



**HAL**  
open science

# Cinétique de décomposition de résidus de culture d'igname et persistance de l'inoculum de l'anthracnose : influence du mode de gestion et du type d'organe

Aude Ripoche

## ► To cite this version:

Aude Ripoche. Cinétique de décomposition de résidus de culture d'igname et persistance de l'inoculum de l'anthracnose : influence du mode de gestion et du type d'organe. Sciences du Vivant [q-bio]. 2006. hal-02824627

**HAL Id: hal-02824627**

**<https://hal.inrae.fr/hal-02824627>**

Submitted on 6 Jun 2020

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

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



**Unité de Recherche AgroPédoClimatique de la zone Caraïbe  
Unité de Recherche en Production Végétale**

## **Mémoire**

présenté par

**Aude RIPOCHE**

Master Sciences et Technologies du Vivant  
Mention SAGEP  
Spécialité de recherche Agronomie

### **Cinétique de décomposition de résidus de culture d'igname et persistance de l'inoculum de l'antracnose : Influence du mode de gestion et du type d'organe**

Pour l'obtention du diplôme de Master Sciences et Technologies du Vivant  
et du diplôme  
d'Ingénieur Agronome de l'Institut national agronomique Paris-Grignon

Enseignant responsable : Marie-Odile Bancal

Maîtres de stage : Jorge Sierra,  
Guy Jacqua

Soutenu le 27 juin 2006

## REMERCIEMENTS

Je tiens tout d'abord à remercier Jorge Sierra, encadrant hors pair. Conseils avisés, rigueur scientifique, remarques piquantes et toujours pertinentes ont rythmé ce stage qui n'a pas toujours été de tout repos ! Un agradecimiento especial : gracias por el humor, y los cursos de filosofía ! A pesar de todo lo que oí, permanezco convencida de que las mujeres si son muy importantes en el mundo del trabajo (todo depende de quien). Despues 5 meses trabajando con usted, ya yo sé que existe por lo menos un argentino modesto y simpatico ! Quiero agradecer tambien a Serbia por haber dejar ganar Argentina...

Je remercie également Guy Jacqua et François Bussière. Merci à Guy d'avoir répondu à mes (nombreuses !) questions et de m'avoir éclairé sur la bête. Merci à François d'avoir assuré les moments de calme après la tempête, pour sa disponibilité et le suivi technique. Merci à eux d'avoir su me conseiller et m'aiguiller lors de mes doutes multiples.

Je remercie également Harry Ozier-Lafontaine de m'avoir accueillie au sein de son unité de recherche. Merci d'avoir été à l'écoute lors de mes investigations, réflexions et d'avoir su me conseiller pour mes différentes recherches.

Un merci particulier à Michèle et Franck sans qui ce travail n'aurait jamais pu aboutir et certaines heures auraient été bien longues ! Merci pour votre efficacité et votre bonne humeur à toute épreuve. Merci également à Marie-Julie, Jocelyn et Mr. Sophie pour leur aide et leur efficacité. Merci à toute l'unité APC pour l'ambiance chaleureuse qui s'en dégage.

Merci à Régis, pour ses conseils et pour m'avoir permis de découvrir les joies de la cuisine...

Je remercie bien chaleureusement tous les stagiaires présents aux Bamboux, parce que vous le valez bien.

Merci à Marie, Line et Marilyn. De la Martinique à la Guadeloupe il n'y a qu'un pas ! Merci à vous d'avoir été présentes pour ces petits moments de faille qui font plaisir...

Merci à ceux restés toujours présents malgré l'éloignement...

### Résumé :

Les résidus de culture d'igname (feuilles et tiges) peuvent constituer une source d'inoculum primaire de l'antracnose, maladie fongique causée par *Colletotrichum gloeosporioides*. Ils peuvent également contribuer au maintien de la matière organique du sol (MOS). Contrôler la maladie en éliminant les résidus pourrait donc provoquer une dégradation de la MOS. Nous avons donc suivi l'évolution de *C. gloeosporioides* sur des résidus enfouis ou non, et évalué la contribution des résidus à la MOS. Pour cela, des résidus inoculés avec un mélange de souches virulentes ont été disposés dans des filets en PVC en surface et à 10 cm de profondeur dans le sol. Le suivi du pathogène s'est fait par la quantification du nombre de spores présentes dans les résidus et des tests de pouvoir pathogène. Des mesures de biomasse ont permis de suivre la décomposition des résidus. En parallèle, cette décomposition a été mesurée en conditions contrôlées pour paramétrer le module « Décomposition des résidus organiques » du modèle STICS afin de proposer une première estimation de leur facteur d'humification. La décomposition des feuilles est toujours plus rapide que celle des tiges, et les résidus enfouis se décomposent plus rapidement. Après 69 jours, les feuilles enfouies ont complètement disparues, tandis qu'il reste 30 % de feuilles en surface, et 37 et 59 % de tiges, enfouies et en surface respectivement. L'évolution de *C. gloeosporioides* n'est pas corrélée à la décomposition des résidus, et suit la même tendance quel que soit le type d'organe (feuilles ou tiges) et le mode de gestion des résidus (enfouis ou en surface). Après trois mois d'expérimentation, la population de *C. gloeosporioides* présente sur les résidus en surface pouvait toujours induire la maladie. Pour les producteurs ne pouvant effectuer des rotations, l'élimination des résidus d'un précédent igname est indispensable à un meilleur contrôle de l'antracnose mais peut entraîner une perte en C de 8 t.ha<sup>-1</sup> après 10 ans de rotations igname/igname. Un apport de compost pourrait permettre de compenser en partie ces pertes. Pour des producteurs ayant plusieurs parcelles, introduire des rotations avec d'autres cultures en conservant les résidus après récolte semble être un bon compromis pour gérer la maladie tout en maintenant la MOS.

### Abstract :

Crop residues of yam (leaves and stems) can constitute a primary inoculum of yam anthracnose, disease caused by a fungus, *Colletotrichum gloeosporioides*. They can also contribute to the soil organic matter (SOM) conservation when they are left in the field. Therefore the disease control based on the residues elimination could involve a degradation of the SOM. We studied the evolution of *C. gloeosporioides* on decomposing residues and evaluated their contribution to the SOM. Residues were inoculated with virulent isolates and placed in bags of PVC at the soil surface or at a 10 cm soil depth. The evolution of *C. gloeosporioides* was characterized by the quantification of the conidias and by testing their pathogenicity. The decomposition of crop residues was evaluated by measurements of biomass in the field and in controlled conditions to parameterise the module "Decomposition of organic residues" of the model STICS. The model was used to estimate the humification factor of residues and to establish carbon balances. Our results show that leaves decomposed faster than stems, and that residues into the soil decomposed faster than at the surface. After 69 days, the buried leaves completely disappeared, whereas 30 % remained at the soil surface, while 37 and 59 % of the stems remained, buried and at the surface respectively. The evolution of *C. gloeosporioides* was not correlated with the decomposition of the residues and follows the same trend whatever the organ type (leaves or stems) and management (buried or at the surface). After three months, fungus present on the residues at the soil surface may still induce the disease. When a preceding yam crop cannot be avoided, the residues elimination could be necessary for a better control of the disease. It could however involve a loss of C, (until 8 t.ha<sup>-1</sup> after 10 years of successive yam crops) that must be partly compensated by compost use. The farmers who can, should rather used rotations with others crops to manage the disease while maintaining the SOM from residues after harvest.

## SOMMAIRE

<b>I) CONTEXTE GENERAL ET ENJEUX .....</b>	<b>5</b>
<b>II) PROBLEMATIQUE SCIENTIFIQUE .....</b>	<b>6</b>
<b>III) OBJECTIFS, STRATEGIES ET HYPOTHESES DE TRAVAIL.....</b>	<b>7</b>
<b>A) Objectifs et stratégies.....</b>	<b>7</b>
<b>B) Hypothèses de travail.....</b>	<b>8</b>
<b>IV) MATERIEL ET METHODES .....</b>	<b>8</b>
<b>A) Site expérimental.....</b>	<b>8</b>
<b>B) Expérimentation au laboratoire et modélisation.....</b>	<b>8</b>
1) Minéralisation du carbone.....	8
2) Paramétrage du modèle STICS .....	8
<b>C) Expérimentation au champ.....</b>	<b>8</b>
1) Préparation des échantillons végétaux .....	9
2) Mise en place du dispositif.....	9
3) Suivi de la matière sèche.....	10
4) Evaluation de la survie de <i>C. gloeosporioides</i> et de son pouvoir pathogène .....	10
<b>D) Bilan carboné .....</b>	<b>10</b>
<b>E) Analyses statistiques .....</b>	<b>11</b>
<b>V) RESULTATS.....</b>	<b>11</b>
<b>A) Suivi de la décomposition des résidus .....</b>	<b>11</b>
1) Cinétiques de minéralisation du C obtenues au laboratoire .....	11
2) Simulations obtenues avec STICS .....	11
3) Evolution des conditions du milieu : température, pluviométrie et teneur en eau du sol ....	12
4) Evolution de la matière sèche .....	12
<b>B) Evolution de <i>C. gloeosporioides</i> et test de pouvoir pathogène.....</b>	<b>12</b>
1) Survie du pathogène.....	12
2) Evolution du pouvoir pathogène.....	13
<b>C) Bilan carboné .....</b>	<b>13</b>
<b>VI) DISCUSSION.....</b>	<b>14</b>
<b>A) Décomposition des résidus .....</b>	<b>14</b>
<b>B) Survie du pathogène.....</b>	<b>15</b>
<b>C) Propositions de gestion .....</b>	<b>16</b>
<b>VII) CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES.....</b>	<b>16</b>
<b>IX) BIBLIOGRAPHIE .....</b>	<b>18</b>

## ANNEXES

## I) Contexte général et enjeux

L'igname, plante vivrière à tubercule, est cultivée dans la plupart des régions tropicales où elle joue un rôle économique et social important. Deuxième plante à tubercule la plus cultivée après le manioc (plus de 4 millions ha, FAO 2005), elle est consommée par plus de 300 millions de personnes. Les systèmes de culture qui lui sont associés sont très diversifiés, allant des plus traditionnels en Afrique (variétés rustiques, pratiques culturelles manuelles, apports d'intrants industriels minimes) aux plus intensifs comme c'est le cas dans les Caraïbes, en particulier à la Guadeloupe où elle représente d'ailleurs la troisième culture en surface (environ 900 ha) derrière la canne à sucre et la banane (Agréste, 2003). L'espèce la plus cultivée, dans le monde comme à la Guadeloupe, est *Dioscorea alata*, qui outre ses bonnes capacités de conservation est également assez facile à conduire et à récolter (Bonhomme, 2005).

Cependant, aux Antilles, l'environnement favorable au développement des maladies (climat chaud et humide) et l'intensification croissante, qui a eu lieu depuis les années 60, ont contribué à l'apparition de contraintes phytosanitaires de plus en plus fortes pour les producteurs. Le frein majeur au développement de cette culture est une maladie fongique aérienne foudroyante, l'antracnose, déclenchée par l'agent pathogène *Colletotrichum gloeosporioides* (photos, annexe n°1). Ce dernier est à l'origine de nombreuses épidémies qui ont eu des conséquences importantes pour les producteurs, les pertes de rendement pouvant être totales, entraînant parfois la disparition de certains cultivars parmi les plus appréciés des consommateurs (Bonhomme, 2005).

Ce pathogène sévit également dans d'autres régions comme l'Afrique de l'Ouest et Centrale d'où proviennent 93 % de la production mondiale annuelle. Face à cela, plusieurs organismes ont entamé des programmes de recherche dans le but de mieux connaître ce pathogène ainsi que la plante elle-même. En effet, bien que très cultivée, l'igname demeure une plante méconnue sur bien des points notamment d'un point de vue écophysiological (Kennedy, 2003). En ce qui concerne le pathogène, de nombreux points restent également à élucider. En Afrique, des organismes tels que l'IITA (International Institute for Tropical Agriculture) et le NARS (National Agricultural Research Systems), travaillent actuellement à l'acquisition de nouvelles connaissances, d'une part, sur la diversité génétique du pathogène et ses mécanismes d'attaque sur la plante hôte, d'autre part, sur différentes thématiques agronomiques : mécanismes d'entrée et de levée de dormance de l'igname, contrôle des ravageurs (nématodes, champignons, insectes), effets de la diminution du travail du sol dans ces systèmes de culture. Ces données, manquantes actuellement, sont en effet cruciales pour la construction et le succès de systèmes de culture durables (Asiedu *et al.*, 2001).

A la Guadeloupe, l'INRA étudie l'igname depuis les années 60, mais les travaux ont été renforcés en 1970-75, dates de fortes épidémies qui ont sévi sur la majorité de l'île. Centrées dans un premier temps sur la création de variétés plus productives, les recherches ont ensuite porté sur la diversification des variétés résistantes à l'antracnose et l'amélioration des méthodes de lutte. Ce dernier point est d'autant plus important que les phénomènes de résistance chez le champignon sont de plus en plus récurrents du fait de l'utilisation intensive et souvent inadaptée des produits phytosanitaires. De plus, la réglementation ne permettant pas encore l'utilisation de fongicides sur cette culture (Bonhomme, 2005), il existe un besoin pressant de mieux connaître les interactions entre la plante et l'agent pathogène afin que les producteurs puissent continuer à produire des tubercules de bonne qualité de manière durable.

Pour répondre à ces questions, l'INRA Antilles-Guyane a décidé de développer une approche systémique dans le domaine végétal, et c'est dans ce cadre qu'a été mis en place un projet fédérateur sur l'élaboration de systèmes de culture à base d'igname à faibles niveaux d'intrants. Il s'agit effectivement de combler les lacunes actuelles sur le fonctionnement de la plante et ses relations avec ses pathogènes, et de s'intéresser notamment à l'interaction *D. alata/C. gloeosporioides* avec pour objectif de raisonner au mieux les systèmes de culture. Le but est de concevoir des systèmes innovants permettant de répondre à l'attente des producteurs : gérer la maladie tout en conservant de bons rendements et une bonne qualité de tubercules.

## II) Problématique scientifique

Le projet « Systèmes de Culture à base d'Igname » en est pour l'instant aux prémices et les chercheurs des unités de recherches AgroPédoClimatique (UR APC) et en Production Végétale (UR PV) ont décidé de se consacrer dans un premier temps à l'étude des voies de contaminations aériennes, les plus importantes d'après les connaissances actuelles. En 2005, une étude a été réalisée sur la contribution du vent et de la pluie à la dissémination de la maladie. Mon stage s'inscrit dans sa continuité via l'analyse de l'influence des résidus de culture d'igname en décomposition sur les épidémies d'anthracnose.

Quel que soit leur mode de production, jardin créole ou parcelles > 1ha, la majorité des producteurs guadeloupéens se trouvent confrontés aux problèmes liés aux attaques d'anthracnose. Ceci est accentué par le fait que les petits producteurs (surface < 1ha), majoritaires en Guadeloupe (Defêche, 2005), utilisent pour leur culture un minimum d'intrants chimiques, chers et parfois inadaptés. L'utilisation de ces produits n'est d'ailleurs pas autorisée par la réglementation.

La capacité à gérer l'apparition de la maladie paraît alors restreinte, d'autant plus que les sources d'inoculum primaire ne sont pas encore clairement identifiées. *C. gloeosporioides* étant un pathogène hémibiotrophe, plusieurs hypothèses peuvent être énoncées à ce sujet. Les tubercules infectés, d'autres plantes hôtes alternatives telles que manguier, papayer, avocatier..., ou encore les débris végétaux infectés semblent représenter un risque d'infestation pour les cultures (Nwankiti and Okpala 1981, Adebajo and Onesirosan 1986). Toutefois, la contribution relative de chacune de ces sources demeure méconnue.

Concernant les résidus de culture, il est en effet possible d'observer la présence de structures sexuées et asexuées, mais on connaît mal l'aptitude de celles-ci à induire la maladie (Bonhomme, 2005). D'autre part, des travaux effectués en Floride sur le fraisier montrent que la survie de *C. gloeosporioides* sur des résidus enfouis est de 100 % lors des trois premières semaines de l'expérimentation, puis elle décline rapidement jusqu'à être nulle après 8 à 14 semaines (Ureña-Padilla *et al.*, 2001). Une autre étude, également sur le fraisier mais réalisée en Israël, a montré que le pathogène pouvait survivre jusqu'à 5 mois dans des fruits enterrés (Freeman *et al.*, 2002). Des études menées sur d'autres champignons comme par exemple *C. acutatum*, montrent que ce pathogène est également capable de survivre au moins cinq mois sur des stolons de fraisier après enfouissement de ces derniers (Feil *et al.*, 2003). Ces différentes études mettent en avant le rôle important que jouent les conditions du milieu, plus particulièrement la température et la teneur en eau du sol qui, dans les deux cas, nuisent à la survie du pathogène lorsqu'elles sont élevées.

De plus, des résidus infectés enfouis dans le sol posent également la question de la persistance de l'agent pathogène dans le sol. Ekefan *et al.* (2000), ont conclu à une survie peu probable de *C. gloeosporioides* dans le sol de différentes parcelles d'ignames. Ces travaux menés en laboratoire ont en effet montré que le pathogène ne survivait pas au-delà de 8 semaines dans un sol non stérilisé contre 20 semaines en sol stérilisé, du fait de l'importante compétition avec d'autres micro-organismes présents dans le sol notamment *Aspergillus*. Malgré cela, ces études méritent d'être approfondies du fait de la difficulté à établir des méthodes fiables et moins empiriques de quantification des pathogènes dans le sol (comm.pers, C.Neema). De même, d'autres résultats annoncent pour d'autres espèces de *Colletotrichum* une survie possible dans le sol. Par exemple, dans le cas de *C. coccodes*, sur tomate, des sclérotés ont été retrouvés cinq mois après leur enfouissement dans le sol (Dillard *et al.*, 1997).

Cependant, bien que l'on suppose que les résidus puissent être une source d'inoculum primaire, ce type d'études reste rare sur les résidus d'igname. Pourtant, ceux-ci sont souvent laissés à même le sol après la récolte, ou partiellement enfouis dans le cas d'une récolte mécanique (photos, annexe n°2). Une contamination pourrait donc être possible à partir de ces résidus sur les plants du cycle suivant et/ou dans le sol.

La figure n°1 ci-contre résume l'état des connaissances actuelles sur l'igname et l'anthracnose en mettant notamment en évidence les différents points qui suscitent des interrogations.

Concernant les résidus, un autre aspect à considérer est l'apport de matière organique auquel ils peuvent contribuer via leur décomposition. En effet, l'igname est cultivée essentiellement sur

billons (récolte facilitée, croissance du tubercule favorisée), et leur mise en place implique un travail du sol important qui favorise la dégradation de la matière organique du sol (MOS). Or, lorsque les résidus sont décomposés, ils sont soit respirés par la biomasse microbienne, soit incorporés dans la MOS. Des études, menées sur des sols tropicaux peu fertiles, ont montré que la majeure partie du carbone des résidus en décomposition était respirée, et par conséquent, qu'une faible fraction était assimilée (Sierra et Marbán., 2000; Sierra *et al.*, 2003). Cependant, dans le cas de l'igname, aucune donnée n'est disponible à ce sujet.

Dans ce contexte émerge la question d'une éventuelle contradiction entre la gestion de la maladie et celle de la MOS puisque les résidus constituent à la fois une source probable d'inoculum primaire pour le pathogène mais aussi une source de matière organique pour le sol. Par exemple, éliminer les résidus dans le but de contrôler la maladie pourrait être dommageable au maintien de la MOS. Procéder à une approche systémique semble donc bien approprié pour aborder cette multifonctionnalité des résidus, et de cela découle plusieurs interrogations. En effet, si la contribution des résidus au stock d'inoculum est avérée, le développement du pathogène suit-il leur cinétique de décomposition ? Contribuer au maintien de la teneur en MOS par l'apport de résidus implique-t-il un risque d'infestation ? Est-ce à l'origine d'un stock d'inoculum suffisamment important pour déclencher la maladie lors du prochain cycle dans le cas de rotations igrname/igrname?

Il s'avère alors nécessaire de mieux connaître l'évolution des résidus d'ignames en décomposition ainsi que le comportement du pathogène sur ces résidus, c'est-à-dire sa persistance et l'évolution de son pouvoir pathogène. Ce sont ces deux axes qui ont constitué les objectifs de mon stage.

### **III) Objectifs, stratégies et hypothèses de travail**

#### **A) Objectifs et stratégies**

Les objectifs spécifiques à cette étude étaient :

- d'évaluer la survie de *C. gloeosporioides* sur les résidus de culture d'igname.

Le but était d'évaluer le taux de survie du pathogène et son pouvoir pathogène en fonction du mode de gestion des résidus (enfouis / en surface) et de l'organe considéré (feuilles / tiges).

Cela a nécessité la quantification, après identification de l'agent pathogène, de sa présence sur les feuilles et les tiges. Nous avons également testé son pouvoir pathogène sur ces échantillons et sur le sol, prélevés au champ.

- d'analyser et de modéliser la décomposition des résidus

Il s'agissait d'étudier la décomposition des résidus en fonction des facteurs cités ci-dessus (enfouissement, organe considéré), en tant que substrat de l'agent pathogène mais aussi pour leur contribution à la teneur en MOS du sol, ceci au moyen de la modélisation.

Pour cela, nous avons suivi la minéralisation des résidus au champ et en laboratoire. Les expériences en laboratoire nous ont en effet permis de paramétrer le module « Décomposition des résidus organiques » du modèle STICS (Simulateur MULTIdisciplinaire pour Culture Standard) pour l'igname. Ceci nous était nécessaire pour déterminer le facteur d'humification des résidus et établir des bilans carbonés en fonction de leur gestion.

L'étude a été réalisée pendant la saison sèche (février-juin), période après récolte, par conséquent, dans des conditions climatiques correspondant à celles auxquelles les agriculteurs sont confrontés.

Nous avons donc cherché à cerner les différents facteurs qui affectent la survie du pathogène et la décomposition des résidus pour une meilleure approche du pathosystème, en vue de dégager des propositions de gestion des résidus permettant de contrôler la maladie.

## **B) Hypothèses de travail**

Nous avons définis trois hypothèses de travail.

**H1** : Du fait du rapport C/N des organes considérés et du degré de contact entre les résidus et le sol, la décomposition sera plus rapide pour les feuilles que pour les tiges, de même pour les résidus enfouis par rapport à ceux laissés en surface.

**H2** : Par conséquent, en supposant que le pathogène survive peu dans le sol, la persistance du pathogène sera plus importante dans les tiges en surface.

**H3** : D'autre part, étant donné que les tiges contiennent plus de C récalcitrant, du fait de la présence de lignine par exemple, l'apport en MO sera plus conséquent suite à la décomposition des tiges que des feuilles.

## **IV) Matériel et méthodes**

### **A) Site expérimental**

Les expérimentations ont été effectuées sur le site expérimental de l'INRA (domaine Duclos) à la Guadeloupe (16°15'N 61°40'W, à 125 m d'altitude). Le climat de type tropical est caractérisé par une température moyenne annuelle de l'air de 26°C, une pluviométrie moyenne annuelle de 3000 mm et une saison sèche de février à juin. Le sol de la parcelle expérimentale est de type nitisol (ferralitique acide, pH = 4,8), et présente les caractéristiques suivantes : 80 % d'argiles; 1,64 % de C; 0,16 % de N (C/N = 10,3). Le sol utilisé pour les expériences en laboratoire a été prélevé sur cette même parcelle.

### **B) Expérimentation au laboratoire et modélisation**

#### 1) Minéralisation du carbone

Pour suivre la minéralisation du carbone, nous avons étudié trois types de traitement : sol sans résidus (témoin), sol + feuilles, sol + tiges.

L'équivalent de 44 mg MS de feuilles et 46 mg MS de tiges a été mélangé à l'équivalent de 20g de sol sec dans un cristalliseur. Pour chacun des trois traitements, quatre répétitions ont été effectuées. La teneur en eau du sol a été ajustée à 0,32 kg.kg<sup>-1</sup>sol sec (humidité à capacité au champ), et nous avons apporté au sol une solution de nitrate de potassium afin d'obtenir une teneur en azote de 30 mg.kg<sup>-1</sup>sol sec, et de se placer ainsi en conditions non limitantes en azote (Motisi, 2005). Chaque cristalliseur a été placé dans un bocal hermétique contenant un bêcher d'eau de façon à conserver une atmosphère saturée dans le bocal, ainsi qu'un bêcher de NaOH pour piéger le CO<sub>2</sub> dégagé et permettre sa mesure par titration. Les bocaux ont ensuite été mis à incuber à l'obscurité, dans une étuve à 25°C. Pour chacun des traitements, les mesures ont été effectuées tous les 3 puis tous les 10 jours, de j0 à j95 (13 mesures effectuées). Le dispositif est présenté en annexe 3.

La teneur initiale des résidus en C organique a été mesurée à l'aide d'un analyseur élémentaire (NA 1500, Carlo Erba). La quantité de C respirée provenant des résidus a été calculée par différence avec la quantité de C respirée provenant du traitement témoin.

#### 2) Paramétrage du modèle STICS

Ce travail de paramétrage du module « décomposition des résidus organiques » (Nicolardot *et al.*, 2001), vient à la suite d'un travail d'adaptation du modèle aux cultures tropicales (Motisi, 2005). Le module considère trois compartiments organiques : les résidus de culture apportés au sol, la biomasse microbienne associée aux résidus et l'humus issu de la décomposition de ces résidus. Chacun d'eux est caractérisé par son rapport C/N, considéré comme constant en cas de non limitation en azote. Le modèle utilisé a été partiellement modifié par J.Sierra (non publié) afin de considérer que

les résidus peuvent être constitués de deux fractions: l'une facilement minéralisable (C labile), l'autre récalcitrante. Le modèle est décrit en annexe n°4.

Les simulations ont été réalisées pour les conditions de l'expérience au laboratoire, sans modifier les paramètres par défaut du modèle initial, dépendant de la température, l'humidité du sol ainsi qu'au C/N des résidus.

### C) Expérimentation au champ

Pour cette expérimentation, nous avons utilisé un dispositif en blocs aléatoires, avec deux traitements et trois répétitions. Les traitements correspondaient aux deux modes de gestion étudiés : résidus enfouis, résidus en surface. Les blocs étaient disposés en direction N-S. Au sein de la parcelle (12 x 12 m), ces blocs de 2 x 1,5 m, étaient séparés de 2 m. Pour éviter tout risque de dispersion par le vent ou d'infection par des souches extérieures, des ombrières ont été placées autour de la parcelle et 2 m les séparaient des blocs. De façon à détecter d'éventuelles contaminations durant l'expérience, nous avons placé une parcelle en sol nu en guise de témoin (1 x 8,5 m) à proximité des blocs (schéma, annexe n°5).

#### 1) Préparation des échantillons végétaux

Nous avons récolté les résidus de culture d'une variété sensible (Pacala) sur une parcelle d'agriculteur quelques jours avant sa récolte d'ignames. Feuilles et tiges ont été séparées puis conservées en chambre humide dans des sachets en plastique avant inoculation : 5 sachets contenant 2 m de tiges chacun et 4 sachets contenant 300 feuilles chacun. En parallèle, une solution de spores de *Colletotrichum gloeosporioides* a été élaborée à partir de quatre isolats, dont les colonies issues de culture sur milieu nutritif PDA (Potatoe Dextrose Agar) ont été broyées puis diluées dans l'eau stérile. La concentration de cette solution, égale à  $5,4 \cdot 10^3$  spores.ml<sup>-1</sup>, a été déterminée à l'hématimètre. Les isolats, appartenant à la collection de l'INRA, ont été choisis pour leur forte virulence. Les résidus ont ensuite été inoculés avec cette solution, à raison de 300 ml par sachet, puis mis à incuber en chambre humide (25°C) durant 7 jours de façon à ce que le champignon puisse s'exprimer dans des conditions favorables.

#### 2) Mise en place du dispositif

Avant de disposer les résidus sur la parcelle, l'équivalent de 100 kgN.ha<sup>-1</sup> a été appliqué sous la forme de nitrate de potassium pour être en conditions non limitantes en azote.

Les résidus ont été mis dans des filets en PVC (20 x 20 cm) dont les mailles, de 5 mm, permettaient un contact étroit avec le sol (Kurz-Besson *et al.*, 2005). La quantité de feuilles et de tiges placée dans le sachet était proportionnelle à la quantité de feuilles et tiges que l'on a estimée sur la parcelle d'origine (2 t.ha<sup>-1</sup>MS de feuilles, 2 t.ha<sup>-1</sup>MS de tiges) soit en moyenne, 2,5 g MS de feuilles et de tiges dans chaque sachet. Pour le traitement enfouis, les sachets ont été disposés à 10 cm de profondeur. Chacun des blocs comprenaient 24 sachets, à raison de six sachets répartis sur chacune des quatre lignes et espacés d'environ 20 cm. Le dispositif mis en place est présenté dans l'annexe 5.

Chaque échantillon a été pesé frais avant d'être mis en sachet et son équivalent en MS a été estimé à partir de ce poids frais et de l'humidité calculée à partir de quatre échantillons de feuilles et de tiges.

Les sachets ont été prélevés de façon aléatoire. Lors des trois premiers prélèvements (j8, j15, j20), deux sachets par bloc étaient prélevés, puis traités séparément pour suivre l'évolution de la MS et celle du pathogène. Par la suite, un seul sachet était prélevé chaque semaine afin de les utiliser pour l'une ou l'autre de nos mesures. Lors de mon stage, 16 sachets ont été prélevés durant l'expérimentation (huit pour le suivi de la MS, huit pour le suivi du pathogène).

De plus, tout au long de l'expérimentation, la température a été mesurée sur la parcelle à l'aide de thermocouples, disposés en surface et à 10 cm de profondeur. La teneur en eau du sol a également été mesurée à 10 cm de profondeur à l'aide de sondes TDR. Les données de pluviométrie proviennent quant à elles de la station météo du domaine expérimental, basé à 500 m de la parcelle.

### 3) Suivi de la matière sèche

Après prélèvement, feuilles et tiges ont été séparées, nettoyées à l'eau pour ôter toutes impuretés (sol, sclérotés...), puis mises à sécher trois jours à l'étuve à 60°C afin d'effectuer des mesures de biomasse.

### 4) Evaluation de la survie de *C. gloeosporioides* et de son pouvoir pathogène

Les résidus de chaque échantillon ont été séparés (feuilles vs tiges), puis nettoyés soigneusement afin d'éliminer la majorité des particules de sol. Feuilles et tiges ont ensuite été découpées, mises en suspension dans 40 ml d'eau stérile puis broyées à l'aide d'une tige en verre. Les broyats ont été filtrés et les solutions obtenues conservées à 5°C. Nous avons déterminé le nombre de spores de *C. gloeosporioides* présentes dans 1 ml de filtrat à l'hématimètre, à raison de cinq répétitions par solution. Une mesure initiale du nombre de spores présentes sur les feuilles et sur les tiges a été faite à partir de deux échantillons.

Les résidus ont été récupérés après filtration puis mis à sécher à 60°C pour les mesures de biomasse. Celles-ci nous ont permis d'exprimer le nombre de spores par unité de MS.

D'autre part, nous avons effectué des tests de pouvoir pathogène à partir des résidus et du sol. Concernant les résidus, nous avons aspergé 5 ml de la solution filtrée sur des feuilles saines, détachées, d'une variété sensible (Sainte Catherine) contenues dans des boîtes de Pétri. L'ensemble a ensuite été mis à incuber en chambre humide. Pour le sol, nous avons utilisé la technique du piégeage, élaborée à l'UR PV (Jacqua et Bonhomme, 2006), qui consiste à disposer des feuilles saines, détachées, de variété sensible (ici Plimbite) directement en contact avec le sol considéré, puis à mettre à incuber l'ensemble en chambre humide. Le sol utilisé provenait directement des filets ou de la parcelle témoin.

Dans les deux cas, résidus et sol, le degré d'attaque a été évalué après 10 jours d'incubation (annexe n°6). Nous avons pour cela utilisé la grille de notation, établie par Toribio et Jacquas (1978) présentée dans le tableau n°1. Nous avons ensuite fait une moyenne des trois notes obtenues pour chacun des traitements, soit quatre pour les résidus, deux pour le sol. Les tests ont été réalisés aux jours 15, 28, 69 et 89 pour les résidus ; 15, 62 et 89 pour le sol.

La figure n°2 résume les protocoles utilisés pour le suivi de la MS et celui du pathogène.

## **D) Bilan carboné**

Le bilan de C a été établi de façon à quantifier l'impact de la gestion des résidus (conservation sur la parcelle ou élimination) sur le stockage de C dans le sol. Du fait de son importance pour le bilan, nous avons tenu compte d'un apport de compost, pratique courante des agriculteurs guadeloupéens.

Le stock de C du sol a été évalué après un an en culture d'ignames, 5 et 10 ans de rotations igname/igname, et calculé en considérant la couche 0-0,2 m du sol de densité égale à 1 selon l'équation suivante :

$$C_{fin_n} = C_{init_n} - C_{init_n} * f_{min} + Crés * fh_R + C_{comp} * fh_C$$

Où,  $C_{fin_n}$  est le stock de C final du sol de l'année n,

$C_{init_n}$ , le stock de C du sol l'année n, d'où  $C_{fin_n} = C_{init_{n+1}}$

$f_{min}$ , le facteur de minéralisation de la MOS,

$Crés$ , le carbone apporté par les résidus (équivalent à 4 tMS.ha<sup>-1</sup>, feuilles et tiges confondues),

$fh_R$ , le facteur d'humification des résidus, moyenne des deux facteurs obtenus par simulation,

$C_{comp}$ , le carbone contenu dans le compost pour un apport de 7,5t.ha<sup>-1</sup>.an<sup>-1</sup>,

$fh_C$ , le facteur d'humification du compost.

## E) Analyses statistiques

En ce qui concerne la minéralisation du C, n'ayant considéré qu'un seul effet (type d'organe), les différences de traitement ont été analysées à l'aide de tests de Student (test t).

Pour le suivi de la MS et celui du pathogène, plusieurs effets étant étudiés et croisés (mode de gestion et type d'organe), nous avons fait des analyses de type ANOVA (analyse de variance) à l'aide du logiciel XLSTAT2006. Cela nous a permis de déterminer l'influence des différents facteurs et de leurs interactions sur la décomposition des résidus et la survie du pathogène.

## V) Résultats

### A) Suivi de la décomposition des résidus

#### 1) Cinétiques de minéralisation du C obtenues au laboratoire

La figure n°3 présente le cumul de C produit lors de la respiration microbienne du sol témoin, des feuilles et des tiges.

La libération de CO<sub>2</sub>, provenant des feuilles ou des tiges en décomposition, est toujours supérieure au témoin, selon l'ordre suivant sol < tiges < feuilles (P < 0,05). Bien que la quantité de C apportée dans les cristallisoirs soit similaire pour feuilles et tiges (respectivement 960 et 1 000 mgC.kg<sup>-1</sup>sol sec), 610 mgC-CO<sub>2</sub>.kg<sup>-1</sup>sol sec sont dégagés pour les feuilles contre 535 pour les tiges à la fin de l'expérimentation. Ces valeurs correspondent respectivement à 64 et 53 % de C apporté (figure n°4).

D'après ce dernier graphique, il apparaît que la cinétique de minéralisation du C est différente pour les feuilles et les tiges. En effet, la minéralisation des feuilles est tout d'abord très rapide puisqu'au jour 23, 50 % du C apporté sont déjà dégagés. Cette vitesse de minéralisation tend ensuite à diminuer. Au jour 95, donc dans un intervalle de temps quatre fois supérieur au précédent, seulement 14 % de C-CO<sub>2</sub> supplémentaires ont été dégagés.

Concernant les tiges, la vitesse de minéralisation est plus lente. Nous observons en effet une augmentation assez régulière du % C-CO<sub>2</sub> dégagé jusqu'à la fin de l'expérimentation. Au jour 23, 29 % C-CO<sub>2</sub> ont été dégagés tandis qu'au jour 95, 53 % C-CO<sub>2</sub> sont totalisés.

Par conséquent, la différence de % C-CO<sub>2</sub> dégagé entre les deux traitements considérés diminue également régulièrement : 10 % à j95 contre 21 % à j23.

#### 2) Simulations obtenues avec STICS

Les simulations, réalisées avec les paramètres par défaut du modèle, nous ont permis d'évaluer son aptitude à simuler la cinétique de minéralisation du C observée au laboratoire.

Les simulations sont présentées en figure n°4 et les valeurs des principaux paramètres du modèle sont présentées dans le tableau n°2, ainsi que le coefficient de corrélation et la demie-vie des résidus, calculée à partir du taux de décomposition 'k' (demie-vie = (ln 2)/k).

Le modèle simule bien la minéralisation du C des feuilles (R<sup>2</sup> = 0,98) et des tiges (R<sup>2</sup> = 0,99). Durant les 20 premiers jours, les valeurs simulées sont légèrement surestimées dans le cas des feuilles, et plutôt sous-estimées pour les tiges.

Pour les feuilles, la décomposition est décrite comme un système fonctionnant avec un pool unique, les paramètres étant tous identiques. Pour les tiges, bien que les deux pools de C soient de taille similaire (pool 1 = 0,49 et pool 2 = 0,51), les autres paramètres ont des valeurs différentes pour les deux compartiments. Par exemple, nous observons que le pool 1 a un taux de décomposition très faible et un C/N élevé par rapport au pool 2. Le pool 1 correspond donc à la fraction récalcitrante et le pool 2 à la fraction labile. Nous pouvons d'ailleurs noter que la demie-vie du pool 2 est assez proche de celle calculée pour les feuilles, respectivement 4 et 2 jours, contre 2 mois et demi pour le pool 1 des tiges.

D'autre part, d'après les facteurs d'humification obtenus par simulations, le dégagement total de C-CO<sub>2</sub> observé au laboratoire est proche du maximum dans le cas des feuilles, respectivement 63 % contre 66 %, tandis qu'il reste encore 21 % du C provenant des tiges à dégrader.

### 3) Evolution des conditions du milieu : température, pluviométrie et teneur en eau du sol

L'évolution de ces différents facteurs lors de l'expérimentation est présentée en figure n°5. Les données de température et teneur en eau du sol n'ont pas pu être acquises lors des 8 premiers jours de l'expérimentation du fait d'un problème d'installation des appareils.

La pluviométrie a été relativement faible sur toute la période (figure 5a). Nous pouvons noter deux pics importants, au 17<sup>ème</sup> et 42<sup>ème</sup> jour, de 41 et 31 mm respectivement. A la fin de l'expérimentation, des pics moins élevés ont été observés (entre 18 et 24 mm.j<sup>-1</sup> de pluie). Les températures moyennes journalières du sol et en surface ont suivi la même tendance, différant de 1 à 2°C en général (figure 5b). Les températures ont augmenté durant les 30 premiers jours, de 25 à 32 °C, et sont restés assez élevées jusqu'à la fin de la période (> 30°C), excepté une chute de 5 et 8°C, respectivement au sol et en surface, correspondant au 2<sup>ème</sup> pic de pluie observé. A noter que l'amplitude thermique journalière était plus forte en surface qu'au sol. La teneur en eau du sol a augmentée après le premier pic de pluviométrie puis a diminué régulièrement, de 0,45 kg.kg<sup>-1</sup> sol sec à 0,23 (figure 5c). Le même phénomène s'est produit après le deuxième pic de pluviométrie, avec une diminution moindre, de 0,37 kg.kg<sup>-1</sup> sol sec à 0,24 au 78<sup>ème</sup> jour. Une augmentation a été observée lors des 10 derniers jours de l'expérimentation (0,32 kg.kg<sup>-1</sup> sol sec en moyenne).

### 4) Evolution de la matière sèche

L'évolution de la MS au cours du temps est présentée en figure n°6. La décomposition est, de façon générale, plus rapide pour les feuilles que pour les tiges, de même pour les résidus enfouis par rapport à ceux laissés en surface ( $P < 0,05$ ).

La vitesse de décomposition des feuilles est très élevée lors les trente premiers jours puisque 67 et 90 % MS ont été décomposés, respectivement pour les feuilles en surface et enfouies. Cependant, cette vitesse diminue fortement pour les feuilles en surface étant donné que 89 jours après la mise en place sur la parcelle, environ 20 % MS reste à décomposer, les feuilles enfouies étant entièrement décomposées dès le 62<sup>ème</sup> jour.

Concernant les tiges, plus particulièrement celles placées en surface, la décomposition est plus lente. En effet, après 30 jours d'expérimentation, seulement 20 % MS ont été décomposés, 40 % au dernier jour de l'expérimentation. Au contraire, la tendance pour les tiges enfouies est proche de celle des feuilles en surface, c'est-à-dire une diminution plus marquée de la MS dans les 40 premiers jours (45 % MS décomposés), suivie d'une phase de stabilisation jusqu'à la fin de l'expérimentation.

Les résultats de l'ANOVA confirment les observations précédentes puisqu'ils mettent en évidence l'effet des deux facteurs étudiés - type d'organe et mode de gestion - sur la décomposition des résidus ( $P < 0,05$ ). Leur interaction n'a cependant pas d'effet significatif ( $P > 0,05$ ), ce que l'on peut remarquer sur le graphique, les courbes étant parallèles.

D'autre part, la durée nécessaire à la décomposition de 50 % de la MS des résidus enfouis est de 8 jours pour les feuilles contre 35 pour les tiges, ce qui est du même ordre de grandeur que les temps de demi-vie issus des simulations.

A noter, d'après les écart-types obtenus, que la variabilité de la MS est assez élevée pour les tiges comme pour les feuilles. De même, les augmentations du % MS observées au cours de l'expérimentation n'ont pas de sens bio-physique mais sont plutôt imputables aux erreurs d'expérimentation. Nous avons considéré, pour tous les échantillons, la même humidité que celle calculée pour les échantillons témoins.

## **B) Evolution de *C. gloeosporioides* et test de pouvoir pathogène**

### 1) Survie du pathogène

L'évolution du nombre de spores est présentée en figure n°7. Les résultats sont exprimés en % de la valeur initiale mesurée sur chaque organe, valeurs figurant dans le tableau n°3.

Pour tous les traitements, le nombre de spores diminue tout d'abord très rapidement durant les 20 premiers jours puisque seulement 10 à 15 % spores.g<sup>-1</sup>MS ont été observées à cette date. Puis, le nombre de spores augmente jusqu'au 40<sup>ème</sup> jour, 56<sup>ème</sup> pour les tiges enfouies. Ces valeurs sont

d'ailleurs significativement supérieures à celles observées à j20, excepté pour les tiges en surface où  $P > 0,05$ . Nous observons ensuite une diminution jusqu'à la fin de l'expérimentation, significative pour les feuilles en surface et enfouies.

Par conséquent, contrairement aux résultats obtenus pour la MS, le nombre de spores évolue de façon similaire au cours du temps pour tous les traitements. Aucune différence significative entre traitements n'a d'ailleurs été relevée avec l'ANOVA. Il n'y a donc pas d'effet particulier dû au type d'organe ou au mode de gestion.

## 2) Evolution du pouvoir pathogène

Le tableau n°4 présente la moyenne des notes des tests effectués à partir des résidus et du sol pour chacun des traitements. Le nombre de spores observées sur les échantillons utilisés pour le suivi du pathogène et correspondant aux différentes dates des tests est précisé dans le tableau n°5.

Concernant les tests effectués à partir des résidus, quelque soit le traitement, les moyennes diminuent au cours du temps. De plus, les moyennes des deux traitements en surface sont toujours supérieures à celles obtenues pour les résidus enfouies ( $P < 0,05$ ), tandis qu'il n'y a pas d'effet significatif dû au type d'organe pour un même mode de gestion. A noter qu'il n'y a pas de relation apparente entre les notes des tests et le nombre de spores observées. D'autre part, aucun symptôme n'a été observé pour les échantillons témoin.

Lors des tests à j15 et j28, de nombreuses spores de *C. gloeosporioides* ont été observées au niveau des lésions présentes sur les feuilles testées. Lors des tests suivants, nous avons également remarqué des symptômes, excepté pour les tiges enfouies. Cependant, nous avons uniquement relevé la présence du champignon pour les échantillons issus des résidus en surface. Dans les autres cas, nous avons essentiellement observé des nématodes et tardigrades (Arthropodes) à partir des lésions.

De plus, aux différentes dates de tests, nous avons également noté, dans des proportions variables, la présence ainsi que d'autres espèces de champignons tels que *Fusarium*, *Rhizoctonia*, *Sclerotium*, *Curvularia* et *Colletotrichum capsici* sur les lésions.

A noter que des problèmes lors de l'observation des spores nous ont contraint à ne considérer qu'un seul échantillon pour les tiges enfouies à j69.

Concernant les tests effectués sur le sol, aucun symptôme n'a été détecté pour le sol prélevé sur la parcelle témoin lors des différents tests. D'autre part, pour le sol en contact avec les résidus, nous n'avons pas relevé la présence de spores de *C. gloeosporioides* lorsque des symptômes étaient observés. Ces derniers étaient dus soit à la présence d'autres champignons, en l'occurrence *Sclerotium* et *Rhizoctonia*, soit à celle de nématodes et tardigrades. Cependant, lors des tests effectués au 62<sup>ème</sup> et 69<sup>ème</sup> jour, quelques rares spores ont été observées pour une des trois répétitions des échantillons en surface. Toutefois, il n'y a pas eu d'évolution des symptômes après 7 jours supplémentaires d'incubation.

## C) Bilan carboné

L'évolution du stock de C du sol au cours du temps, en fonction du mode de gestion est présentée en figure n°8, la valeur des paramètres utilisés dans le tableau n°6.

Nous avons considéré quatre modes de gestion possibles : apport de résidus + compost, apport de résidus sans compost, apport de compost sans résidus ou aucun apport.

Quelque soit le traitement et la période de temps considérés, le stock final est toujours inférieur au stock initial, selon l'ordre de grandeur suivant : résidus + compost > résidus > compost > aucun apport. Après un an de culture d'ignames, les pertes en C par rapport au stock initial sont assez faibles, comprises entre 0,04 et 0,8 tC.ha<sup>-1</sup>. Si les différences entre traitements sont alors assez faibles, elles croissent ensuite rapidement au cours du temps.

Par exemple, après cinq années de rotations igname/igname, jusqu'à 4 tC.ha<sup>-1</sup> peuvent être perdues par rapport au stock initial si aucun apport n'est effectué contre seulement 0,2 tC.ha<sup>-1</sup> lorsque résidus et compost sont apportés à la parcelle. De même, après 10 ans de rotations, ces pertes en C sont multipliées par deux, respectivement 8 tC.ha<sup>-1</sup> et 0,4 tC.ha<sup>-1</sup>. Concernant les deux autres traitements, les pertes sont de 3 et 5 tC.ha<sup>-1</sup> respectivement avec apport de résidus ou de compost.

## VI) Discussion

### A) **Décomposition des résidus**

La respiration provenant de la décomposition des feuilles et des tiges est, dès le début de l'incubation plus élevée que celle du sol témoin. Ceci peut s'expliquer par l'apport de C labile que représentent les résidus en relation à la proportion de cette même fraction dans le sol. En effet, la fraction facilement minéralisable, assez faible dans le sol étudié (Sierra et Marbán, 2000), est indispensable à l'activité microbienne puisque sa métabolisation permet la production d'énergie. Par conséquent, dans un sol où l'activité biologique est limitée, la fraction de C labile contenue dans les résidus permet à la population microbienne de reprendre rapidement une activité plus soutenue, d'où une respiration plus élevée.

Cependant, cette activité était différente pour les feuilles et les tiges puisque malgré une quantité de C apportée similaire pour ces deux traitements, le dégagement de C-CO<sub>2</sub> était plus élevé pour les feuilles. Cela est conforme à nos hypothèses de départ ainsi qu'aux résultats obtenus pour d'autres cultures (Nicolardot *et al.*, 2001), s'explique par la quantité de C facilement assimilable contenue dans les deux types d'organes.

Cela est d'ailleurs bien expliqué par le modèle. Dans le cas des feuilles, le système fonctionne en considérant un seul compartiment, ce qui indique une résistance homogène des tissus foliaires aux décomposeurs. Au contraire, dans le cas des tiges, le modèle révèle que le système peut être décrit comme ayant deux compartiments distincts. L'un possède des caractéristiques proches des feuilles, tandis que le second se décompose beaucoup plus lentement et son rapport C/N est du même ordre de grandeur que celui des composés complexes type lignine (Jensen *et al.*, 2004). Dans cette étude, les tiges ont effectivement une composition chimique riche en C (C/N = 62 vs 21 pour les feuilles), mais les composés qu'elles contiennent tels que la lignine induisent une décomposition plus lente. L'augmentation régulière du %C-CO<sub>2</sub> dégagé observée au laboratoire peut donc s'expliquer tout d'abord par une dégradation rapide des composés facilement assimilables par les décomposeurs. Puis, ces derniers ayant disparu et les composés complexes étant dégradés plus lentement, il y a toujours dégagement de C-CO<sub>2</sub> mais à une vitesse de minéralisation inférieure à la précédente. Différents travaux ont d'ailleurs mis en avant la relation entre la composition chimique des résidus et leur décomposition (Carrera Analiá *et al.*, 2005, Lupwayi *et al.*, 2006).

Les différences observées à la parcelle entre résidus en surface et résidus enfouis sont en accord avec les travaux de Franzluebbbers *et al.* (1996), qui cinq mois après le placement des résidus à la parcelle retrouvait 43 % de résidus enfouis, et 70% de résidus en surface. Cela s'explique notamment par un meilleur contact entre les décomposeurs présents dans le sol et les résidus lorsque ces derniers sont enfouis. De même, la vitesse de décomposition élevée que nous avons observé est du même ordre que ce qui a été relevé pour les bananiers en climat tropical (Lekasi *et al.*, 2001). Nos résultats montrent qu'une partie des résidus persistent jusqu'à trois mois après leur mise en place sur la parcelle, ce qui peut donc correspondre à la période de plantation de l'igname.

Les conditions climatiques rencontrées à la parcelle, relativement variables (figure n°5), n'ont pas permis d'estimer le taux de décomposition « k », ce travail reste à approfondir. Pourtant, la durée nécessaire à la décomposition de 50 % MS était proche de ce qui a été calculée à partir des simulations. Les expériences menées en laboratoire constituent donc, dans ce cas, de bons indicateurs de ce qui est observé à la parcelle. Cela peut notamment être dû au fait que malgré les variations de la température et de la teneur en eau du sol à la parcelle, les valeurs moyennes de ces facteurs sont du même ordre de celles en laboratoire (respectivement 29 vs 25°C et 0,27 vs 0,32 kg.kg<sup>-1</sup>sol sec).

L'étude de la décomposition des résidus nous était avant tout indispensable pour évaluer leur influence sur la persistance de *C.gloeosporioides* et le risque d'infestation éventuel durant la période récolte-plantation (approximativement de décembre à avril ou de février à juin), les résidus pouvant persister plus de deux mois en surface ou enfouis.

## B) Survie du pathogène

Les résultats obtenus pour la survie de *C.gloeosporioides* ont montré que la diminution de la population de cette espèce était plus rapide que celle de la biomasse des résidus, et que l'évolution du nombre de spores au cours du temps a suivi la même tendance pour tous les traitements. D'autre part, d'après les résultats des tests de pouvoir pathogène, tous les résidus étaient une source potentielle d'infestation pendant les trente premiers jours. Cependant, après trois mois d'expérimentation, seuls ceux laissés en surface étaient susceptibles de déclencher la maladie. De plus, bien qu'ayant utilisé deux variétés sensibles différentes pour les deux tests de pouvoir pathogène (résidus et sol), nous avons considéré l'effet induit comme négligeable, les souches utilisées pour l'inoculation étant très virulentes pour ces deux variétés (comm. pers., Jacqua).

Plusieurs hypothèses peuvent expliquer les phénomènes observés. La différence de vitesse de diminution de population du champignon et celle des résidus indiquent que ce n'est pas la quantité totale de substrat qui affecte le pathogène. D'ailleurs, la disparition de la fraction la plus labile de substrat n'explique pas non plus ces résultats. En effet, dans le cas des feuilles, cette distinction substrat total/substrat labile n'est pas valable car le système fonctionne comme un seul compartiment.

Une deuxième hypothèse concerne l'effet éventuel des facteurs du milieu tels que la température, la teneur en eau du sol et la pluviométrie. La comparaison de l'évolution du pathogène aux différentes données climatiques mesurées (figure n°5) montre que les deux phases de diminution du nombre de spores correspondaient à des conditions peu favorables au développement du champignon, celui-ci nécessitant des températures et une humidité relative élevées ( $> 28^{\circ}\text{C}$ ; FDGDEC, 1997). Durant les 20 premiers jours de l'expérimentation, la température était inférieure à  $26^{\circ}\text{C}$  tandis que la teneur en eau du sol était élevée ( $0,37 \text{ kg.kg}^{-1}\text{sol sec}$ ). De même à partir du 40<sup>ème</sup> jour, il y a eu une chute brutale de la température du sol et de la surface (environ  $-8^{\circ}\text{C}$ ), accompagné d'un pic de pluviométrie et d'une augmentation brusque de la teneur en eau ( $+ 0,15 \text{ kg.kg}^{-1}\text{sol sec}$ ). Au contraire, les conditions observées lors de l'augmentation du nombre de spores étaient plus chaudes (température moyenne  $> 28^{\circ}\text{C}$ ), ceci associé à un important pic de pluviométrie et une teneur en eau assez élevée ( $0,32 \text{ kg.kg}^{-1}\text{sol sec}$  en moyenne). Les conditions du milieu pourraient donc être des facteurs importants de l'évolution de *C. gloeosporioides*, qui semble en effet réagir à des effets de seuils. Cependant, nous ne pouvons pas déterminer si l'ensemble des paramètres du milieu est déterminant sur l'évolution du champignon, ou si celle-ci est uniquement régit par l'un deux. Différents travaux, menés sur d'autres champignons de la famille *Colletotrichum*, ont d'ailleurs mis en évidence l'effet de la température et de l'humidité du sol sur la survie du pathogène (cf. II).

Un autre aspect également à considérer dans l'évolution du champignon est la compétition entre micro-organismes. En effet, nous avons pu remarquer au cours des différentes observations la présence d'autres micro-organismes tels que champignons, nématodes, arthropodes. Dans le cas des résidus enfouis, cela serait accentué par la présence de la biomasse microbienne du sol. Les résultats obtenus pour les tests de pouvoir pathogène effectué sur le sol, et ceux présentés par les travaux de Ekefan *et al.* (2000) montrent que *C. gloeosporioides* n'est pas un pathogène du sol. Il ne serait donc pas un compétiteur efficace face à la biomasse microbienne du sol. Des travaux antérieurs nous permettent effectivement d'écarter l'effet des caractéristiques du sol étudié, comme l'acidité, sur la disparition de *C. gloeosporioides* (Clairon et Zinsou, 1981). Ainsi, des conditions du milieu plus favorables au pathogène (résidus enfouis : amplitude journalière de ces facteurs moindre) pourraient être compensées par une compétition plus forte avec les micro-organismes du sol. Ceci pourrait expliquer qu'il n'y ait aucune différence entre les différents modes de gestion.

L'absence de relation entre les mesures du nombre de spores et celles du pouvoir pathogène pourrait être expliquée par la présence de souches peu ou non pathogènes dans les résidus récoltés chez l'agriculteur. En effet, nous avons pu observé des spores de *C. gloeosporioides* sur ceux-ci. Dans ce sens, le nombre élevé de spores et l'absence de pouvoir pathogène observés dans les tiges enfouies, pourrait être expliqué par une forte compétition avec les micro-organismes du sol. Cela implique que des souches non pathogènes seraient plus compétitives que des souches pathogènes dans ces

conditions. Cependant cette hypothèse reste à vérifier, aucune donnée n'étant disponible quant aux compétitions entre souches d'une même espèce (comm.pers., C.Neema). Effectuer des tests à chaque prélèvement correspondant au suivi du pathogène aurait été intéressant pour étudier la relation nombre de spores/pouvoir pathogène de façon plus précise, mais dans notre cas, la quantité de matériel végétal sensible ne le permettait pas.

En synthèse, compte tenu du fait que les résidus ne sont jamais complètement enfouis après la récolte, nos résultats confirment que les résidus constituent un risque réel d'infestation. Le pathogène est en effet capable de persister et d'induire la maladie dans les résidus en surface, trois mois après la récolte, donc lors de la période de plantation de l'igname. Les plants alors en croissance pourraient être en contact avec le champignon de façon très précoce. Les dégâts seraient d'autant plus dommageables que le développement du champignon débute prioritairement sur les jeunes feuilles pour ensuite s'étendre au plant entier (Bonhomme, 2005).

### **C) Propositions de gestion**

L'intérêt des bilans tels que nous les avons calculés résidait avant tout dans l'évaluation de la contribution des résidus de culture d'igname à la MOS, et cela pour quantifier l'effet d'une éventuelle élimination des résidus afin de gérer la maladie. Ceci nous a également permis de comparer cette contribution des résidus à celle issue de l'apport de compost, pratique de plus en plus courante chez les producteurs, dans une optique de gestion de l'ensemble du système.

Au vu de ces différents résultats, plusieurs propositions de gestion peuvent être suggérées en fonction du système de production considéré. En effet, si nous nous plaçons dans le cas de producteurs possédant plusieurs parcelles, effectuer des rotations avec des cultures autres que l'igname et non hôtes du pathogène, pourraient permettre de gérer le stock d'inoculum tout en limitant les pertes en matière organique via l'apport de résidus. En revanche, pour les petits producteurs, les possibilités de rotations étant réduites, l'élimination des résidus pourrait s'avérer être l'unique solution pour gérer la maladie. Cependant, les différents bilans carbonés obtenus montrent que cette élimination peut entraîner des pertes en MOS importantes pour le sol si d'autres solutions alternatives ne sont pas adoptées. En effet, malgré une quantité de biomasse résiduelle relativement faible, au total 4 tMS.ha<sup>-1</sup>, l'humification des résidus semble limiter la perte en C de façon efficace. En cela, l'apport de compost pourrait se substituer aux résidus, avec cependant, un effet moindre que celui des résidus sur le stock de C. Dans le cas où seul un apport de compost serait possible, des améliorations sont à envisager, soit au niveau de la quantité à apporter, soit de la qualité même du compost afin de compenser au mieux les pertes en C du système.

Il est à noter que l'enfouissement total des résidus impliquerait un travail du sol supplémentaire, et de ce fait, une minéralisation plus importante, donc une perte de MOS initiale. Ceci n'a pas été pris en compte dans le bilan mais devra être considéré par la suite pour l'élaboration de nouveaux systèmes de culture.

## **VII) Conclusions et perspectives**

Dans le cadre de notre étude, l'intérêt principal portait sur l'existence ou non de risques d'infestation à partir de résidus de cultures infestés ou du sol. L'originalité de ce travail a notamment consisté en la prise en compte du substrat comme facteur de l'évolution du pathogène. En effet, dans la bibliographie que nous avons consulté préalablement à ce travail, la majorité des auteurs n'a pas considéré la biomasse des résidus comme un facteur à part entière de la survie des micro-organismes, mais uniquement comme porteuse de la maladie.

De par son ambition de considérer le pathosystème dans son ensemble, ce travail a également permis de rendre compte de la complexité de celui-ci, et les difficultés que cela impliquait, car les trois éléments considérés (résidus / pathogène / sol) sont eux-mêmes complexes et encore relativement

méconnus. En ce qui concerne la décomposition des résidus, l'utilisation du modèle STICS *in situ* n'a pas pu être réalisée car elles nécessitent de profondes transformations du modèle

Nous avons démontré que les débris infestés laissés à même la parcelle constituent effectivement des foyers de développement du champignon et une source d'inoculum primaire de la maladie, ce quelque soit l'organe. Concernant les risques d'infestation liés au sol, il semble qu'ils soient limités, aucun symptôme de la maladie n'ayant été relevé. Pour cette étude, nous avons utilisé des résidus inoculés de façon artificielle, donc contrôlée. Se placer en 'conditions réelles' pour le suivi du pathogène, c'est-à-dire sur une parcelle ayant subi de fortes attaques d'anthracnose, pourrait permettre de voir si la persistance de *C. gloeosporioides* est effectivement due ou non à la population initiale.

Nous avons en effet pu montrer que les méthodes de quantification du suivi du champignon méritent d'être améliorées. Suivre le nombre de spores de *C. gloeosporioides* ou suivre l'évolution du pouvoir pathogène, peut donner des informations différentes sur l'évolution du champignon si les résultats sont traités séparément. Il paraît pertinent d'envisager un suivi du pathogène sur les résidus d'une parcelle infectée de nouveau cultivée en igname pour approfondir les résultats obtenus. L'utilisation de méthodes quantitatives mises au point par Simons and Green (1994), pourraient permettre de contrôler de façon précise l'évolution de la maladie sur les plants entiers en croissance. De plus, considérer le pathogène non pas en tant qu'espèce, mais en tant que populations de souches pourrait permettre une meilleure compréhension de son évolution. Cela consiste en l'étude approfondie du rôle que peuvent jouer les facteurs du milieu et la compétition inter et/ou intra-espèces mais aussi leurs éventuelles interactions. Comprendre l'influence du milieu sur la survie du champignon pourrait aider à une meilleure maîtrise du cycle cultural de l'igname. De même, une bonne connaissance des mécanismes de compétitions et des espèces néfastes à la survie de *C. gloeosporioides* pourraient permettre le cas échéant, l'utilisation de celles-ci comme leviers d'action face au développement de l'agent pathogène par exemple comme bio-fongicides. Cette compétition pourrait par exemple être étudiée en observant l'évolution du champignon sur des résidus stérilisés et non stérilisés, infectés par *C. gloeosporioides*.

Enfin, nous avons pu mettre en avant différentes possibilités quant à des systèmes permettant de concilier la gestion de la maladie et celle de la MOS. En effet, le second objectif de ce travail était d'évaluer l'impact de modes de gestion adaptés à un meilleur contrôle de la maladie sur le maintien de la matière organique du sol. Il apparaît essentiel de tenir compte des résidus dans l'élaboration de systèmes de culture à base d'igname, tant pour leur apport en MOS que pour les risques d'infestation qu'ils représentent. Différentes possibilités de gestion ont été proposées pour différents types de producteurs. Il convient d'étudier leur mise en oeuvre au sein de nouveaux systèmes de culture ainsi que leurs répercussions à l'échelle du système de production.

## **IX) Bibliographie**

- Abang MM., Winter S., Mignouna HD., Green KR., Asiedu R. (2003). "Molecular taxonomic, epidemiological and population genetic approaches to understanding yam anthracnose disease". *African Journal of Biotechnology*. **2**: 486-496.
- Asiedu R., Mignouna H., Odu B., and Hugues J.d'A. 2001. "Yam breeding". Plant virology in sub-Saharan Africa Conference 1, 4-8 juin 2001. IITA, Ibadan, Nigeria.
- Baird R.E. (1997). "Diversity and longevity of the Soybean Debris Mycobiota in a no-tillage system". *Plant disease*. **81**: 530-534.
- Bonhomme R (2005). "Les acquis de l'INRA en matière de recherche sur les ignames". Rapport interne. INRA Antilles-Guyane. 32 p.
- Casela C.R., Frederiksen R.A. (1993). "Survival of *Colletotrichum graminicola* Sclerotia in Sorghum Stalk Residues". *Plant Disease*. **77**: 825-827.
- Carrera A.L., Vargas D.N., Campanella M.V., Bertiller M.B., Sain C.L., Mazzarino M.J. (2005). "Soil nitrogen in relation to quality and decomposability of plant litter in the Patagonia Monte, Argentina". *Plant Ecology*. **181**: 139-151.
- Clairon M., Zinsou C. (1981). "Quelques observations préliminaires sur l'anthracnose de l'igname en relation avec la composition chimique du sol". *Foliae Dioscorea*. **3** : 9-11.
- Dillard H.R., Cobb A.C. (1998). "Survival of *Colletotrichum coccodes* in Infected Tomato Tissue and in Soil". *Plant Disease*. **82**: 235-238.
- Ekefan, E. J., S. A. Simons and A. O. Nwankiti (2000). "Survival of *Colletotrichum gloeosporioides* (causal agent of yam anthracnose) in soil". *Tropical Science*. **40**: 163-168.
- Ekefan, E. J., S. A. Simons, A. O. Nwankiti and J. C. Peters (2000). "Semi-selective medium for isolation of *Colletotrichum gloeosporioides* from soil". *Experimental Agriculture*. **36**: 313-321.
- Franzluebbers A.J., Arshad M.A., Ripmeester J.A. (1996). "Alterations in canola residue composition during decomposition". *Soil Biology and Biochemistry*. **28**: 1289-1295.
- Freeman S. and Shalev Z. (2002). "Survival in Soil of *Colletotrichum gloeosporioides* Pathogenic on Strawberry". *Plant disease*. **86**: 965-970.
- Feil W.S., Butler E.E., Duniway J.M., Gubler W.D. (2003). "The effects of moisture and temperature on the survival of *Colletotrichum acutatum* on strawberry residue in soil". *Canadian Journal of Plant Pathology*. **25**: 362-370.
- Frézal L. (2005). "Etude de la diversité génétique de *Colletotrichum gloeosporioides*, responsable de l'anthracnose de l'igname *alata* (*Dioscorea alata*), en Guadeloupe ". Thèse de doctorat, Université Paris XI Orsay.
- Jacqua G., Bonhomme R. (2006). "Travaux sur l'épidémiologie de l'anthracnose de l'igname (*Dioscorea alata*) causée par *Colletotrichum gloeosporioides* aux Antilles, 2002-2005". Rapport interne INRA Antilles-Guyane.

- Jensen L.S., Salo T., Palmason F., Breland T.A., Henriksen T.M., Pedersen A., Lundström C., Esala M. (2004). "Influence of biochemical quality on C and N mineralisation from a broad variety of plants materials in soil". *Plant and soil*. **273**: 307-326.
- Kennedy D. (2003). "Agriculture and the developing world". *Science*. **302**: 357-357.
- Kurz-Besson C., Coûteaux MM., Thiéry JM., Berg B., Remacle J. (2005). "A comparison of litterbag and direct observation methods of Scots pine needle decomposition measurement". *Soil Biology & Biochemistry*. **37**: 2315-2318.
- Lekasi J.K., Woomer P.L., Tenywa J.S., Bekunda M.A. (2001). "Effect of mulching cabbage with banana residues on cabbage yield, soil nutrient and moisture supply, soil biota and weed biomass". *African Crop Science Journal*. **9**: 499-506.
- Lupwayi N.Z., Clayton G.W., O'Donovan J.T., Harker K.N., Turkington T.K., Soon Y.K. (2006). "Nitrogen release during decomposition of crop residues under conventional and zero tillage". *Canadian Journal of Soil Science*. **86** : 11-19.
- Motisi N (2005). Rôle des racines d'une légumineuse herbacée (*Canavalia ensiformis*) dans le transfert d'azote à la culture associée (*Musa acuminata*). Mémoire de Master. INAPG. 21 p. + Annexes.
- Nicolardot B, Recous S, Mary B (2001) "Simulation of C and N mineralisation during crop residue decomposition: a simple dynamic model based on the C:N ratio of the residues". *Plant and Soil*. **228**: 83-103.
- Sierra J., Marbán L. (2000). "Nitrogen mineralization pattern of an Oxisol of Guadeloupe, french West Indies". *Soil Science Society of America Journal*. **64**: 2002-2010.
- Sierra J., Brisson N., Ripoche D., Noël C. (2003). "Applications of the STICS crop model to predict nitrogen availability and nitrate transport in a tropical aci soil cropped with maize". *Plant and soil*. **256**: 333-345.
- Simons S.A., Green K.R. (1994). "Quantitative methods for assessing the severity of anthracnose of yam (*Dioscorea alata*)". *Tropical Science*. **34** : 216-224.
- Toribio J.A. , Jacqua G. (1978). "Traitements fongicides contre l'anthracnose de l'igname". Nouvelle agronomie. Antilles-Guyane. **4** : 147-152.
- Ureña-Padilla A.R., Mitchell D.J., Legard D.E. (2001). "Oversummer Survival of Inoculum for Colletotrichum Crown Rot in Buried Strawberry Crown Tissue". *Plant disease*. **85**: 750-754.
- FDGDEC, (1997). L'anthracnose de l'igname  
[http://www.cgste.mq/agriculture/igname/anthracnose\\_de\\_l'igname.htm](http://www.cgste.mq/agriculture/igname/anthracnose_de_l'igname.htm)

# **Annexes**

**ANNEXE N°1** : Symptômes de l'antracnose sur igname.

**PHOTO N°1** : Dégâts sur feuilles de *D. alata* (Jacqua, 2004).



**PHOTOS N°2** : Attaques de *Colletotrichum gloeosporioides* sur un plant de *D. alata* (cultivar Sainte Catherine).



**ANNEXE N°2: Récolte de l'igname.**

**Photo n°1: Récolte manuelle**



**Photo n°2 : Récolte mécanique**

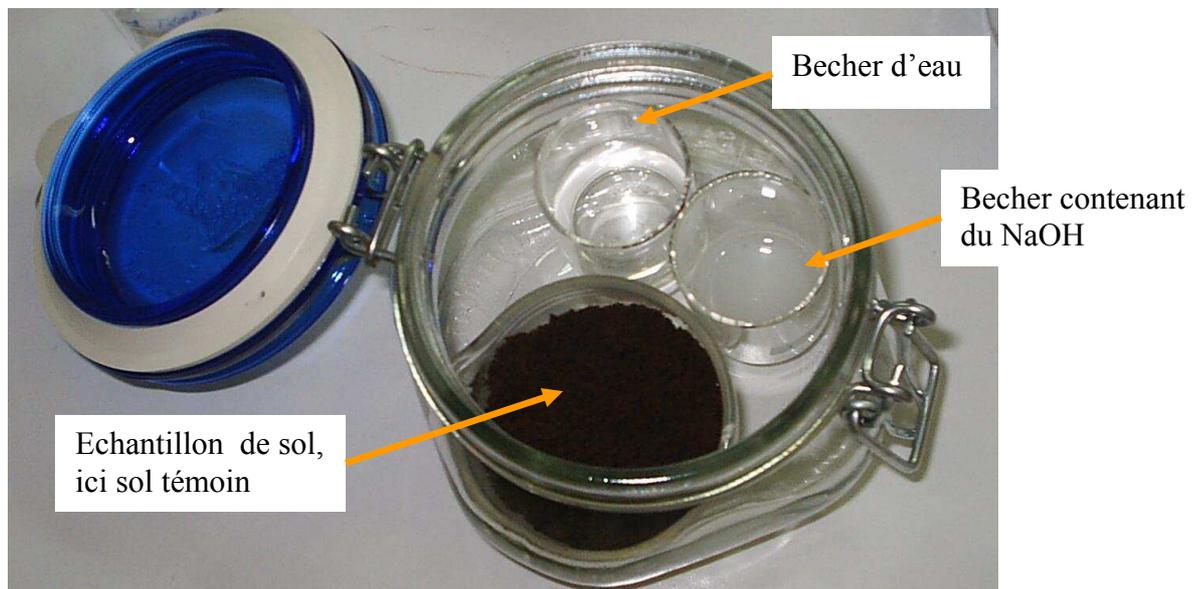


Billons

Interlignes avec résidus  
de récolte plus ou moins  
enfouis dans le sol

### ANNEXE N°3 : Minéralisation du carbone : incubations au laboratoire.

**Photo n°1** : Matériel utilisé pour les incubations.



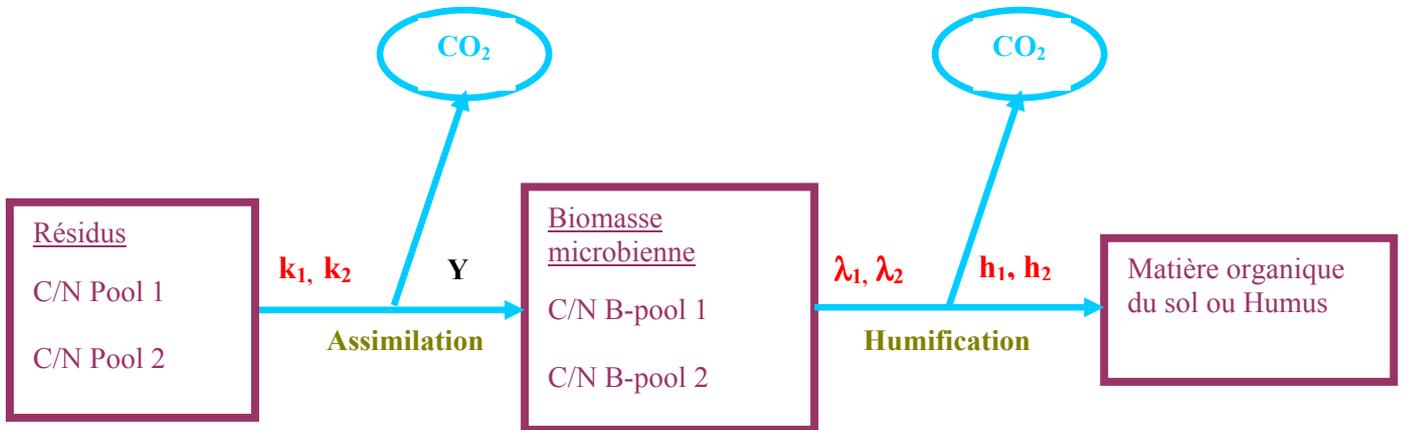
Le becher d'eau permettait de conserver l'atmosphère du bocal saturée, tandis que le becher de NaOH était utilisé pour piéger le C-CO<sub>2</sub> dégagé. La teneur en eau du sol a été vérifiée et ajustée à 0,32 kg.kg<sup>-1</sup> sol sec au cours de l'expérimentation. j0 correspond au premier jour de la manipulation.

**Photo n°2** : Mise en incubation à 25°C des 4 traitements (étage supérieur).



Une série de blanc (bocaux sans sol) était effectué de façon à soustraire le dégagement de C-CO<sub>2</sub> obtenu au dégagement total des autres traitements, de façon à ne considérer que le dégagement dû au sol, ou au sol + feuilles et sol + tiges.

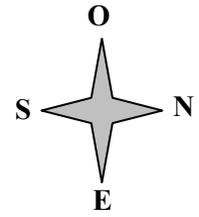
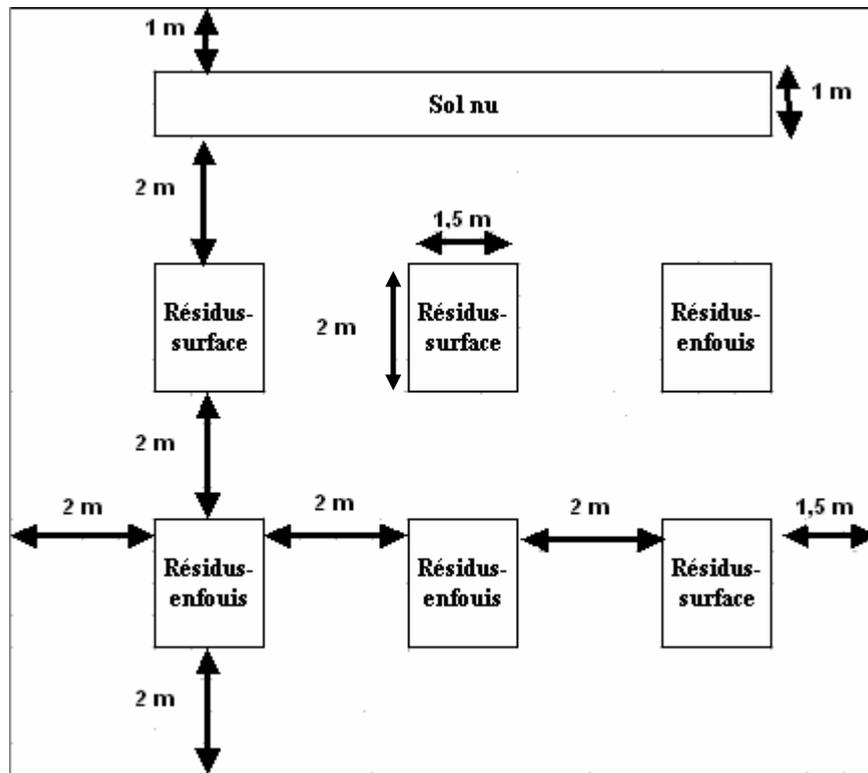
**ANNEXE N°4** : Description du module « décomposition des résidus organiques » du modèle STICS modifié.



Dans ce schéma, chacun de ces pools contient une quantité propre de C et d’N. Ces quantités sont déterminées par ajustement pour le pool 1. Pour le second, elles sont calculées par différence avec le C et N total contenus dans les résidus. Les pools sont donc définis par des C/N et des taux de décomposition différents ( $k, j^{-1}$ ). De plus, chacun d’eux est décomposé par une biomasse microbienne spécifique, caractérisée par son propre C/N, son taux de décomposition ( $\lambda, j^{-1}$ ) et son coefficient d’incorporation  $h$ . Seul la constante  $Y$ , coefficient d’efficacité de l’assimilation du carbone par la biomasse microbienne, est inchangée par rapport au modèle initial.

## ANNEXE N°5 : Parcelle d'expérimentation .

### Schéma de la parcelle



### Dispositif expérimental (à j21)

Centrale d'acquisition de données (teneur en

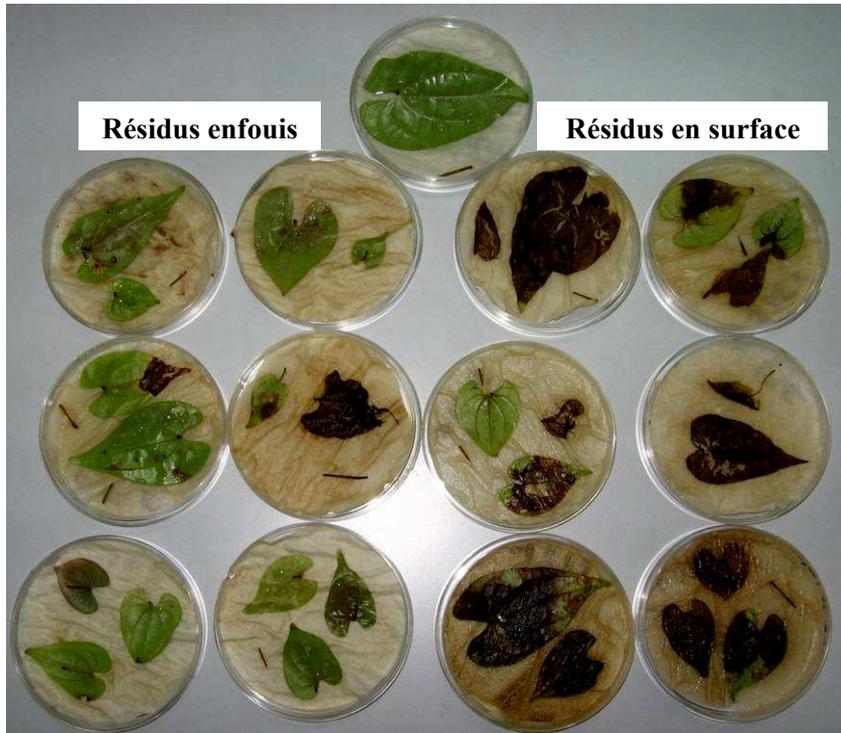
Parcelle témoin : sol nu

eau du sol température du sol et en surface)



Annexe n°6 : Tests de pouvoir pathogène.

Photo n°1 : Echantillons observés 10 jours après les tests effectués à partir des résidus prélevés à j28.  
La description des échantillons présents sur la photo et les notes correspondantes sont en vis-à-vis.

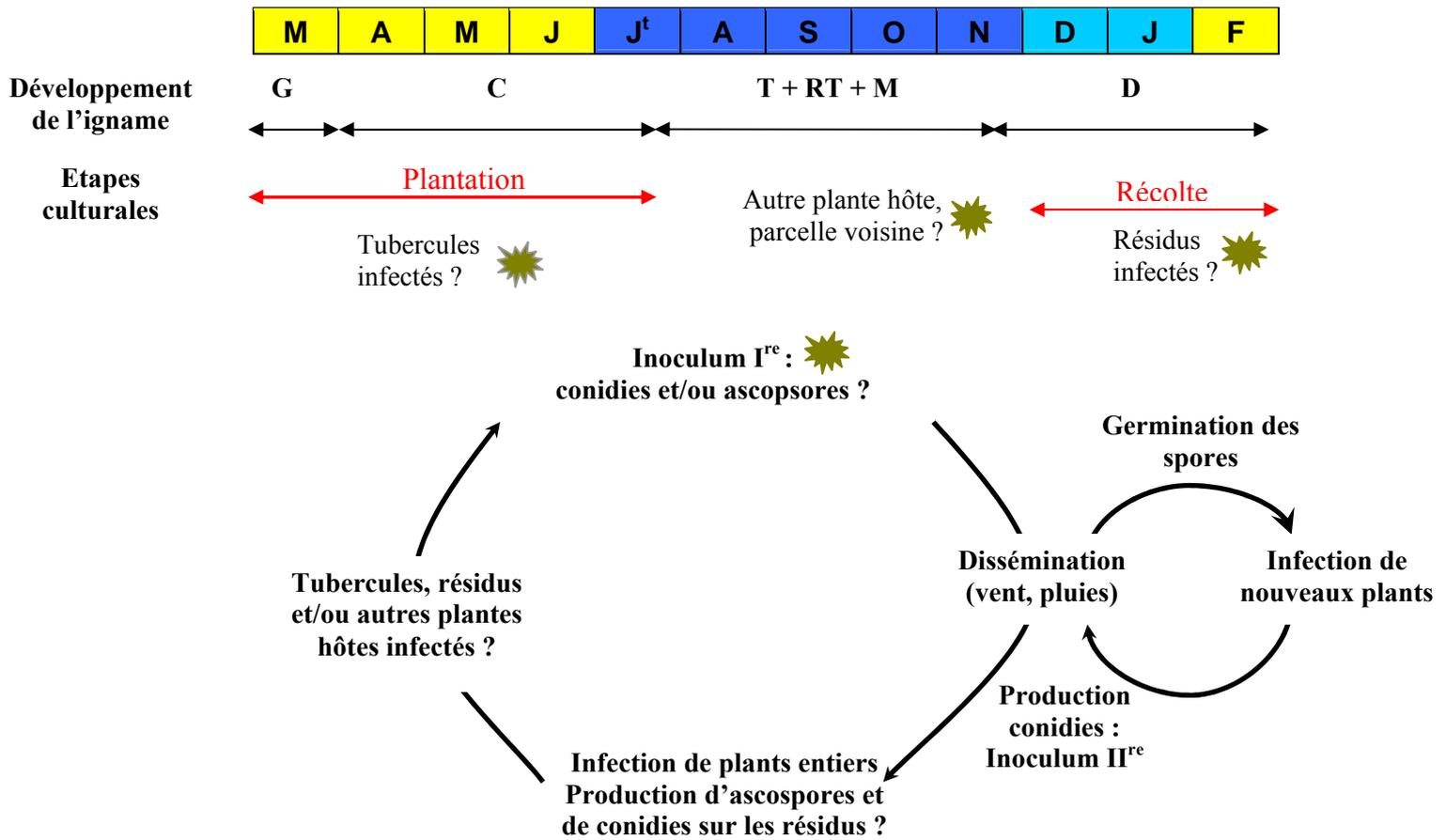


Echantillon témoin	
Feuilles / Tiges 1 / 0	Tiges / Feuilles 5 / 3
Feuilles / Tiges 2 / 3	Feuilles / Tiges 3 / 5
Feuilles / Tiges 1 / 1	Feuilles/Tiges 5 / 5

Photo n°2 : Echantillons observés 10 jours après les tests effectués sur les prélèvements de sol à j15.

- Sols testés provenant des 3 blocs où les échantillons étaient en surface, dont les notes étaient de gauche à droite 0, 5 et 0.
- Sol testé provenant de la parcelle témoin, la note était 0.
- Sols testés provenant des 3 blocs où les échantillons étaient enfouis, les notes étaient de gauche à droite 5, 0 et 0.





**Figure n°1.** Cycles de l'igname et de l'antracnose, état de l'art.

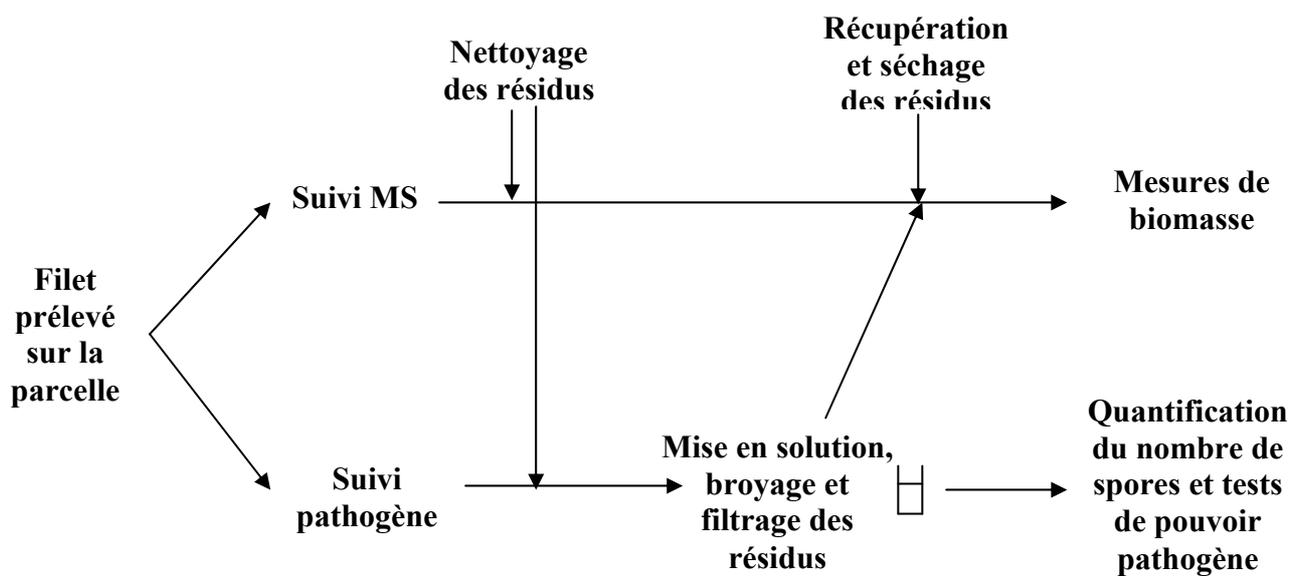
G=germination, C= croissance végétative, T= tubérisation, RT= remplissage du tubercule, M=maturation, D=dormance.

■ Saison sèche, ■ Inter saison, ■ Saison des pluies, ★ = Source d'inoculum I<sup>re</sup>

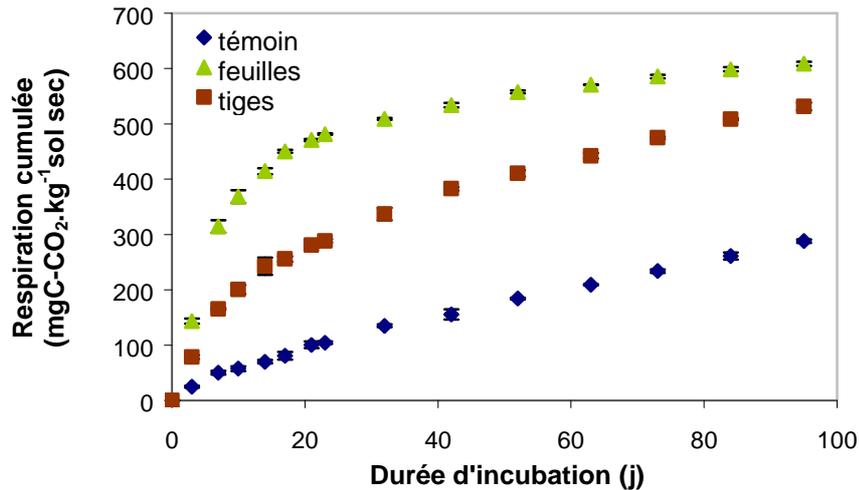
Les ? correspondent aux questions qui restent encore en suspens.

Note	Sévérité des symptômes foliaires
0	Feuille saine
1	Quelques tâches visibles
2	Petites tâches nécrotiques nettement visibles
3	Feuille présentant des tâches nécrotiques
4	>50% du limbe nécrosé; les nécroses se répartissant en plusieurs zones nécrotiques
5	>75% du limbe nécrosé

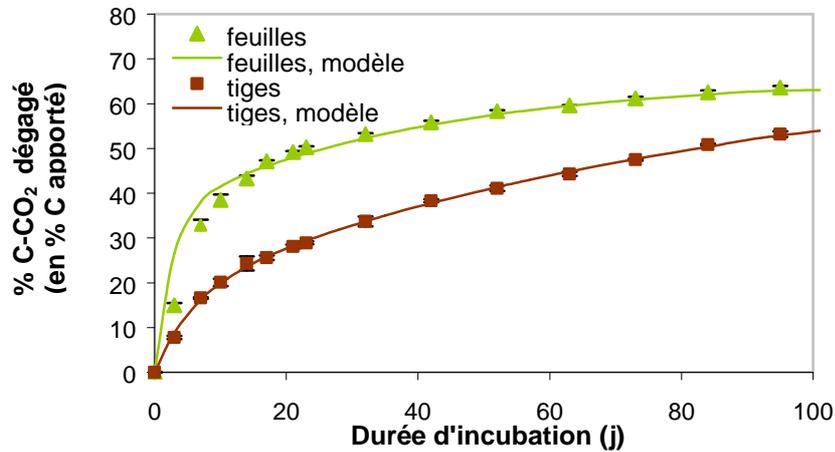
**Tableau n°1.** Grille de notation de l'antracnose sur igname (Toribio et Jacqua, 1978)



**Figure n°2.** Schéma récapitulatif des protocoles expérimentaux utilisés pour le suivi de la matière sèche (MS) et le suivi du pathogène.



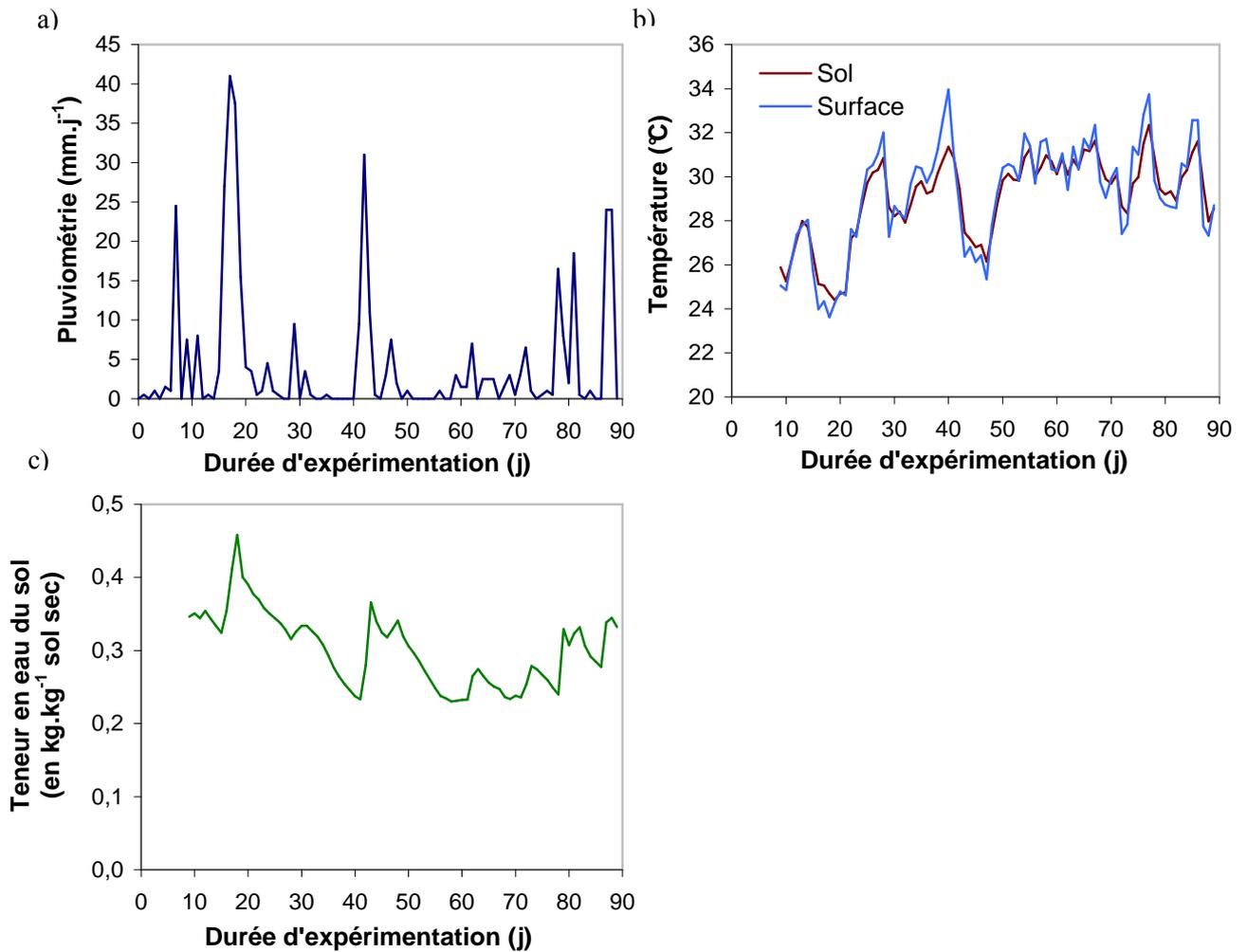
**Figure n°3.** Respiration microbienne cumulée du sol, des feuilles et des tiges (moyennes des trois cristallisoirs, les barres d'erreur représentent les écart-types).



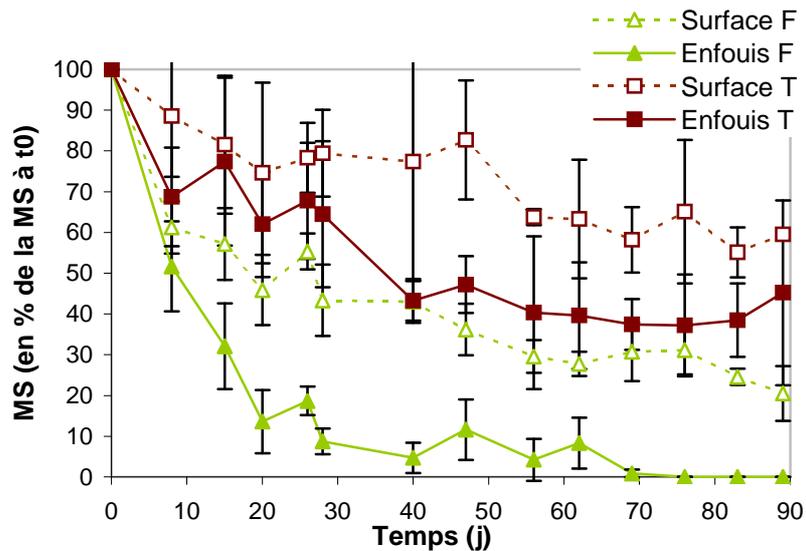
**Figure n°4.** Cinétiques de minéralisation du C des feuilles et des tiges obtenues en laboratoire et par simulations, les barres d'erreur représentent les écart-types.

	Feuilles		Tiges	
	pool 1 = pool 2	pool 1	pool 1	pool 2
<b>R<sup>2</sup></b>	0,98		0,99	
<b>% C</b>	0,50	0,49		0,51
<b>% N</b>	0,50	0,08		0,92
<b>C/N</b>	21,2	371		35
<b>k</b>	0,38	0,01		0,19
<b>Demie-vie (jours)</b>	1,81	75		4
<b>fh<sub>R</sub></b>	0,34	0,21		0,30

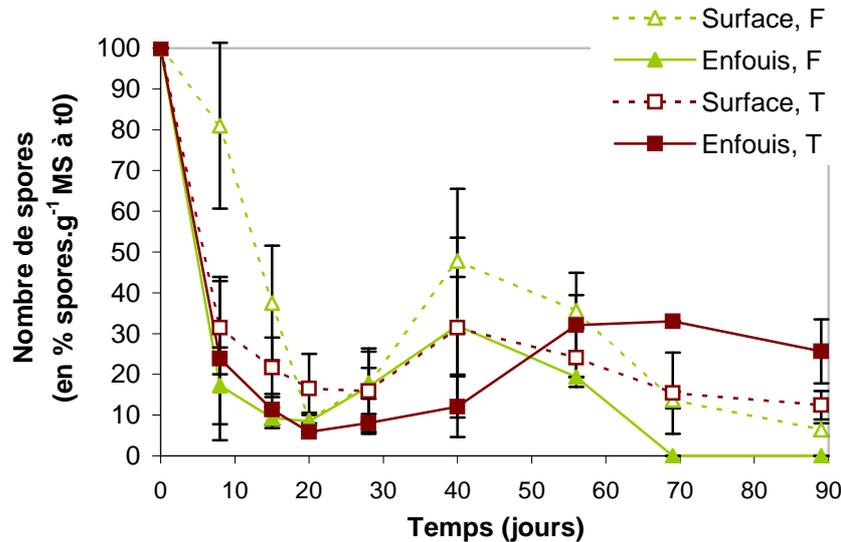
**Tableau n°2.** Valeurs des principaux paramètres du modèle obtenues lors des simulations. R<sup>2</sup> est le coefficient de corrélation, la demie-vie est égale à (ln2)/k et fh<sub>R</sub> le facteur d'humification.



**Figure n°5.** Pluviométrie (a), température (b) et teneur en H<sub>2</sub>O du sol (c), mesurées à la parcelle durant l'expérimentation (moyennes journalières).  
La température du sol et la teneur en H<sub>2</sub>O du sol ont été mesurées à 10 cm de profondeur.



**Figure n°6.** Evolution de la matière sèche des résidus au cours du temps en fonction du type d'organe et du mode de gestion.  
Les valeurs présentées sont les moyennes des trois échantillons prélevés pour chacun des traitements, les barres d'erreurs représentent les écart-types).



**Figure n°7.** Evolution de la survie de *C.gloeosporioides* dans les résidus en fonction du type d'organe et du mode de gestion considéré.

Les valeurs présentées sont les moyennes des trois échantillons prélevés pour chacun des traitements, les barres d'erreurs représentent les écart-types.

	Feuilles	Tiges
<b>Moyennes</b>	$6,9.10^5$	$2,2.10^5$
<b>Ecart-type</b>	$9,4.10^3$	$1,2.10^4$

**Tableau n°3.** Mesures initiales du nombre de spores de *C.gloeosporioides* sur les résidus lors de leur mise en sachet (en spores.g<sup>-1</sup>MS).

	Feuilles		Tiges		Sol	
	Surface	Enfouis	Surface	Enfouis	Surface	Enfouis
<b>j15</b>	$5,0 \pm 0,0 (+)$	$2,7 \pm 0,6 (+)$	$4,7 \pm 0,6 (+)$	$2,7 \pm 1,5 (+)$	$2,0 \pm 2,6 (-)$	$1,2 \pm 2,9 (-)$
<b>j28</b>	$3,3 \pm 0,6 (+)$	$1,3 \pm 1,5 (+)$	$5,0 \pm 0,0 (+)$	$1,3 \pm 2,3 (+)$		
<b>j62</b>					$0,3 \pm 0,6 (-)$	$1,7 \pm 2,9 (-)$
<b>j69</b>	$1,0 \pm 0,0 (+)$	-	$1,0 \pm 0,0 (-)$	$0,0 \pm 0,0 (-)$		
<b>j89</b>	$1,0 \pm 0,0 (+)$	-	$0,7 \pm 0,6 (+)$	$0,3 \pm 0,6 (-)$	$0,3 \pm 0,6 (-)$	$2,0 \pm 2,6 (-)$

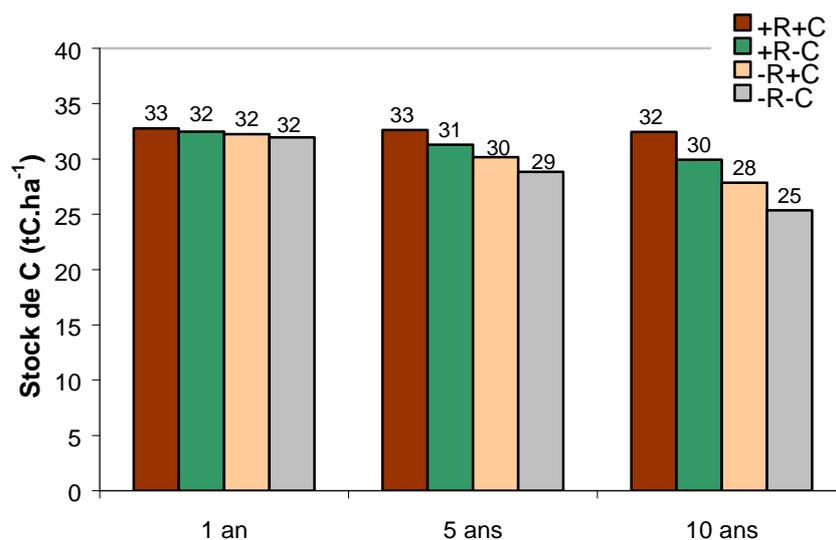
**Tableau n°4.** Notes obtenues lors des tests de pouvoir pathogène pour les résidus et le sol (moyenne des trois échantillons testés  $\pm$  écart-type).

L'absence de test est signalée par les espaces grisés ou par le signe '-'; dans ce cas les feuilles étaient complètement décomposées. (+) ou (-) indique la présence ou l'absence du pathogène sur les lésions.

	Feuilles		Tiges	
	Surface	Enfouis	Surface	Enfouis
<b>j15</b>	$2,6.10^5$ a,a	$6,4.10^4$ b,a	$4,7.10^4$ c,a	$2,5.10^4$ b,a
<b>j28</b>	$1,2.10^5$ a b	$1,2.10^5$ a,a	$3,5.10^4$ b,a	$1,8.10^4$ b,a
<b>j69</b>	$8,2.10^4$ a,c	-	$2,9.10^4$ b,a	$1,7.10^5$ nd,nd
<b>j89</b>	$4,4.10^4$ a,d	-	$2,7.10^4$ b,a	$5,6.10^4$ a,b

**Tableau n°5.** Quantité de spores de *C.gloeosporioides* observées aux dates des différents tests en fonction de l'organe et du mode de gestion considéré (moyennes en sp.g<sup>-1</sup>MS).

La première lettre correspond aux différences entre traitements et la seconde aux différences entre dates, les lettres sont différentes en cas de différences significatives. Le signe '- ' correspond aux dates où les feuilles enfouies étaient complètement décomposées, nd = non déterminé.



**Figure n°8.** Evolution du stock de C du sol en fonction du mode de gestion adopté : après un an sous culture d'ignames, 5 et 10 ans dans le cas de rotations igname/igname. R = résidus, C = compost, '+' = présence, '-' = absence. Les valeurs indiquées sur le graphique correspondent aux valeurs des stocks finaux de l'année considérée, le stock initial était de 33 tC.ha<sup>-1</sup> pour les quatre traitements.

Paramètres	Valeurs	Source
<b>Cinit<sub>0</sub> (t.ha<sup>-1</sup>)</b>	32,8	calculé
<b>f<sub>min</sub></b>	0,025	Sierra <i>et al.</i> (2003)
<b>Crés (t.ha<sup>-1</sup>)</b>	1,72	cette étude
<b>fh<sub>R</sub></b>	0,30	cette étude
<b>Ccomp (t.ha<sup>-1</sup>)</b>	0,94	G.Villemain, comm. pers.
<b>fh<sub>C</sub></b>	0,30	G.Villemain, comm. pers.

**Tableau n°6.** Valeurs et sources des paramètres utilisés pour le calcul des bilans carbonés. La valeur de Cinit<sub>0</sub> a été calculée à partir du %C initial dans le sol (1,64%) en considérant la couche 0 - 0,2 m, de densité égale à 1, Crés a été calculé à partir du %C dans les résidus (43%) en considérant 4 tMS.ha<sup>-1</sup>.