. (1992) A comparative assessment of factors which influence microbial biomass carbon and nitrogen levels in soil. *Biol. Rev.*, 67, 321-358.
- Wardle D.A. et Parkinson D. (1990) Interactions between microclimatic variables and the soil microbial biomass. *Biol Fert. Soils*, 9, 273-280.
- White C.S., Gosz J.R., Horner J.D. et Moore D.I. (1988). Seasonal, annual, and treatment-induced variation in available nitrogen pools and nitrogen-cycling processes in soils of two Douglas-fir stands. *Biol. Fert. Soils*, 6, 93-99.
- Williams J.R., Jones C.A. et Dyke P.T. (1984) A modeling approach to determining the relationship between Erosion and Soil Productivity. *Transactions of the ASAE*, 27, 129-144.

Witter E., Martensson A.M. et Garcia F.V. (1993) Size of the soil microbial biomass in a long-term field experiment as affected by different N-fertilizers and organic manures. *Soil Biol. Biochem.*, 25, 659-669.

Wolf J., DeWit C.T. et Van Keulen H. (1989) Modeling long-term crop response to fertilizer and soil nitrogen. Model description and application. *Plant and Soil*, 120, 11-22.

Wolters V. (1991) Biological processes in two beech forest soils treated with simulated acid rain. A laboratory experiment with *Isotoma Tigrina* (Insecta, Collembola). *Soil Biol. Biochem.*, 23, 381-390.

Wu J., Joergensen R.G., Pommerening B., Chaussod R. et Brookes P.C. (1990) Measurement of soil microbial biomass C by fumigation-extraction, an automated procedure. *Soil Biol. Biochem.*, 22, 1167-1169.

Zagal E. (1993) Measurements of microbial biomass in rewetted air-dried soil by fumigation-incubation and fumigation-extraction techniques. *Soil Biol. Biochem.*, 25, 553-559.

## **Annexes**

## Annexe 1

Caractéristiques analytiques des sols de Grignon et d'Alsace étudiés au cours de la saison culturale 1993 (analyses réalisées au laboratoire des sols d'ARRAS).

	GRIGNON		ALSACE					
	0-30	30-60	121	187	192	277	412	412b
Argile (mg.kg <sup>-1</sup> )	223	249	440	190*	247	374	300	426
Limon F (mg.kg <sup>-1</sup> )	220	215	172	146*	169	220	219	240
Limon G (mg.kg <sup>-1</sup> )	483	472	104	120*	148	123	157	99
Sable F (mg.kg <sup>-1</sup> )	61	54	199	226*	283	189	259	135
Sable G (mg.kg <sup>-1</sup> )	13	10	85	56*	153	94	65	100
C (Anne) (%)	1.13	0.6	4.88	1.7	1.55	1.37	1.37	4.05
N tot (%)	0.128	0.078	0.626	0.207	0.184	0.165	0.162	0.45
C/N	8.83	7.69	7.80	8.21	8.42	8.30	8.46	9.00
pH (eau)	7.7	8.1	7.6	8.1	7.8	8.1	8.1	8.3
pH (KCl)	7.6	8.0	7.1	7.5	7.3	7.3	7.4	5.7
CaCO <sub>3</sub> tot (g.kg <sup>-1</sup> )	5	6	9	262	47	44	138	0
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (g.kg <sup>-1</sup> )	0.30	0.07	0.13	0.14	0.40	0.17	0.21	0.20
CEC (cmol+.kg <sup>-1</sup> )	13.2	12.3	39.1	12.8	13.9	18.3	15.3	34.0
Ca (cmol+.kg <sup>-1</sup> )	16.9	19.8	46.9	43.1	37.1	40.3	42.6	33.9
Na (cmol+.kg <sup>-1</sup> )	0.050	0.077	0.267	0.053	0.193	0.094	0.059	0.105
Mg (cmol+.kg <sup>-1</sup> )	1.25	1.32	2.02	1.05	1.07	1.42	1.22	2.82
K (cmol+.kg <sup>-1</sup> )	0.501	0.306	0.276	0.537	0.917	0.913	0.873	0.231
Al (Ta) (cmol+.kg <sup>-1</sup> )	0.113	0.103	0.370	0.033	0.118	0.132	0.116	0.278
Al (MJ)(cmol+.kg <sup>-1</sup> )	0.109	0.129	0.206	0.074	0.081	0.108	0.086	0.173
Fe (Ta) (cmol+.kg <sup>-1</sup> )	0.177	0.191	0.416	0.088	0.107	0.107	0.103	0.234
Fe (MJ) (cmol+.kg <sup>-1</sup> )	0.864	1.007	1.645	0.356	0.520	0.658	0.490	0.919

Ta: méthode Tamm en obscurité, MJ: méthode Mehra-Jackson

\* après décarbonatation

**Annexe 2:**

Revue bibliographique des méthodes utilisées pour le dosage de l'azote en milieu liquide.

# 1- Méthode Kjeldhal:

Références	MINERALISATION										Distillation avec NaOH (ml)	Titration pH
	Extrait		H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> V (ml)	Catalyseur		Prédigestion		Digestion		T <sup>°</sup> C		
	Nature	V (ml)		Nature	Q (g)	T <sup>°</sup> C	t (h)	T <sup>°</sup> C	t (h)			
Martikainen P.M et Palojarvi A., 90	Biomasse	10	6	K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> + CuSO <sub>4</sub>	3,5 0,4	200	0,5	390	3			
Brookes P.C. et al, 1985 (1)	Biomasse	30	10	CuSO <sub>4</sub>	0,6ml	?	?		3	25 (+25)	4,7	
Zagal E., 1993	Biomasse	140	20	FeSO <sub>4</sub>	3	?	0,5					
Saratchandra S.U. et al, 88	Biomasse	30	2,5	Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> / Se Ajax	Tablet	?	?	360	1			
Badalucco L. et al, 1992	Biomasse	8	2	K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> 100 CuSO <sub>4</sub> 10 Se 1	1,1	110	1,10	375	3,5			
MacLean A.A., 1964	NaHCO <sub>3</sub>	10	0,5	K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0,33	-	-	?	1	nessler		
Keeney D.R. and Bremner	Eau	20	2	K <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> 10 Se 0,1		?	?	?	1	10		
Fox R.H. and Piekelek W.P., 0,01M CaCl <sub>2</sub>		20	2	-		?	?	?	1	10	4,5	
Lathwell D.J. et al, 1972	1N KCl	20	2	-		?	?	?	1	MgO (2)		
Sparling G.P. and West	Biomasse	15	3(6)	Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	1 g	?	?	?	2,5	Colorimétrie (5)		
D'Elia C. et al., 1977	Eaux	25	1	CuSO <sub>4</sub>						neutralisation pH à 5,		
Cabrera M.L. and Beare M.H., Biomasse		15	3 (6)	Na <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	1 g			340	3	Salicycate		
Laboratoire d'Arras		50	10	Se	2,5			360	3	Colorimétrie (3)		

(1) Après digestion puis refroidissement, 20 ml d'eau sont ajoutés puis 25 ml de NaOH (10M) très doucement, puis le matras est branché sur l'appareil à distillation. 25 ml de soude sont à nouveau ajoutés. Le distillat est récupéré dans un bécher contenant de l'acide borique (5 ml, 2%). La distillation a lieu jusqu'à atteindre un volume de 40 ml. La titration se fait jusqu'à un pH=4.7 avec de l'acide sulfurique 50 mM.

(2) Distillation pendant 30 à 40 mn.

(3) Le volume d'extrait minéralisé dépend de la concentration en azote de cet extrait: 50 ml pour une concentration de 2 mg/l (évaporation de l'eau avant ajout de l'acide sulfurique nécessaire), 25 ml pour une concentration de 5 mg/l et 10 ml pour une concentration de 10 mg/l.

Le protocole adopté par le laboratoire d'Arras est normalisé pour des échantillons d'eau (Afnor, recueil de normes françaises). Le seuil de détection est de 2 mg/l, en raison du bruit de fond existant dans l'acide sulfurique même. Pour le dosage colorimétrique, c'est la méthode de Berthelot qui est utilisée. Le principe est le suivant:  $\text{NH}_4^+$  + hypochlorite  $\rightarrow$  monochloramine, monochloramine + salicylate  $\rightarrow$  5-aminosalicylate. Après oxydation, un complexe de couleur verte se forme. La réaction est catalysée par le nitroprusside.

En ce qui concerne le dosage colorimétrique de l'azote après une minéralisation Kjeldhal, plus de détails sont donnés dans: Canada Soil Survey, 1978. **Manual on soil sampling and methods of analysis**. J. A. McKeague, ed. 2nd ed. Can. Soc. Soil Sci., Ottawa, Ont.

(4) Les extraits (15 ml) sont acidifiés avec 0,25 ml d'acide sulfurique et chauffés dans un bain marie pendant 1 à 2 heures jusqu'à ce que le volume soit réduit à 1 ou 2 ml. Ce n'est qu'ensuite que 3 ml d'acide sulfurique sont ajoutés à l'échantillon pour la minéralisation. Pour le dosage colorimétrique, le volume est ajusté à 50 ml.

(5) Blakemore, L.C., Searle, P.L. and Daly B.K. (1987) **Methods for chemical analysis of soils**. NZ Soil bureau Scientific Report 80.

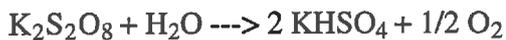
(6) Les 15 ml sont d'abord acidifiés en présence de 0.25 ml d'acide sulfurique pur et chauffés à 110-120°C jusqu'à réduction du volume à 2 ml.

(7) Les réactifs utilisés sont ceux utilisés au skalar pour le dosage de l'ammonium. Remarque: Le catalyseur  $\text{CuSO}_4$  donne une certaine couleur bleue après l'addition des réactifs pour le dosage de  $\text{NH}_4^+$ , mais n'interfère pas avec la coloration bleue obtenue après formation d'indophénol. Le catalyseur n'est nécessaire que pour des hautes concentrations en azote. La présente procédure permet le dosage de l'azote dans une gamme de concentrations allant de 2 à 50 ug/l (ug atoms / l ).

## 2- Oxydation sous UV en présence de persulfate:

Principe (Cabrera M.L. et Beare M.H., 1993):

Le peroxydisulfate ( $K_2S_2O_8$ ) est utilisé pour oxider l'azote en  $NO_3^-$  dans un milieu alcalin, à température élevée. Dans ces conditions le peroxydisulfate s'autodécompose pour libérer de l'oxygène nécessaire à l'oxydation de l'azote.



Protocole:

*Cabrera M.L. et Beare M.H., 1993:*

L'agent d'oxydation: 25 g de  $K_2S_2O_8$  + 15 g de  $H_3BO_4$  sont dissous dans 50 ml de NaOH (3.75 M). Le tout est ensuite complété avec de l'eau à un volume de 500 ml. Ce réactif peut être conservé 1 semaine dans une bouteille sombre.

Le réactif et une aliquot de l'échantillon sont placés dans des tubes en verre fermés de bouchons à vis comportant un joint d'étanchéité en téflon. Les tubes sont pesés puis autoclavés pendant 30 mn à 120°C. A la fin de l'autoclavage, ils sont à nouveau pesés afin de déterminer les éventuelles pertes en eau qui peuvent avoir lieu durant l'autoclavage. Les nitrates sont alors dosés par la méthode de Griess-Ilosvay (Keeney and Nelson, 1982).

Puisque les échantillons renferment du carbone qui peut être oxydé par l'oxygène libéré lors de la décomposition de  $K_2S_2O_8$  et entrer en compétition avec l'azote, du glucose est ajouté aux réactifs.

*D'Elia C., 1977*

Réactifs:

Agent d'oxydation: 3 g de NaOH + 6.7 g de  $K_2S_2O_8$  sont dissous dans 1 l d'eau.

Solution tampon: 30.9 g de  $H_3BO_3$  sont dissous dans de l'eau + 101 ml de NaOH (1M), le tout étant ramené à 1 l.

Réaction:

15 ml de réactif d'oxydation + 10 ml d'échantillon sont autoclavés pendant 15 mn à 100-110°C.

Le rendement de cette méthode pour des échantillons qui ne renferment pas beaucoup de  $N-NH_4^+$  (il y a alors risque de perte par volatilisation, le persulfate ayant un pH alcalin d'environ 10.8), est de 96%. Quelque soit les concentrations, les valeurs d'azote obtenues par la méthode Kjeldhal ou la méthode au persulfate sont similaires.

La méthode au persulfate (oxydation de la matière organique sous UV en présence de persulfate et de différents tampons) présente un problème de stabilité. De plus des extraits, comme l'eau bouillante présente des floculations. Une filtration avant dosage est nécessaire. Par contre cette méthode est plus rapide car elle ne nécessite pas de minéralisation. Le rendement est cependant moins bon même pour des échantillons purs. Ce sont des nitrates qui sont dosés en fin de chaîne.

#### Optimisations de la méthode (Cabrera M.L. et Beare M.H., 1993):

Pour éviter les pertes d'ammonium par volatilisation, la soude ne doit pas être trop concentrée (0.375 M). Le meilleur rapport échantillon/concentration en azote est de 1 (exp: pour 15 ml d'échantillons, apporter 15 ml de réactifs), pour des concentrations en azote allant de 5 à 50 mg/l. Le temps d'autoclavage optimal est de 30 mn. Le rendement de la méthode est d'environ 98%. Les quantités dosées par cette méthode sont les mêmes que celles dosées par la méthode Kjeldhal, sauf pour un échantillon renfermant une concentration en azote supérieure à 9 mg/l. Il est alors recommandé de diluer ce type d'échantillon afin d'assurer une complète oxydation de l'azote.

Références	Réduction des NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> avec:	Références citées:
Antonio G. and William H.S., 1990	hydrazine	D'elia et al, 1977 Bran and Luebbe, 1986
Antonio G. and William H.S., 1992 (1)	hydrazine	D'elia et al, 1977 Bran and Luebbe, 1986
Cabrera M.L. and Beare M.H., 1993	réactif décrit par Koroleff 1983 (2)	D'Elia et al, 1977 Koroleff, 1983

(1) Rendement de 90 %.

(2) Koroleff F. (1983). Determination of nutrients. p.168-169. In K. Grasshoff et al (ed.) Methods of seawaters analysis. Verlag Chemie, Weinheim, Germany.

#### 3- Oxydation acide au dichromate (Sparling G.P. and West A.W., 1988.):

L'azote organique est minéralisé en azote N-NH<sub>4</sub><sup>+</sup> qui est alors mesuré par la méthode colorimétrique qui dose la coloration bleue de l'indophénol . Lors du dosage colorimétrique, la présence de Cr<sub>2</sub>O<sub>7</sub><sup>2-</sup> de couleur rouge orangé ne gêne pas. Par contre les cations Cr<sup>3+</sup> entraîne une surestimation de la quantité de NH<sub>4</sub><sup>+</sup> présente dans l'extrait. Surtout lorsque les échantillons renferment des faibles quantités d'azote. En général, cette méthode donne de moins bon résultats que la méthode Kjeldhal avec une surestimation possible de 9% de l'azote présent dans l'extrait K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>. Néanmoins, elle est bien corrélée avec la méthode de détermination de l'azote par fumigation-incubation.

## Annexe 3

Dosage des différentes formes azotées présentes dans l'extrait autoclave

### **Matériel**

- \* Tubes à essai munis de capuchon
- \* Bain marie à ébullition et à 60°C
- \* Photocolorimètre (530 et 570 nm)

### Dosage des osamines

#### **Réactifs**

- \* Acétylacétone ( $\text{CH}_3\text{COCH}_2\text{COCH}_3$ )
- \* Carbonate de Sodium ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) 0.5 N (2.65g/100ml)
- \* Ethanol ( $\text{CH}_3\text{CH}_2\text{OH}$ ) pur et sec
- \* p-diméthylaminobenzaldéhyde ( $(\text{CH}_3)_2\text{NH}_2\text{C}_6\text{H}_4\text{CHO}$ )
- \* Acide Chlorhydrique (HCl), 12N
- \* Glucosamine ( $\text{OHC-CHNH}_2\text{-(CHOH)}_3\text{-CH}_2\text{OH}$ ), 1 $\mu\text{M}$ /ml
- \* Réactif à l'acétyl acétone (préparation extemporanée): acétylacétone et  $\text{Na}_2\text{CO}_3$  0.5N, 1:50 (v/v)
- \* Réactif d'Ehrlich: 800 mg de p-diméthylaminobenzaldéhyde + 30 ml d'éthanol + 30 ml de HCl concentré.

#### **Protocole**

1 ml de solution à analyser ainsi que de solution étalon de glucosamine diluée de 1 à 10 fois (0.01 à 0.1  $\mu\text{M}$ /ml) sont mélangés avec 1 ml de réactif à l'acétylacétone. Après 20 minutes de bain marie (100°C), on refroidit sous courant d'eau. On ajoute, en agitant, 5 ml d'éthanol et 1 ml de réactif d'Ehrlich. On porte à 60°C pendant 10 minutes, on laisse refroidir jusqu'à température ambiante. Pour les témoins, la procédure est la même avec, à la place des réactifs, de l'eau. La lecture de la densité optique se fait à 530 nm.

### Dosage des acides aminés

#### **Réactifs**

- \* Ninhydrine ( $\text{C}_9\text{O}_4\text{H}_2$ )
- \* Hydrindantine ( $\text{C}_{18}\text{O}_6\text{H}$ )
- \* Tampon acétate pH 5.5: 544 g d'acétate de sodium ( $\text{CH}_3\text{COONa} \cdot 3\text{H}_2\text{O}$ ) + 100 ml d'acide acétique ( $\text{CH}_3\text{COOH}$ ) complété à 1 litre avec de l'eau distillée.
- \* Méthylcellosolve ( $\text{CH}_3\text{OCH}_2\text{CH}_2\text{OH}$ )
- \* Ethanol 50%
- \* Leucine ( $(\text{CH}_3)_2\text{CHCH}_2\text{CHNH}_2\text{COOH}$ ), 10  $\mu\text{M}$ /ml (327.5 mg/250 ml)
- \* réactif à la ninhydrine (préparation extemporanée): dans un récipient opaque à la lumière, 800 mg de ninhydrine+120 mg d'hydrindantine + 30 ml de méthylcellosolve + 10 ml de tampon acétate pH 5.5.

#### **Protocole**

1 ml de solution à analyser, ainsi que de solution étalon de leucine diluée de 10 à 100 fois, sont mélangés à 1 ml de réactif à la ninhydrine. Les tubes sont agités, bouchés et portés au bain marie pendant 15 mn. Après chauffage, on dilue le milieu réactionnel avec de l'éthanol jusqu'à un volume de 15 ml. Les tubes sont refroidis sous courant d'eau froide, puis agités pour oxyder l'excès d'hydrindantine. Pour les témoins, la

procédure est la même avec, à la place des réactifs, de l'eau. la lecture de la densité optique se fait à 570 nm.

Cette méthode permet de mesurer la somme: N  $\alpha$ -aminé + N ammoniacal

## Annexe 4

### Fichier d'entrées du modèle NCSOIL

\*\*\*\*\**Pas de temps (T1-TO), durée d'incubation, intervalle de temps entre deux sorties*

T0, T1, LENGTH, INTER

\*\*\*\*\**Caractéristiques des pools I, II et III*

CONC(1), CONC(2), CONC(3), CONC(4), CONC(5), CONC(6), CONC(7)  
CF(1), CF(2), CF(3), CF(4), CF(5), CF(6), CF(7)  
EFFAC(1), EFFAC(3), EFFAC(5), EFFAC(6), EFFAC(7)  
EFSINK(1), EFSINK(2)  
CN(1), CN(3), CN(5), CN(6), CN(7)  
PER(1), PER(3), PER(5), PER(6), PER(7)  
CPER(1), CPER(3), CPER(5), CPER(6), CPER(7)

\*\*\*\*\**Caractéristiques de la matière organique exogène (résidus de récolte)*

CONC(42), CONC(43), CONC(44), CONC(45)  
CF(42), CF(43), CF(44), CF(45)  
CK(42), CK(43), CK(44), CK(45)  
EFFAC(42), EFFAC(43), EFFAC(44), EFFAC(45)  
CN(42), CN(43), CN(44), CN(45)  
PER(42), PER(43), PER(44), PER(45)  
CPER(42), CPER(43), CPER(44), CPER(45)

\*\*\*\**taux de nitrification, constante de dénitrification, constante de fixation symbiotique*

CFNIT, CSTDEN, CSTSYM

\*\*\*\*\**concentrations initiales en NH<sub>4</sub>, NO<sub>3</sub>, N<sub>2</sub>*

FERNH4, FERNO3, CONC(23)  
PER(18), PER(21), PER(23)

\*\*\*\*\**Hypothèses de calcul*

XN, XNN, XDM, XCO2, AER, TILL, RED

\*\*\*\*\**Min EFFAC, Fraction of immob to NH<sub>4</sub>*

0.2, 0.5

\*\*\*\*\**caractéristiques de la population zymogène*

CONC(8), CONC(9)  
CF(8), CF(9), CK(8), EFFAC(8), EFSINK(8), CN(8)  
PER(8), CPER(8)

\*\*\*\*\**caractéristiques des nitrificateurs*

CONC(10), CONC(11)  
CF(10), CF(11), CK(10), EFFAC(10), EFSINK(10), CN(10)  
PER(10), CPER(10)  
R1, R2, XNBC

\*\*\*\*\**CO<sub>2</sub> initial*

CONC(40), CONC(41)  
CPER(40), CPER(41)

\*\*\*\*\**apport de substrat*

INYEAR

\*\*\*\*\*

**Exemple de fichier où les valeurs 9999. indiquent les variables à optimiser**

\*\*\*\*\**Pas de temps (T1-TO), durée d'incubation, intervalle de temps entre deux sorties*

0., 1., 168., 1.

\*\*\*\*\**Caractéristiques des pools I, II et III*

38., 30., 999., 0., 0., 0., 0.  
0.332, 0.0404, 0.003, 0.16, 0., 0., 0.  
0.6, 0.4, 0., 0., 0.  
0., 0., 0., 0., 0.  
0., 0., 0., 0., 0.

\*\*\*\*\**Caractéristiques de la matière organique exogène (résidus de récolte)*

800., 800., 0., 0.  
0.53, 0.001, 0., 0.  
1., 1., 1., 1.  
0.4, 0.2, 0.6, 0.6  
999., 67., 0., 0.  
0., 0., 0., 0.  
0., 0., 0., 0.

\*\*\**taux de nitrification, constante de dénitrification, constante de fixation symbiotique*

15., 0., 10.

\*\*\*\*\**concentrations initiales en NH<sub>4</sub>, NO<sub>3</sub>, N<sub>2</sub>*

0., 2., 0.  
0., 0., 0.

\*\*\*\*\**Hypothèses de calcul*

1., 1., 2., 2., 1., 0., 1.

\*\*\*\*\**Min EFFAC, Fraction of immob to NH<sub>4</sub>*

0.2, 0.5

\*\*\*\*\**caractéristiques de la population zymogène*

1., 1.  
0.332, 0.0404, 1., 0.5, 0.35, 6.0  
0.0, 0.0

\*\*\*\*\**caractéristiques des nitrificateurs*

0.0, 0.0  
0.1, 0.1, 1.0, 1.0, 0.0, 0.6  
0., 0.  
0., 0., 0.

\*\*\*\*\**CO<sub>2</sub> initial*

1000., 0.  
0., 0.

\*\*\*\*\**apport de substrat*

0.

\*\*\*\*\*

## Annexe 5

### Fichier d'entrées du modèle NCSWAP

#### \*\*\*\*\*Options du modèle

- possibilité d'entrer soi même les températures ou les obtenir à partir de l'appel d'un modèle de températures
- indiquer la température de référence
- indiquer le type de variable temps pour décrire la croissance des plantes: jours ou ° jours
- indiquer si la disponibilité de l'azote est limitée ou non dans le sol
- indiquer si la croissance racinaire est optimale ou limitée par la teneur en eau du sol, la teneur en azote et la température
- considération ou non des données concernant l'azote marqué N15
- indiquer si l'on veut ou non tenir compte des transformations de l'azote et du carbone dans le sol
- indiquer si on veut utiliser ou non le modèle décrivant la croissance de la plante
- indiquer si on veut activer ou non le transport du flux massique d'azote inorganique soluble
- choix entre: transformations biologiques de l'azote considérées séparément pour chaque segment, ou tous les segments sont homogénéisés et considérés et réunis en un seul segment
- le stress en azote peut être défini de 2 manières:
  - ratio prélèvement en azote par la plante/ demande en azote de la plante
  - déviation du pourcentage d'azote de la plante par rapport au pourcentage de référence
- les prélèvements d'azote sont limités par la distribution racinaire ou non
- indiquer si la limite inférieure est finie du fait de la présence d'une couche imperméable ou une nappe ou si le profil est ouvert
- indiquer si un drain est considéré ou non

#### \*\*\*\*\*Choix des jours que l'on veut obtenir, pas de temps de calcul

- nombre de jours j que l'on veut avoir en sorties (<20)
- indiquer si le nombre de jours est exprimé en jour référence mois ou en ° jours
- jour après émergence
- jour de référence et mois
- 1er jour de lancement du programme
- dernier jour de lancement
- jour de récolte par rapport au jour de référence
- en année, indiquer les deux derniers calculs considérés
- le pas de temps maximal est inférieur à 1 quand il n'y a pas d'infiltration et égal à 0.20 quand il y a infiltration

#### \*\*\*\*\*Caractéristiques du profil et conditions initiales

- épaisseurs des segments (cm)
- nombre d'horizons
- nombre de couches hydrauliques
- profondeur du profil (cm)
- profondeurs auxquelles le profil est divisé pour le relevé des résumés des données
- profondeur de chaque horizon (cm)
- épaisseur des couches hydrauliques (cm)
- segment à partir duquel le regroupement de segments commence pour la transformation biologique
- nombre de segments inclus dans le regroupement
- nombre d'horizons de températures
- profondeur depuis la surface de l'horizon de températures (cm)
- nombre de températures du sol hebdomadaires à mesurer à partir du 1er jour de lancement du modèle

- températures hebdomadaires de l'horizon de température i
- masse volumique du sol ( $\text{g cm}^{-3}$ )
- indiquer si les horizons sont de texture argileuse à sablo-limoneuse ou autre
- texture des horizons
- teneur en eau pondérale initiale ( $\text{cm}^3 \text{g}^{-1}$ )
- teneur en eau au point de flétrissement permanent ( $\text{cm}^3 \text{g}^{-1}$ )
- teneur en eau à saturation ( $\text{cm}^3 \text{g}^{-1}$ )
- conductivité hydraulique à saturation ( $\text{cm j}^{-1}$ )
- tension au front d'humectation. Par défaut, elle est prise égale à 20 cm
- rapport teneur en eau à la capacité au champ/teneur en eau à saturation
- concentration initiale en  $\text{NH}_4\text{-N}$  ( $\mu \text{g}^{-1}$ )
- concentration initiale en  $\text{NO}_3\text{-N}$  ( $\mu \text{g}^{-1}$ )
- concentration initiale en urée
- pool I d'azote labile ( $\mu \text{g}^{-1}$ )
- pool I d'azote résistant ( $\mu \text{g}^{-1}$ )
- C/N pool I
- pool II d'azote labile ( $\mu \text{g}^{-1}$ )
- pool II d'azote résistant ( $\mu \text{g}^{-1}$ )
- C/N pool II
- $\text{NH}_4\text{soluble}/\text{NH}_4\text{total}$
- taux de nitrification
- pourcentages des différents pools considérés marqués

\*\*\*\*\**Transformations biologiques de l'azote*\*\*\*\*\*

- dernier jour de l'intervalle de temps correspondant aux trois premiers taux de nitrification
- jour après émergence où la fixation symbiotique commence
- arrêt de la fixation symbiotique
- $\text{N}_{15}/\text{N}$  dans  $\text{N}_2$  atmosphérique
- fraction de remplissage des pores
- facteur de réduction du taux de nitrification à la fraction de remplissage des pores
- facteur de réduction du taux de dénitrification à saturation
- constante de dénitrification à saturation du sol en eau
- classe de drainage
- facteur de réduction du flux des solutés
- $\text{NH}_4\text{-N}$  soluble dans la nappe ( $\mu \text{ml}^{-1}$ )
- $\text{NO}_3\text{-N}$  soluble dans la nappe ( $\mu \text{ml}^{-1}$ )

\*\*\*\*\**Evaporation et accumulation d'eau en surface*\*\*\*\*\*

- nombre de segments supérieurs à partir desquels il y a évaporation
- fraction de surface non recouverte de résidus au premier jour de simulation
- hauteur de la dépression en surface au niveau de laquelle il y a accumulation d'eau (cm)

\*\*\*\*\**Labours*\*\*\*\*\*

- nombre de labours
- jour de labour
- profondeur du labour (cm)
- masse volumique apparente des segments labourés maximale juste après labour et minimale à laquelle elle doit se stabiliser
- fraction de matériaux incorporés dans le premier segment après labour
- fraction de sol recouverte de résidus après labour
- conductivité à saturation maximale après labour et minimale après un pluie

- dépression minimale quand la surface est nivellée par une pluie

\*\*\*\*\**Fertilisations minérale et organique*

- nombre d'applications minérales
- jours d'applications
- profondeurs à partir de la surface de sol ayant reçu la fertilisation
- doses ( $\text{kg ha}^{-1}$ )
- rapport N marqué/ Ntotal
- nombre de fertilisation organiques
- jours d'application
- profondeur d'application
- rapport C/N de l'apport organique
- $\text{N}_{15}/\text{NT}$
- taux de décomposition ( $\text{j}^{-1}$ ) des fractions labiles et résistantes
- quantité d'azote appliqué et incorporé dans le sol ( $\text{kg ha}^{-1}$ )
- fraction de sol couverte par la matière organique apportée

\*\*\*\*\**pluies et irrigations*

- nombre de jours d'applications
- durée de l'application (heures) et quantités (cm) d'eau apportée
- concentrations de  $\text{NH}_4\text{-N}$  et  $\text{N-NO}_3$  ( $\mu \text{cm}^{-3}$ )

\*\*\*\*\**ETP*

- ETP évaporation PENMAN ( $\text{cm semaine}^{-1}$ )

\*\*\*\*\**croissance de la plante*

- population végétale (nombre de plants  $\text{ha}^{-1}$ )
- jours après émergence jusqu'à la pollinisation et la maturité
- jours où la senescence commence
- jour de l'émergence
- nombre de jours après émergence durant lesquels la température contrôle la croissance de la plante
- rendement potentiel de référence de la culture ( $\text{kg ha}^{-1}$ ) et coefficients de la courbe potentielle pour la partie aérienne et les grains
- teneur en eau et en carbone dans la matière sèche
- population optimale (plants  $\text{ha}^{-1}$ )

\*\*\*\*\**développement racinaire*

- profondeur d'enracinement (cm) après émergence
- rapport partie aérienne/racines à l'émergence et pente de la relation linéaire définissant ce rapport comme une fonction des jours après émergence
- fraction croissante de masse racinaire qui change à chaque pas de temps
- nombre de jours après émergence où le taux de pénétration des racines change
- nombre de stades racinaires et de segments contenant les fractions de racines définies plus loin
- fraction totale de masse racinaire qui augmente dans chaque segment
- rendement de la partie aérienne ( $\text{kg ha}^{-1}$ ) quand la couverture totale est atteinte
- nombre de jours entre émergence et couverture totale
- fraction de l'ETP totale qui reste de l'évaporation quand il y a couverture totale

\*\*\*\*\**l'azote dans la plante*\*\*\*\*\*

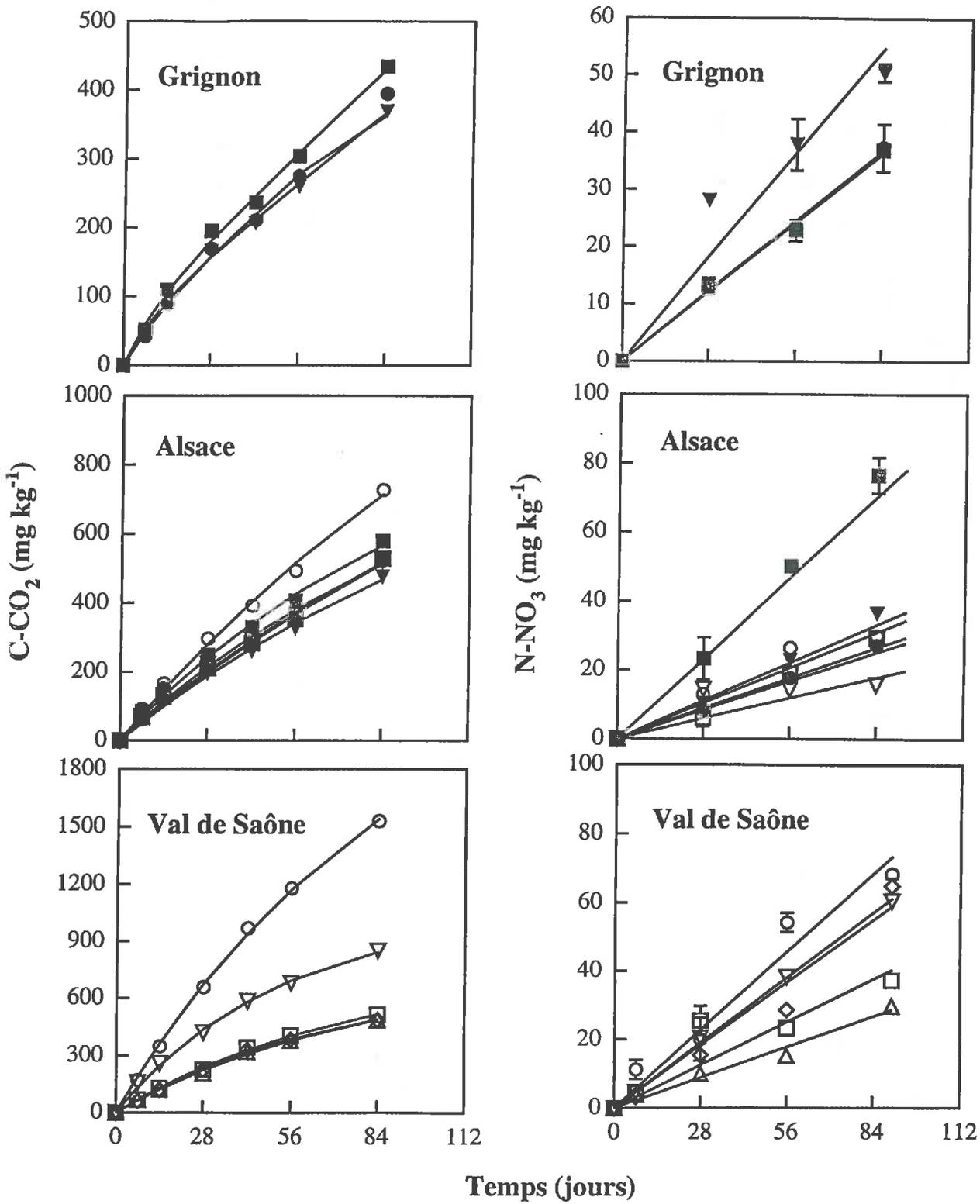
- nombre de stades de croissance de la plante pour chaque pourcentage d'azote considéré
- nombre de jours après émergence correspondant au pourcentage d'azote
- quantité d'azote dans la matière sèche de la partie aérienne pour chaque stade

\*\*\*\*\*

## Annexe 6

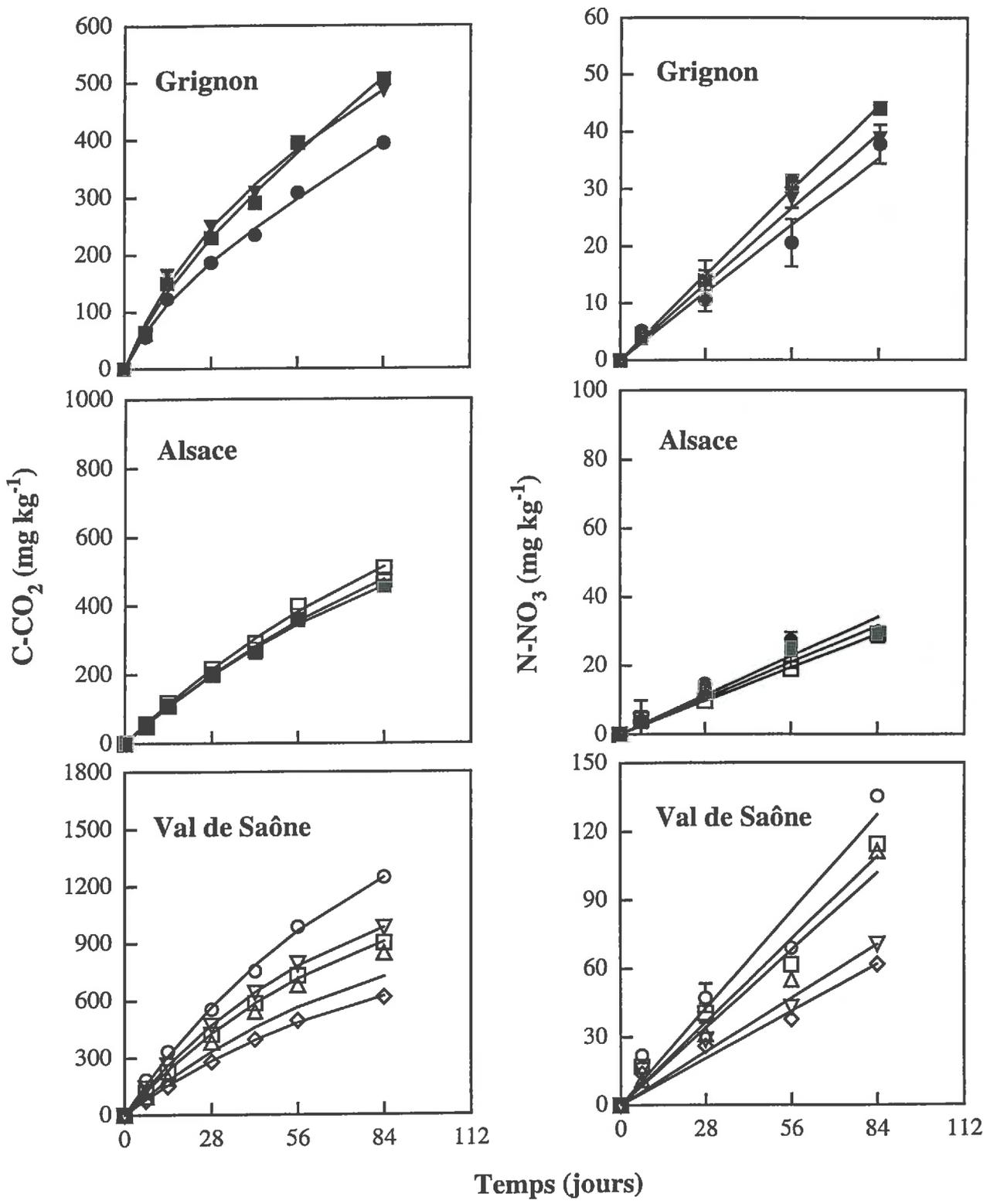
Cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote - Printemps 1993 -

**Grignon:** ● sol nu, ▼ maïs fertilisé, ■ maïs non fertilisé  
**Alsace:** ○ 121, ● 187, ▽ 192, ▼ 277, □ 412, ■ 412b  
**Val de Saône:** ○ 11, ▽ 15, □ 19, △ 24, ◇ 30



Cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote - Été 1993 -

**Grignon:** ● sol nu, ▼ maïs fertilisé, ■ maïs non fertilisé  
**Alsace:** ● 187, □ 412, ■ 412b  
**Val de Saône:** ○ 11, ▼ 15, □ 19, △ 24, ◇ 30



## Annexe 6 bis

Cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote exprimés en mg kg<sup>-1</sup> de sol sec dans les sols de Grignon, Val de Saône et Alsace au cours de la saison culturale 93.

jours	Grignon				Alsace				Val de Saône			
	Printemps		Eté		Printemps		Eté		Printemps		Eté	
	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std
	Sol nu				121				11			
0	(104)	19.92	(82)	2.61	(195)	6.19			(369)	13.4	(358)	21.1
7	42.0	1.31	55.9	1.31	91	3.37			172	2.7	186	2.75
14	89.0	1.29	123	1.29	165	3.42			348	14.5	334	14.5
28	168.9	3.70	186	3.70	296	7.45			658	29.4	554	29.4
42	210.5	0.82	234	0.82	391	3.11			969	12.4	753	12.4
56	274.3	1.58	308	1.58	492	5.14			1179	9.9	986	9.9
84	394.4	2.65	393	2.65	726	3.86			1530	20.1	1247	20.0
	Maïs N				187				15			
0	(93)	4.17	(119)	7.95	(121)	2.87	(124)	7.85	(248)	4.33	(307)	10.4
7	48.1	3.46	64	3.46	62	3.14	48	3.14	159	2.54	143	2.54
14	95.4	2.22	164	2.22	119	1.85	108	1.85	259	3.23	262	3.23
28	165.8	6.00	248	6.00	206	3.47	200	3.47	421	4.47	469	4.47
42	205.8	0.93	308	0.93	278	4.43	271	4.43	586	2.34	640	2.34
56	259.3	3.25	395	3.25	348	4.34	369	4.34	681	2.06	791	2.06
84	369.0	4.36	485	4.36	522	14.7	472	14.7	852	8.10	981	8.10
	Maïs ON				192				19			
0	(107)	4.00	(113)	5.18	(128)	1.89			(173)	10.6	(271)	17.8
7	51.9	1.55	61	1.55	70	2.12			69	9.3	120.7	9.26
14	109.1	2.43	150	2.43	131	4.99			129	1.3	227.7	1.26
28	194.6	5.65	229	5.65	223	3.36			225	4.0	423.4	4.00
42	235.7	1.30	290	1.30	293	3.09			342	9.8	585.8	9.79
56	303.4	2.42	394	2.42	363	3.56			405	5.0	730.6	5.01
84	434.3	5.76	505	5.76	522	5.99			513	5.1	902	5.09
					277				24			
0					(120)	4.53			(122)	9.44	(146)	19.2
7					62	2.11			66	3.3	95.3	3.3
14					115	4.61			122	10.7	193.9	10.7
28					195	4.28			207	14.9	381.9	14.9
42					259	1.82			319	9.0	543.0	9.0
56					326	2.22			379	6.7	680.9	6.7
84					476	9.03			487	7.9	848.4	7.9
					412				30			
0					(120)	6.44	(153)	3.34	(127)	5.82	(128)	3.4
7					68	2.28	56	2.28	63	3.1	73.8	3.1
14					126	3.74	118	3.74	121	0.7	150.2	0.7
28					210	3.94	216	3.94	225	8.0	279.6	8.0
42					282	3.28	290	3.28	330	6.2	397.0	6.2
56					352	2.48	399	2.48	384	6.6	495.8	6.6
84					527	7.23	510	7.23	487	4.1	618.4	4.1
					412b							
0					(145)	7.13	(131)	7.04				
7					84	3.42	56	3.42				
14					152	1.36	112	1.36				
28					249	4.37	197	4.37				
42					328	3.69	262	3.69				
56					406	6.98	358	6.98				
84					578	4.24	455	4.24				

jours	Grignon				Alsace				Val de Saône			
	Printemps		Eté		Printemps		Eté		Printemps		Eté	
	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std
	Sol nu				121				11			
0	0		0		0				0		0	
7	6.5	2.1	5.1	1.01	5.2	0.55			11.2	2.8	21.8	2.77
28	12.9	1.0	10.5	0.41	12.9	2.1			20.0	6.3	47.0	6.27
56	23.5	0.4	20.5	4.13	26.5	0.7			54.2	2.8	68.7	2.80
84	37.3	4.1	37.8	3.40	30.0	1.9			68.3	1.4	135.3	1.37
					187				15			
0	0		0		0				0		0	
7	13.2	1.44	4.3	0.63	3.6	0.21	3.98	0.39	4.7	0.7	15.41	0.67
28	28.0	0.63	13.0	4.47	8.3	0.4	14.5	0.72	20.4	1.3	28.60	1.35
56	37.8	4.47	28.2	1.57	17.7	0.7	27.0	0.28	38.2	0.7	42.78	0.70
84	50.5	1.57	38.8	2.28	27.3	0.3	29.6	0.40	60.5	1.5	70.28	1.47
	Maïs ON				192				19			
0	0		0		0				0		0	
7	5.3	0.12	4.2	1.4	8.6	1.5			4.3	2.1	16.9	2.13
28	13.1	1.4	13.9	1.8	14.4	0.2			25.4	4.3	40.3	4.28
56	22.9	1.8	31.3	0.7	14.3	0.9			23.3	1.6	61.4	1.56
84	36.9	0.7	44.0	0.8	15.7	0.9			37.2	1.3	114.3	1.28
					277				24			
0					0				0		0	
7					6.5	1.2			3.8	0.7	11.06	0.70
28					10.2	1.8			9.9	1.1	31.00	1.14
56					23.0	0.8			15.2	1.0	54.84	1.01
84					36.5	1.2			29.7	1.1	111.1	1.08
					412				30			
0					0		0		0		0	
7					3.4	0.4	4.3	2.48	3.1	0.7	13.93	0.7
28					6.1	2.5	9.7	0.63	15.3	0.4	25.91	0.45
56					19.0	0.6	18.9	0.91	28.5	1.1	37.53	1.15
84					29.4	0.9	29.0	0.25	64.8	2.2	61.41	2.20
					412b							
0					0		0					
7					11.6	2.6	3.7	6.15				
28					23.3	6.1	12.4	0.75				
56					50.1	0.7	24.2	5.22				
84					76.5	5.2	28.3	2.33				

Les valeurs entre parenthèses correspondent aux flushs de minéralisation pendant la semaine de préincubations des sols. Elles ne sont pas considérées dans les calculs. A 0 jours Cminéralisé=0.



2- Données mesurées sur le terrain au cours de la saison culturale 92/93, sur le site de GRIGNON.

2-1 Teneurs en eau (g.cm<sup>-3</sup>)

2-1-1 Sol nu

Horizons (cm)	13 mai	10 juin	13 juillet	19 août	7 octobre	11 novembre	16 décembre	24 février	19 mars	26 avril
0-30	26.29	26.99	28.65	22.84	27.78	32.03	33.99	36.77	34.50	40.35
30-60	25.10	31.65	32.68	27.6	31.75	32.49	34.15	37.08	36.03	33.6
60-90	29.28	28.97	31.65	29.45	29.83	31.07	28.7	34.58	29.12	33.94
90-120	15.4	24.31	23.62	22.5	23.71	24.28	28.06	32.8	30.14	27.99

2-1-2 Mais fertilisé

Horizons (cm)	13 mai	10 juin	13 juillet	19 août	7 octobre	11 novembre	16 décembre	24 février	19 mars	26 avril
0-30	27.06	25.24	26.34	15.62	27.78	31.49	32.89	39.91	34.07	40.77
30-60	29.50	33.59	25.07	19.39	21.62	34.66	34.88	41.13	39.62	36.10
60-90	30.32	29.56	27.91	18.43	17.44	19.39	32.08	35.78	36.18	37.79
90-120	21.93	23.14	22.08	14.92	16.98	14.40	26.09	32.10	28.56	35.84

2-1-3 Maïs non fertilisé

Horizons (cm)	13 mai	10 juin	13 juillet	19 août	7 octobre	11 novembre	16 décembre	24 février	19 mars	26 avril
0-30	26.29	25.54	28.59	13.32	27.78	30.77	33.12	38.70	39.56	41.85
30-60	25.10	29.94	23.17	17.84	22.41	33.72	32.26	39.97	35.46	35.72
60-90	29.28	28.79	29.25	19.03	18.26	21.43	32.64	35.59	33.62	37.57
90-120	15.4	23.27	20.21	16.09	15.31	15.10	24.41	33.10	27.89	28.36

2-2 Azote N-NO<sub>3</sub> (mg.kg<sup>-1</sup>)

2-2-1 Sol nu

Horizons (cm)	13 mai	10 juin	13 juillet	19 août	7 octobre	11 novembre	16 décembre	24 février	19 mars	26 avril										
	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std										
0-30	14.6	0.21	16.4	0.35	16.7	0.38	27.1	0.22	29.1	3.57	10.2	0.55	3.24	1.05	4.32	0.15	5	2	14.1	3.17
30-60	15.1	0.24	15.2	0.22	15.3	0.22	15	1.09	24.7	3.04	22.6	0.47	10.4	0.41	7.12	0.25	5	2	15.3	1.9
60-90	20.5	0.52	17.5	1.69	17.9	1.73	14.1	1.68	18.6	2.24	12.4	0.68	19.4	1.02	14.0	1.37	15.1	1.25	19.1	0.29
90-120	19.5	0.52	21.9	1.22	21.8	1.21	17.8	0.44	19.6	0.56	13.6	0.46	16.6	0.78	16.1	0.58	15.9	0.98	14.2	0

2-2-2 Maïs fertilisé:

Horizons (cm)	13 mai		10 juin		13 juillet		19 août		7 octobre		11 novembre		16 décembre		24 février		19 mars		26 avril	
	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std
0-30	69.1	1.58	32.3	0.31	29.8	0.31	4.3	0.12	5.3	1.97	4	0.12	1.62	0.2	2.23	0	4	0.2	18.3	0.53
30-60	27.2	0.32	15.5	0.49	3.39	0.46	2.4	0.06	3.67	0.9	6.17	0.14	3.45	0	2.43	0	3.88	0.16	8.2	0.54
60-90	15.7	0.18	15.6	0.4	9.57	0.66	3.9	0.7	9.13	4.18	6.9	0.22	4.5	0.19	4.32	0.52	5.5	0.93	9.34	0.29
90-120	18.2	0.58	24.5	0.76	16.3	0.43	14.8	1.44	15.9	6.54	11.2	1.67	14	0.21	11.7	2.09	11.2	0.51	10.1	0.91

2-2-3 Maïs non fertilisé:

Horizons (cm)	13 mai		10 juin		13 juillet		19 août		7 octobre		11 novembre		16 décembre		24 février		19 mars		26 avril	
	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std	N	std
0-30	14.6	0.21	10.4	0.1	0.94	0.0	3.8	0.1	3.82	0.38	2.23	0.14	0	0.13	2.26	0.07	4.5	0.9	18.1	0.53
30-60	15.1	0.24	11.2	0.05	1.63	0.08	1.1	0.11	2.51	0.68	4.49	0.14	1.54	0.11	1.83	0.15	4	0.2	8.14	0.54
60-90	20.5	0.52	14.4	0.39	8.83	1.6	2.0	0.5	3.9	2.34	4.24	0.58	4.97	0.75	2.14	0.43	3.48	1.2	9.33	0.29
90-120	19.5	0.52	15.3	0.7	15.0	0.60	12.6	0.41	13.8	1.68	11.3	0.76	15.2	0.44	10.8	0	8.1	0.76	10.2	0.92

2-3 Carbone de la biomasse microbienne (mg.kg<sup>-1</sup>):

2-3-1 Sol nu:

Horizons (cm)	13 mai		10 juin		13 juillet		19 août		7 octobre		11 novembre		16 décembre		24 février		19 mars		26 avril	
	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std
0-30	148	5.8	139	16.7	126	7.62	106	18.5	117	22.8	98	2.8	128	13	122	13.3	153	4.89	105	2.44
30-60	80.2	3	50.9	3	52	19	34.6	6	46.6	6	40.8	6	52	7	44.6	5	39.9	2	43.3	2.44

2-3-2 Maïs fertilisé:

Horizons (cm)	13 mai		10 juin		13 juillet		19 août		7 octobre		11 novembre		16 décembre		24 février		19 mars		26 avril	
	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std
0-30	151	2.58	120	1.97	143	9.88	114	7.73	125	21.5	120	2.12	138	6.96	150	6.77	123	3.53	111	1.03
30-60	84.0	11	57.1	22	71.5	6	60.5	12	49.4	6	69.6	4	73.2	4	68.2	12	60.0	4	62.0	1.03

2-3-3 Maïs non fertilisé:

Horizons (cm)	13 mai		10 juin		13 juillet		19 août		7 octobre		11 novembre		16 décembre		24 février		19 mars		26 avril	
	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std
0-30	148	5.8	127	9.6	131	18	104	5.55	117	32	106	5.36	124	14.9	125	9.04	106	4.53	114	15.1
30-60	80.2	3	40.3	1	53.8	3	49.9	7	39.8	2	56.2	5	53.8	1	61.4	2	52.9	3	55.3	3

2-4 Carbone de l'extrait autoclave:

2-3-1 Sol nu:

Horizons	13 mai	10 juin	13 juillet	19 août	7 octobre	11 novembre	16 décembre	24 février	19 mars	26 avril										
(cm)	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std										
0-30	2150	70	2581	136	1830	111	1971	100	1827	172	1996	66	2257	102	2071	56	2073	9	1950	78
30-60	1700	70	1049	77	972	129	769	135	800	172	1064	94	946	15	959	27	1016	14	1100	78

2-3-2 Mais fertilisé:

Horizons	13 mai	10 juin	13 juillet	19 août	7 octobre	11 novembre	16 décembre	24 février	19 mars	26 avril										
(cm)	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std										
0-30	2040	20	2221	254	1446	121	1653	3	1770	45	1998	13	2212	288	2023	3	1956	84	1967	20
30-60	1200	20	1459	173	992	37	894	27	957	8	1394	32	1083	14	1127	54	1165	22	1200	20

2-3-3 Mais non fertilisé:

Horizons	13 mai	10 juin	13 juillet	19 août	7 octobre	11 novembre	16 décembre	24 février	19 mars	26 avril										
(cm)	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std										
0-30	2150	70	2537	157	1655	151	1782	72	1775	80	2111	46	1960	3	1980	96	2034	7	2009	32
30-60	1700	70	1171	39	835	93	1011	111	810	4	1244	31	1112	23	1166	33	1218	16	1300	32

## Annexe 8

Résultats des cinétiques de minéralisation du carbone et de l'azote- Site Grignon -  
 Printemps: échantillons prélevés le 13 mai 1992, été: échantillons prélevés le 19 août, automne: échantillons prélevés le 11 novembre, hiver: échantillons prélevés le 24 février.

### 1- Cinétiques de minéralisation de l'azote (mg.kg<sup>-1</sup>) dans l'horizon 0-30 cm:

Jours	Printemps			Été			Automne			Hiver												
	Mais ON		Sol nu	Mais N		Sol nu	Mais ON		Sol nu	Mais N		Sol nu										
	N	std		N	std		N	std		N	std		N	std								
0	19.15	0.81	71.02	1.80	31.07	0.95	10.38	0.21	4.88	1.13	19.69	1.24	1.01	0	1.01	0	10.56	0	6.45	0	7.04	0
7	21.37	0.33	74.51	1.9	34.04	0.27	13.88	0.67	13.08	0.26	23	0.98	0.38	0	0.38	0	12.93	0.12	5.92	0.15	8.68	0.26
14	23.68	0.97	72.23	1.49	39.4	1.89	17.12	0.43	12.45	0.19	26.23	0.18	-0.61	0	-0.60	0	15.69	0.5	11.13	0.34	13.12	0.17
28	30.31	0.66	74.35	2.11	44.34	0.41	22.11	0.36	16.8	1.16	32.17	0.72	4.84	0.98	4.81	0.88	19.62	5.44	18.86	1.29	19.82	0.16
42	35.47	1.82	83.42	2.19	45.39	0	23.51	0.18	22.58	0.17	36.94	1.65	13.3	1.03	15.33	0.62	22.48	0	22.6	0	24.15	0.78
56	39.92	1.46	85.02	6.86	47.77	1.41	25.88	1.10	25.56	1.20	37.46	1.87	21.6	0.54	24.37	1.58	32.77	1.69	31.13	2	28.57	7.37
34	46.58	0.63	93.2	1.56	51.35	1.95	33.1	1.46	30.72	1.11	56.29	3.35	40.96	2.77	44.33	2.41	37.78	1.17	32.93	1.43	33.23	0
12	54.91	0.77	105.43	2.18	63.15	1.07	36.26	1.77	42.57	0.49	75.01	1.16	61.13	0	62.12	3.05	57.55	6.8	48.46	5.99	47.17	0
40	68.83	0.99	111.82	1.86	75.88	1.62	44.4	1.33	46.98	1.18	80.41	0.56	65.76	0.64	68.94	1.15	57.25	5.75	48.42	5.88	46.64	8.95
68	73.13	3.31	118.8	4.57	82.65	0.41	47.88	0.63	48.91	2.97	81.41	0.93	66.13	3.32	62.71	4.42	65.6	4.17	55.8	0.61	58.95	4.52

2- Cinétiques de minéralisation du carbone (mg.kg<sup>-1</sup>) dans l'horizon 0-30 cm:

Jours	Printemps			Été			Automne			Hiver												
	Sol nu, Mais0N		Mais N	Sol nu		Mais N	Sol nu		Mais N	Sol nu		Mais N										
	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std										
0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0										
7	54.55	10.69	47.92	8.18	44.02	4.01	43.44	7.63	63.83	6.78	58	4.8	162.91	5.3	156.78	9.8	52.33	2.93	91	7.7	56.27	4.78
14	106.17	8.64	91.58	8.06	78.85	2.68	76.2	2.08	112.11	3.91	110	2.8	316.19	7.2	305	5.2	94.08	0.67	169.87	30	101.79	0
28	196.33	10.07	166.1	6.42	143.14	5.93	140.48	7.07	203.88	11.47	190	2.1	632.96	7.7	579.27	18	177.77	3.04	292.84	17.6	195.7	10
42	276.69	12.95	227.94	7.23	202.29	3.71	195.03	5.59	284.1	7.1	270	1.9	860.16	23	732.15	7.1	253.72	2.52	392.05	3.8	273.27	7.48
56	347.63	10.95	286.95	9.93	256.84	5.62	236.87	5.41	345.11	7.62	390	1.7	1057	10	939	16	325.59	1.68	472.21	4.9	344.5	3.72
34	436.87	17.66	360.42	14.77	317.50	5.11	280.19	3.42	388.43	3.42	490	15	1253	13	1093	15	388.48	1.73	536.7	3.51	407.2	4.07
12	514.83	16.82	470.52	14.99	427.12	10.61	362.66	15.46	498.62	12.91	700	6	1475	3.2	1322	2.6	588.2	27.58	706.15	10.15	568.09	5.08
40	611.58	12.31	554.84	7.48	529.00	12.35	444.32	11.74	604.7	13.38	800	12	1583	6.4	1424	6.4	712.94	10.2	800.24	3.95	651.80	9.48
68	723.67	7.99	657.77	10.4	621.88	8.8	516.66	2.49	698.78	7.58	890	7.8	1681	3.8	1516	7.8	839.52	2.56	891.42	2.69	727.76	6.58

3- Cinétiques de minéralisation de l'azote (mg.kg<sup>-1</sup>) dans l'horizon 30-60 cm:

Jours	Printemps						Été						Automne						Hiver														
	Sol nu, Mais0N			Mais N			Sol nu			Mais N			Mais 0N			Sol nu			Mais N			Mais 0N			Sol nu			Mais N			Mais 0N		
	std	N		std	N		std	N		std	N		std	N		std	N		std	N		std	N		std	N		std	N				
0	20.61	0.11	30.5	0.58	19.51	0.52	8.45	0.79	5.81	0.63	30.02	0	11.88	0	9.08	0	11.84	0	8.98	0	11.84	0	8.98	0	6.16	0							
7	20.99	0.45	30.76	0.87	22.02	0.78	10.92	0.36	6.29	0.23	29.11	0.63	12.6	0.27	11.18	0.69	10.86	0.53	7.01	0.26	10.86	0.53	7.01	0.26	5.53	1.15							
14	23.02	0.33	33.23	1	23.49	0.71	12.46	0	7.88	0.58	31.19	0.45	13.05	0.09	10.86	0.69	12.13	0.33	8.12	0.5	12.13	0.33	8.12	0.5	7.64	0.25							
28	25.81	0.28	34.31	1.47	26.99	0.70	15.92	0.38	10.74	0.78	32.5	0.78	14.98	0.6	12.49	0.52	14.8	0.15	10.45	0.86	14.8	0.15	10.45	0.86	9.68	0							
42	28.16	0.18	38.24	1.35	28.6	1.01	18.27	0.64	13.17	0.34	34.08	0.62	16.49	0.9	14.33	0.09	16.16	0.14	11.47	0.58	16.16	0.14	11.47	0.58	9.85	3.21							
56	24.95	0.88	34.37	1.11	27.7	0.35	17.20	1.38	14	0.41	35.46	1.07	18.29	0.3	15.77	0.6	19.76	0.27	16.32	1.54	19.76	0.27	16.32	1.54	14.46	1.3							
34	28.47	0.58	36.87	0.43	26.54	2.11	21	1.98	14.96	0.60	40.78	1.02	22.04	0.78	21.2	2.69	17.81	0.99	16.65	0.25	17.81	0.99	16.65	0.25	15.16	0.35							
12	34.4	1.51	44.90	1.26	28.7	2.39	22.45	0.36	18.46	0.62	47.14	5.6	32.33	0.31	24.51	6.62	24.44	0.16	20.13	0.71	24.44	0.16	20.13	0.71	38.24	0.78							
40	37.41	0.42	45.28	0.85	36.38	1.85	28.09	0.42	25.7	1.58	44.22	5.43	29.09	0.87	25.05	7.74	23.67	4.36	22.46	3.07	23.67	4.36	22.46	3.07	21.79	3.67							
68	39.06	0.65	46.67	0.51	41.85	2.74	30.05	0.85	24.74	0.74	47.79	6.22	31.57	0.94	31.54	0.84	27.99	1.77	27.16	0.17	27.99	1.77	27.16	0.17	25.11	0.35							

4- Cinétiques de minéralisation du carbone (mg.kg<sup>-1</sup>) dans l'horizon 30-60 cm:

Jours	Printemps						Été						Automne						Hiver					
	Sol nu, Mais0N		Mais N		Sol nu		Mais N		Mais 0N		Sol nu		Mais N		Mais 0N		Sol nu		Mais N		Mais 0N			
	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std	C	std		
0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0		
7	26.95	6.65	27.32	5.93	28.88	8.11	34.17	0	36.14	5.23	34.42	8.94	28.5	1.41	26.55	2.73	31.25	3.87	49.27	6.31	40.35	3.18		
14	51.69	5.54	51.88	6.44	49.52	3.47	58.54	5.70	62.16	2.38	58.56	1.77	54.15	1.96	50.03	2.88	55.73	2.36	87.94	6.9	70.79	2.48		
28	80	7.04	93.62	8.36	87.15	9.22	98.17	2.66	108.30	7.56	103.3	3.01	94.05	1.61	87.79	5.71	97.34	4.69	152.32	5.02	124.48	4.85		
42	115.6	5.7	130.34	5.72	117.73	2.46	133.73	5	145.28	4.21	140.89	2.02	131.49	1.18	126.78	9.59	134.51	3.76	206.88	3.52	172.64	5.3		
56	153.32	4.37	167.42	2.72	141.58	1.39	163.48	5.47	176.37	4.51	170	2.04	166	1.87	160	5.78	168.82	1.98	257.16	5.05	213.97	4.1		
34	200.83	13.6	211.62	14.13	169.51	6.69	193.45	9.65	211.78	1.78	238	5.42	241	7.03	235	2.96	198.97	2.84	297.65	4.89	252.72	3.18		
12	270.49	15	273.4	16.05	216.12	9.04	243.49	3.29	269.29	3.15	326	7.33	333	11.12	325	13.11	291.18	3.66	410.59	9.37	287.72	3		
40	328.84	6.09	327.29	4.73	262.21	4.01	295.11	4.16	319.94	6.02	375	7.31	386	1.18	377	10.68	350.31	4.63	480.13	10.12	428.46	2.58		
68	398	7.72	389	5.76	310.44	4.41	370.8	4.97	400.6	3.5	424	6.07	433	3.94	424	17.91	409.45	2.51	547.77	11.25	496.28	3.48		

## Annexe 8 bis

Flushs de minéralisation de l'azote et du carbone (-7 - 0 jour) au cours  
des incubations de sols

	Carbone				Azote			
	0-30 cm		30-60 cm		0-30 cm		30-60 cm	
	moy	std	moy	std	moy	std	moy	std
	<i>Printemps</i>							
Sol nu	110.8	28.6	105.4	27.3	4.31	0.43	4.63	0.14
Maïs N	130.1	29.1	85.4	23.8	2.18	0.22	3.30	0.26
Maïs ON	110.8	28.6	105.4	27.3	4.31	0.43	4.63	0.14
	<i>Été</i>							
Sol nu	69.3	5.1	65.8	9.7	2.48	0.72	4.92	0.66
Maïs N	74.3	7.9	76.2	10.8	6.22	0.09	6.03	0.73
Maïs ON	102.0	14.9	88.0	6.5	0.98	1.03	4.70	0.21
	<i>Automne</i>							
Sol nu	81.1	3.4	75.7	2.5	9.45	0.69	27.43	0.30
Maïs N	286.0	6.9	74.4	2.3	-2.99	0.12	5.71	0.18
Maïs ON	234.9	6.8	67.9	6.2	-1.22	0.00	4.59	0.04
	<i>Hiver</i>							
Sol nu	95.2	11.2	78.8	2.3	6.24	0.02	4.72	0.47
Maïs N	90.0	9.0	91.0	1.7	4.22	1.29	6.52	1.45
Maïs ON	57.7	5.2	85.1	3.0	4.78	1.45	4.33	0.00