

**MINISTERE DE L'AGRICULTURE**  
**ECOLE NATIONALE SUPERIEURE D'HORTICULTURE**  
**DE VERSAILLES**  
**SECTION : PROTECTION DES PLANTES**

Mémoire de fin d'études présenté par

Monsieur **Christian BACONNIER**

pour l'obtention du diplôme

D'INGENIEUR EN PROTECTION DES PLANTES

de l'E.N.S.H.

**ESSAIS DE METHODES DE LUTTES CONTRE**  
**ARMILLARIA SP. ET ROSELLINIA SP.**  
**RESPONSABLES DES POURRIDIES DU**  
**GERANIUM ROSAT (Pelargonium X asperum)**  
**A LA REUNION**

ORGANISMES D'ACCUEIL :

- Institut National de la Recherche Agronomique de Clermond-Ferrand.  
Laboratoire de Phytopathologie.
- Ecole Nationale d'Ingénieurs des Travaux Agricoles de Bordeaux.  
Laboratoire de Phytopathologie.
- Centre National de la Recherche Agronomique de Nancy.  
Laboratoire de Phytopathologie forestière.
- Service de la Protection des Végétaux de la Réunion.

**MINISTERE DE L'AGRICULTURE**  
**ECOLE NATIONALE SUPERIEURE D'HORTICULTURE**  
**DE VERSAILLES**  
**SECTION : PROTECTION DES PLANTES**

Mémoire de fin d'études présenté par

Monsieur Christian BACONNIER

pour l'obtention du diplôme

D'INGENIEUR EN PROTECTION DES PLANTES

de l'E.N.S.H.

**ESSAIS DE METHODES DE LUTTES CONTRE**  
**ARMILLARIA SP. ET ROSELLINIA SP.**  
**RESPONSABLES DES POURRIDIES DU**  
**GERANIUM ROSAT (Pelargonium X asperum)**

**A LA REUNION**

**ORGANISMES D'ACCUEIL :**

- Institut National de la Recherche Agronomique de Clermond-Ferrand.  
Laboratoire de Phytopathologie.
- Ecole Nationale d'Ingénieurs des Travaux Agricoles de Bordeaux.  
Laboratoire de Phytopathologie.
- Centre National de la Recherche Agronomique de Nancy.  
Laboratoire de Phytopathologie forestière.
- Service de la Protection des Végétaux de la Réunion.

## AVANT-PROPOS

J'adresse mes remerciements à toutes les personnes qui ont participé directement ou indirectement à la réalisation de ce mémoire :

- *M<sup>me</sup> LUNG* de l'ENITA de Bordeaux, *M<sup>r</sup>. DELATOUR* du C.N.R.A. de Nancy et surtout *M<sup>r</sup>. GUILLAUMIN* de l'INRA de Clermont-Ferrand qui m'ont consacré une partie de leur temps à ma formation initiale sur les pourridiés. Leurs connaissances, leurs données bibliographiques, leur maîtrise technique du problème ainsi que leurs précieux conseils m'ont permis d'établir un protocole expérimental précis et ambitieux malgré la durée du stage qui ne s'y prêtait guère. Je les remercie pour cette aide inestimable apportée en toute simplicité et sympathie.

- *M<sup>r</sup>. GRIVAULT*, responsable du S.P.V de St-Denis, qui par son soutien moral et son souci de régler tous les problèmes d'ordre matériel, a permis le déroulement de ce stage dans les meilleures conditions.

- *M<sup>r</sup>. DEMARNE* et *M<sup>r</sup>. VERCAMBRE* de l'I.R.A.T de St-Denis ainsi que *M<sup>me</sup> MONNIER* et les techniciens du S.U.A.D de l'équipe Geranium ont apporté une aide précieuse par leurs conseils et leur aide matérielle.

- *M<sup>r</sup>. MICHELLON* de l'I.R.A.T de Colimaçons qui a généreusement prêté la serre pour nos nombreuses expériences et assuré le suivi des boutures tout en nous conseillant dans une permanente bonne humeur. J'adresse également toutes mes sympathies aux stagiaires et au V.A.T de la station.

- *M<sup>r</sup>. FABREGUE*, responsable du laboratoire du S.P.V et mon maître de stage, qui par un long travail préparatoire et ses conseils techniques permanents a permis la mise en place de nombreux essais effectués dans les meilleurs conditions possibles.

- *M<sup>me</sup> MAILLOT*, *M<sup>r</sup>. DELEUSE*, *M<sup>r</sup>. POCHON* du S.P.V et *M<sup>r</sup>. BASSO-BERT* de la F.D.G. D.E.C. pour leur gentillesse, leur soutien moral et leur bonne humeur.

- Enfin *M<sup>me</sup> CALICHARANE* et *M<sup>lle</sup> PIGNOLET* qui ont pris en charge la frappe de ce rapport avec toute la disponibilité et la rigueur possibles et *M<sup>me</sup> CADET* pour les multiples services qu'elle m'a rendu.

## SOMMAIRE

<u>INTRODUCTION</u>	p 1
<u>Etude bibliographique</u>	p 2
<b>I - <u>PRESENTATION DU GERANIUM ROSAT</u></b>	p 3
1. La plante	
2. La culture	
a) origine et évolution	
b) les pratiques culturales	
c) obtention de l'huile essentielle	
* la "coupe"	
* la "cuite"	
c) commercialisation de l'huile essentielle	
<b>II - <u>PARASITES ET RAVAGEURS DU GERANIUM ROSAT</u></b>	p 6
1. Données bibliographiques sur la pathologie	
a) dans le monde	
b) à la Réunion	
2. Inventaire pathologique du Pelargonium X. asperum engagé par le SPV en 1986 et poursuivi en 1987	
<b>III - <u>SITUATION DU PROBLEME DES POURRIDIES</u></b>	p 9
1. Généralités	
2. Répartition de ces maladies dans le monde	
3. Les agents de pourridiés du géranium rosat à la Réunion	
A/ <i>Les pourridiés à Armillaire</i>	p 12
a) systématique des Armillaires	
b) cycle infectieux des Armillaires	
c) évolution taxonomique	
d) espèce d'Armillaire soupçonnée à la Réunion	
B/ <i>Les pourridiés à Rosellinia sp.</i>	p 16
a) systématique des Rosellinia	
b) cycle infectieux du Rosellinia necatrix	
c) R. necatrix : espèce soupçonnée sur géranium rosat	
C/ <i>Découverte d'une troisième espèce responsable de pourridié du géranium</i>	p 22
<b>IV - <u>METHODES DE LUTTE CONTRE LES POURRIDIES</u></b>	p 22
1. Les traitements préventifs	
a) façons culturales et mesures d'ordre agronomique	
b) désinfection chimique des sols	
2. Les traitements curatifs	
3. La lutte biologique	
4. La lutte génétique	

M A T E R I E L   E T   M E T H O D E S

- A) RECHERCHE FONDAMENTALE : approche biologique du phénomène infectieux p 26
- I - SYMPTOMATOLOGIE DES POURRIDIES DU GERANIUM ROSAT.** p 26
1. Dégâts observés en plein champ
  2. Examen du système racinaire
    - a) pourridié à Armillaria sp.
    - b) pourridié à Rosellinia sp.
    - c) un troisième agent de pourridié
- II - ISOLEMENTS DES CHAMPIGNONS IN VITRO** p 29
1. Techniques d'isolements
  2. Morphologie des thalles in vitro
    - a) Armillaria sp.
    - b) Rosellinia sp.
    - c) champignon inconnu
- III - PRODUCTION DE L'INOCULUM** p 31
1. Choix des souches à multiplier
    - a) Souches d'Armillaire
    - b) Souches de Rosellinia
  2. Repiquage en boîte de Pétri
  3. Test d'inoculation de différents bois feuillus comme supports de culture
  4. Production d'inoculum sur baguettes de goyavier
    - a) inoculation de l'Armillaire
    - b) inoculation du Rosellinia
  5. Production d'inoculum de Rosellinia sur blé cuit
- IV - OBTENTION DES BOUTURES INOCULEES SOUS SERRE** p 34
- V - APPROCHE SYSTEMATIQUE DES ESPECES D'ARMILLAIRE ET DE ROSELLINIA ISOLEES** p 34
1. Cas de l'Armillaire
    - a) observation de la morphologie du champignon in vitro
    - b) obtention des carpophores
    - c) confrontations génétiques in vitro
  2. Cas du Rosellinia
    - a) observation microscopique du mycélium indifférencié
    - b) obtention des fructifications sexuées (et asexuées)
- VI - MODALITES DE L'INFECTION PAR LES 2 ESPECES DE CHAMPIGNON** p 39
1. Inoculation des boutures en pots
  2. Modalités de l'infection en conditions artificielles
  3. Vitesse de croissance des pathogènes et propagation de l'infection

B) <u>RECHERCHE APPLIQUEE : méthodes de lutte expérimentées</u>	p 41
<b>I - LA LUTTE CHIMIQUE</b>	p 41
1. Test fongicide in vitro	
2. Test fongicide en pots et sur boutures racinées	
a) tests Rosellinia	
* au laboratoire	
* en serre	
b) tests Armillaire	
<b>II - LA LUTTE BIOLOGIQUE</b>	p 43
1. Production d'inoculum de Trichoderma	
2. Action antagoniste du Trichoderma vis à vis de l'Armillaire	
a) "fongicide" à action préventive in vitro	
b) "fongicide" à action curative	
c) essai en pots = influence de la matière organique sur l'action antagoniste du Trichoderma	
 <u>RESULTATS ET DISCUSSIONS</u>	p 45
1. <u>Détermination des espèces responsable des pourridiés</u>	p 45
a) Rosellinia necatrix ?	
b) Armillaria heimii : une quasi-certitude	
2. <u>Pouvoir pathogène, modalités de l'infection et symptomatologie</u>	p 48
a) inoculation des boutures racinées	
* Par le Rosellinia	
* Par l'Armillaire	
b) vitesse de croissance des pathogènes	
c) modalités des infections	
3. <u>Lutte chimique</u>	p 51
a) résultats des tests fongicides in vitro	
* Test Rosellinia	
* Test Armillaire	
b) dépouillement des essais en pots au laboratoire	
c) Test fongicides sur boutures racinées	
* Test Rosellinia	
* Test Armillaire	
4. <u>Lutte biologique contre l'Armillaire</u>	p 57
 <u>CONCLUSION - PERSPECTIVES</u>	p 59
 <u>INDEX BIBLIOGRAPHIQUE</u>	p 61
 <u>ANNEXES</u>	p 69

## INTRODUCTION

En 1987, l'essence de Géranium rosat (*Pelargonium hybride asperum*) ERHART ex WILLDENOW est passée de la seconde à la troisième place, en valeur, des produits agricoles exportés de la Réunion (ANNEXE 1), derrière la canne à sucre et la vanille. Ce déclassement, traduisant la baisse sensible de production d'essence de ces dernières années, intervient à la suite d'une période défavorable tant au niveau climatique (un cyclone chaque été depuis 1982) qu'au niveau économique (baisse relative en francs constants du prix de l'essence depuis 1978, modifications liées à la zone de culture, sédentarisation par arrêt de rotations avec friches forestières...).

Pourtant la demande sur le marché mondial reste très forte pour un produit dont les qualités exceptionnelles ont été authentifiées par l'attribution d'un label "Essence de Bourbon". Le "problème" Géranium se résume dans cette situation paradoxale : la consommation mondiale avoisine les 200 T/an, les principaux producteurs en 1987 sont la CHINE (120 T/an), l'EGYPTE (40 T/an), et enfin la Réunion 15 T en 1987, 25 T en 1988(\*) dont la part potentielle de marché s'élève à 60 T/an soit environ le tiers de la production mondiale.

Dès 1974, à la suite d'un plan coordonné à des actions incitatrices départementales et régionales visant au maintien et à la relance de l'activité agricole des Hauts de l'Ouest, la zone Géranium s'est située dans cette région ainsi que dans les Hauts du Tampon (ANNEXE 2), (lieu d'origine de la culture) qui bénéficient d'un climat propice au développement du Géranium. Ces mesures auraient favorisé la sédentarisation de cette culture (COURCOL, 1987) et inévitablement l'apparition de problèmes de ravageurs et de parasites conduisant l'A.P.D.G.(\*\*) à adopter en 1984, un plan de relance du Géranium et de diversification des cultures pouvant entrer en rotation avec lui. Pour la mise en oeuvre de ce plan, une équipe d'encadrement rapproché composée de 1 ingénieur et de 9 techniciens supérieurs a été recrutée dans le cadre du S.U.A.D.(\*\*\*) de la Chambre d'Agriculture.

Parallèlement à la recherche agronomique en cours à l'I.R.A.T(\*\*\*\*) s'est mise en place une recherche appliquée au S.P.V.(\*\*\*\*\*) concernant les moyens de lutte à envisager vis à vis des nombreux problèmes d'ordre phytosanitaire révélés sur la plante à la suite de fréquents relevés dans les parcelles concernées.

- \* Prévisions de la Coopérative Agricole des Huiles Essentielles de Bourbon (CAHEB).
- \*\* Association pour le Plan de Développement Géranium - Diversification.
- \*\*\* Service d'Utilité Agricole et de Développement.
- \*\*\*\* Institut de la Recherche Agronomique Tropicale.
- \*\*\*\*\* Service de la Protection des Végétaux.

**ETUDE  
BIBLIOGRAPHIQUE**

## I - PRESENTATION DU GERANIUM ROSAT

### 1 - La Plante

Les géraniums à parfum regroupent diverses espèces du genre *Pelargonium* dont les feuilles et les fleurs produisent une huile essentielle riche en rhodinol et utilisée comme substitut bon marché de l'essence de Rose par les parfumeurs et savonniers. Les espèces odorantes forment, au sein du genre *Pelargonium*, un groupe important très diversifié sur le plan des senteurs. Les clones cultivés dans le monde pour la production d'huile essentielle sont des hybrides interspécifiques naturels ou induits expérimentalement (DAKER, 1969) probablement fabriqués ou apparus spontanément en Europe à partir d'espèces sauvages originaires d'Afrique du Sud.

A la Réunion, le clone "Rosé" ( $2n = 77$ ) apparu spontanément par mutation a été diffusé par les Services Agricoles vers 1960, en raison de sa meilleure résistance à l'Anthracnose et de la meilleure qualité de son essence. Il a totalement remplacé les clones précédents.

Le Géranium rosat est une plante semi-ligneuse, suffrutescente pouvant atteindre 60 à 80 cm de hauteur (photo 1). La tige principale est taillée court, elle devient sarmenteuse en 2 à 3 ans. Les tiges secondaires ramifiées selon l'importance et le mode de taille, portent des feuilles palmées dont les faces inférieures sont pourvues de poils glanduleux (présents également sur l'extrémité des jeunes tiges et les pétioles) contenant les substances odorantes caractéristiques du géranium rosat. La floraison se déroule en Août-Septembre, dégageant des fleurs à 5 pétales, roses à mauves (photo 2). L'obtention de graines est exceptionnelle en raison de la stérilité mâle de la plante. La multiplication au champ est donc végétative et s'effectue par bouturage de tiges.

### 2 - La culture

#### a) origine et évolution

Vers la fin du XIX siècle, la culture du géranium fut introduite à la Réunion, à la demande des parfumeurs français de la région de Grasse en raison des gros besoins en main d'oeuvre qu'elle nécessite et de sa conduite annuelle imposée par les hivers rigoureux des pays tempérés.

A l'origine, implantée dans les Hauts du Tampon, dans le Sud de l'île, la culture s'est largement développée dans les Hauts de l'Ouest (actuellement les 2/3 de la production) pour finalement atteindre, entre les 2 guerres, une production de 300 tonnes d'essence pour 15000 hectares cultivés. Malheureusement, la conjonction de nombreux facteurs défavorables a rendu moins attrayante cette culture qui s'est trouvée délaissée au profit de celle de la canne à sucre plus rémunératrice, mécanisable, moins contraignante en main d'oeuvre et au niveau des problèmes phytosanitaires. La chute de la production d'essence pendant la dernière décennie a abouti au minimum historique de 15 tonnes en 1987 pour 2 000 hectares cultivés.



PHOTO 1 : Champ de *Geranium rosat*  
Bond de mortalité dû à *Rosellinia* sp.



PHOTO 2 : Floraison du *geranium rosat*

## b) Les pratiques culturales

La culture tend à se sédentariser et à devenir plus intensive, les pieds de plus de 4 ans devenu moins productifs sont remplacés par de jeunes boutures de 30 cm de long, semi-aoutées et taillées en biseau à la base juste sous un noeud.

La lutte contre l'érosion est devenue une priorité et se traduit progressivement par une plantation suivant les courbes de niveau et par la mise en place de barrière anti-érosives tous les 3-4 m en hauteur. De plus la plantation en lignes (30 cm sur le rang et 80 cm dans l'interang) facilite le sarclage manuel traditionnel ("la gratte") et les traitements herbicides conseillés en prélevée : Gésaprimé, Karmex, Sencoral et en post-levée : Gramoxone) mais non encore entrés dans les moeurs. Toutes ces mesures ainsi que le chaulage, la fertilisation du sol (engrais minéraux de type 15-7-24 ou 15-12-24 et apport de fumier de Géranium) et une plantation à 50 000 pieds par hectare font partie des préconisations du "Manuel du planteur de géranium"(\*), 1986 en vue de l'amélioration du rendement.

La plantation des boutures s'effectue en fin de période humide de Mars à Juin. La zone géranium s'étend jusqu'à 1500 m en altitude (risques de gel) mais le plus gros de la production se situe entre 800 et 1200 m (au-dessus de la zone canne à sucre). La plante est cultivée dans la région la plus propice à sa culture: une forte luminosité nécessaire à la photosynthèse et donc à la teneur en huile des poils glanduleux en été, ainsi que des températures "fraîches" et une pluviométrie modérée qui permet d'éviter les risques de pourriture racinaire (ANNEXE 3).

La culture du géranium est très exigeante en main d'oeuvre. C'est pourquoi, elle s'inscrit dans le cadre des exploitations familiales et en moyenne, la superficie de ces exploitations avoisine les 2 hectares.

## c) Obtention de l'huile essentielle

### \* la "coupe" :

La première récolte est effectuée de 4 à 6 mois après la mise en place de boutures. Il est conseillé aux planteurs de couper le plus souvent possible afin que la plante ne fasse pas de grandes branches dont la base ne fournira pas d'essence. Seules sont récoltées les jeunes tiges portant feuilles et pétioles. Un tire-sève sera laissé sur chaque branche pour favoriser la repousse. Dans une plantation bien menée, le planteur peut faire 5 coupes dans l'année (une tous les 2 mois en été) et obtenir 30 à 40 tonnes de matière verte par coupe et par hectare.

### \* la "cuite" :

La distillation s'effectue sur place dans des alambics à feu nu pouvant traiter jusqu'à 350 kg de tiges et de feuilles (ANNEXE 4). La cuite n'est pas une "vraie distillation" mais un entraînement de l'essence par la vapeur d'eau. L'essence contenue dans les poils du géranium est libérée sous l'action de la chaleur et la vapeur d'eau entraîne l'essence, le tout allant se condenser sous forme de gouttelettes dans le serpentin. La séparation eau-huile s'effectue dans le vase florentin.

\* Document réalisé par l'A.P.R. (Association pour la Promotion Rurale) avec la collaboration technique de l'I.R.A.T., de la Protection des Végétaux et de la Chambre d'Agriculture.

200 l à 300 l d'eau et 100 à 200 kg de bois sont nécessaires pour obtenir 400 à 700 l d'huile essentielle pour une opération qui va durer de 2 à 3 heures. Le rendement est très variable (teneur en essence plus élevée en été) mais en moyenne il est de l'ordre de 20 kg/ha/an. Ce rendement par rapport au poids de matière verte est de 1 à 2% et de 2% rapporté à la matière sèche.

L'essence obtenue est d'une constitution très complexe et appréciée olfactivement (plus de 10 composés, alcools et esters, isolés par chromatographie en phase gazeuse). La richesse en rhodinol (géraniol + citronellol) lui confère cette note "Rose" unique au monde.

#### d) Commercialisation de l'huile essentielle

La collecte, le stockage et la commercialisation de l'essence sont assurés par la CAHEB. Seule coopérative agricole dans ce domaine, elle contrôle 85 % de la production locale. Depuis 1976, elle a progressivement pris en charge la commercialisation de son produit. Toutefois le conditionnement, le transport et la livraison sont confiés à 2 courtiers de commerce locaux. Aujourd'hui la CAHEB vend directement 60 % environ de son stock, le reste étant sous-traité par des "intermédiaires". Les principaux clients sont la France (Grasse, Paris, Lyon) et la Suisse. La supériorité du prix du "Géranium Bourbon" reflète sa qualité supérieure mondialement reconnue. Voici, à titre comparatif, les prix de l'essence de Géranium payés aux différents pays producteurs en 1986 : (prix "Free on Board").

690 FF/kg pour l'essence Bourbon  
350 FF/kg pour l'essence Egyptienne  
188 FF/kg pour l'essence de la Chine

## II - PARASITES ET RAVAGEURS DU GERANIUM ROSAT

### 1 - Données bibliographiques sur la pathologie

#### a) Dans le monde

Le géranium rosat est susceptible d'être colonisé par une multitude de parasites. En nombre et en diversité, les maladies cryptogamiques sont de loin les plus citées dans la littérature. Quelques cas de bactéries ont été décrits ponctuellement et aucun cas de virose n'est répertorié à l'heure actuelle sur *Pelargonium X. asperum*. Les quelques Arthropodes préjudiciables sont des polyphages courant en milieu tropical.

Il faut noter également que les articles traitant de ces problèmes concernent le plus souvent le genre *Pelargonium* et non le géranium rosat comme cas spécifique.

Une maladie bien connue des planteurs depuis longtemps semble directement liée à cette culture. Il s'agit de la "rouille" nom local donné à l'antracnose causée par *Glomerella vanillae* var. *Pelargonii* Bouriquet. Dès 1946, BOURIQUET menait une étude fondamentale des plus approfondies sur cet agent pathogène (symptomatologie, épidémiologie et morphologie). Dans son inventaire des maladies des plantes cultivées à Madagascar il citait également des cas de dépérissements dus à *Bacterium solanacearum* (*Pseudomonas solanacearum*) plus connu pour provoquer des flétrissements sur de nombreuses Solanacées.

En 1955, une liste de champignons pathogènes isolés sur le géranium rosat est établie par BAUDIN. Outre l'Anthracnose et le flétrissement dû à *Pseudomonas*, des cas de flétrissements dûs à *Verticillium albo-atrum* Reinke et Berth sont signalés à Madagascar; des pourritures de tige ("pied-noir") dûes à *Pythium vexans* de Bary et *Pythium de Baryanum* Hesse en Inde, au Tanganyika, à Ceylan; des pourritures racinaires causées par *Rhizoctonia crocorum* (R. violacea Tul.) et *Armillaria mellea* au Tanganyika et un dépérissement de plantules dû à *Sphaeropsis* sp au Bangalore. Cette liste ne mentionne pas l'importance des dégâts causés et la fréquence des attaques.

L'année suivante FAUREL et SCHOTTER (1956) ont étudié des cas de dépérissements notables en Algérie dûs à *Laziodiplodia frezzeliana*. *Diaporthe medusae* est mentionné à Madagascar (MOREAU, 1961) et à la même époque RIEUF (1961) répertorie les nombreux champignons hébergés par le géranium rosat au Maroc sans toutefois distinguer les parasites des saprophytes. La même année *Erwinia carotovora* est isolée à l'île d'Anjouan à la suite de dégâts importants signalés sur géranium (PASOLOFO et DADANT, 1961).

D'autres parasites polyphages tropicaux peuvent s'attaquer ponctuellement au géranium rosat et les travaux de ROGER (1953), dans ce domaine, constituent une source de renseignements indispensable.

#### b) A la Réunion

Entre 1950 et 1965, la bibliographie ne décrit que les dégâts occasionnés par les grands fléaux dont les agents responsables étaient identifiés à l'époque en Métropole sur demande des gros producteurs auprès des services administratifs. Le suivi phytosanitaire était inexistant, les problèmes ponctuels, et les travaux des laboratoires spécialisés de l'hexagone se limitaient à la détermination de l'agent pathogène ou du ravageur incrimés.

Ainsi en 1951, DARPOUX(\*) identifiait un *verticillium* causant une trachéomycose du géranium rosat. Dix ans plus tard, MOREAU(\*) identifiait *Diaporthe Medusae* Nit, responsable d'un dépérissement du géranium. La même année, deux mineuses des bourgeons (*Lobesia vanillana* (Joan) et *Oebia muralis* (Fabricius) et une noctuelle s'attaquant aux jeunes tiges (*Heliothis armigera* (Hbn) sont déterminées par le Muséum National d'Histoire Naturelle et le CMI(\*\*) signale le *Pseudomonas solanacearum* isolé sur des échantillons provenant de l'île.

En 1962 PLENET(\*) rapporte les travaux engagés par le S.P.V. concernant la lutte contre la mineuse, du géranium (*Lobesia aelopa* Dial) lorsque celle-ci causa de graves préjudices aux plantations au début des années 60.

\* Correspondance de la Direction des Services Agricoles.

\*\* Commonwealth Mycological Institute.

Une maladie est constamment citée dans tous ces documents en raison de son ancienneté, de sa gravité et de sa périodicité liée aux conditions climatiques particulières de la saison cyclonique (chaleur et précipitations) : il s'agit de l'Anthracnose ou "rouille" du géranium. BOURIQUET (1946) et BAUDIN (1955) signalent le *Glomerella vanillae* var *Pelargonii* Bouriquet comme responsable de graves dépérissements dans le sud de l'île et GAILLETON (1962) l'implique dans les baisses de rendement de 60 à 80 % en saison humide.

Les rapports de l'IRAT-Réunion de 1981 et 1982 traitant des champignons parasites isolés sur géranium rosat signalent trois problèmes principaux :

- le *Pseudomonas solanacearum* responsable des flétrissements puis de la mort des plants en période chaude.
- les Pourridiés attribués à *Clitocybe tabescens* en période fraîche.
- *Phomopsis* sp causant de nombreux cas de dépérissements.

Enfin depuis 1986, les attaques de Vers Blancs, larves d'*Hoplochelus marginalis* (Fair.) originaire de Madagascar, prennent une importance croissante.

2 - Inventaire pathologique du *Pelargonium X. asperum* à la Réunion engagé par le SPV en 1986 et poursuivi en 1987.

Cet inventaire entrepris pendant ces 2 années, a permis de définir les priorités en matière de lutte contre les cryptogames les plus couramment rencontrés en période fraîche et soupçonnés responsables des plus graves dépérissements de plants de géranium. (ANNEXE 5).

Parallèlement à la mise au point de méthodes de lutte chimique contre le Ver Blanc engagée en liaison avec la F.D.G.D.E.C. (\*), le SPV a entrepris depuis 1986 des expérimentations sur l'Anthracnose. A la suite de l'inventaire pathologique du géranium rosat de 1987, des travaux de recherche sur les pourridiés se sont avérés nécessaires ; mon stage s'inscrit donc dans cette optique.

A l'origine, le sujet s'orientait vers la recherche appliquée, le rôle du SPV étant de mettre au point et de promouvoir des méthodes de luttés rapides, efficaces, et les moins onéreuses possibles pour l'agriculteur. Afin d'aborder le problème des pourridiés dans son ensemble, j'ai bénéficié d'un pré-stage de 15 jours en Métropole auprès des spécialistes INRA travaillant sur le sujet. Grâce à leurs conseils ainsi qu'à leurs nombreuses connaissances bibliographiques et techniques sur les pourridiés à *Armillaria* sp. et *Rosellinia* sp., j'ai pu également aborder le problème sous l'angle de la recherche fondamentale.

Ainsi j'ai mis au point le programme de mon stage en tenant compte de ces 2 types de recherches en essayant de mettre en évidence leur complémentarité.

\* Fédération Départementale des Groupements de Défense contre les Ennemis des Cultures.

### III - SITUATION DU PROBLEME DES POURRIDIES

#### 1) Généralités

Les pourridies sont des maladies fongiques du système racinaire de végétaux ligneux aboutissant à sa destruction par cellulolyse et lignolyse (GRISP d'Avignon). Bien que les champignons incriminés appartiennent à des familles différentes du point de vue taxonomique (familles d'Ascomycètes et de Basidiomycètes), la symptomatologie au niveau des parties aériennes indique généralement un déficit nutritif : flétrissement localisé ou général d'une partie ou de l'ensemble du végétal infecté.

Les agents pathogènes responsables de ces maladies présentent une grande polyphagie au niveau des espèces et des familles végétales attaquées. Ils ont tous en commun la faculté de vivre en saprophyte dans les débris de racines constituant ainsi une réserve d'inoculum propice à leur propagation. Bien que certaines espèces soient capables d'infecter de nouvelles plantes par l'intermédiaire de spores asexuées ou sexuées (infestation primaire par des basidiopores d'*Heterobasidion annosum* (DELATOUR et al 1985)), la progression des pathogènes semble s'effectuer dans le sol ou au travers de connexions racinaires grâce aux filaments mycéliens, à des organes plus ou moins différenciés et spécialisés ou grâce à ces deux moyens à la fois. Dans le cas de pourridies dits primaires, la mort spectaculaire en pleine végétation de plantes non affaiblies, ni par l'âge ni par l'environnement, intervient très rapidement. Le champignon se propageant de proche en proche à partir d'un arbre infecté, les dégâts se produisent souvent par tâches dans les peuplements, donnant le faciès classique de la "Maladie du rond" (DELATOUR et al 1985) (photo 1).

L'importance économique de ce problème est évidente, même si les dégâts sont considérés comme ponctuels. En effet, la perte financière se situe à plusieurs niveaux : chute de rendement causée par la mort des arbres, coûts des mesures prises pour limiter ou supprimer les foyers, coût de la replantation qui est souvent sans avenir et qui laisse les parcelles très hétérogènes (GRISP).

#### 2 - Répartition de ces maladies dans le monde.

Il faut avant tout signaler que ces maladies sont présentes un peu partout dans le monde sous différentes latitudes et affectent de nombreuses cultures.

Les agents pathogènes responsables semblent présenter une plus grande diversité en zone tropicale mais d'après la littérature, le genre *Armillaria* est sans aucun doute le plus cité. Par le nombre d'espèces qui le composent, la fréquence et la gravité des attaques occasionnées, il occupe une place prépondérante dans les cas de pourridies répertoriés.

*Armillaria* sp. est un agent pathogène fréquemment rencontré dans les pays tropicaux sur des plantes comme le caféier, le théier, le cacaoyer et sur diverse essences forestières, sous le nom d'*Armillaria mellea* ou de *Clitocybe elegans* (BLAHA, 1978).

Sur le théier, le caféier et le cacaoyer il a été signalé en Afrique et à Madagascar par BARAT (1955), DADANT (1963), SACCAS (1975), en Tanzanie par WALLACE (1935), en Ouganda par HANSFORD (1936), au Kenya par GIBSON (1960), et OLEMO (1972). D'autres attaques dues au même agent pathogène ont été signalées au Cameroun sur des plantes arbustives par BOISSON (1964), sur conifères au Ghana par OFOSU-ASIEDU (1978) et sur Manioc au Congo par MAKAMBILA et al (1986).

L'Armillaire est capable de se comporter comme un organisme symbiotique constituant des associations endomycorhiziennes avec les racines de certaines plantes supérieures non chlorophylliennes (GUILLAUMIN, 1986) : les orchidées extrêmes-orientales *Gastrodia alata* et *Galeola septentrionalis* et des Pirolacées du genre *Monotropa*.

Episodiquement, certaines plantes non ligneuses comme la Pomme de terre, le Dahlia et certaines graminées peuvent être infectées par l'Armillaire.

De plus, dans de nombreux cas, le champignon se comporte comme un organisme saprophyte lignivore dont le développement peut s'effectuer sur les souches mortes sans impliquer à aucun moment de phase parasitaire. (GUILLAUMIN, 1986).

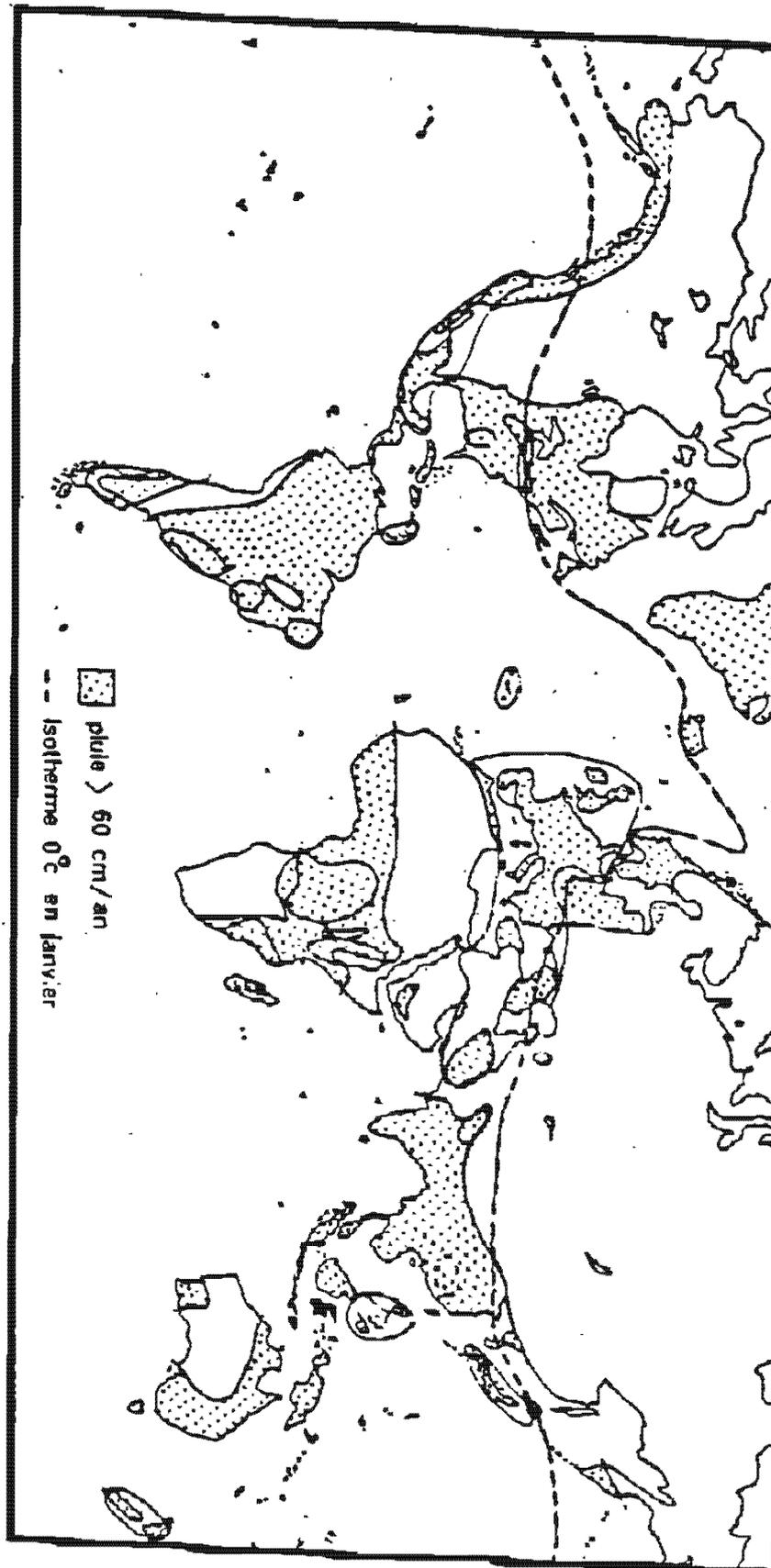
En Europe et plus particulièrement en France deux espèces d'Armillaire semblent se comporter en parasites primaires : *A. obscura* nettement inféodée aux résineux et *A. mellea* sur vigne et arbres fruitiers (espèces porteuses de fruits à noyaux) (GUILLAUMIN, 1982).

Connu depuis longtemps en Europe, le pourridié laineux dû à *Rosellinia necatrix* semble exister dans la plupart des régions du globe où il affecte un grand nombre de cultures. Cette maladie se rencontre dans les zones où la pluviométrie dépasse 60 cm/an. (TOURVIEILLE DE LABROUHE, 1981). Sa limite dans l'hémisphère nord correspond à l'isotherme 0°C en Janvier. En fait, elle est présente dans toutes les zones tempérées (Carte n°1), s'attaquant essentiellement aux végétaux ligneux (dégâts les plus graves sur pommiers en France). On rencontre le *Rosellinia* également sur nombre de plantes herbacées, bulbeuses ou rhizomateuses comme en témoignent les travaux sur le Jasmin (LANSADE, 1954) et sur narcisses (MANTELL and WHEELER, 1973) ainsi que les échantillons de haricots récoltés à la Réunion cette année.

Bien qu'il existe plusieurs espèces pathogènes en zone tropicale dont *R. bunodes*, *arcuata*, *pepo* (CMI) responsables de nombreux pourridiés, les dégâts les plus importants semblent être dûs à *R. necatrix*.

L'incidence économique des autres pourridiés est certes non négligeable mais se trouve réduite par rapport aux problèmes posés par l'Armillaire et le *Rosellinia*, du fait de leur plus faible répartition relative sur la planète. Beaucoup de ces agents pathogènes appartiennent à la famille des Polyporacées (Basidiomycètes). Dans les pays tropicaux, les espèces répertoriées comme parasites actifs sont :

- Le *Rigidoporus lignosus*, agent du pourridié blanc, causant une pourriture blanche du bois. Dans les plantations d'hévéa en Côte d'Ivoire, les chutes de rendement peuvent avoisiner les 50 % (TRAN VAN CANH 1982, MALLET et al 1985).
- Le *Phellinus noxius*, agent du pourridié brun, provoquant une pourriture blanche alvéolaire sur Hévéa (NICOLE et al 1985).
- Parmi les Ascomycètes, *Sphaerostilbe repens*, agent du chancre du collet provoquant une pourriture violette nauséabonde, décrit sur hévéa en Afrique centrale et occidentale ainsi qu'en Asie et Océanie sur théier, manguier, hévéa et manioc (MAKAMBILA, 1986).
- *Ustulina zonata* bien connu sur hévéa, cacaoyer, palmier et théier, agent du pourridié noir provoquant une pourriture sèche. (MALLET et al, 1985).



En zone tempérée, l'*Heterobasidion annosum* (Polyporacées) est sans conteste la maladie la plus dommageable à l'*Epicea* en Europe (20 % de perte par pourriture de coeur), (DELATOUR et al, 1985). Il est mortel également pour les Pins.

On note également des attaques sur Pin maritime de *Rhizina undulata* (Ascomycètes Rhizinacées) dans le Sud-Ouest de la France, qui provoquent un pourridié mortel.

### 3 - Les agents de pourridiés du géranium rosat à la Réunion.

#### A) - Les pourridiés à Armillaire.

##### a) Systématique des Armillaires

Nous avons vu précédemment que les derniers rapports IRAT (1981-1982) mentionnant des attaques de pourridiés sur géranium rosat impliquaient l'espèce *Clitocybe tabescens* (Scop ex Fr) Bresadola.

Actuellement, cette espèce est classée dans le groupe des Armillaires. Sa dénomination est *Armillaria tabescens* (Scop ex Fr) Emel. Elle a été proposée par LAMOURE en 1965 et adoptée depuis 1982 par l'ensemble des participants au "groupe français Armillaire" (GUILLAUMIN, 1986).

Depuis sa création par STAUDE en 1857, le genre *Armillaria* a été sans cesse l'objet de remaniements et de remises en question. Basée à l'origine sur une reconnaissance morphologique des carpophores (Basidiomycètes Agaricales Tricholomatacées), la détermination des Armillaires est devenue beaucoup plus rigoureuse et fine grâce à l'emploi de méthodes biologiques et génétiques.

##### b) Le cycle infectieux des Armillaires (Fig.n°1)

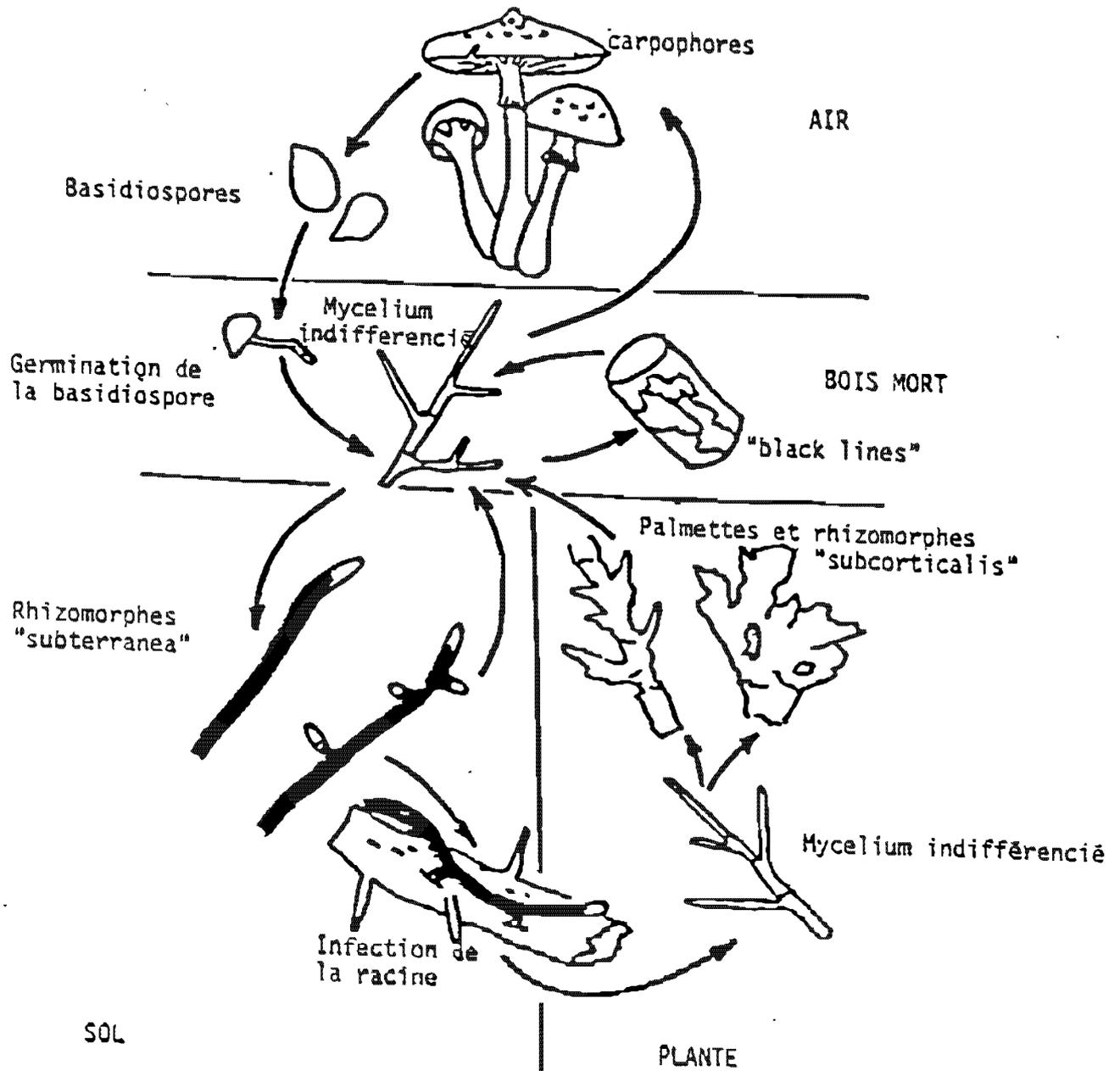
La première phase, celle de la colonisation d'un substrat ligneux non vivant à partir de la germination de basidiospores, a été peu étudiée. D'après RISBETH (1964,1978) cet événement est probablement assez rare mais expliquerait sans doute l'apparition des premiers foyers de pourridié sur des parcelles portant des plantes ligneuses pour la première fois. Le mycélium ayant colonisé des fragments au contact du sol (en particulier les systèmes racinaires des arbres tués par la maladie) se différencie au niveau de l'interface racine-sol pour donner naissance à des rhizomorphes souterrains (*subterranea*) cylindriques. Ces structures agrégées vont croître dans le sol jusqu'à ce qu'elles rencontrent soit du bois mort, soit des racines vivantes. Elles constituent en effet l'organe de dissémination (à courtes distances) et l'organe infectieux du parasite (GUILLAUMIN, 1986). L'infection par les rhizomorphes *subterranea* n'est pas la seule voie de pénétration possible. Elle peut également résulter du simple contact entre racines contaminées et racine saine par l'intermédiaire de mycélium indifférencié (ZELLER, 1926).

La mise en contact du rhizomorphe avec la racine pourrait s'effectuer de 2 façons (GRISP) :

- le rhizomorphe se colle contre la racine au moyen d'un mucilage et s'ancre dans celle-ci au moyens d'hyphes émis au niveau de son apex.

Fig. n°1 :  
Cycle infectieux des Armillaires

-13-



- le rhizomorphe se couvre d'une frange mycélienne qui assure la fixation à la racine (RYKOWSKI, 1975) en pénétrant dans celle-ci. La pénétration s'effectue par l'intermédiaire de "coins d'infections", courtes ramifications des rhizomorphes naissant au contact de la racine, qui traversent mécaniquement le liège et les assises superficielles de l'écorce. Ils se ramifient alors en filaments mycéliens indifférenciés qui pendant la phase d'installation progressent dans le phloème, le cambium et le bois. Dans les zones de moindre résistance comme le cambium ou la zone médullaire, le champignon subit une nouvelle différenciation en rhizomorphes sous-corticaux (subcorticalis) ou en palmettes (GRISP). En progressant le long des racines, ces organes vont être les instruments de la généralisation de la maladie à l'ensemble du système racinaire. On retrouve des palmettes sous l'écorce d'arbres anciennement attaqués jusqu'au niveau des premières branches, ce qui expliquerait l'apparition de carpophores à quelques mètres au dessus du sol observée parfois sur des arbres morts (DADANT, 1963). La différenciation et la sortie des carpophores semblent obéir à des exigences climatiques propres à chaque espèce mais elles correspondent dans la plupart des cas à des périodes de jours courts et à température fraîche : en France (zone tempérée), les carpophores des différentes espèces d'Armillaire apparaissent en Octobre-Novembre; à Madagascar (zone tropicale), on les observe d'Avril à Juin en début de saison sèche.

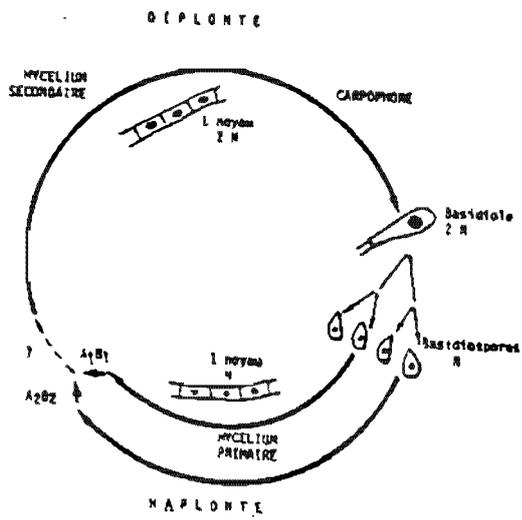
### c) Evolution taxonomique

La morphologie de ces carpophores permet le classement de ces champignons dans l'ordre des Agaricales et la famille des Tricholomatacées. Le genre *Armillaria* se caractérise par la présence de rhizomorphes souterrains cylindriques et la luminescence in vitro du mycélium indifférencié. Une synthèse de tous les travaux effectués sur la classification des Armillaires d'après la morphologie des carpophores a abouti à la distinction de 4 espèces en France (*A. mellea*, *A. bulbosa*, *A. obscura* et *A. ostoyae*) par ROMAGNESI (1970, 1973).

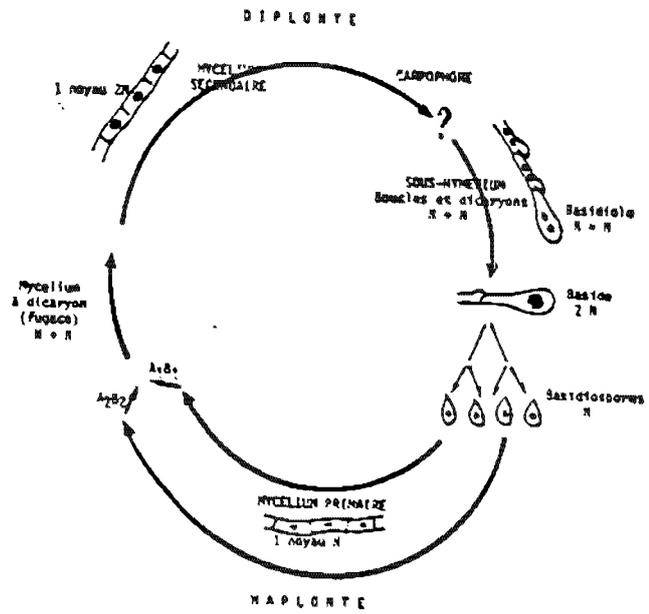
D'autres auteurs entreprirent un essai de classification soit d'après la morphologie des rhizomorphes in vitro (GIBSON, 1961) soit d'après le pouvoir pathogène des différents isolats du champignon (CHILDS et ZELLER, 1929(\*); SHAW, 1977). Enfin MORRISON (1982) réalisa une classification des différents isolats anglais d'après le type de ramification des rhizomorphes souterrains. Aucune de ces études ne permettait de conclure avec certitude à l'existence de plusieurs espèces d'Armillaires mais toutes mettaient en évidence la grande variabilité au sein du genre *Armillaria*.

Le critère d'incompatibilité génétique fut l'argument décisif qui permit d'établir la classification actuelle. Les confrontations de mycéliums d'origine monosperme (issus d'un même carpophore) réalisées par HINTIKKA (1973), révélèrent la complexité du cycle caryologique des Armillaires du groupe *mellea* (Armillaires à anneau) et l'hétérothallie tétrapolaire du champignon (Fig. n°2). L'existence d'allèles multiples sur chacun des deux loci d'incompatibilité (A et B) soupçonnés, fut démontrée par des confrontations entre mycéliums monospermes issus de carpophores d'origine géographique différente. Ce travail fut effectué par KORHONEN (1978) pour l'Europe du Nord et par ANDERSON et ULLRICH (1979) pour une partie du territoire américain. Il revenait encore à KORHONEN (1978) de mettre en évidence l'existence d'un phénomène homologue du phénomène de BULLER : la diploïdisation d'un mycélium haploïde confronté à un mycélium diploïde.

\* cités dans le document du GRISP.



Cycle caryologique  
 d'*Armillaria mellea* (ss. str.)



Cycle caryologique  
 d'*Armillaria obscura*

(in natura)

Les croisements haplonte x diplonte rendaient possible l'étude des isolats d'origine autre que monosperme. KORHONEN mit ainsi en évidence l'existence de 3 groupes interstériles A, B, C en Scandinavie puis de deux autres groupes D et E dans le reste de l'Europe occidentale parmi les Armillaires européennes. De la même façon ANDERSON et ULLRICH (1979) distinguèrent 10 groupes interstériles (de I à X) aux Etats-Unis qui présentent une compatibilité partielle avec les groupes B, C, D et E européens. Il est remarquable de constater le recoupement partiel des résultats génétiques de KORHONEN et morphologiques de ROMAGNESI (tableau n°1). C'est ainsi qu'actuellement ces deux méthodes et l'observation morphologique des rhizomorphes in vitro sont utilisées pour l'identification des espèces d'Armillaire. Il faut noter l'utilisation récente de méthodes fines, immunologie et électrophorèse en gel de polyacrylamide, qui ont permis à Mme LUNG (1985) de différencier *A. obscura* et *A. mellea* par la mise en évidence de certaines protéines spécifiques.

Les travaux sur les confrontations permettaient donc un début de structuration génétique des Armillaires du groupe *mellea* au plan mondial : toutefois, pour les continents autres que l'Europe et l'Amérique du Nord les espèces continuaient, au début des années 80, à être définies en fonction de critères purement morphologiques. C'est ainsi en Afrique noire que deux espèces ont été décrites : *Armillaria "mellea"* (LEACH 1937, GIBSON, 1960 et 1961) et *Armillaria elegans* créée par HEIM en 1963 sous le nom d'*Armillariella elegans* (HEIM 1963, DADANT 1963) et rebaptisée *Armillaria heimii* par PEGLER (1977).

#### d) Espèce d'Armillaire soupçonnée à la Réunion

On peut affirmer que l'un des pourridiés du géranium rosat à la Réunion est du à un Armillaire. En effet la mise en culture en boîte de Pétri des champignons responsables de certains Pourridiés a révélé la morphologie caractéristique d'un Armillaire in vitro : formation de rhizomorphes cylindriques et luminescence du mycélium indifférencié. Ces isolements réalisés à la suite de l'échantillonnage de 1987 ont été envoyés à M. GUILLAUMIN afin d'identifier l'espèce impliquée.

A la suite de tournées réalisées sur le terrain cette année, nous avons pu confirmer la présence de l'Armillaire par l'observation de rhizomorphes dans la rhizosphère de plants de Géranium rosat, de "black-lines" (Photo 3) dans la profondeur du bois d'acacia sur des troncs fraîchement coupés et enfin de nombreux isolements réalisés à partir de géranium, de bananier et de cocotier.

Les résultats de Mr. GUILLAUMIN semblent impliquer l'espèce *A. heimii* et nous espérons que l'emploi des diverses techniques de détermination, qui seront détaillées ultérieurement, nous permettra de confirmer cette hypothèse.

#### B) - Les pourridiés à Rosellinia sp -

##### a) Systematique des Rosellinia

Les Rosellinia sont des Ascomycètes faisant partie de la famille des Sphaeriacees dans l'ordre des Sphaeriales. Le genre est caractérisé par ses périthèces superficiels sans col et par ses ascospores fusiformes brunes. On a vu précédemment que plusieurs espèces de Rosellinia, surtout sous climat tropical, se comportait en parasite primaire de nombreuses espèces cultivées. La distinction entre elles, d'après les fiches CMI, ne peut porter que sur les seules ascospores (taille et forme essentiellement). La forme conidienne *Dematophora* obtenue en laboratoire uniquement et pour certains Rosellinia seulement, ne permet pas de différencier les espèces entre elles.

**Tableau n°1**  
**Armillaire du groupe "mellea" en Europe**  
**Correspondance entre les groupes de compatibilité de KORHONEN**  
**et les espèces par la morphologie des carpophores**

-17-

Formes morphologiques (VAHL, SECRETAN, VELENOVSKY, ROMAGNOLI)	Groupes intervenies (KORHONEN)				
	A	B	C	D	E
<i>Mellea</i> (sensu stricto)				D <i>Armillaria mellea</i> (Vahl) Kummer	
<i>oscydae</i>			C <i>Armillaria obscura</i> (Secretan) Herink		
<i>obscura</i>					
<i>bulbosa</i>		B <i>Armillaria cepesipes</i> Velenovsky			E <i>Armillaria bulbosa</i> (Barts) Romagn.
<i>cepesipes</i>					
	A <i>Armillaria borealis</i> Marxmüller et Korhonen				

**Tableau n°1 bis**  
**Morphologie des carpophores des 5 espèces du groupe "mellea"**

	<i>A. mellea</i> (Vahl) Kumm.  (groupe D KORHONEN)	<i>A. borealis</i> Marxmüller et Korhonen  (groupe A KORHONEN)	<i>A. obscura</i> (Secret.) Herink = <i>A. oscydae</i> Romagn.  (groupe C KORHONEN)	<i>A. bulbosa</i> (Barts) Romagn. = Groupe E et <i>A. cepesipes</i> Velen. fr. <i>psuedocephala</i> = groupe B
<b>Morphologie macroscopique</b>				
Chapeau				
Couleur	Très clair (jaune à miel)	Clair (miel)	Sombre à très sombre avec tons rougeâtres	Marron à brun
Squames	Presque sans squames	Fines et fugaces	Nombréux, grands et lances	Discrets
Anneau	Bien marqué, en collerette	Bien marqué, frange, étfiloché	Bien marqué frange, étfiloché	Mince, fragile, rapidement applique contre le stipe (-arachnoïde-)
Pied				
Forme de la base	En fuseau	Cylindrique	Cylindrique à un peu bulbeux	Bulbeux
Squames	Absents	presque absents	présents	presque absents
Groupement	En touffes	En touffes	En touffes	Isolés, à certe
<b>Morphologie microscopique</b>				
Boucles à la base des basides (carpophores naturels)	-	+	+	+
Articles de la cuticule				
Forme	Régulièrement grêles et allongés	Irréguliers, mais incluant des articles courts et trapus		
Localisation des pigments	surtout vacuolaires	vacuolaires et membranaires	surtout membranaires	vacuolaires et membranaires



PHOTO 3 : "black-lines" sous l'écorce de baguettes de goyaviers. Ce sont des barrières de protection qui permettent à l'Armillaire de se conserver dans le bois.

b) Cycle infectieux du Rosellinia necatrix. (Fig.n°3)

Le Rosellinia, comme l'Armillaire, pénètre dans les plantes au niveau des racines présentant un certain diamètre (supérieur à 3 mm) (TOURVIEILLE DE LABROUHE, 1981 - 1982). On observe tout d'abord à l'extérieur de la racine une accumulation mycélienne qui peut revêtir deux formes = des toiles grises aranéeuses localement concentrées en "coussinets" ou des cordons blancs diffus anastomosés. Cette phase d'accumulation s'achève par la formation des "sclérotés d'infection" qui assurent la pénétration dans les racines par rupture des couches liégeuses périphériques. Le champignon colonise ensuite le système racinaire grâce à des fines palmettes qui progressent en s'enfonçant "en coin" entre le liège qu'elles décollent et le parenchyme cortical. Le liber et le cambium sont envahis par d'autres palmettes, ou par du mycélium indifférencié, que l'on trouve très rapidement à l'intérieur même des cellules (GUILLAUMIN, 1982).

Le processus infectieux fait intervenir des enzymes pectinolytiques et des cellulases (BARTSCHI 1979, non publié) et le rôle joué par de nombreuses molécules phytotoxiques dans l'infection a été démontré. (ABE et KONO 1955, CHEN 1960, TOURNVIEILLE DE LABROUHE 1982). La présence de ces toxines dans les organes non envahis par le mycélium, feuilles et tiges, indique qu'elles sont véhiculées par la sève. Leur spécificité d'action ne correspond pas à celle du champignon. Ainsi les cerisiers, le jasmin et la pivoine sont peu sensibles aux toxines alors qu'ils sont affectés par le Rosellinia necatrix (TOURVIEILLE DE LABROUHE, 1986).

Le comportement du R. necatrix en phase saprophytique est encore mal connu. La dissémination semble s'effectuer essentiellement par le sol. Comme chez l'Armillaire, les spores aériennes (stilbospores et ascospores) ne joueraient qu'un rôle épidémiologique très restreint (GUILLAUMIN, 1982). Le Rosellinia se propage essentiellement dans le sol par son mycélium indifférencié et peut-être par ses cordons mycéliens.

Le Rosellinia manifeste d'importants besoins en oxygène (MAKAMBILA 1976) ce qui explique sa localisation dans les horizons superficiels du sol (LANSAD 1954). L'absence de rhizomorphes différenciés à lacune centrale aérifère rend le Rosellinia beaucoup moins souple que l'Armillaire à cet égard (GUILLAUMIN 1982).

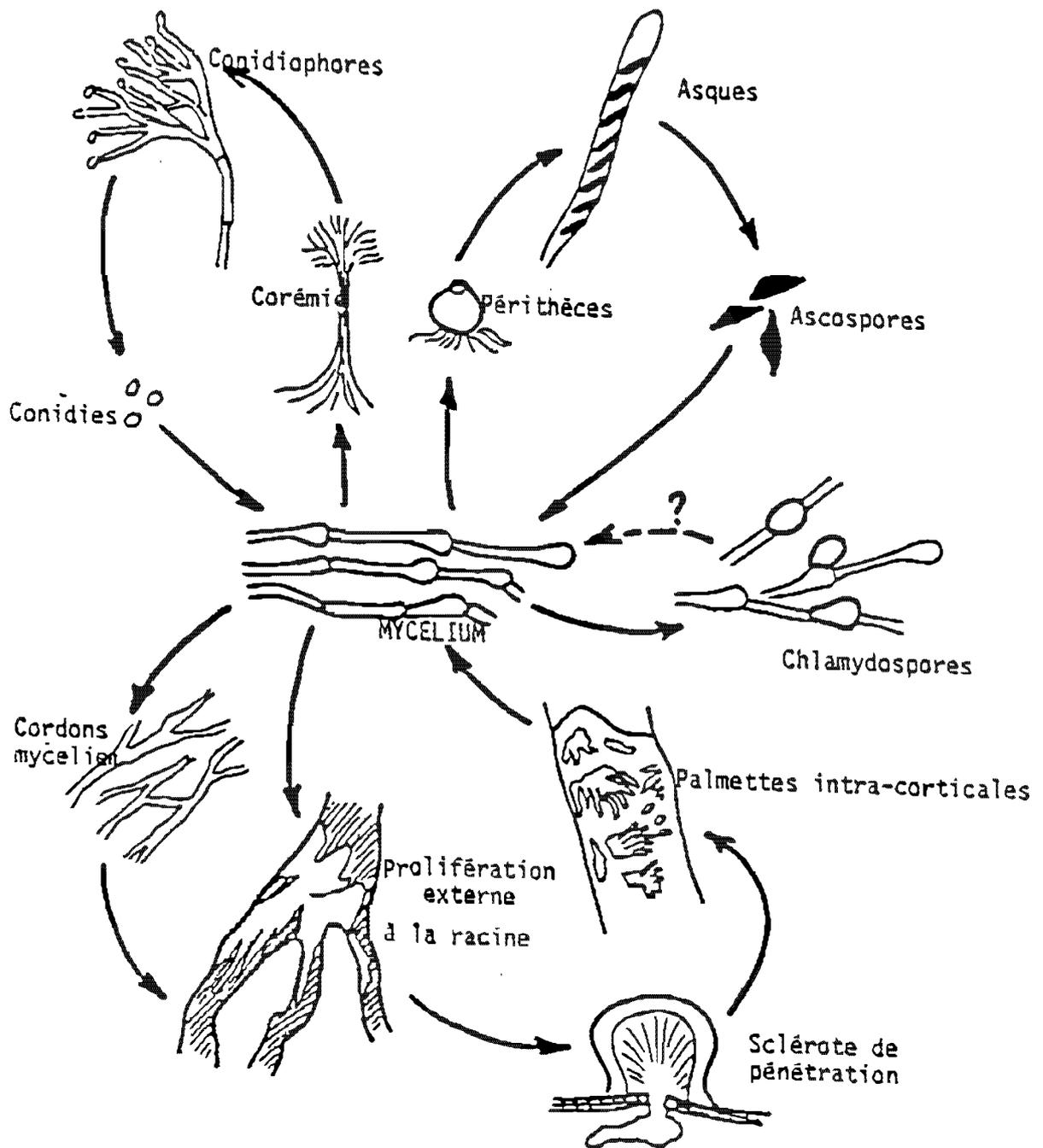
Les besoins du R. necatrix en humidité ainsi qu'en matières organiques sont importants (AGARWALLA et SHARMA, 1975). Toutefois, ARAKI (1967) explique son absence en sol forestier par sa faible compétitivité vis à vis des Basidiomycètes. Sa sensibilité à divers antagonistes naturels expliquerait aussi ce phénomène (GUILLAUMIN, 1982).

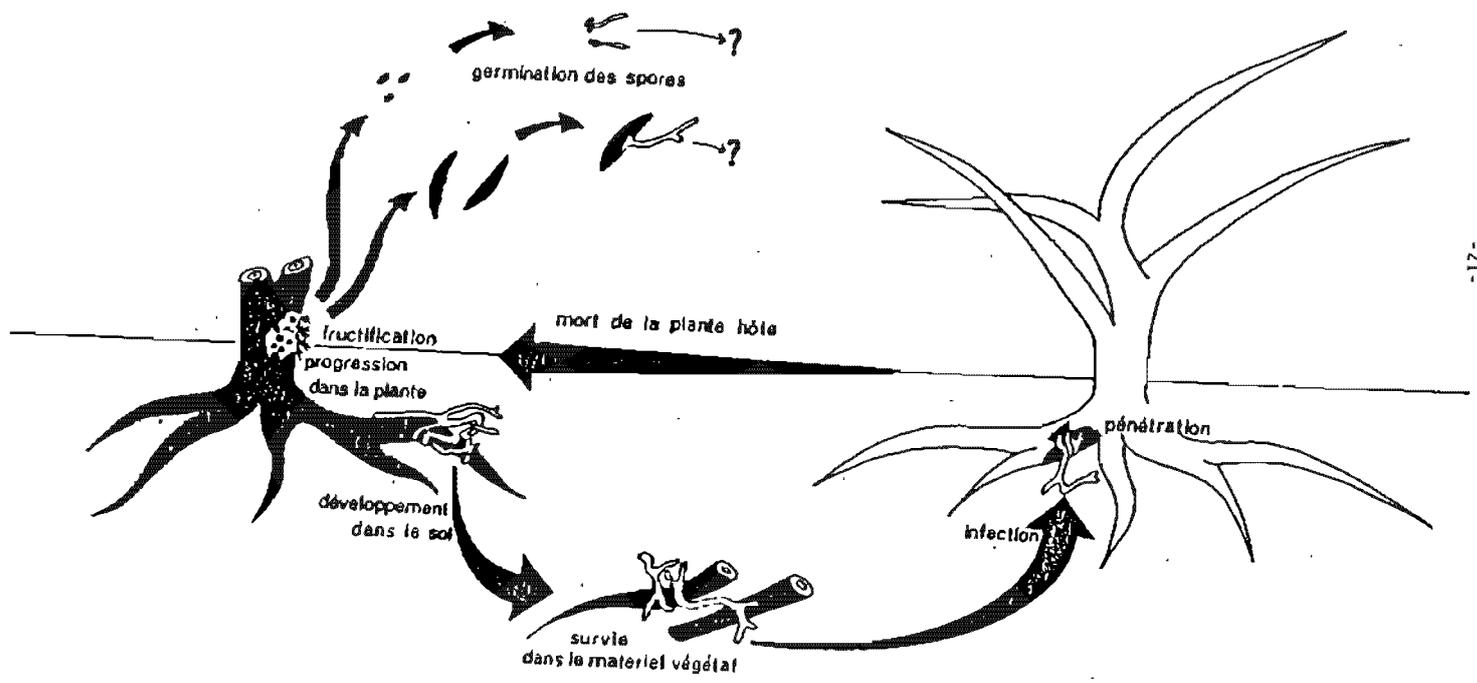
Les possibilités de conservation du Rosellinia dans le sol sont également mal connues. Les caractéristiques du mycélium, dont les renflements et ampoules peuvent se transformer en chlamydospores (MAKAMBILA, 1976) peuvent expliquer la forte résistance à la sécheresse constatée par THOMAS et al (1953).

Le Rosellinia n'est pas un champignon lignivore : il semble capable de se conserver dans l'écorce des racines, mais non d'envahir le bois, ce qui pose le problème des désinfections de sol en termes différents de l'Armillaire (GUILLAUMIN, 1982).

Fig. n°3 :  
Cycle infectieux du *Rosellinia necatrix*

-20-





c) Rosellinia necatrix : espèce soupçonnée sur géranium rosat.

En l'absence de fructifications sexuées in natura, la détermination de l'espèce de Rosellinia impliquée dans certains pourridiés s'est basée sur la morphologie microscopique du mycélium indifférencié. L'observation des renflements en ampoule nous a conduit à l'hypothèse Rosellinia necatrix qui semble être la seule parmi les espèces parasites tropicales décrites par le CMI à posséder ces éléments caractéristiques. Une partie de notre travail consistera à confirmer cette hypothèse.

C) - Découverte d'une troisième espèce responsable de pourridié du géranium.

Lors de nos tournées dans les plantations de géranium cette année, nous avons recueilli des échantillons de plants attaqués qui ne correspondaient pas à ce que nous observions dans les cas d'attaques de Rosellinia ou d'Armillaire. Le champignon responsable isolé sera envoyé à Mr. GUILLAUMIN pour être déterminé. Sa morphologie in vitro et la symptomatologie observée conduisent à l'hypothèse d'une troisième espèce responsable de pourridié.

IV - METHODES DE LUTTE CONTRE LES POURRIDIES.

La localisation du mycélium dans le bois mort et la profondeur à laquelle ce bois est enterré protègent le champignon contre la plupart des agents chimiques, physiques ou biologiques que l'on peut lui opposer.

1) Les traitements préventifs.

Ils peuvent être envisagés à différents niveaux.

a) Façons culturales et mesures d'ordre agronomique.

Les mesures préconisées pour limiter l'extension de la maladie sont classiquement :

- l'arrachage aussi complet des souches et des racines des arbres morts.
- le choix d'un site de plantation adéquat ayant le moins possible de bois dans le sol ou présentant peu de risques de contamination par les agents de pourridiés.
- la rotation avec des plantes non ligneuses et non sensibles est à envisager dans des parcelles où les fragments ligneux enterrés sont de petite taille afin d'épuiser les réserves nutritives du champignon.
- le creusement de tranchées afin d'isoler une parcelle contaminée d'une parcelle saine. La méthode peut être perfectionnée en enterrant, en position verticale, des bâches de polyéthylène de 80 cm de large, affleurant à la surface du sol (GUILLAUMIN 1986, préconisations en vignoble).
- un bon drainage des zones humides.
- la dévitalisation chimique des souches, utilisée avec profit contre les pourridiés forestiers et fruitiers (Urée, P80, Chlorate de soude...)

b) Désinfection chimique des sols .

Elle ne peut être pratiquée que sur sol nu, avant plantation ou replantation. L'utilisation de Bromure de méthyle à 100 ml/m<sup>2</sup>, de Métamsodium et DI-TRAPEX à 150 ml/m<sup>2</sup> est efficace contre l'Armillaire en plein champ sur vigne à condition d'être injectés à plus de 60 cm de profondeur à l'aide de pals injecteurs (GUILLAUMIN, 1986). On peut retrouver des rhizomorphes à plus d'1 m de profondeur, cette condition est donc impérative. De plus la réussite du traitement dépend des caractéristiques du sol et de l'état de l'inoculum. L'utilisation de dibromoéthane s'est révélée inefficace vis à vis du Rosellinia et a même provoqué une aggravation de la maladie (TOURVIEILLE DE LABROUHE, 1981).

Il convient donc d'utiliser les désinfectants du sol avec beaucoup de prudence sachant de plus qu'ils présentent tous une certaine phytotoxicité.

2) Les traitements curatifs.

Mises à part quelques méthodes d'ordre cultural efficaces sur arbres fruitiers (dégagement du collet et des grosses racines, amputation des parties malades, exposition à l'air) (GUILLAUMIN, 1986) vis à vis d'A. mellea, les recherches sont orientées vers l'utilisation de produits chimiques.

La pratique de l'annelation, sensée appauvrir les racines en carbohydrates est aujourd'hui controversée (SHAW et al 1978, LUNG 1984).

La lutte chimique contre les pourridiés s'est orientée vers l'emploi de fongicides systémiques en arrosage qui permettraient d'agir sur le champignon au niveau racinaire.

Les études in vitro ont montré l'efficacité du groupe des Benzimidazoles (Benomyl, Carbendazime, Thiabendazole) et des Thiophanates (Methyl - Thiophanate) aussi bien sur Armillaire que sur Rosellinia. Les doses entre 0,2 et 0,4 ppm utilisées par GUPTA et VERMA (1978) et TOURVIEILLE DE LABROUHE (1981) provoquent un effet fongicide sur Rosellinia alors qu'il faut multiplier les doses par 100 ou 1000 pour l'Armillaire (1000 ppm pour le Benomyl utilisé contre A obscura, LUNG 1984).

Dans les essais en semi-grandeur, c'est à dire en pots ou en caisses les concentrations efficaces ont été :

- 100 ppm de Carbendazime contre Rosellinia necatrix (GUPTA, 1977) (TEIXEIRA DE SOUSA, 1985).
- environ 10 000 ppm pour le Tridémorphe contre le Rigidoporus lignosus de l'hévéa (TRAN-VAN-CANH, 1985). Le Tridémorphe a donné également de bons résultats contre une Armillaire (MAPPES et HIEPKO, 1984)(\*)

3) La lutte biologique.

Les méthodes de lutte biologique font appel aux phénomènes d'antagonisme.

Les Trichoderma sont bien connus pour être antagonistes de nombreux champignons phytopathogènes. Ils agiraient in vitro en tant que mycoparasites nécrotrophiques ce qui se traduit par les mort des hôtes fongiques concernés, par des phénomènes d'antibiose (émission à distance d'antibiotiques fongistatiques) et d'hyperparasitisme (recouvrement mycélien qui entraîne la dégénérescence des hyphes de l'hôte).

\* Cités par GUILLAUMIN

L'utilisation des *Trichoderma* comme antagonistes du *R. necatrix* a été envisagée à la suite d'études in vitro par ALLAIN en 1979. Mais la formation de chlamydospores dans les cultures de *R. necatrix* "parasitées" par le *T. viride* peut laisser supposer une réapparition à plus ou moins long terme du champignon pathogène (TOURVIEILLE DE LAHROUHE, 1981).

Certaines souches de *Trichoderma* s'avèrent in vitro antagonistes des Armillaires en particulier certaines souches de *T. viride* contre *A. mellea* (BLAHA, 1966) et de *T. harzianum* contre *A. obscura* (LUNG, 1984). Les phénomènes d'antibiose et d'hyperparasitisme ont été mis en évidence par les travaux de BLISS (1951), AYTOUN (1953) et MORQUER et al (1969).

Malgré la présence de *Trichoderma viride* dans la plupart des sols, cette espèce se révèle peu capable en conditions naturelles de limiter le développement de l'Armillaire.

Cette différence avec les résultats obtenus in vitro peut s'expliquer par la présence d'une microflore antagoniste ou une pauvreté en substrats organiques capables d'héberger le champignon (GRISP). A l'appui de cette dernière hypothèse, DADANT (1963) note qu'en terre très riche en humus, la rareté des attaques de pourridié du caféier est à relier à la présence de fortes populations de *T. viride*. GUILLAUMIN et DUBOS (1978) expliquent leurs bons résultats avec *T. harzianum* sur des plantes cultivées en serre ou en pots par la forte teneur en matière organique du substrat utilisé. JOUAN et LEMAIRE (1974) mentionnaient l'effet favorisant de la cellulose vis à vis de *T. viride*.

Il ne faut pas oublier que toutes les souches de *Trichoderma* ne sont pas antagonistes des Armillaires, en particulier au niveau d'organes tels que les black-lines et les rhizomorphes subterranea (AYTOUN, 1953).

Les travaux de OHR et MUNNECKE (1974) ont même montré que certaines souches d'*Armillaria mellea* émettaient des antibiotiques actifs contre les *Trichoderma*. De plus, certaines espèces de *Trichoderma* provoquent des pourritures sur les végétaux supérieurs. En particulier *T. kaningii* est considéré comme responsable de pourritures de jeunes racines de pommier et de tubercules de patate douce (VIENNOT-BOURGIN, 1949) (\*). En Ontario les fontes de semis de Maïs lui ont été attribuées, ainsi qu'à *T. harzianum* et *T. hamatum* (Mac FADDEN et SUTTON, 1972) (\*). *T. viride* de cause de nombreuses pourritures en pays chauds : pourritures de racines de canne à sucre, de tubercules de patate douce ou de grains de riz (ROGER, 1953).

Les travaux de BLISS (1951) et GARETT (1957) sur le Sulfure de carbone et ceux sur le Bromure de méthyle (OHR et MUNNECKE 1972, 1973, 1974) établissent clairement que leur utilisation stimule la flore antagoniste de l'*Armillaria mellea* et plus particulièrement le *Trichoderma viride* et affaiblit l'Armillaire. La rupture de l'équilibre entre les 2 champignons conduit à l'élimination de l'Armillaire au bout d'1 à 2 mois. La désinfection du sol à une chaleur subléthale pourrait agir selon le même principe. (MUNNECKE, WILBUR et DARLEY, 1976) (\*).

\* Cités dans le document du GRISP

D'autres moyens de lutte biologique sont appliqués avec succès contre *Heterobasidion annosum* en France grâce à la protection des souches de résineux après coupe rase par apport de suspension commerciale de spores de *Peniophora gigantea*. Celui-ci, par son fort pouvoir lignivore et sa grande vitesse de croissance, permet une dégradation rapide des souches empêchant ainsi l'agent pathogène de s'y installer en saprophyte.

#### 4) La lutte génétique.

Cette méthode de lutte a donné quelques résultats au niveau de l'arboriculture fruitière. Le choix de porte-greffe résistants aux Armillaires est une solution qui semble pouvoir s'envisager (GUILLAUMIN, 1986). Les études sur la variabilité dans la résistance à *A. obscura* de différentes espèces résineuses est en cours (LUNG, 1984).

**ETUDE  
EXPERIMENTALE**

MATERIEL ET METHODES

A) RECHERCHE FONDAMENTALE : Approche biologique du phénomène infectieux

I - SYMPTOMATOLOGIE DES POURRIDIES DU GERANIUM ROSAT

1) - Dégâts observés en plein champ

Comme pour la plupart des espèces ligneuses attaquées, les symptômes des pourridies du géranium se traduisent par un flétrissement des parties aériennes. Ce symptôme est assez atypique et peut faire penser soit à une asphyxie racinaire (excès d'eau) soit à un déficit nutritif ou encore à des trachéomycoses. Seul l'examen du système racinaire et du collet permettra de certifier la présence d'un agent de pourridié.

Dans le cas de l'Armillaire ou du Rosellinia, la présence de l'agent pathogène peut-être décelée par l'observation des dégâts au champ. On remarque en effet parfois des "ronds" de mortalité (Photo 1) mais il faut souligner la rareté de l'évènement en raison du remplacement rapide des plants morts.

Dans la majorité des cas de pourridies la mort est de type apoplectique et la graduation dans les symptômes est pratiquement impossible à distinguer sur le terrain. Ou le géranium se présente comme une plante en train de faner lors des premières manifestations de la maladie, ou alors seuls les apex des tiges et les 2 dernières feuilles sont encore vertes, le reste des feuilles étant desséchées le long des tiges. Dans ce cas, la mort du plant n'est plus qu'une question de semaines.

Les symptômes se manifestent alors que le sol est déjà sec et il est fort probable que l'infection s'est réalisée bien avant, pendant la saison des pluies. La plante infectée n'arrive plus à pomper l'eau libre dans le sol (très rare en saison sèche) en raison de l'obstruction de ses vaisseaux par le champignon. Les dégâts sont observables sur l'ensemble des rameaux, les manifestations de la maladie réduites à un rameau sont rares.

2) Examen du système racinaire

Après arrachage des plants malades, le diagnostic pourra être confirmé par la présence des champignons agents de pourridies ainsi que de leurs organes différenciés caractéristiques.

a) Pourridié à Armillaria sp.

Le système racinaire arraché ne présente plus que les plus grosses racines qui ont cassé. Leur couleur tire sur l'orange-marron alors que pour un pied sain la teinte est plutôt beige-grisâtre. On ne note pas de déformations particulières sur ces racines. En soulevant l'écorce, on observe les palmettes blanches rubannées caractéristiques de l'Armillaire. Elle sont plus nettes sous l'écorce du collet (Photo 4) qui est souvent fissurée. Il nous est arrivé une seule fois de découvrir des rhizomorphes subterranées dans la rhizosphère.



PHOTO 4 : Symptômes de l'infection par *Armillaria* sp. au niveau du système racinaire et du collet du géranium

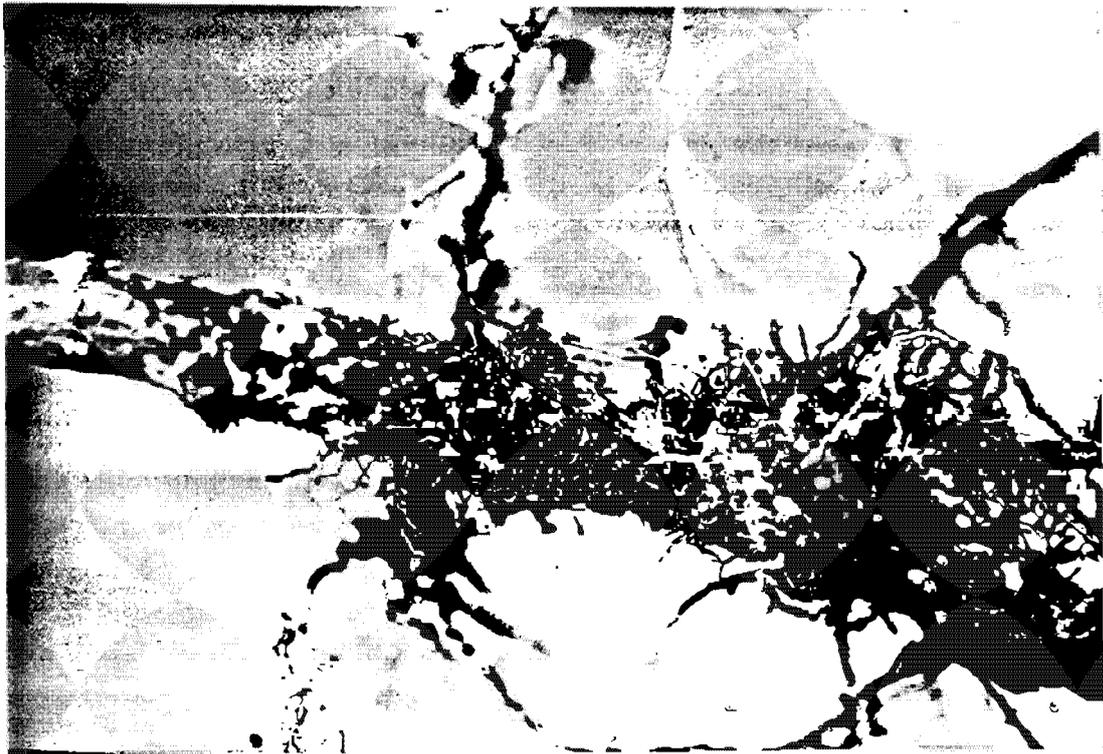


PHOTO 5 : Symptômes de l'infection par *Rosellinia* sp. au niveau du système racinaire et du collet du géranium

b) Pourridié à Rosellinia sp

Il est aisément distinguable par la présence extérieure du champignon sur le système racinaire qui comprend plus de racines à l'arrachage et présente une teinte gris-noirâtre. Quelques boursouflures noires recouvrent les racines en surface mais on observe surtout le mycélium grisâtre en toile d'araignée ainsi que les cordons mycéliens blancs tout autour du système racinaire et ce jusqu'au collet (Photo 5). Sous l'écorce des racines et du collet, on trouve des petites palmettes fines et courtes. Elles sont beaucoup plus superficielles que dans le cas de l'Armillaire.

c) Un troisième agent de pourridié (inconnu jusqu'à présent)

Ce champignon a été trouvé dans une parcelle uniquement, dans les Hauts de Trois-Bassins. Nous pensions au départ à de l'Armillaire mais sous l'écorce au niveau du collet la morphologie du champignon était différente : pas de palmettes distinguables mais un manchon mycélien uniforme qui avait fendu l'écorce par endroits. Ce mycélium a un aspect floconneux et dégage une odeur très prononcée de champignon.

Il est à noter que dans tous les cas de pourridiés, à l'apparition des premiers symptômes, les champignons sont déjà présents au niveau du collet.

## II - ISOLEMENTS DES CHAMPIGNONS IN VITRO

### 1) Techniques d'isolements

Les plants infectés sont ramenés au laboratoire et les implants sont prélevés sous l'écorce des racines ou du collet afin de limiter le nombre de saprophytes contaminants. Ces implants d'environ 1 cm de long sur quelques mm de large sont désinfectés à l'eau de javel pendant une minute puis rincés dans de l'eau stérile pendant une demi-heure. Ils seront ensuite disposés par groupes de trois sous la hotte à flux laminaire dans les boîtes de Pétri sur des milieux différents en fonction du champignon soupçonné (ANNEXE 6). Les implants infectés par Rosellinia sont isolés sur du milieu malté à 1 % (M 1%), ceux infectés par l'Armillaire sur un milieu malté à 2 % auquel est ajouté un mélange d'antibiotiques et de thiabendazole (MAT) qui permet d'éliminer la plupart des Ascomycètes et Adélomycètes, ainsi que les bactéries. (Les Siphomycètes ne sont pas éliminés). Les implants contaminés par l'agent pathogène inconnu ont été placés sur milieux M 1%, MAT et Macid sur lesquels il a parfaitement poussé. Les boîtes de Pétri sont remplies avec environ 20 ml de milieu. Toutes les boîtes sont placées à 23° C à l'obscurité, conditions optimales de croissance décrites dans la littérature pour Armillaria sp. et Rosellinia sp.

### 2) Morphologie des thalles in vitro

#### a) Armillaria sp.

Différents isolats d'Armillaire ont été obtenus en 1987 à partir de plants de géranium. Ces isolements se sont poursuivis cette année ainsi que sur cocotier et bananier qui présentaient des symptômes d'attaque d'Armillaire. Dans tous les cas, la morphologie du thalle mycélien correspond à celle décrite pour les mycéliums diploïdes d'Armillaire (GUILLAUMIN, 1986) : un mycélium le plus souvent rasant et blanc recouvert très vite par une croûte marron et présence de rhizomorphes de type subterranea dans le milieu ou émergents (Photo 6). La luminescence du mycélium à l'obscurité confirme cette hypothèse. Les différences entre isolats portent essentiellement sur la densité, la date d'apparition et la vitesse de croissance du mycélium.

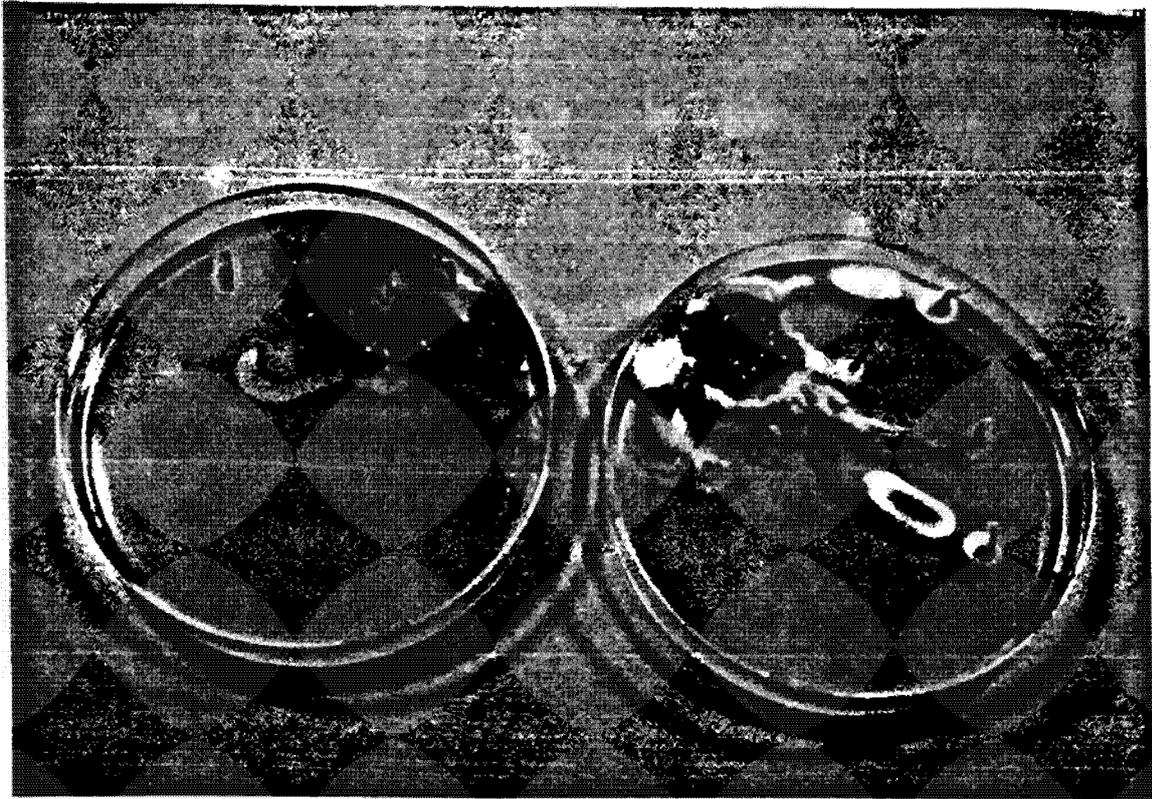


PHOTO 6 : Morphologie du thalle d'Armillaire  
en boîte de Pétri.

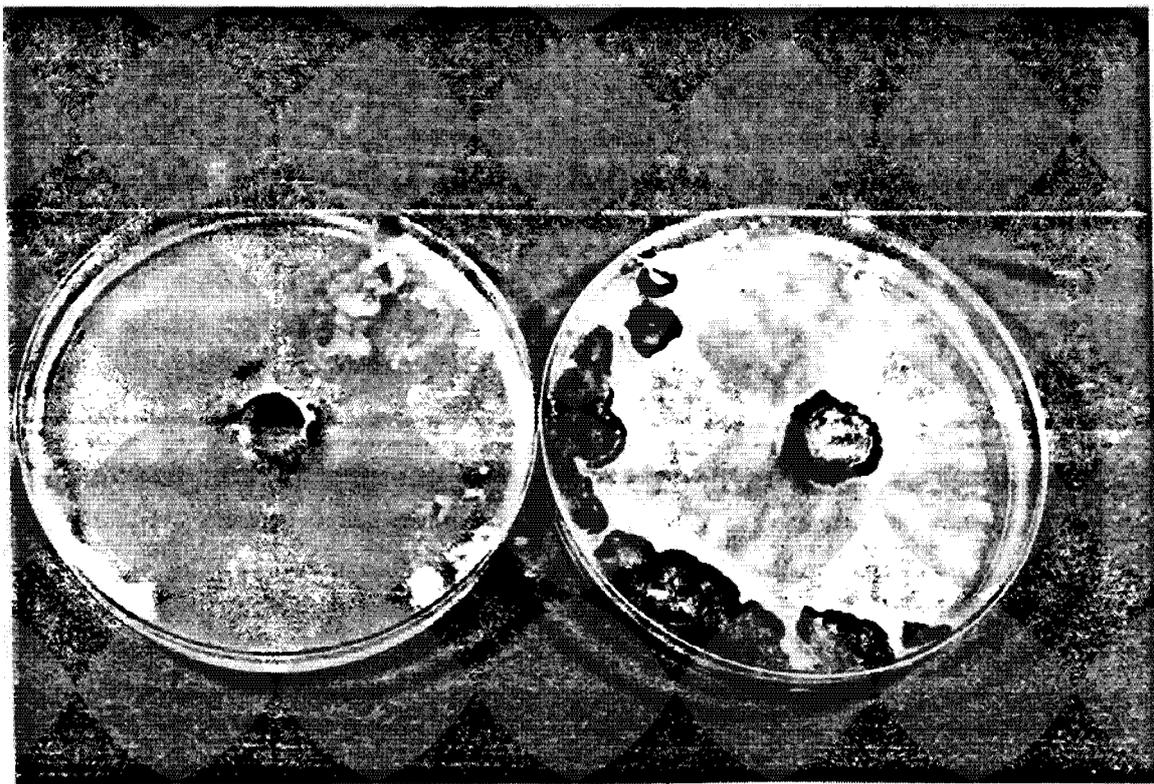


PHOTO 7 : Morphologie du thalle de Rosellinia  
en boîte de Pétri.

b) Rosellinia sp

La colonisation du milieu M 1 % s'effectue très rapidement et en une semaine la boîte de Pétri peut-être remplie. Le mycélium est blanc et rasant. Sa croissance s'effectue de façon homogène dans toutes les directions. On distingue 2 types d'isolats en fonction de l'apparition ou non de croûtes noires sur le mycélium vieillissant (Photo 8). On n'observe pas les cordons mycéliens différenciés in natura.

c) Champignon inconnu

Le mycélium est blanc et très floconneux. Sa croissance est intermédiaire entre celles du Rosellinia et de l'Armillaire mais tout de même assez rapide. Sur le mycélium âgé apparaissent des plages oranges. Ne disposant pas des documents nécessaires à sa détermination, les isolements seront donc transmis à M. GUILLAUMIN. Il n'est d'ailleurs pas certain que ce champignon soit pathogène. Peut-être est-ce un saprophyte qui s'est installé sur un plant déjà dépérissant et qui apparaît seul en culture in vitro du fait d'une grande compétitivité. Seuls des tests d'inoculation permettraient de résoudre ce problème. L'odeur très prononcée de champignon forestier dégagée par le mycélium ainsi que l'observation de carpophores en saison humide, (mentionnée par les planteurs) sur des arbres à proximité des plants touchés, pourrait faire penser à une Polyporacée.

III - PRODUCTION DE L'INOCULUM

Cette phase de l'expérimentation est la plus importante dans la mesure où tous les tests de réinoculation de boutures de géranium avec le Rosellinia et l'Armillaire nécessitent la maîtrise de la production en grande quantité de ces champignons. Nous verrons d'ailleurs qu'elle a été un facteur limitant au point de vue temps nécessaire à la colonisation des substrats expérimentés.

1) Choix des souches à multiplier

Ce choix s'est fait en fonction de 2 critères = la virulence des souches en plein champ et la morphologie des champignons en boîte de Pétri. Pour chaque champignon, 2 souches principales ont été sélectionnées.

a) Souches d'Armillaire (Photo 6)

La souche G 43 provenait d'isolements sur une parcelle détruite en 6 mois. In vitro, elle forme de nombreux rhizomorphes à croissance rapide et un mycélium blanc assez important en périphérie des croûtes marrons. La souche G 59 forme peu de rhizomorphes in vitro et le mycélium entourant les croûtes est très rasant et peu étendu.

b) Souches de Rosellinia (Photo 7)

Dans ce cas, la présence ou l'absence de croûtes noires à la surface du mycélium blanc (sur boîte de Pétri) a été le critère du choix : la G 132 présente de nombreuses croûtes noires et provoque de graves dégâts au champ, la G 142 ne forme pas de croûtes.

## 2) Repiquage en boîte de Pétri

La production d'inoculum en grande quantité s'obtient par repiquage d'implants d'1 cm de diamètre issus des boîtes d'isolements sur des milieux appropriés : M 1 % pour le Rosellinia et M 2% pour l'Armillaire. Les prélèvements pour le Rosellinia s'effectuent à la périphérie de boîtes-mères dans les parties jeunes du champignon. Quant à l'Armillaire, on essaie de prélever à la fois du mycélium et des morceaux de rhizomorphes. Le mycélium du Rosellinia colonise la boîte en 1 semaine, celui de l'Armillaire ainsi que les rhizomorphes n'apparaissent qu'au bout d'1 semaine et ne remplissent la boîte qu'au bout de 3 semaines à 1 mois.

## 3) Tests d'inoculation de différents bois de feuillus comme supports de culture (ANNEXE 7)

Ce test a été réalisé en saison humide par M. FABREGUE afin qu'au début du stage un support de culture pour le Rosellinia et l'Armillaire soit jugé suffisamment efficace, pour pouvoir être employé dans les tests de pouvoir pathogène sans risque d'échecs dus à la disparition des champignons. Il était en effet nécessaire d'obtenir un substitut du noisetier, couramment employé en France par M. GUILLAUMIN pour la production d'inoculum d'Armillaire, mais absent à la Réunion. 3 bois ont été testés et le goyavier a été choisi pour sa colonisation rapide et complète par l'Armillaire (palmettes sous l'écorce ainsi que dans la profondeur du bois). La colonisation par le Rosellinia est un peu moins bonne mais satisfaisante (meilleur avec la pamlemoussier) et par souci de simplicité nous avons donc opté pour un seul bois.

## 4) Production d'inoculum sur baguettes de goyavier (Photos 8-9)

Des baguettes de goyaviers de 8 - 10 mm et 10 - 12 mm de diamètre et de 5 cm de long ont été placées verticalement dans des bocaux de 1 l sur une épaisseur, jusqu'à remplir entièrement le fond. Ces bocaux sont ensuite remplis avec de l'eau distillée et passés à l'autoclave à 110° C pendant 1/2 heure. Cette opération est renouvelée 1 fois puis du milieu malté à 1 % (liquide) est versé sur les 4 cm inférieurs des baguettes. Après refroidissement et sous la hotte à flux laminaire, les implants des 2 types de champignons (1 cm de diamètre) sont disposés par 2 ou 3 entre les baguettes et le bord des bocaux de façon à se trouver juste au dessus du milieu liquide. Nous avons remarqué qu'un implant immergé se gorgeait de liquide et empêchait la croissance du champignon.

### a) Inoculation de l'Armillaire

A partir de l'implant naissent des rhizomorphes qui vont d'abord coloniser le milieu liquide avant de remonter sous l'écorce des baguettes après différenciation de rhizomorphes de type subcorticalis. L'émergence des palmettes blanches sous l'écorce est réalisée pour l'ensemble des baguettes au bout d'un mois et demi. A ce moment là, le milieu colonisé par les rhizomorphes est devenu solide. Les bocaux ont été maintenus pendant cette période à 23° C à l'obscurité.



PHOTO 8 : Baguettes de goyavier colonisées  
par *Armillaria* sp.



PHOTO 9 : Baguettes colonisées par *Rosellinia* sp.

## b) Inoculation du Rosellinia

Le champignon ne "plonge" pas dans le milieu comme l'Armillaire mais commence par coloniser les parties émergées des baguettes à l'aide de filaments mycéliens indifférenciés. Sa progression s'effectue ensuite vers le bas, au contact du liquide et le long des baguettes. Au niveau des zones de contact se différencient des petites palmettes blanches qui pénètrent l'écorce. La progression du champignon est très lente et il faut environ 2 mois 1/2 pour obtenir la colonisation complète des baguettes. Pour cette raison, nous avons donc essayé de cultiver le Rosellinia sur un milieu non ligneux à colonisation plus rapide.

## 5) Production d'inoculum de Rosellinia sur blé cuit (Photo 10)

L'utilisation du blé a été conseillée par M. GUILLAUMIN et testée tant pour la cuisson à préconiser que pour le poids à répartir dans chaque bocal. Il est à noter que la masse du blé double après 20 mn de cuisson et c'est cette durée qui a été retenue comme la plus propice à une bonne colonisation. A des durées inférieures, le blé, plus dur, est difficilement colonisé par le Rosellinia qui est souvent supplanté par des contaminants saprophytes (*Aspergillus*, *Penicillium*...). En ce qui concerne le poids, 200 g de blé cuit semble être le plus indiqué pour la culture : colonisation rapide sans avoir besoin de secouer le bocal pour homogénéiser l'inoculum (source de contaminations). Le blé est évidemment stérilisé avant dépôt d'1 seul implant sous la hotte. Les bocaux sont maintenus à l'obscurité à 23° C et la colonisation complète est obtenue au bout d'1 mois.

## IV - OBTENTION DES BOUTURES UTILISEES DANS LES EXPERIENCES SOUS SERRE (ANNEXE 8)

Deux séries de boutures ont été préparées selon le protocole de MM. TAYE et FABREGUE en Juillet et en Novembre 1987. Elles ont bénéficié de 2 apports d'engrais géranium (15-12-24) à un mois d'intervalle après une taille à 2 pousses leur donnant un port touffu. Le dernier apport a été fait 1 mois avant les inoculations. 2 arrosages hebdomadaires étaient nécessaires en fin d'été (Avril-Juin) puis nous avons réduit à 1 arrosage par semaine pendant l'hiver (Juillet-Septembre). Ces boutures présentent une base ligneuse (tige principale et départ des branches) et les jeunes pousses sont vertes. Nous n'avons plus taillé après le dernier apport d'engrais.

## V - APPROCHE SYSTEMATIQUE DES ESPECES D'ARMILLAIRE ET DE ROSELLINIA ISOLERS

### 1) Cas de l'Armillaire

#### a) Observation de la morphologie du champignon in vitro.

Comme nous l'avons vu précédemment, les critères morphologiques in vitro conduisent facilement au genre *Armillaria*. Tous les isolats présentent les caractères d'un mycélium de type diploïde = formation d'une croûte marron précoce à partir du mycélium indifférencié qui reste visible (blanc ou blanchâtre), uniquement à la périphérie de ces croûtes. Les rhizomorphes prennent une couleur blanche et une forme rubannée au contact du fond des boîtes de Pétri et sont cylindriques et mélanisés lorsqu'ils émergent. Ils sont peu ramifiés. Cette description, d'après M. GUILLAUMIN, semble typique de l'espèce africaine *A. heimii* dont de nombreux isolats africains ont été envoyés à Clermont-Ferrand et comparés aux nôtres. Certains isolats présentent un mycélium floconneux assez important, d'autres un mycélium rasant quasi-inexistant. L'observation in vitro oriente la détermination mais il ne faut pas oublier que certaines souches haploïdes européennes présentent également des formations croûteuses.



PHOTO 10 : Blé cuit colonisé par *Rosellinia* sp.

b) Obtention des carpophores

La technique utilisée est couramment pratiquée en France par M. GUILLAUMIN pour l'obtention des carpophores d'Armillaires européennes. Des bocaux de 1 l sont remplis avec des morceaux d'oranges (1 orange par pot) et du milieu malté liquide à 1 % de Malt de telle manière que les morceaux affleurent à la surface de la solution. Deux implants d'Armillaire sont déposés sur les quartiers d'orange de façon à ne pas "tremper" dans le liquide. Cette inoculation s'effectue après passage du milieu à l'autoclave pendant 1/2 heure à 110° C. Deux mois sont nécessaires pour obtenir une colonisation complète par des rhizomorphes, à 24° C et à l'obscurité. Cette expérience a été réalisée pour 4 souches d'Armillaire, avec 3 bocaux (Photo 11) par souche : G 43, G 59, G 88 et G 54. Ils ont ensuite été placés dans un incubateur à 12° C pendant trois semaines et avec une photopériode de 10 h. Les carpophores, in natura, apparaissent en début de saison sèche et "fraîche" et en altitude. Il ne nous a pas été possible d'en récolter dans les champs de géranium. Le choix des 10 h de photopériode est très simple à expliquer :

La Réunion se situe en zone tropicale, la durée du jour varie donc très peu entre l'été et l'hiver, de 13 h à 11 h. Nous avons donc pensé que 10 h de jour étaient suffisantes pour provoquer un stress. Quant à la température, nous l'avons descendue à 12° C qui en hiver, est une température couramment atteinte au dessus de 1000 m d'altitude. Le seul incubateur que nous ayons pu trouver, à l'IRAT, n'étant plus disponible au bout de 3 semaines nous avons donc mis les pots dans les conditions naturelles, à l'extérieur sous un petit hangar situé près de la serre à 800 m d'altitude. A l'heure actuelle, aucune sortie de carpophores n'a pu être observée mais M. GUILLAUMIN a réussi à en obtenir à partir d'isolements envoyés l'année dernière par le S.P.V. en les maintenant dans les conditions ambiantes du laboratoire à Clermont-Ferrand. Les paramètres climatiques qui déclencheraient cette fructification sont actuellement à l'étude. Les carpophores obtenus par M. GUILLAUMIN ont présenté la morphologie des carpophores de l'espèce *Clitocybe elegans* décrite par HEIM (1963) et DADANT (1963) et rebaptisée *Armillaria heimii* par PEGLER en 1977 petite taille, quasi-absence d'anneau (disparaissant très vite) et spores plus petites que chez les espèces européennes du groupe *mellea*. Les isolements monosporés réussis (issus de la germination des basidiospores) ont donné naissance à des mycéliums monospermes à morphologie de diplonte, très précocement croûteux (GUILLAUMIN, 1986). Ces observations ont conduit M. GUILLAUMIN à émettre deux hypothèses :

- Est-ce un phénomène d'homothallisme ? Il y aurait dans ce cas autodiploïdie et le moment de la fusion spontanée de 2 noyaux haploïdes serait alors à mettre en évidence.
- Ou est-on en présence d'un système parthénogénétique ? C'est à dire qu'il n'y aurait pas réalisation d'une vraie méiose mais d'une série de mitoses aboutissant à la formation de basidiospores à 2 n chromosomes. L'hétérothallisme tétrapolaire confirmé pour les Armillaires européennes du groupe *mellea* amène à penser que l'espèce *A. heimii* pourrait avoir un comportement spécifique d'adaptation aux conditions tropicales.

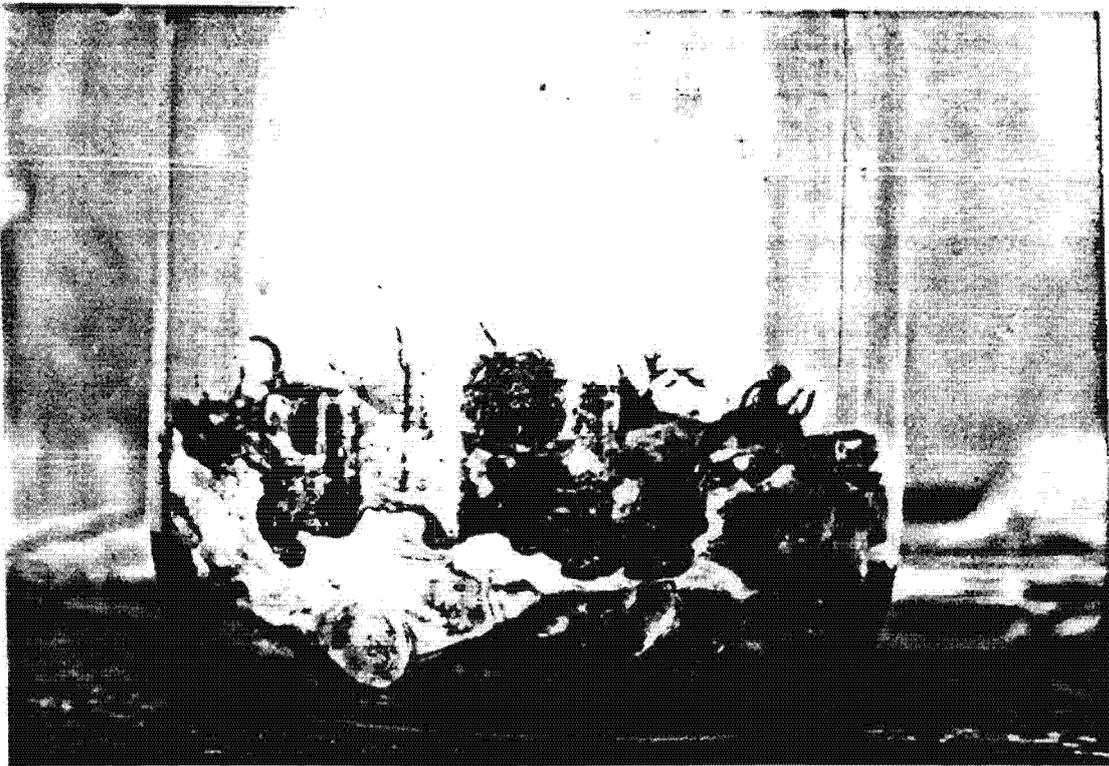
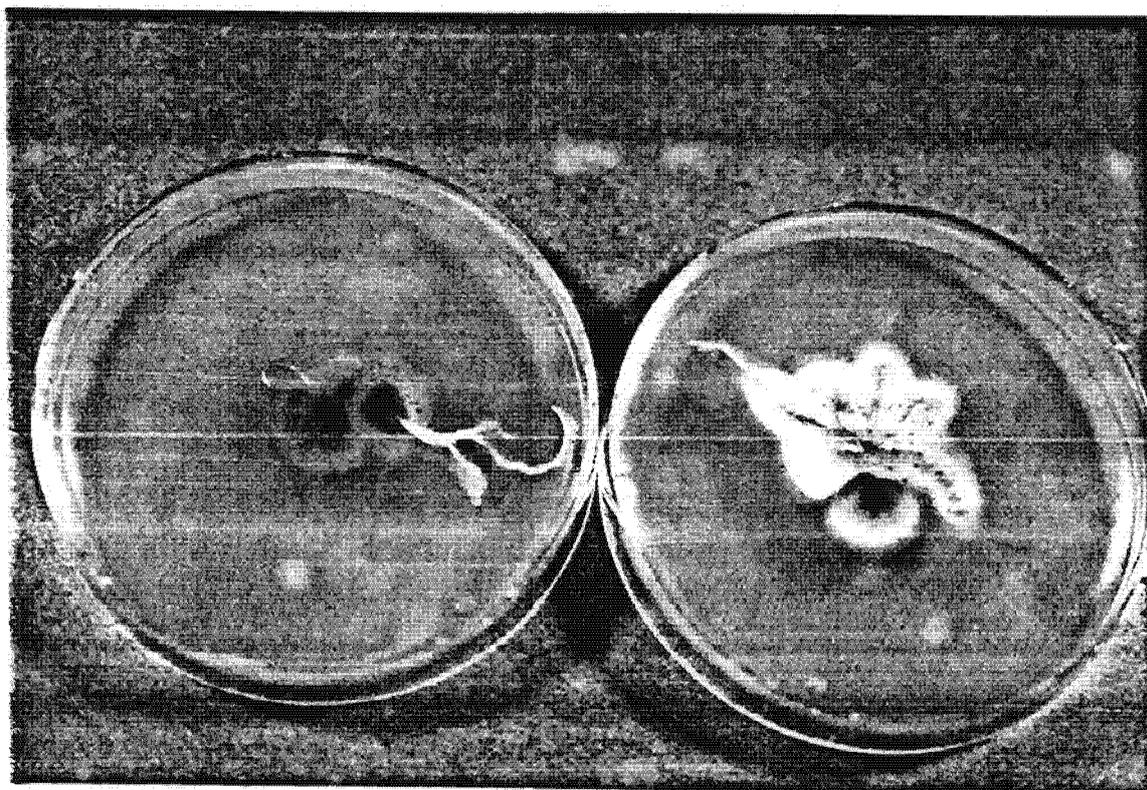


PHOTO 11 : Méthode d'obtention des carpophores d'Armillaire



Confrontation  
comptatible  
entre testeur  
haploïde  
d'Armillaire  
européenne et  
souche de la  
Réunion

Confrontation  
incomptatible  
entre souche  
diploïde  
d'Armillaria  
heimii et  
souche de la  
Réunion

PHOTO 12 : Confrontations génétiques in vitro entre souches testeurs d'Armillaires et souches de la Réunion.

c) Confrontations génétiques in vitro

La méthode tirée des travaux d'HINTIKKA et KORHONEN a été largement utilisée pour la détermination des espèces européennes d'Armillaire et testée par GUILLAUMIN en 1986 sur quelques isolats africains. Le principe en est simple. La confrontation incompatible de 2 thalles d'espèces différentes se traduit par l'apparition d'une ligne de démarcation pigmentée dans la zone de contact entre les 2 thalles à la face inférieure de la boîte de Pétri. En cas de compatibilité (espèces identiques), il y a fusion des thalles et l'on observe la diploïdisation du testeur haploïde par le diplonte ("Phénomène de Buller") lors des confrontations haplonte-diplonte. Les testeurs haploïdes sont sélectionnés pour leur thalle mycélien abondant, leur mauvaise capacité à former des rhizomorphes et des croûtes précocement afin de bien les distinguer des diplontes (Photo 12).

Ces confrontations entre 3 de nos isolats diploïdes (G43, G59, et souche isolée sur bananier) et des testeurs haploïdes et diploïdes d'espèces européennes et africaines envoyés par M. GUILLAUMIN ont été réalisées au laboratoire. Dans chaque boîte de Pétri, 2 implants de 2 mm de côté (prélevés dans le mycélium indifférencié) sont déposés sur du milieu gélosé M 2% à 5 mm d'intervalle. La lecture de la confrontation entre testeur et souche à tester s'effectue au bout de 3 semaines lorsque la zone de contact entre les thalles est suffisamment importante. Nous avons réalisé 2 répétitions pour chaque confrontation.

2) Cas du Rosellinia

a) Observation microscopique du mycélium indifférencié

Les souches G 132 et G 142 dont le mycélium a été observé au microscope présentent la caractéristique typique des espèces européennes pathogènes : c'est à dire le renflement en ampoules du mycélium. En Afrique, seul le *Rosellinia necatrix* parmi les espèces pathogènes tropicales est décrit comme possédant ces renflements.

b) Obtention des fructifications sexuées (et asexuées)

Nous avons repris la méthode utilisée par MAKAMBILA (1976) qui a obtenu des corémies (porteuses de stilbospores) par dépôt d'une baguette inoculée dans une boîte de Pétri remplie de M 1% gélosé, et des périthécetes sur des baguettes inoculées enfermées dans des boîtes de Pétri vides placées dans une boîte fermée hermétiquement. Ces expériences ont été réalisées sur 5 souches avec 3 répétitions (G 132, G 142, G 154, G 163, G 168). Les boîtes sont maintenues à l'obscurité à environ 23° C. Seule l'obtention des ascospores nous permettra de confirmer la dénomination de l'espèce. Il est rare de trouver des périthécetes, in natura, et les quelques cas répertoriés mentionnent des arbres morts depuis plusieurs années sur le collet desquels ils se sont formés. A cet effet, nous laisserons quelques boutures de géranium inoculées et mortes sans les déposer.

## VI - MODALITES DE L'INFECTION PAR LES 2 ESPECES DE CHAMPIGNON

### 1) Inoculation des boutures en pots

La technique d'inoculation est simple. Les baguettes colonisées sont lavées et frottées légèrement afin de ne pas arracher l'écorce qui protège les palmettes. Dans le cas de l'Armillaire, elle sont situées juste sous l'écorce et dans le bois alors que pour le Rosellinia elles sont formées essentiellement dans les assises profondes de cette écorce. Ces baguettes sont enfoncées dans le mélange des pots (1/3 sable, 1/3 fumier de géranium et 1/3 terre agricole) à 3 cm du collet dans le cas du Rosellinia et à 0 ou 3 cm du collet pour l'Armillaire dans le but de cerner les rôles respectifs du mycélium et des rhizomorphes dans l'infection. Disposant de deux lots de boutures d'âge différent, nous avons ainsi pu évaluer l'influence de l'âge des hôtes sur la vitesse de l'infection. Ces expériences avaient essentiellement pour but d'établir des corrélations entre le pouvoir pathogène des souches utilisées et les symptômes au niveau des organes aériens, le système racinaire des boutures étant très fourni mais essentiellement composé de racines de petite taille. Chaque baguette a été enfoncée à 3 cm sous la surface du mélange terreux. L'inoculation avec les boulettes de blé cuit colonisé par le Rosellinia a été réalisée de la même façon en remplaçant les baguettes par environ 5 g de blé colonisé. Toutes ces expériences ont été réalisées sous serre à 800 m d'altitude où la température variait selon un gradient compris entre 15° C (la nuit) et 35° C (le jour) en fonction du mois considéré. Le nombre de répétitions a été différent selon les expériences de 10 à 30) et a surtout été fonction du nombre de boutures disponibles.

### 2) Modalités de l'infection en conditions artificielles (Caisson à brouillard)

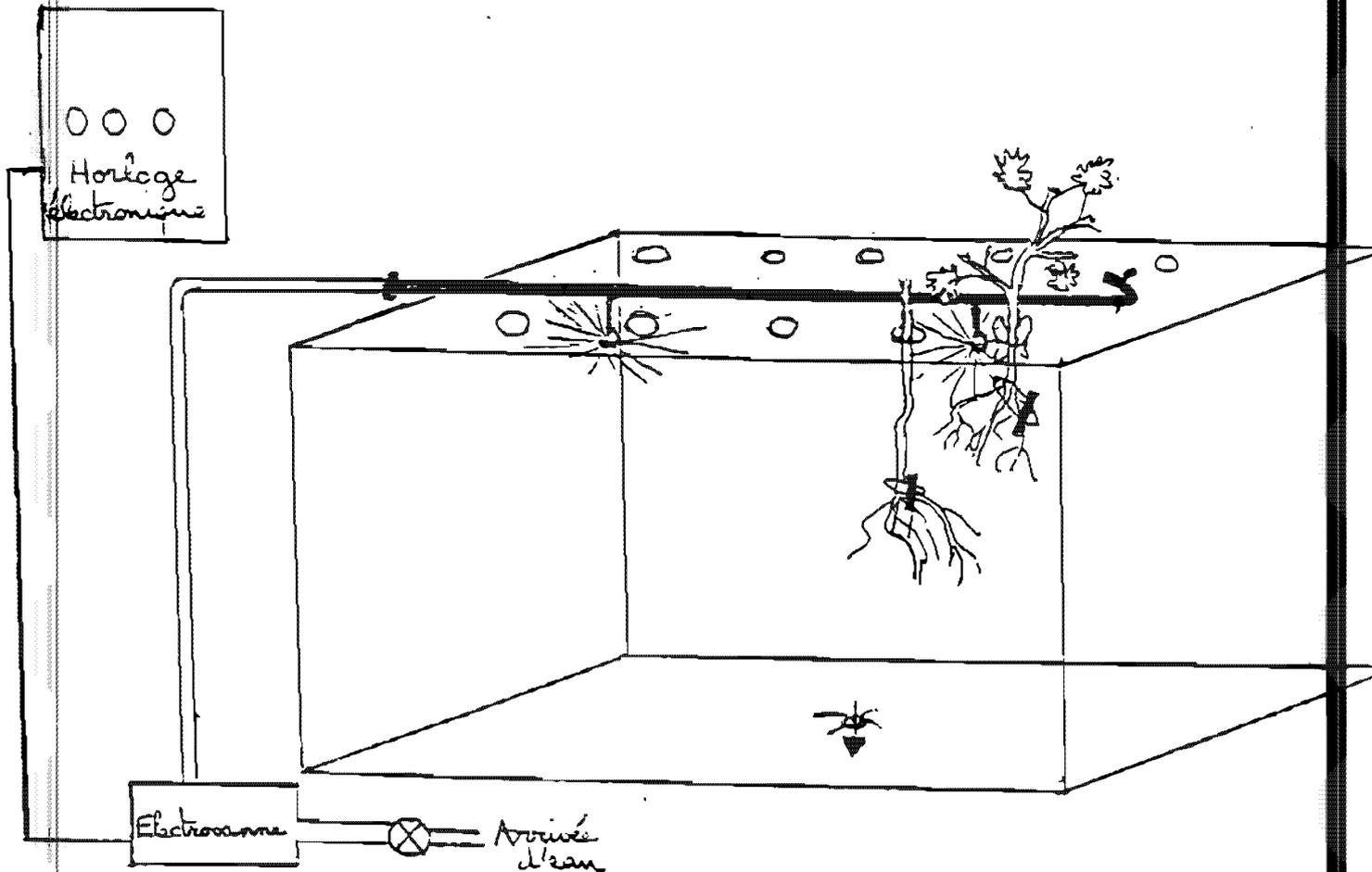
Le système de caisson à brouillard a été simplifié par rapport à ceux communément utilisés dans les observations physiologiques sur les systèmes racinaires. Dans ce cas la circulation de l'eau ne s'effectue pas en système fermé avec apport constant de solution nutritive. L'eau ne sert qu'à alimenter les racines des plantes pour les maintenir dans un état satisfaisant et de manière à constituer une atmosphère saturée en vapeur d'eau en permanence. Elle est distribuée au niveau des buses pendant 1 mn toutes les 3 mn ce qui évite également l'installation de contaminants. Les baguettes colonisées sont placées à l'aide de fils de fer soit contre le collet des plantes, soit à 3 cm du collet. Cette expérience concerne les 2 champignons. Des coupes au niveau des racines permettront de mettre en évidence les mécanismes de l'infection dans chaque cas en suivant constamment la progression des champignons (Fig n°4).

### 3) Vitesse de croissance des pathogènes et propagation de l'infection

Afin de nous rapprocher des conditions naturelles de plein champ, nous avons placé une vingtaine de boutures dans des caissettes de polystyrène de 40 x 80 cm remplies d'une épaisseur de 15 cm de terre (issue de la zone de culture du géranium ANNEXE 9). A 30 cm du collet des plants nous avons placé 1 ou 2 baguettes colonisées sous 3 cm de terre ainsi que des "lignes" de blé colonisé dans le cas du Rosellinia. Les 30 cm correspondent à l'écartement moyen entre deux plantes en plein champ actuellement préconisé. Cette expérience a été réalisée sous serre et deux souches ont été utilisées pour chaque pathogène : G 132 et G 142 pour le Rosellinia; G 59 et G 43 pour l'Armillaire. 5 répétitions pour chaque souche ont été mises en place. L'inoculum a également été apporté sous forme d'1 plant infecté à 30 cm d'1 plant sain.

Fig. n°4 :  
Caisson à "brouillard"

-40-



- \* Rythme d'aspersion : 1 mn toutes les 3 minutes  
(Rythme paraissant trop rapide)
- \* 10 boutures dans le caisson
- \* Baguettes inoculées
  - au collet ou à 3 cm du collet des plants
  - avec une souche d'Armillaire ou avec une souche de Rosellinia
- \* Apport d'engrais foliaire tous les jours

## B) RECHERCHE APPLIQUEE = METHODES DE LUTTE EXPERIMENTEES

### I - LA LUTTE CHIMIQUE

#### 1) Test fongicide in vitro sur l'Armillaire et le Rosellinia

Il servira à établir un choix entre les matières actives efficaces à utiliser sur boutures et à affiner les doses en fonction des données bibliographiques parues sur ce sujet. Le choix pour le test in vitro s'est porté sur les fongicides systémiques et en particulier les benzimidazoles et les morpholines qui ont déjà prouvé leur efficacité dans ce type d'expérience. Le bénomyl, le méthylthiophanate, le tridémorphe et le fenpropimorphe ont été testés sur les 2 champignons mais à des doses beaucoup plus fortes dans le cas de l'Armillaire qui est considéré comme moins sensible. Le thiabendazole a été testé uniquement sur le Rosellinia. Le test a été effectué sur les souches G 43 et G 59 (Armillaire), G 132 et G 142 (Rosellinia) à raison de 5 répétitions par dose, par produit et par souche.

Les fongicides sont incorporés à du M 2% (pour l'Armillaire) ou du M 1% (pour le Rosellinia), maintenus en surfusion à une température comprise entre 45° C et 50° C. Le milieu ainsi obtenu est coulé dans des boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre, à raison de 20 ml par boîte.

Les matières actives sont diluées afin d'obtenir les concentrations finales choisies :

- 0,1; 0,5; 1; 10 ppm dans le cas du Rosellinia,
- 1; 10; 50; 100, 1000 ppm dans le cas de l'Armillaire,

Un implant mycélien de Rosellinia de 1 cm de diamètre, provenant d'une culture d'1 mois est déposé au centre de chaque boîte et le tout est placé à l'étuve à 23° C. Dans le cas de l'Armillaire nous avons choisi des implants rectangulaires de 7 mm sur 2 car il n'y a pas assez de mycélium (en périphérie des croûtes) pour former un implant complet de 1 cm de diamètre et parce qu'il n'était pas envisageable d'opter pour des implants comprenant soit du mycélium, soit des rhizomorphes ou les 2 à la fois.

L'efficacité in vitro des fongicides est lue à 7 j (Rosellinia) par la mesure du diamètre du thalle, à 21 j et 30 j (Armillaire) par la mesure de la taille du mycélium, du nombre, du poids sec des rhizomorphes ainsi que par le nombre de leurs ramifications.

Enfin, un implant est prélevé, à la suite des mesures, dans les boîtes présentant soit un arrêt de la croissance mycélienne, soit la mort du champignon, afin de vérifier l'action fongicide ou fongistatique des matières actives utilisées. Cet implant est repiqué sur M 1% ou M 2% en fonction des champignons considérés et l'action du fongicide notée à 7 j ou 3 semaines.

#### 2) Test fongicide en pots et sur boutures racinées

Ces deux séries de test ont été menées en parallèle afin d'apprécier l'effet des fongicides sur les champignons dans le sol d'une part et d'autre part sur le géranium et le complexe hôte-parasite.

a) Tests Rosellinia

Les matières actives utilisées ont présenté une grande efficacité in vitro et les doses ont été adaptées en fonction des données bibliographiques; 4 d'entre elles ont été sélectionnées : le carbendazime (en remplacement du bénomyl présentant une mauvaise solubilité dans l'eau), le méthylthiophanate et le thiabendazole à des doses de 50 et 100 ppm. Le captane, couramment employé pour l'enrobage des boutures avant plantation a été utilisé au laboratoire uniquement, à 2000 et 10000 ppm, (d'après GUILLAUMIN) seules doses dont on pourrait espérer un effet sur le champignon mais qui sont inappropriées sur le plan pratique (insolubilité dans l'eau). Le captane n'a donc pas été utilisé sur boutures. L'expérience a été réalisée sur la souche G 132.

\* Au laboratoire

Les traitements fongicides ont été réalisés après inoculation des pots remplis d'1 kg de terre issue d'un champ de géranium (ANNEXE 9) par des boulettes de blé colonisées, soit 10 j après l'inoculation, soit 10 j et 30 j après l'inoculation. L'action étudiée est donc d'ordre curatif. Les solutions fongicides sont obtenues à partir des produits commerciaux (ANNEXE 10) et 40 ml sont versés par arrosage sur chaque pot. 5 répétitions par traitements ont été effectuées. Les pots ont été maintenus dans une pièce sombre à 23° C et le dépotage réalisé 1 mois après le dernier traitement. Les grains de blé plus ou moins décomposés ont été isolés sur M 1% afin de mettre en évidence la présence du Rosellinia.

\* En serre

Dans cette expérience, nous rappelons que le mélange terreux des boutures était composé de 1/3 sable, 1/3 fumier géranium et 1/3 terre agricole. L'inoculation a été réalisée avec du blé colonisé mais aussi des baguettes pour les plus fortes doses et les traitements réitérés. Le dépotage a eu lieu à la mort des témoins inoculés. 5 témoins non inoculés ont été testés pour chaque fongicide afin de mettre en évidence ou non une éventuelle phytotoxicité.

b) Tests Armillaire

Le protocole expérimental est identique au précédent. Seuls les produits testés choisis en fonction des résultats in vitro, ont changé. Il s'agit du fenpropimorphe, du tridémorphe et du dazomet. Les doses appliquées ont été :

- 100 et 1 000 ppm pour les morpholines
- 20 et 50 ppm pour le dazomet (voir la liste des produits en ANNEXE 10)

Le dazomet se présente sous forme de granulés et nous l'avons incorporé dans les premiers centimètres de terre en surface des pots. Dans le cas de l'Armillaire, une souche (G 43) a été testée et les traitements ont été effectués 15 j et 15 + 45 j après l'inoculation par les baguettes colonisées.

Au laboratoire le dépotage a eu lieu 1 mois après le 2ème traitement. Des réisolements du champignon à partir des baguettes ont été effectués sur milieu MAT. Les mesures ont porté sur le nombre, le poids des rhizomorphes formés, le nombre de leur ramifications et le nombre d'apex vivants, à partir des baguettes colonisées.

## II - LA LUTTE BIOLOGIQUE

Cette forme de lutte n'a été envisagée que pour l'Armillaire, le *Rosellinia* présentant la particularité de former des chlamydo-spores (formes de résistance et de conservation du champignon).

### 1) Production d'inoculum de Trichoderma

Deux souches de *Trichoderma* nous ont été fournies par M. GUILLAUMIN :

- 1 souche de *Trichoderma viride* TV - M D1 (Photo 13)
- 1 souche de *Trichoderma harzianum* MB

Les conditions de culture du *Rosellinia* sur blé cuit nous ayant donné d'excellents résultats, nous les avons mises en pratique pour le *Trichoderma*. La méthode s'est révélée très satisfaisante = une colonisation des 200 g de blé cuit en 15 j à l'obscurité à 23° C et une quasi-inexistence de contaminants.

### 2) Action antagoniste du Trichoderma vis à vis de l'Armillaire

#### a) "Fongicide" à action préventive in vitro

Des implants de culture de *Trichoderma* (sur M 2%) ont été repiqués sur du M 2 % en boîte de Pétri conjointement à des implants des souches G 43 et G 59 d'Armillaire, soit le même jour, soit 5 j avant, de façon à ce que les boîtes soient entièrement remplies par le mycélium de *Trichoderma* avant le dépôt des implants d'Armillaire. Au bout de 2 mois, avec les 2 souches de *Trichoderma*, les implants d'Armillaires étaient complètement recouverts par leurs antagonistes et on n'observait aucune formation de mycélium ou de rhizomorphes.

#### b) "Fongicide" à action curative in vitro (Photo 14)

Lors de cette expérience a été mise en évidence l'antagonisme entre les 2 champignons. Les implants de *Trichoderma* ont été déposés dans des boîtes où l'Armillaire avait été repiquée sur du M 2% depuis 3 semaines. On observe une pigmentation très forte autour des rhizomorphes qui se mélanisent et stoppent leur croissance quelques jours seulement après le dépôt des implants. L'effet du *Trichoderma* est fongistatique.

#### c) Essai en pots : influence de la matière organique sur l'action antagoniste du Trichoderma vis à vis de l'Armillaire

Cette expérience a eu pour but de voir si les différents composts utilisés par les planteurs sur le géranium avaient une influence sur l'initiation et la croissance des rhizomorphes de l'Armillaire et s'ils pouvaient maintenir les populations de *Trichoderma* à un seuil convenable dans le sol afin de prolonger leur action dans le temps sur l'Armillaire.

Les pots ont été remplis avec un mélange de 9/10 terre et 1/10 compost. Une semaine après, les baguettes colonisées par l'Armillaire ont été placées dans ces pots à 3 cm de profondeur (1 par pot) puis l'inoculation par les boulettes de blé (colonisées par les 2 souches de *Trichoderma*) a été effectuée une semaine plus tard. Le rythme de l'arrosage était d'1 par semaine, largement suffisant dans la pièce obscure à 20 - 25° C. Le dépotage a eu lieu 2 mois après l'inoculation du *Trichoderma* et les mesures concernaient les caractéristiques des rhizomorphes (nombre, poids, ramifications ...). Les répétitions par "traitement" étaient là aussi au nombre de 5.

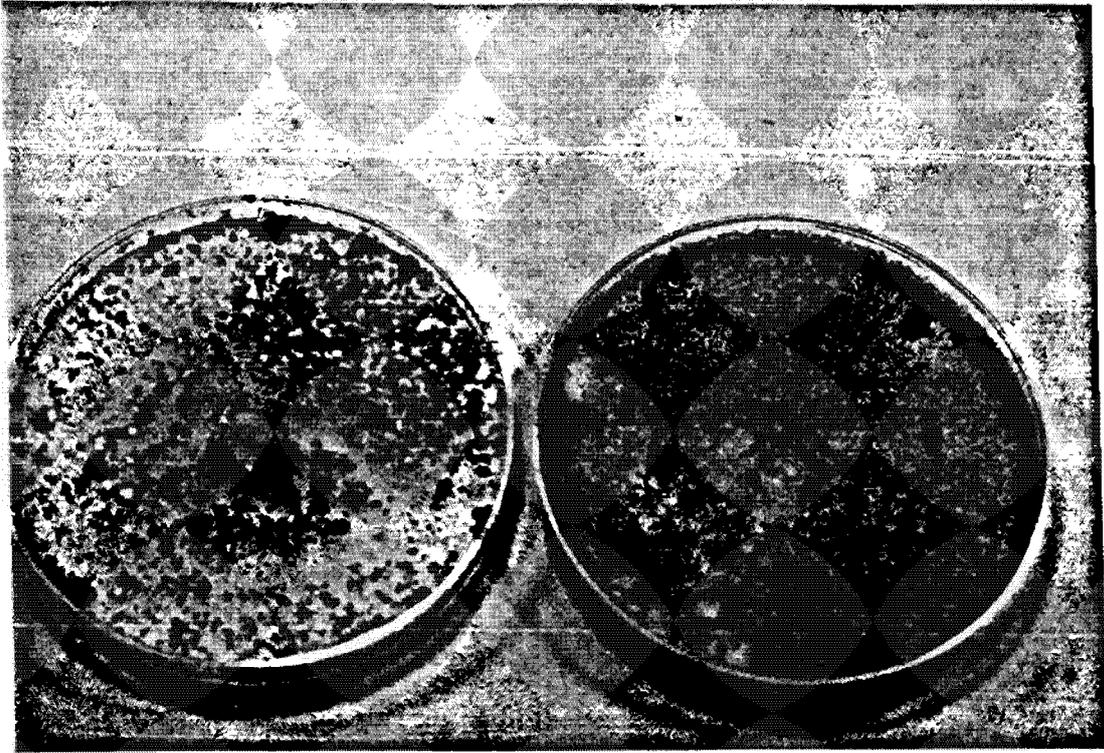


PHOTO 13 : Morphologie de 2 souches de Trichoderma  
en boîte de Pétri (sur M2 %) )



Témoins  
Armillaire

Confrontation  
entre  
Armillaire  
et  
Trichoderma

PHOTO 14 : Antagonisme Armillaire - Trichoderma

RESULTATS - DISCUSSIONS

1) Détermination des espèces responsables de pourridiés

a) Rosellinia necatrix ?

La question reste toujours posée. A l'heure actuelle, aucune fructification asexuée ou sexuée n'est apparue sur les baguettes colonisées répartie dans les boîtes de Pétri sur milieu M 1% ou ne contenant pas de milieu. L'évolution de ces baguettes sera observée et quelques plants morts laissés en pots permettront peut-être l'obtention des périthèces.

b) Armillaria heimii : une quasi-certitude

La morphologie des thalles et des rhizomorphes in vitro oriente la détermination vers l'espèce *A. heimii*. La morphologie des carpophores aurait pu confirmer ou infirmer cette hypothèse étant donné les descriptions assez précises qu'en ont faites HEIM et DADANT dans les années soixantes, descriptions portant à la fois sur les carpophores, sur les basidiospores et les basides. Jusqu'à présent, l'Armillaire n'a pas fructifié dans les bocaux contenant les morceaux d'orange et le milieu malté. On ne distingue plus que le champignon, le milieu étant entièrement colonisé. Une prospection en plein champ en altitude pendant la saison humide sera à envisager compte-tenu des observations des planteurs. Le suivi du contenu des bocaux continuera d'être assuré à la station de l'I.R.A.T. à Colimaçons.

Les confrontations génétiques (Tableaux n° 2 et 2 bis)

Nous en avons brièvement exposé le principe. Les isolats haploïdes d'Armillaire européennes proviennent de la germination des basidiospores qui donnent naissance à des thalles mycéliens généralement sans croûte et forment moins de rhizomorphes que les diploïdes. Les testeurs sont d'ailleurs sélectionnés sur leur capacité à ne former que du mycélium et très peu de rhizomorphes afin de les différencier des diploïdes (le plus souvent floconneux) lors des confrontations. L'incompatibilité génétique se traduira par la formation d'une ligne pigmentée séparant les 2 thalles confrontés à la face inférieure des boîtes dans le cas des confrontations haploïdes-diploïdes, la formation des croûtes sur les haploïdes tendra à accréditer l'idée de l'unicité de l'espèce, envisagée quand les thalles fusionnent et en l'absence de ligne pigmentée. Nous voyons que l'interprétation des résultats est simple mais que les résultats eux-mêmes ne sont pas très précis. Dans l'ensemble, ils sont (logiquement) plus précis lors des confrontations haploïdes-diploïdes et excluent les isolats testés du groupe des Armillaires européennes. Dans ce cas nous avons observé l'apparition de croûtes sur les testeurs témoins qui n'en possédaient pas au moment de la lecture. Mais à la face inférieure des boîtes, nous observons les lignes très pigmentées caractéristiques de l'incompatibilité. La plupart des témoins haploïdes concernés présentaient une croûte mais tardivement.

Cette formation précoce de croûtes ne semble pas due à la fusion des 2 thalles car elle reste peu étendue et limitée à la zone de confrontation. En observant les testeurs témoins Tab 2 et Tab 4, 2 mois après la dernière lecture, nous avons remarqué la formation de croûtes juste au niveau des zones de contact entre le champignon et le bord des boîtes la confrontation a peut-être déclenché cette réponse comme un obstacle aurait pu le faire. Le testeur E1, quant à lui, était complètement croûteux au bout de 2 mois.

CONFRONTATIONS GENETIQUES

Haploïdes - Diploïdes

Souches testées

	G 43		G 59		BAN		
A1	-?	+	-?	+	-?	-	} A. borealis
A3	-	-	0	-	-?	-	
B2	-	-	-	-	-	-	} A. cepestipes
			croûte	croûte			
B3	-	-	-	-	-	-	} A. cepestipes
T2-1	-	-	-	-	+	-	
						croûte	
C2	-	-	-	-	-?	-?	} A. obscura
C4	-	-	-	-	-	-	
SF 2 - 5	-?	-?	0	-	-?	-?	
D1	-	-	-	-	-?	-?	} A. mellea
D4	-	-	-	-	-	-	
PM 8	-	-?	-	-	-?	-?	
E1	-	-	-	-	-?	-?	} A. bulbosa
	croûte	croûte	croûte	croûte			
E5	-	-?	-	-	-?	+	
Tab 2	-	-?	-	-	-?	-	} A. tabescens
			croûte	croûte	croûte		
Tab 3	-	-	0	0	-	-	
Tab 4	-	-	-	-	-?	-?	
	croûte	croûte			croûte		

Inoculation = 23/06 Lectures = 11/07 et 18/07

G 43, G 59 = Souches isolées sur Géranium

BAN = Souches isolées sur Bananier

Croûte = observation d'une croûte sur l'haploïde non visible sur le témoin au moment de la lecture.

Notations : - Ligne pigmentée nette entre les thalles  
 -? Ligne pigmentée peu nette entre les thalles  
 0 Un des thalles n'a pas poussé  
 +? Pas de ligne pigmentée, thalles bien distincts  
 + Un des thalles n'a pas poussé

Remarque : La notation est issue de la synthèse des 2 lectures. Les résultats inscrits correspondent aux lectures les plus significatives.

Tableau n° 2 bis

CONFRONTATIONS GENETIQUES

Diploïdes - Diploïdes

Souches testées

	G 43		G 59		BAN		
PA 84-5	-	-	-	-	-?	-?	} A. "mellea" (européennes)
PD 69-1	0	-?	-	-?	-?	-?	
PE 69-2	-	-	-	+?	+?	+?	
PE 71-2	-	-	-	-	+?	+?	
PE 80-31	-	-	-	-?	+?	+?	
84 - 86	?	+?	+?	+	+?	+?	} A. "camerounesis"?
84 - 95	+	+?	+?	+	+	+	} A. heimii
84 - 96	+	+?	+	-?	+?	+?	
84 - 87	+	+?	+	+?	+?	+?	
86 - 49	+	+?	+?	+	+?	+	
85 - 31	+	+?	+	+	+?	+?	
84 - 100	-	-	-	-	-?	-	} A. mellea africain groupes
85 - 29	-?	-?	+?	-?	+?	-?	} A. fusipes

Inoculation = 23/06                      Lectures = 11/07 et 18/07  
 G 43, G59 : Souches isolées sur Géranium  
 BAN            : Souche isolées sur Bananier

Les confrontations entre diploïdes sont beaucoup moins nettes, mais il ressort que les 3 souches appartiennent vraisemblablement à l'espèce *A. heimii*. Les confrontations réciproques entre ces 3 souches ont donné également comme résultat des "+" ou "+?". Le testeur dénommé *A. "camerounensis"* ne serait-il pas un isolat également issu de l'espèce *A. heimii* ?

## 2) Pouvoir pathogène, modalités de l'infection et symptomatologie

### a) Inoculation des boutures racinées

3 souches de chaque espèce de champignon ont été inoculées dans les pots contenant les boutures, afin de cerner les différences de pouvoir pathogène entre chacune d'entre elles par une appréciation de la rapidité des attaques et de l'agressivité des souches. La traduction de ces phénomènes est révélée par l'évolution des symptômes sur la partie aérienne des plants (Tableau n°3).

#### \* Par le Rosellinia

Une observation effectuée tous les 15 jours a permis de mettre à jour une gradation des symptômes dans le cas des plants infectés par le *Rosellinia*. Cette expérience est en cours et un suivi régulier prolongé permettra de mettre en évidence les différences de pouvoir pathogène entre les souches.

La symptomatologie au niveau du système aérien a été décomposé en 5 parties :

- le plant infecté. On remarque que la dernière feuille inférieure verte commence à se recroqueviller et à devenir pendante comme sur une plante fanée,
- le coeur vert. L'apex des tiges est encore entouré de 3 à 4 feuilles vertes,
- le coeur jaune. L'apex n'est plus entouré que d'une ou 2 feuilles, le tout commençant à virer au jaune,
- la tige verte. Les apex sont jaunes ou desséchés. Seules, les extrémités des tiges sont encore verts,
- le plant mort. Toutes les parties aériennes sont desséchées,

Nous avons constaté que dès l'apparition des premiers symptômes, le système racinaire était déjà envahi par les cordons ou le mycélium du champignon que ce soit au niveau des départs de racines ou des radicelles. Le champignon était également toujours présent au niveau du collet (observations de palmettes sous l'écorce).

Les symptômes sont apparus dès la troisième semaine après inoculation sur les boutures d'1 an et la mort de la majorité des plants est intervenue en moins de 2 mois. Il semble y avoir une influence de l'âge des plants sur la rapidité de l'attaque du pathogène (Tableau n°3) correspondant à la croissance racinaire.

Tableau n°3 : EVOLUTION DES SYMPTOMES SUR LA PARTIE AERIENNE DES PLANTS DE GERANTUM ROSAT A LA SUITE DE L'INFECTION PAR LE ROSELLINIA

Test = Inoculation de boutures de 6 mois et d'1 an

	boutures Novembre 87:												boutures Juillet 87																				
	bag = 10 rép						blé = 10 rép						bag 15 rép (10 rép pour G 142)						blé 15 rép														
	26.08.88.				09.09.88.				20.09.88.				26.08.88.				09.09.88.				20.09.88.												
G 132	(1)	1+	1TV	4CJ	-	-	6+	-	-	-	-	6+	-	1CJ	-	-	-	-	-	1CV	2 I	-	-	1CJ	2CV	-	-	1TV	3CV	1 I			
	(2)	-	5TV	2CJ	1CV	-	4+	3TV	2CJ	1CV	-	9+	1TV	-	-	-	-	-	-	1CJ	3 I	-	-	4CJ	1CV	-	-	2TV	1CJ	3CV	-		
G 142	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1 I		
	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
G 154	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	1TV	2CJ	1CV	1 I	1+	2TV	2CJ	-	1 I	2+	3TV	-	-	2 I
	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	-	-	1CV	-	1+	-	-	1CV	-	1+	1TV	1CJ	1CV	-

Inoculation : 08/07/88  
 \* Dépotage : 20/09/88  
 I : Plant infecté  
 CV : coeur vert  
 CJ : coeur jaune  
 TV : tige verte  
 + : plant mort  
 (1) bag = baguettes de goyavier  
 (2) blé = blé cuit

\* Par l'Armillaire

Nous n'avons pu obtenir de résultats jusqu'à maintenant car le cas semble tout à fait différent. Un essai précédent effectué par M. FABREGUE et dépoté régulièrement en partie, nous a permis de constater la formation des rhizomorphes assez longs, peu ramifiés et en faible nombre mais seulement un seul cas d'infection d'ailleurs non visible au niveau du système aérien. L'infection s'est produite par une courte ramification d'un rhizomorphe qui a pénétré au niveau d'un noeud racinaire (les palmettes étaient visibles au niveau du noeud). Même les inoculations au collet n'ont pas déclenché d'infection ce qui semblerait écarter l'hypothèse d'une infection directe par l'intermédiaire du mycélium. Cette inoculation de boutures âgées d'1 an date de près de 6 mois et comme le pense M. GUILLAUMIN, l'infection doit s'effectuer au niveau de racines d'un certain diamètre. Il sera intéressant d'établir des "classes d'infection" qui tiendront compte du nombre de racines infectées, de leur diamètre et de la longueur nécrosée, sur les essais en cours. Le moment du dépotage sera choisi en fonction du devenir de l'essai de M. FABREGUE. En cas d'obtention de symptômes sur le feuillage, des notations régulières seraient à envisager (comme pour le Rosellinia) et à corrélérer aux symptômes visibles sur le système racinaire.

b) Vitesse de croissance des pathogènes

L'expérience des caissettes en polystyrène va nous permettre d'apprécier la croissance des champignons en plein champ. Jusqu'à présent, aucun symptôme n'est visible sur les plants qui sont très vigoureux. Les modalités de l'infection seront plus faciles à cerner que pour les plantes en pots car les premiers contacts avec les champignons s'effectueront par les radicelles les plus externes et nous verrons dans ce cas si les infections se produisent à ce niveau ou au niveau de racines plus grosses ou directement au collet. La même expérience a été réalisée en prenant comme inoculum un plant infecté. Une caissette dans chaque série sera vidée à des dates régulières afin d'observer la croissance des champignons.

c) Modalités des infections

Les plants installés dans le caisson à brouillard reçoivent régulièrement de l'engrais foliaire car l'expérience nous a montré leur faible résistance au manque d'engrais, impossible à fournir en solution nutritive au niveau racinaire dans un système ouvert comme le nôtre. Les plants infectés seront otés à des moments différents correspondant à la progression des champignons et des coupes seront effectuées au niveau des points de pénétration du champignon dans les racines. Les observations microscopiques permettront de mettre en évidence les organes infectieux différenciés et la progression des champignons dans les tissus racinaires.

### 3) Lutte chimique

#### a) Résultats des tests fongicides in vitro

##### \* Test Rosellinia (Tableau n°4)

Le critère d'appréciation de l'efficacité des fongicides testés a été le pourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne défini par la formule :

$$\% \text{ d'inhibition} = \frac{\bar{x} \text{ témoin} - \bar{x} \text{ trait}}{(\bar{x} \text{ témoin} - 10)}$$

$\bar{x}$  = moyenne arithmétique (sur 5 répétitions) du diamètre du thalle  
10 mm = taille de l'implant d'inoculum.

Les morpholines sont totalement inefficaces aux doses choisies alors que les benzimidazoles montrent une très bonne efficacité même à des doses très faibles. La croissance mycélienne est stoppée ou freinée à partir de 0,5 ppm ou 1 ppm selon les produits et le champignon est tué par le bénomyl à 1 ppm. Il était intéressant de tester 2 souches qui montrent dans ce test une sensibilité différente aux fongicides = la G 132 est tuée par 10 ppm de thiabendazole et de thiophanate alors que la G 142 est plus sensible et ne nécessite que 1 ppm de ces produits; Il est curieux de constater la légère variation de la sensibilité aux fongicides, de cultures d'âge différent issues d'une même souche.

##### \* Test Armillaire (Tableau n°5)

Le nombre de rhizomorphes et de leurs ramifications a été noté après observation des boîtes. Le poids sec moyen par boîte a été obtenu après avoir fait fondre la gélose à l'autoclave à 110° C pendant 1/2 h et récupéré le mycélium et les rhizomorphes qui ont été rincés puis passés à l'étuve pendant 13 h à 70° C. Cette mesure ne donne qu'une indication car de la gélose reste intimement lié aux filaments mycéliens. Les morpholines et en particulier le fenpropimorphe se révèlent très efficaces à partir de doses très faibles (10 ppm) mais l'action fongicide n'est obtenue qu'à des fortes doses (1000 ppm) . On constate une différence de sensibilité aux fongicides entre les 2 souches. Le mycélium semble plus résistant que les rhizomorphes dont la formation est inhibée dès les faibles doses.

Le bénomyl et le thiophanate semblent par contre totalement inefficaces.

#### b) Dépouillement des essais en pots au laboratoire

La méthodologie adoptée, quant aux réisolements des champignons à partir des baguettes ou du blé après application des fongicides, s'est révélée inadaptée. Le blé était dans certains cas très décomposé mais on retrouvait le Rosellinia à l'intérieur des boulettes et celui-ci n'a pas pu être réisolé sur du M 1% en raison de sa faible compétitivité vis à vis des nombreux saprophytes du sol présents à la surface des grains et qui n'ont pas été éliminés après passage à l'eau de javel pendant une minute. Une plante sensible au Rosellinia, telle le haricot, aurait pu être semée dans ces pots à la suite de cet essai, afin de mettre en évidence la présence du champignon et sa capacité à réinfecter cette plante après les différents traitements. On peut estimer que dans la majorité des cas, le Rosellinia n'a pas été tué.

Tableau n° 4

Rosellinia : Test fongicide in vitroPourcentage d'inhibition de la croissance mycélienne par rapport au témoin

Concentration en ppm	<u>G 132</u>				<u>G 142</u>			
	0,1	0,5	1	10	0,1	0,5	1	10
Matière active								
Bénomyl	56,4	100	100	100	(1) 84,9	100	100	100
					(2) - 9,2	98,7	100	100
Thiabendazole	4,4	75	90,7	100	-77,6	98,7	100	100
Thiophanate-méthyle	26	69,6	93,1	100	46,7	100	100	100
Tridémorphe	-28,9	-1,5	7,4	9,3	6,6	6,6	30,3	31,6
Fenpropimorphe	6,4	33,1	40,2	54,4	17,1	0	-24,3	50

Inoculation : 20/05/88  
en Boîte de Pétri

Lecture : 27/05

- (1) Inoculum de 15 j  
(2) Inoculum de 1 mois

- : action fongicide  
——— : action fongistatique  
----- : action stimulatrice

Tableau n° 5

Armillaire : Test fongicide in vitro

Souches : G 43 et G 59

Dozes des produits en ppm

(1 ppm = 1 mg de matière active/l).

	Témoïn	Bénoïyl					Thiophanate-Méthyle					Fenpropimorphe					Tridémorphe				
		1	10	50	100	1000	1	10	50	100	1000	1	10	50	100	1000	1	10	50	100	1000
<b>G 43</b>																					
Mesure (1)	20-21	19-22	8-12	3-9	0	0	18-20	17-23	13-17	12-15	13-16	7-10	0	0	0	0	12-16	8-11	bourg myc.	0	0
taille (2) en mm	29-32	32-35	15-19	10-14	bourg myc.	0	29-30	28-31	17-21	15-17	18-20	14-16	0	0	0	0	23-27	14-17	0	0	0
Hauteur (1)	5.0	7.6	-	-	0	0	3.6	3.4	2.0	0	2.2	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Rhizo- morphes (2)	5.4	6.6	7.2	4.2	bourg rhizo	0	7.5	6.8	2.0	0	2.2	0	0	0	0	0	bourg rhizo	0	0	0	0
Nombre (2) Sanificat.	8.0	9.8	7.6	6.6	0	0	10.3	11.8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Pds sec (2) moyen/bte en mg	68.0	65.8	37.2	28.0	3.6	0	63.5	82.2	17.6	8.0	17.8	8.2	0	0	0	0	18.5	9.0	0	0	0
<b>G 59</b>					bourg							bourg	bourg						bourg	bourg	
Mesure (1)	19-22	19-25	17-22	14-19	myc.	-	22-25	18-24	14-19	14-19	16-22	myc.	myc.	0	0	0	15-18	8-11	myc.	bourg myc.	0
taille (2) en mm	32-36	33-37	28-33	22-28	11-14	-	37-38	28-35	22-26	18-25	21-27	8-12	bourg myc.	0	0	0	23-28	16-19	7-11	bourg myc.	0
Hauteur (1)	4.0	3.4	2.4	1.6	0	-	2.8	3.0	0	bourg rhizo	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Rhizo- morphes (2)	5.0	8.4	5.0	5.4	bourg rhizo	-	5.0	6.3	2.0	rhizo avort	0	0	0	0	0	0	bourg rhizo	0	0	0	0
Nombre (2) Sanificat.	3.4	3.0	3.4	2.2	0	-	3.8	6.3	0.5	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Pds sec (2) moyen/bte en mg	61.2	79.5	67.4	46.8	22.0	-	31.3	78.5	33.5	23.6	24.3	2	0	0	0	0	23.4	12.9	*	0	0

Inoculation : 28/05/88 (1) 1ère lecture : 17/06 (2) 2ème lecture : 27/06

= : action fongicide - : action fongistatique --- : action stimlatrice

bourg rhizo = bourgeonnement de rhizomorphes

bourg myc = bourgeonnement mycélien

rhizo avort = rhizomorphes avortés

\* = quantité négligeable

Les réisolements de l'Armillaire à partir des baguettes sur milieu MAT (pourtant assez sélectif) ont présenté les mêmes problèmes. Il n'était pas possible de faire des notations révélant l'incapacité de l'Armillaire à repousser sur ce milieu (malgré les saprophytes) alors que les fragments isolés provenaient de baguettes révélant des palmettes sous l'écorce et des "black-lines" dans la profondeur du bois. Il nous est apparu que les meilleurs implants à utiliser sont les fragments de bois sous l'écorce, on se débarrasse ainsi de la plupart des saprophytes qui ont colonisé cette écorce. (D'où la nécessité d'effectuer des isolements au dessus du collet quant il s'agit de plant infecté). Les fragments étaient pourtant passés à l'eau de javel pendant 1 mn puis rincés à l'eau stérile pendant 1/2 heure.

Mais l'Armillaire, grâce à la formation de rhizomorphes, présente des paramètres mesurables (poids, nombre, ramifications) qui nous donne des indications précieuses quant à l'efficacité d'un traitement fongicide (Tableau n°6). Le nombre de répétitions très faible et l'hétérogénéité des résultats ne nous permet pas de faire un test de comparaison de moyenne mais uniquement de dégager des tendances.

Aucun produit ne semble fongicide mais tous présentent une action fongistatique plus ou moins prononcée. Nous retrouvons la différence d'efficacité entre les morpholines révélée par le test in vitro, le fenpropimorphe semblant meilleur que le tridémorphe. L'efficacité est renforcée aux fortes doses (1000 ppm) : le nombre de rhizomorphes initiés à partir des baguettes diminue sensiblement ainsi que le nombre d'apex en croissance. Le dazomet présente lui aussi une bonne efficacité. Le développement moyen d'un système rhizomorphique ne présentant pas de variations importantes, la réponse du champignon aux fongicides semble se traduire par la formation de peu de rhizomorphes, moins ramifiés que ceux du témoin mais certainement plus longs ou plus gros. Cette hypothèse serait à confirmer par la mise en place d'un essai avec un nombre beaucoup plus important de répétitions.

c) Tests fongicides sur boutures racinées :

\* Test Rosellinia

Des notations périodiques ont été effectuées au niveau symptomatologique. (Tableau n°7). Le dépotage a eu lieu 1 mois 1/2 après le 2ème traitement, la date ayant été choisie en fonction de l'évolution des symptômes sur la partie aérienne. Dans tous les cas, excepté le carbendazime à 100 ppm avec 2 traitements, les plants étaient infectés et le système racinaire envahi par des cordons ou du mycélium. Nous avons juste noté la présence ou non de palmettes au collet des plants. Les baguettes inoculées issues des plants traités à le carbendazime présentaient toutes des palmettes dans les couches internes de l'écorce. Le champignon n'a donc pas été tué mais vraisemblablement stoppé dans son extension. L'utilisation de ce produit pourrait être envisagée en traitement préventif autour de "ronds" de plants malades ou à la replantation de boutures dans des parcelles précédemment infectées, les témoins traités aux fortes doses n'ayant pas présenté de signes de phytotoxicité.

\* Test Armillaire

L'essai sera dépouillé au moment où des symptômes éventuels apparaîtront sur les témoins, le mieux serait évidemment d'attendre la mort de tous ces témoins. Une notation sur le nombre de plants morts, le nombre de rhizomorphes formés ainsi que leur poids est à envisager. L'efficacité des fongicides serait ainsi évaluée.

Armillaire : Traitement fongicide en pots au laboratoire

	(A) Nbre de pots avec des rhizomorphes développés (sur 5)	(B) Poids sec de rhizomorphes (mg/pot)	(C) Nbre de systèmes rhizomor- phiques (par pot)	(D) Nbre d'apex en croissance (par/pot)	Dév. moyen d'un syst. rizomor- phique (mg) (B/C)	Indice de ramif. (D/B x 1000)
Dazomet 20 ppm	1 4	11,2	3,0	1,4	3,7	125
	2 5	15,2	4,2	2,6	3,6	171
Dazomet 50 ppm	1 4 sur 4	10,3	2,5	0,5	4,1	49
	2 4	10,8	1,0	1,2	10,8	111
Fenpro- pimorphe 100 ppm	1 5	14,0	3,0	0	4,7	0
	2 4	7,0	2,0	0	3,5	0
Fenpro- pimorphe 1000 ppm	1 4	5,2	1,4	0	3,7	0
	2 3	7,8	1,0	1,4	7,8	179
Tridé- morphe 100 ppm	1 5	20,2	4,2	2,2	4,8	109
	2 5	10,6	5,0	3,4	2,1	321
Tridé- morphe 1000 ppm	1 4	13,0	2,4	1,6	5,4	123
	2 4	25,8	3,2	0,4	8,1	16
Témoin	5	28,0	6,6	3,4	4,2	121

Inoculation = 22/06

1 1 traitement = 7/07

2 2 traitements = 7/07 et 6/08

Remarque : - Les moyennes ont été effectuées sur les 5 pots.  
- 50 ppm de Dazomet correspondent à 50 mg/l de terre.

Symptomatologie = test fongicide sur boutures racinées  
infectées par le Rosellinia

Souche = G 132 5 répétitions/traitement

Inoculation = 21/06/88

<sup>1</sup> 1 traitement : 6/07/88 <sup>2</sup> 2 traitement : 5/08/88

Dépotage : 20/09/88

	26/08/88					9/09/88					20/09/88					
Témoin	-	-	-	3 CV	2 I	-	1 TV	1 CJ	2 CV	1 I	-	2 TV	-	3 CV	-	
Méthyl- thiophanate	1	-	-	1 CV	1 I	-	-	1 CJ	1 CV	1 I	-	1 TV	1 CJ	-	1 I	
	2	-	-	2 CJ	2 CV	-	2 +	1 TV	1 CJ	-	-	2 +	2 TV	-	1 CV	-
	1	-	-	1 CV	1 I	-	-	1 CJ	1 CV	2 I	-	1 TV	2 CJ	1 CV	1 I	
	2	-	-	2 CV	-	-	-	3 CJ	1 V	1 I	-	-	3 CJ	2 CV	-	
Thiabendazole	1	-	-	-	1 I	-	-	1 CJ	1 CV	3 I	-	2 TV	-	3 CV	-	
	2	-	-	3 CV	-	-	1 TV	2 CJ	-	-	-	1 TV	3 CJ	-	-	
	1	-	-	-	-	-	1 TV	-	2 CV	-	-	1 TV	1 CJ	2 CV	-	
	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	2 CV	2 I	
Carbendazime	1	-	-	-	1 I	-	-	-	2 CV	2 I	-	-	1 CJ	4 CV	-	
	2	-	-	1 CV	1 I	-	-	-	2 CV	2 I	-	-	1 CJ	3 CV	-	
	1	-	-	-	-	-	-	1 CJ	1 CV	1 I	-*	-	2 CJ	1 CV	1 I	
	2	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-**	-	-	-	-	

Remarque : - Baguettes inoculées pour les traitements répétés aux doses les plus fortes.

- Blé inoculé pour les autres.

I : plant infecté  
CV : coeur vert  
CJ : coeur jaune  
TV : tige verte  
+ : plant mort

\* : 1 plant sur les 5 était sain, la boulette de blé colonisé étant sèche.

\*\* : 4 plants sur 5 sont sains. Ni cordons, ni mycélium n'ont progressé à partir de la baguette.

4) Lutte biologique contre l'Armillaire (Tableaux n° 8 et 8 bis)

Devant l'hétérogénéité des résultats relatifs au nombre de baguettes présentant des rhizomorphes développés et par rapport au nombre de répétitions par série (10) nous n'avons pas effectué de test de comparaison de moyennes qui n'aurait pas donné de résultats concluants. Les réisolements effectués à partir de toutes les baguettes de chaque série (1 par baguette) nous ont permis de constater que l'Armillaire était toujours présente. Celles n'ayant pas formé de rhizomorphes avaient perdu leur écorce probablement à la suite d'une mauvaise inoculation.

L'influence des différentes matières organiques sur l'initiation et la croissance des rhizomorphes n'est pas évidente. Le fumier de poule, le plus riche en azote, apparaît être celui qui présente l'action la plus nuisible aux rhizomorphes : nombre équivalent mais longueur plus courte, ramifications plus nombreuses et surtout une réduction du nombre d'apex vivants. Le fumier de géranium, pourtant le plus riche en lignine ne semble pas augmenter le nombre de rhizomorphes ni même leur longueur. Il faut rappeler que des essais du même type effectués par M. GUILLAUMIN (1979) avaient été effectués sur 20 à 40 répétitions et que 10 répétitions ne peuvent pas nous apporter de certitudes.

L'action antagoniste des *Trichoderma* vis à vis de l'Armillaire ne semble pas porter sur la formation des rhizomorphes dont le nombre reste à peu près constant par pot. Leur poids sec est par contre sensiblement réduit par les 2 souches. Le *T. viride* favoriserait la ramification alors que le *T. harzianum* apparaît comme le plus apte à la réduire tout en limitant le nombre d'apex en croissance.

En présence de magaline, le nombre de rhizomorphes formés est plus faible et le *T. viride* semble agir sur les apex en croissance en empêchant toute ramification alors que le *T. harzianum* empêche également le développement des rhizomorphes. Cette association magaline - *T. harzianum* apparaît comme la plus active sur l'initiation et la croissance des rhizomorphes en les freinant.

Ces résultats seraient à confirmer en faisant appel également à l'observation de la longueur et du diamètre des rhizomorphes.

Tableau n° 8

**INFLUENCE DE L'APPORT DE DIFFERENTES MATIERES ORGANIQUES  
ET DE 2 SOUCHES DE TRICHODERMA SUR L'INITIATION  
ET LA CROISSANCE DES RHIZOMORPHES D'ARMILLAIRE.**

	Nbre de pots avec des rhizomorphes développés (sur 10)	(A) Nbre de systèmes rhizomor- phiques par pot	(B) Nbre d' apex en croissance par pot	(C) Poids sec de rhizomor- phes (ng/pot)	Développe- ment moyen d'un rizo- morphes (ng) (C/A)	Indice de ramification  (B/C x 1000)
Ténoir sans matière organique	8	2,9	1,6	13,5	8,4	119
Ténoir + MD 1	7	3,1	1,9	5,1	<u>1,6</u>	372
Ténoir + MB	6	2,2	<u>0,3</u>	5,2	2,4	58
Nagaline	10	2,1	1,1	14,1	6,7	78
Nagaline + MD 1	8	<u>1,6</u>	0	13,5	8,4	<u>0</u>
Nagaline + MB	7	<u>1,4</u>	<u>0,6</u>	16,0	<u>1,1</u>	<u>38</u>
Fumier boeuf	10	2,8	1,0	6,0	<u>2,1</u>	167
Fumier boeuf + MD 1	9	2,9	0,9	10,3	3,6	87
Fumier boeuf + MB	9	<u>1,6</u>	0,9	<u>7,6</u>	4,8	118
Fumier poule	8 sur 9	2,6	<u>0,6</u>	11,9	4,6	<u>50</u>
Fumier poule + MD 1	4 sur 9	2,8	0,8	7,8	2,8	103
Fumier poule + MB	8	2,4	0,9	13,4	5,6	67
Fumier géranium	7	3,1	1,4	12,9	4,2	109
Fumier géranium + MD 1	8	2,0	1,5	11,1	5,6	135
Fumier géranium + MB	5	1,8	1,2	10,2	5,7	118

MD 1 = Souche de Trichoderma viride ; MB = Souche de Trichoderma harzianum ; G 43 = Souche d'Armillaire  
Inoculation de l'Armillaire = 1/07 ; Inoculation du Trichoderma = 12/07 ; Dépouillement = 16/09

**Remarque** : Les moyennes ont été effectuées en tenant compte du nombre de baguettes ayant formé des rhizomorphes.

Tableau n° 8 bis

**RESULTATS D'ANALYSE DE : FUMIERS**

Echantillons	Organe	N.S. %	N %	P2O5 %	K2O %	CaO %	MgO %	C/N %	carb. %	N min X Matière brute		PK
										HHH4	HHO3	
FUMIER GERANIUM	Divers	31,5	3,38	1,20	0,92	12,69	1,16	9,5	32,1	0,01	0,06	8,1
NAGALINE	Divers	43,7	1,93	2,93	1,28	3,85	1,54	10,7	20,7	0,01	0,15	5,1
FUMIER BOEUF	Divers	30,4	2,71	1,07	3,02	1,39	1,17	12,4	33,6	0,01	0,03	8,0
FUMIER POULE	Divers	56,7	2,23	4,38	1,08	6,02	1,35	7,8	17,4	0,01	0,02	7,1

CONCLUSION - PERSPECTIVES

Nous avons vu tout au long de cette étude que le facteur temps a joué un rôle considérable en nous privant d'une bonne partie des résultats exploitables. Mais il s'agissait, avant toutes choses, de maîtriser la production d'inoculum de ces champignons, ce qui maintenant est acquis.

L'ambition de ce projet, privilégiant la multiplicité de expériences par rapport à l'approfondissement de quelques-unes, a également été limitée par le nombre de boutures disponibles et le manque de place dans les locaux du SPV où la température pouvait être contrôlée. Nous avons préféré lancer de nombreux essais afin de pouvoir choisir et persévérer dans les voies de recherche les plus prometteuses à l'avenir. L'approche au niveau systématique des champignons responsables des pourridiés du géranium rosat nous a permis de mettre 2 noms sur ces espèces qui jusqu'à présent à la Réunion n'avaient pas été mentionnés = *Armillaria heimii* et *Rosellinia necatrix*. Il s'agira bien sûr par la suite, de confirmer ces présomptions en étudiant les carpophores et leurs dérivés (basides, basidisopores) dans le cas de l'Armillaire et périthèces et ascospores dans le cas du *Rosellinia*.

L'approche biologique des phénomènes infectueux sera à poursuivre. Elle a permis de mettre à jour une symptomatologie au niveau des organes aériens dans le cas de plants infectés par le *Rosellinia*. Nous espérons qu'il sera possible de faire de même avec les plants contaminés par l'Armillaire tout en la couplant avec une symptomatologie au niveau racinaire, les rhizomorphes semblant infecter uniquement les racines d'un certain diamètre. La vitesse de croissance de ces champignons ainsi que les organes responsables de l'infection pourront être étudiés en suivant l'évolution des expériences prévues à cet effet (caissettes-caisson à brouillard). La lutte chimique expérimentée a permis de constater l'efficacité de certains fongicides contre ces champignons (tests en pots et sur boutures racinées):

\* le carbendazime à 100 ppm utilisé en 2 traitements espacés d'un mois, 10 j après l'inoculation, s'est révélé intéressant contre le *Rosellinia*. Il ne tue pas le champignon mais semble stopper sa progression. L'expérience serait à renouveler sur un plus grand nombre de pots (30 à 40 répétitions) et à élargir à la situation de plein champ sur des plants en bordure de ronds de mortalité ou à la replantation des boutures dans ces mêmes ronds.

Les plants de géranium ayant très bien supporté ces traitements, on pourrait envisager de moduler ces doses en les augmentant et en répétant plusieurs fois le traitement.

L'extrapolation des 100 ppm en plein champ avec une plantation de 50 000 pieds/ha reviendrait à utiliser 5 kg de Bavistine à l'hectare en arrosant chaque plant avec 0,5 l d'eau contenant 100 mg de produit ce qui n'apparaît pas excessif, d'autant plus qu'il s'agirait d'intervenir par des traitements localisés sur les foyers.

\* Les morpholines et le dazomet semblent prometteurs dans la lutte contre l'Armillaire. Il est trop tôt pour affirmer qu'ils sont efficaces (seule la poursuite du test fongicide sur boutures pourra apporter des renseignements à ce sujet), et déjà se pose le problème de leur utilisation possible en plein champ. Il ne faut pas oublier que l'on peut trouver des rhizomorphes à plus d'1 m de profondeur ainsi que des racines de géranium. Les morpholines liquides devront être apportées en période cyclonique (saison pluvieuse) afin de bien pénétrer en profondeur et certainement à des concentrations plus élevées que 1000 ppm pour compenser la dilution inévitable dans le sol.

Le dazomet, sous forme de granulés, doit être mélangé aux horizons superficiels du sol et le plus profondément possible (20-30 cm?) afin que son efficacité soit la plus grande possible dans les horizons internes.

Dans ces deux cas, les boutures n'ont pas montré de signes de phytotoxicité dans les conditions de nos essais. L'augmentation des doses pourrait être envisagée bien qu'il faille être très prudent avec le dazomet qui est un puissant fumigant.

La lutte biologique contre l'Armillaire à l'aide de souches de *Trichoderma* est-elle envisageable ? Avant d'aller plus loin, il s'agirait de savoir si les 2 espèces utilisées ne sont pas pathogènes vis à vis du géranium ce qui ne semble pas impensable d'après certaines données bibliographiques. Il serait également intéressant de savoir si elles sont déjà présentes dans les sols réunionnais ce qui prouverait que leur survie est possible. Le couplage apports de matière organique et de *Trichoderma* doit être testé sur un grand nombre de répétitions avant de pouvoir être expérimenté en plein champ en cas de résultats concluants. Ce couplage pourrait s'avérer nécessaire pour la survie du *Trichoderma* afin de maintenir les taux de population au seuil permettant la meilleure efficacité dans le cas où celle-ci était prouvée.

**INDEX**  
**BIBLIOGRAPHIQUE**

ABE T. et KONO M., 1955 -

Studies on the white root rot of tea bush. I. Sci. Rep. Fac. Agri. Saikyo Univ., 5, p. 93-105.

AGARWALA R.K. et SHARMA V.C., 1975 -

White root rot of apple (*Dematophora necatrix*). Advance in mycology and plant pathology, New-Delhi, Kumav édit., 341 p.

ALLAIN D., 1979 -

Etudes préliminaires à une utilisation du *Trickoderma viride* Pers. dans la lutte biologique contre *Armillaria mellea* (Vahl) Karst. et *Rosellinia necatrix* (Hart) Berl. -Mémoire de fin d'études, E.N.I.T.H. Angers.

ANDERSON J.B. et ULLRICH R., 1979 -

Biological species of *Armillaria mellea* in North America. Mycologia, 71(2), 402-414.

A.P.D.G.D., 1984 -

Plan de Relance de la Production de Geranium à la Réunion. Direction départementale de l'Agriculture et de la Forêt. St-Denis de la Réunion.

A.P.R., 1986 -

Manuel du planteur de Geranium  
SPV de St-Denis de la Réunion.

ARAKI T., 1967 -

Soil condition and the violet and white root rot diseases of fruit trees.  
Bull. Nat. Inst. Sci., Toleyo, 21, Ser. C, p. 1-110

BARAT H., 1955 -

Maladies des racines et du collet. In : les caféiers et les cafés dans le Monde, R. COSTE, Paris, Maisonneuve et Larose, p.213-515

BAUDIN P., 1955 -

Les maladies des plantes à parfum tropicales. Revue de mycologie, supplément colonial. Tome XX - Col. n°1, p. 94-99

BLAHA G., 1966 -

Etude sur la morphologie de *Armillaria mellea* in citrus soils. Phythopathology, 41,665-683

BLAHA G., 1978 -

*Clitocybe* (*Armillaria*) *elegans* Heim, un grave pourridié du caféier arabica au Cameroun. Café, Cacao, Thé, 22(3) : 203-215

BLISS D.E., 1951 -

The destruction of *Armillaria mellea* in citrus soils. Phythopathology, 41, 665-683

BOISSON C., 1964 -

Les pourridiés des plantes arbustives au Cameroun Paris, ORSTOM, 34 p.

BOURIQUET G., 1946 -

Les maladies des plantes cultivées à Madagascar - Paul LECHEVALIER -  
PARIS -

CHEN Y.S., 1960 -

Studies on the Metabolic Products of *Rosellinia necatrix* Berl.  
Part I. Isolation and characterization of several Physiologically  
Active Neutral Substances.  
Bull. Agr. Chem. Soc. Japan, 24, 4, p.372 - 381.

C.M.I. - Fiches signalétiques.

Descriptions of pathogenic fungi and bacteria  
n° 351 *Rosellinia bunodes* n° 352 *R. necatrix*  
n° 353 *R. arcuata* n° 354 *R. pepo*.

COURCOL C., 1987 -

Les systèmes de cultures intercalaires du Géranium rosat dans les  
Hauts de l'Ouest à la Réunion  
Stage de fin d'études CNEARC -ENSAE - IRAT-Réunion.

DADANT R., 1963 -

Contribution à l'étude du pourridié du caféier causé par le  
*Clitocybe elegans* Heim à Madagascar. Ses relations avec le  
*Trichoderma viride*. Pen. Rev. Mycol ; 28 (2) : 95-168.

DAKER M.G., 1969 -

Chromosome numbers of *Pelargonium* species and cultivars.  
Journal of the Royal Horticultural Society, XCIV-8, 346-353

DELATOUR C. et GUILLAUMIN J.J., 1985 -

Importance des pourridiés dans les régions tempérées.  
Eur. J. For. Path 1985, vol 15, p. 258-263.

DUBOS B., GUILLAUMIN J.J et SCHUBERT M., 1978 -

Action du *Trichoderma viride* Pers., apporté avec divers substrats  
organiques, sur l'initiation et la croissance des rhyzomorphes  
d'*Armillaria mellea* (Vahl) Karst. dans deux types de sols.  
Ann. Phytopathol., 1978, 10, (2), 187 - 196

FAUREL L. et SCHOTTER G., 1956 -

Un champignon parasite du Géranium rosat en Algérie, *Lasidiplodia*  
*frezzeliana*, n. sp. -Bull. Soc. Hist. nat.

GAILLETON J.M., 1962 -

Rapport sur le traitement de l'Anthracnose ou rouille du géranium  
rosat à la Réunion.  
Direction des Services Agricoles de la Réunion, 39 p.

GARRETT S.D., 1957 -

Effect of a soil microflora selected by carbon disulphide fumigation  
on survival of *Armillaria mellea* in woody host tissues. Can. J.  
Microb., 3, 135-149

GIBSON J.A.S., 1960 -

*Armillaria mellea* rot in Kenya pine plantations  
Emp. For. Rev., 39 : 94-99

GIBSON J.A.S., 1961 -

A note on variation between isolates of *Armillaria mellea*  
(VAHL ex Fr.) Kummer. Trans. Brit. Mycol. Soc., 44 (1), 123-128

GRISP d'Avignon -

Document interne : Les pourridiés  
*Armillaria mellea* (Vahl) J Karst.  
*Rosellinia necatrix* (Hart) Berl.

GUILLAUMIN J.J., 1982 -

Les pourridiés des arbres fruitiers 2ème colloque sur les Recherches  
Fruitières. Bordeaux 1982 : 227-245

GUILLAUMIN J.J., 1986 -

Contribution à la systématique des Armillaires du groupe *mellea*.  
Parties bibliographique et Matériel et méthodes d'une thèse de  
Docteur Ingénieur - INRA de Clermont-Ferrand.

GUILLAUMIN J.J., 1986 -

Vigne. le pourridié  
Phytoma - Défense des cultures - Novembre 1986.

GUILLAUMIN J.J. et LEPRINCE S., 1979 -

Influence de divers types de matière organique sur l'initiation et  
la croissance des rhizomorphes d'*Armillariella mellea* (Vahl) Karst  
dans le sol. European Journal of Forest Pathology, Bd. 9 (1979) Heft 6

GUILLAUMIN J.J., MERCIER S. et DUBOS B., 1982 -

Les pourridiés à *Armillariella* et *Rosellinia* en France sur vigne,  
arbres fruitiers et cultures florales I. Etiologie et  
symptomatologie.  
Agronomie, 1982, 2(1), 71-80

GUPTA U.K., 1977 -

Root rot of Apple and its control by carbendazim Pesticides, 11, 9,  
p 49-52

GUPTA U.K., et VERMA K.I., 1978 -

Comparative susceptibility of apple root stocks to *Dematophora*  
*necatrix*. Indian Phytopathology, 31 (3), 377-378

HANSFORD C.J., 1936 -

Annual report of the Department of Agriculture. Entebbe, Uganda,  
Government printers. 35 p.

HEIM R., 1963 -

L'*Armillariella elegans* Heim.  
Rev.de Mycol., 28, fasc 2, p 89-94, 1 Pl col, fig, 1963

HINTIKKA V., 1973 -

A note on the polarity of *Armillariella mellea* Karstenia, 13, 32-39

IRAT - REUNION - Rapports d'activités 1981 et 1982

JOUAN B. et LEMAIRE J.M., 1974 -

Modification des biocénoses du sol. I. Etude de l'influence de l'incorporation  
de matières organiques sur les conséquences pour l'évolution d'agents pathogènes d'origine tellurique.  
Ann. Phytopathol., 6 (3), 297-308.

KORHONEN K., 1978 -

Interfertility and clonal size in the *Armillariella mellea* complex  
*Karstenia*, 18, 31, 42

LANSADE M., 1954 -

Contribution à l'étude des maladies des plantes à parfum: le  
pourridié du Jasmin, *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl.  
INRA Antibes (non publié)

LEACH R., 1937 -

Observations on the root parasitism and control of *Armillaria mellea*.  
*Proc. Roy. Soc. Ser B* 71 (825) : 561

LUNG B. et TARIS. B., 1984 -

L'Armillaire, parasite du pin maritime dans les landes de Gascogne  
*Phytoma - Défense des cultures - Nov. 1984*

LUNG B. et al, 1985 -

Protection de la forêt "Action armillaire"  
Compte rendu général  
ENITA de Bordeaux

LUNG B. MOHAMMED C. et DUNEZ J., 1985 -

Nouvelles méthodes de détermination des Armillaires européens =  
Immunologie et électrophorèse en gel de polyacrylamide  
*Journal Europ de Path. For.* Vol 15, 1985, p 278-287

MAKAMBILA C., 1976 -

Contribution à l'étude de *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl et du  
*Rosellinia quercina* (Hart.). Thèse de Docteur de 3ème cycle.  
Université de Clermont-Ferrand.

MAKAMBILA C. et BAKALA L. 1986 -

Les pourridiés à *Armillaria* sp, *Sphaerostilbe repens* B. et Br. et  
*Phaeolus manihotis*. Heim sur le manioc (*Manihot esculenta* crantz)  
*L'Agronomie tropicale* 1986, 41-3-4

MALLET B. et al, 1985 -

Les champignons agents de pourridiés en Afrique de l'Ouest  
*European Journal of Forest pathology* Vol 15 (5-6), 263-267

MANTELL S.H. et WHEELER B.E, 1973 -

*Rosellinia*, a white root-rot of *Narcissus* in the Scilly Isles.  
*Trans. Brit. Mycol. Soc.* 60 (1), 23-35

MOREAU M. et Cl., 1961 -

Un dépérissement du géranium rosat à Madagascar.  
*Revue de Mycologie - Note succincte* 25 - Suppl. 4

MORQUER R. et HUBERT M. F., 1969 -

Métabolisme comparé de *Clitocybe mellea* (Vahl) Ricken et ses  
antagonistes fongiques C.R. Acad. Scie, Sér. D, Paris, 289,  
2323 -2327

MORRISON D.J., 1982 -

Variation among British isolates of *Armillaria mellea*  
*Trans. Br. Mycol. soc.* 78 : 459-464

NICOLE M., GEIGER J.P et NANDRIS D., 1985 -

Defense reactions of *Hevea brasiliensis* to root rot diseases Europ. Journ. For. Path. Vol 15 (5-6), 320-322

OFOU - ASIEDU A., 1978 -

Statement paper on rot of conifers in Africa IUFRO (Kassel R.F.A)

OHR H.D. et MUNWECKE D.E., 1972 -

Correlation of incidence of *Trichoderma* and *Armillaria* for 29 days following treatment of *Armillaria* infected roots with methyl bromide. *Phytopathology*, 62, 781.

OHR H.D. et MUNWECKE D.E., 1974 -

Effects of Methyl bromide on antibiotic production by *Armillaria mellea* - *Trans. Br. Mycol. Soc.*, 1, 65-72

OHR H.D. et MUNWECKE D.E, et BRICKER J.L., 1973 -

The interaction of *Armillaria mellea* and *Trichoderma* sp. as modified by methyl bromide - *Phytopathology*, 63, 965-972

OLEMBO T.W., 1972 -

Studies on *Armillaria mellea* in East Africa. Effect of soil bacteria on penetration and colonization of *Pinus patula* and *Cupressus lusitanica* wood cylinders by *Armillaria mellea* (Vahl. ex Fr.) Kuller. *Europ. J. For. Path* 2(3) : 134 - 140

PASOLOFO et DADANT R., 1961 -

Dépérissement du géranium rosat aux Comores. ORSTOM Madagascar  
Note interne - SPV de St-Denis.

PEGLER D.N., 1977 -

Preliminary Agaric flora of East Africa.  
LONDON UK - The magest's stationery office, 1977, 615

RIEUE P., 1965 -

Champignons observés sur *Géranium rosat* au Maroc Al - AWAMIA - 16, pp. 43-98

RISBETH J., 1964 -

Stump infection by basidiospores of *Armillaria mellea*  
*Trans. Brit. Mycol. Soc.*, 47(3) = 460

RISBETH J., 1978 -

Infection foci of *Armillaria mellea* in first-rotation hardwoods. 5<sup>th</sup> International Conference on Problems of root and butt rots in conifers (Kassel-R.F.A.) - *Compte rendu*, 191-196

ROGER F., 1951 - 1953 - 1954 -

*Phytopathologie des pays chauds*  
Ed. P. LECHEVALLIER - PARIS

ROMAGNESI H., 1970 -

*Observations sur les Armillariella*  
*Bull. Soc. Myc. Fr.*, 86 (1) : 257-265

ROMAGNESI H., 1973 -

*Observations sur les Armillariella*  
*Bull. Soc. Myc. Fr.*, 89 (2) : 195-206

RYKOWSKI K., 1975 -

Modalités d'infection des pins sylvestres par l'*Armillariella mellea* (Vahl) Karst. dans les cultures forestières. Eur. J. For. Path., 5 (2) p. 65

SACAS A.M., 1975 -

Les pourridiés de caféiers en Afrique tropicale. Paris, IFCC, 172 p (Bulletin n° 13).

SHAW C.G., 1977 -

*Armillaria* isolates from pine and hardwoods differ in pathogenicity to pine seedlings  
Plant Dis. Repr. 61 : 416 - 418

SHAW C.G and ROTH L.F., 1978 -

Control of *Armillaria* root rot in managed coniferous forests. IUFRO (Kassel - R.F.A.) 1978

TAYE T., 1987 -

Inventaire des problèmes de dépérissement du *Geranium rosatum* (*Pelargonium x asperum*) à la Réunion  
Rapport de stage. SPV de la Réunion

TEIXEIRA DE SOUSA A.- J., 1985 -

Lutte contre *Rosellinia necatrix* (Hartig) Berlese, agent du "pourridié laineux" :  
Sensibilité de quelques espèces végétales et lutte chimique  
Europ. J. For. e - Path. Vol 15 (5-6), 323-332

THOMAS H.E., WIHELM S. et Mac LEAN N.A., 1953 -

The root rots of fruit trees.  
Yearbook of Washington Agriculture p 702-705

TOURVIEILLE D LABROUHE D., 1981 -

Contribution à l'étude du *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl., agent du pourridié laineux.  
Thèse de 3ème cycle, Université de Rennes I, A, 81/3

TOURVIEILLE D LABROUHE D., 1982 -

Pénétration de *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl. dans les racines de Pommier en conditions de contamination artificielle.  
Agronomie 2 (6).

TOURVIEILLE DE LABROUHE D., 1986 -

Etude sur les toxines produites par *Rosellinia necatrix* (Hart.) Berl.  
Agronomie, 1986, 6(2), 195-201

TRAN-VAN-CANH, 1982 -

Contribution à l'étude de l'efficacité de différents produits fongicides pour lutter contre la pourriture blanche des racines d'Hevea.  
Rapport interne IRCA, Abidjan.

VIENNOT - BOURGIN G., 1949 -

Les champignons parasites des plantes cultivées. Tomes I, II.  
Masson Ed, PARIS.

WALLACE G.B., 1935 -

Armillaria root in East Africa  
East Afric. J., 1 : 182-192

ZELLER S.M., 1926 -

Observations on infections of Apple and Prune roots by *Armillaria mellea*.  
Phytopathology, 16 (7), 479-484

**ANNEXES**

VALEUR DE LA PRODUCTION AGRICOLE FINALE

ANNEXE 1

(nouvelle série)

-70-

Source D.D.A.

Unité : 1 000 F cour.

	Année									
	1978	1979	1980	1981	1982	1983	1984	1985	1986	1987
<b>CEREALES</b>	17 846,4	18 780,8	20 033,2	25 218,8	31 348,8	32 421,3	32 238,8	38 890,0	42 910,0	
<b>LEGUMES</b>	108 713,8	128 848,8	123 728,8	146 046,8	187 107,0	224 207,2	219 881,8	280 488,8	311 890,0	
Tubercules, racines et bulbes	12 365,6	15 245,4	20 081,5	26 627,1	34 085,0	41 787,7	46 298,1	46 851,4	52 122,0	
Légumes frais	90 290,7	104 658,0	97 348,2	113 273,8	147 084,2	178 430,4	167 948,8	208 301,8	250 987,0	
Légumes secs	6 057,3	8 648,1	6 297,9	6 145,9	5 957,8	5 989,1	6 635,2	7 545,8	6 800,0	
<b>FRUITS</b>	106 345,1	121 387,0	141 342,8	171 573,0	285 343,1	282 075,7	275 832,7	236 014,0	280 410,0	
Banane	15 730,4	18 883,7	25 440,0	29 680,0	34 050,0	35 175,0	28 090,5	23 730,0	27 070,0	
Ananas, fraise, grenade	16 830,8	16 915,2	19 178,5	22 102,9	28 582,0	27 548,4	28 202,7	31 851,0	31 540,0	
Agrumes	7 292,0	8 485,8	12 282,0	13 703,0	14 017,2	14 188,8	11 541,1	15 518,0	14 680,0	
Autres fruits frais	67 481,9	78 152,3	84 443,4	108 067,1	188 683,9	205 163,7	207 698,4	184 817,0	187 187,0	
Fruits secs	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
<b>PLANTES INDUSTRIELLES, AROMATIQUES, CONDIMENTAIRES, MEDICINALES ET STIMULANTES</b>	457 844,3	479 082,5	443 182,5	572 108,5	627 878,5	631 387,2	712 127,7	679 380,5	711 270,0	
Canna à sucre	411 427,5	430 155,0	405 580,2	525 581,2	587 608,7	573 783,5	647 238,5	631 864,8	684 840,0	
Café, cacao, thé, autres	1 580,4	1 717,8	1 481,7	1 688,3	1 803,4	1 880,2	1 870,6	2 048,5	1 900,0	
Tabac	1 434,1	1 415,8	1 845,9	3 081,8	3 782,0	3 145,2	3 828,4	4 148,1	4 370,0	
Plantes à huile essentielle	30 672,4	38 389,1	22 713,2	30 881,0	20 028,8	23 694,1	34 078,0	20 081,7	20 740,0	
Plantes aromatiques, condimentaires, médicinales et stimulantes	6 529,9	9 435,0	11 623,5	10 867,4	14 658,8	18 754,2	25 613,2	21 448,4	19 300,0	
<b>VIN</b>	888,7	748,0	812,0	1 083,6	1 281,3	1 381,3	1 401,8	1 438,8	1 480,0	
<b>FLEURS ET PLANTES</b>	33 185,8	47 283,2	63 142,8	78 254,8	84 848,8	88 288,8	80 481,8	83 183,1	84 410,0	
<b>AUTRES PRODUCTIONS VEGETALES</b>	- 3 182,2	- 2 823,4	- 2 888,8	- 2 887,7	- 4 085,8	- 3 481,5	- 1 384,8	- 4 818,0	- 4 840,0	
Plants de papayer	- 1 234,5	- 1 680,7	- 1 770,5	- 1 048,9	- 2 415,8	- 1 488,9	0,1	- 3 448,1	- 3 430,0	
Fourrages, terrasses, divers	- 1 887,7	- 972,7	- 1 218,4	- 1 811,8	- 1 680,1	- 1 975,6	- 1 384,8	- 1 369,9	- 1 410,0	
<b>PRODUCTION VEGETALE</b>	715 878,8	792 184,8	779 333,2	983 638,5	1 180 850,3	1 258 241,1	1 320 280,8	1 382 677,0	1 417 340,0	
<b>BETAIL</b>	89 342,8	94 051,2	104 888,8	128 841,8	142 838,2	185 874,4	201 282,7	183 381,8	181 470,0	
Gros bovins	18 746,2	15 243,8	17 552,8	20 697,8	17 204,3	22 227,8	28 903,7	31 314,3	33 840,0	
Veaux	1 888,8	2 108,8	1 728,8	1 570,4	1 088,8	1 282,2	1 580,9	1 708,8	1 440,0	
Porcins	72 867,8	74 601,7	82 878,8	103 828,1	121 874,1	129 410,8	187 817,8	158 862,2	182 862,0	
Ovins	99,0	117,0	188,8	- 220,0	- 22,1	120,1	284,2	184,8	260,0	
Caprins	1 918,8	2 055,0	2 318,8	2 728,8	2 671,5	2 812,4	2 873,2	3 281,8	3 240,0	
Equine	13,8	27,0	28,8	38,8	19,5	111,5	82,8	-	67,0	
<b>AUTRES ANIMAUX</b>	48 887,8	81 870,8	77 188,7	84 844,8	142 038,0	188 287,4	171 888,8	148 388,4	148 040,0	
Volaille	38 345,5	51 254,8	66 838,7	73 128,8	129 448,0	146 504,3	168 382,8	132 828,5	127 710,0	
Animaux divers	9 312,0	9 816,0	10 320,0	11 418,8	12 588,0	13 783,1	15 185,8	16 440,8	18 330,0	
<b>PRODUITS ANIMAUX</b>	42 848,8	82 880,0	48 318,0	68 884,2	88 784,8	88 678,7	83 878,8	84 802,1	78 880,0	
Lait	6 896,3	8 887,3	8 800,2	8 842,0	10 831,5	11 308,8	11 253,0	13 250,8	15 880,0	
Œufs	35 733,8	45 888,8	42 272,1	42 588,8	47 358,8	47 351,2	51 623,4	50 208,2	61 740,0	
Produits animaux divers	818,8	446,7	546,7	843,8	873,5	831,8	1 089,2	1 142,0	1 280,0	
<b>PRODUCTION ANIMALE</b>	181 848,8	287 812,8	231 173,8	284 840,8	343 638,8	374 861,5	438 788,8	407 323,4	418 370,0	
<b>PRODUCTION AGRICOLE FINALE</b>	898 828,1	898 828,5	1 010 808,8	1 247 878,8	1 637 487,1	1 631 182,8	1 787 877,7	1 710 800,4	1 833 720,0	

PRIX DES DENREES RETENUES COMME BASE  
DE CALCUL DU PRIX DU FERMAGE

Denrée	Unité de poids	ANNÉE												
		1978	1977	1978	1979	1980	1981	1982**	1983**	1984**	1985	1986	1987	
Essence de géranium	kg	228,00	271,00	302,00	329,00	341,00	341,00	385,00	385,00(1)	462,00(1)	510,00(1)	635,00	581,00	581,00
Essence de vétyver	kg	294,00	325,00	370,00	418,00	418,00	418,00	480,00	480,00(1)	545,00(1)	575,00(1)	582,60	610,50	610,50
Pomme de terre	kg	1,80	2,80	2,10	2,10	2,18	2,38	1,37	-	-	-	-	-	-
Lait	litre	1,50	1,80	1,70	1,82	2,10	2,21	2,55	2,78	2,82	3,00	3,11	3,11	3,11
Viande de bœuf	kg/vif	7,50	7,50	8,00	8,50	10,13	11,20	12,88	-	-	-	-	-	-
Viande de mouton	kg/vif	13,50	15,00	15,00	15,00	17,00	18,00	20,70	-	-	-	-	-	-
Canna à sucre	tonne	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
									253,75	268,47	279,21	287,58	299,00	299,00

**PRODUCTION D'HUILES ESSENTIELLES**

Année 1987

ANNEXE 1 bis

**Géranium**

Source D.D.A.

-71-

Unité : quintal

Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	Ensemble
38,9	13,9	7,9	3,5	3,1	3,3	2,2	4,0	6,4	12,0	20,0	37,6	152,8

**Vétiver**

Unité : quintal

Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	Ensemble
6,0	6,0	-	-	-	-	9,5	11,2	26,3	13,1	33,9	15,0	121,0

**Années antérieures**

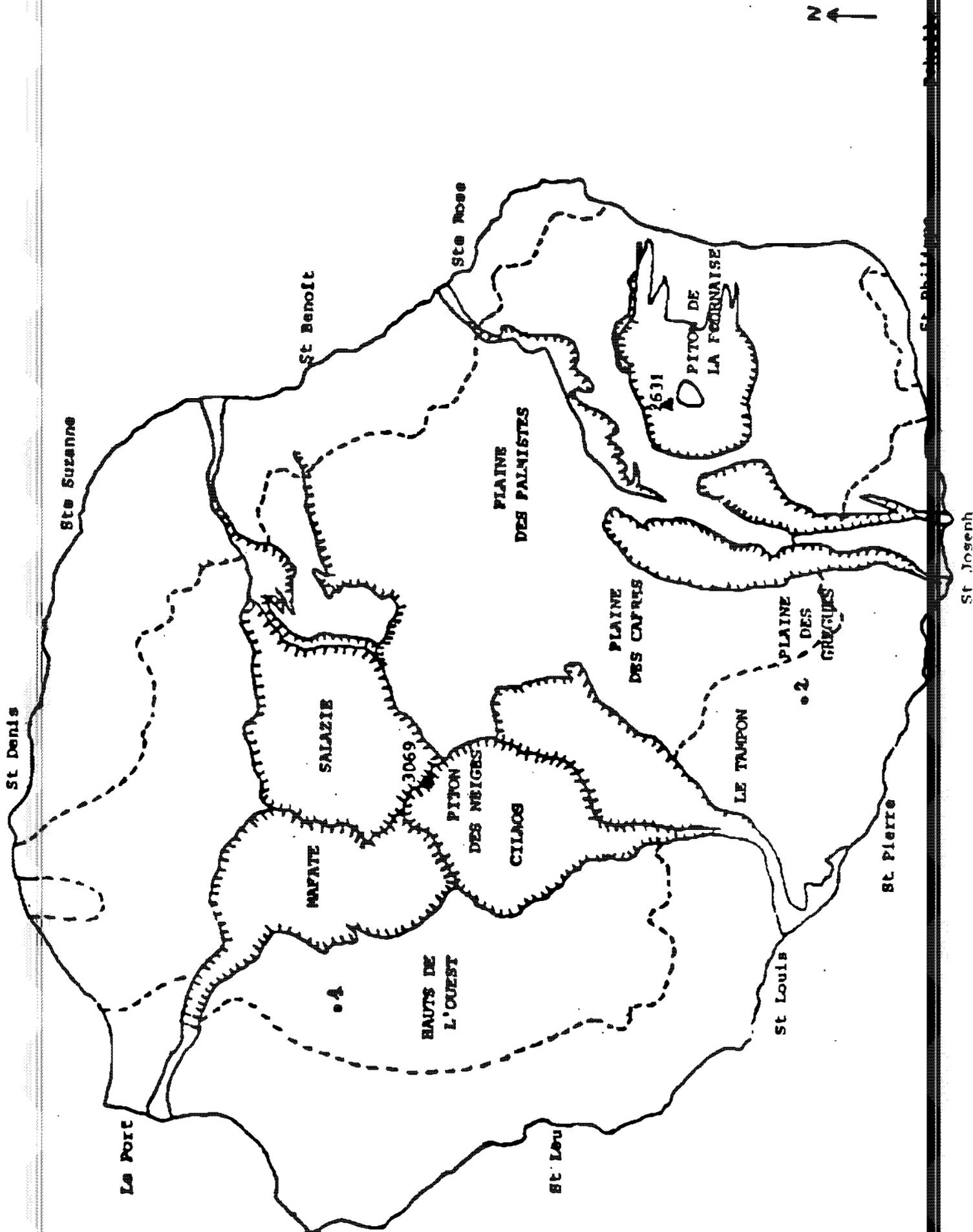
Unité de quantité : quintal

Année	Géranium		Vétiver	
	Quantité	Nombre d'organismes de collecte au 31 décembre	Quantité	Nombre d'organismes de collecte au 31 décembre
1965	1 490	2	350	3
1966	540	2	370	3
1967	560	2	400	3
1968	560	2	440	3
1969	880	2	430	3
1970	440	2	354	3
1971	813	2	299	3
1972	1 210	2	338	3
1973	824	2	231	3
1974	1 169	2	222	3
1975	1 033	2	253	3
1976	608	2	229	3
1977	459	2	246	3
1978	718	2	241	3
1979	785	2	263	3
1980	396	2	223	2
1981	627	2	214	2
1982	342	2	156	2
1983	318	2	187	2
1984	314	2	164	1
1985	228	1r	141	1
1986	245	1	116	1

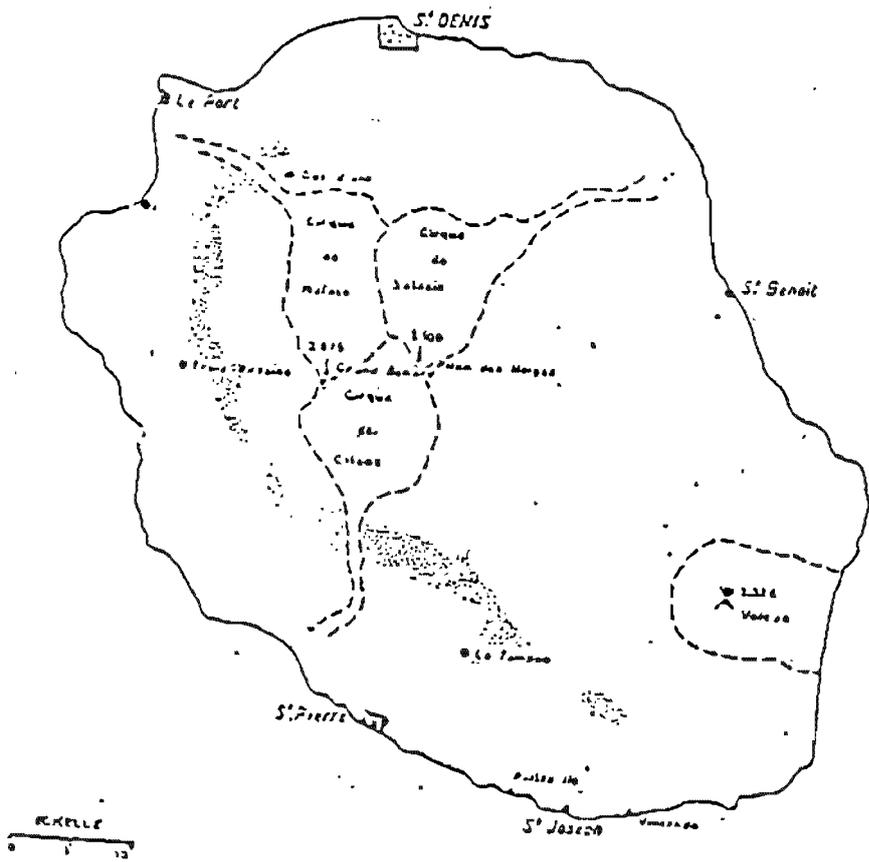
**CULTURES INDUSTRIELLES**

Culture	Superficie en culture principale (ha) de l'année						Année 1987		
	1981	1982	1983	1984	1985	1986	Superficie en culture principale (en ha)	Rendement en quintaux par hectare	Production en quintaux
Canne à sucre	37 820	37 860	37 860	37 860	37 500	37 300	37 000	595,4	22 030,9
Plantes à huiles essentielles									
- géranium	2 730	2 290	2 540	2 700	2 690	2 100	2 400	0,1*	23*
- vétiver	375	240	190	140	150	150	150	0,8*	11*
Tabac	107	120	120	123	168	160	135	15,5	20
Oléagineux									
- arachide	70	70	70	70	70	70	70	6,0	420
Plantes stimulantes et pseudo-alimentaires	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Plantes aromatiques, condimentaires et médicinales									
- gingembre	10	10	10	10	10	10	10	95,0	950
- piment	54	54	54	54	54	54	54	50,7	2 738
- thym	2	2	2	2	2	2	2	105,0	210
- vanille	530	570	630	690	680	700	750	1,8	1 350

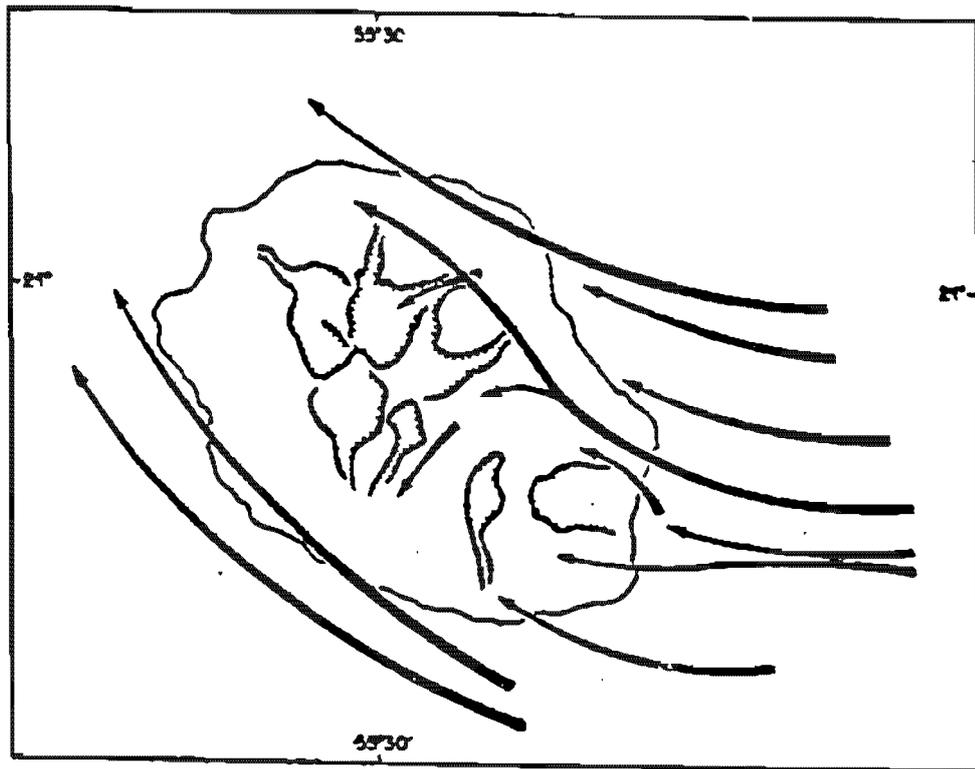
ANNEXE 2 = Carte géographique de l'île



ANNEXE 2 bis = Zone de culture du géranium

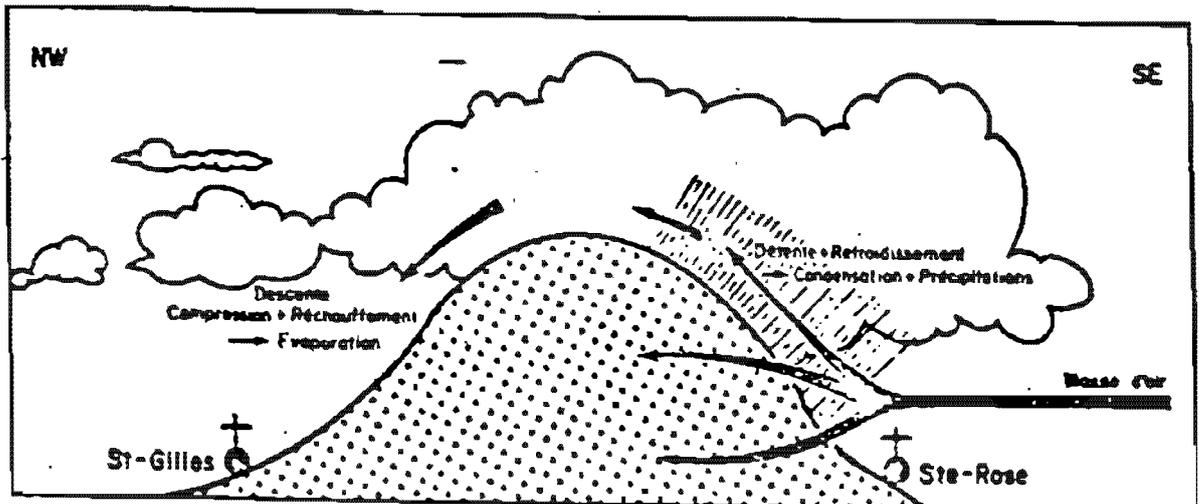


# LE CHOC ET LA DEVIATION DE L'ALIZE SUR LA REUNION



(EXTRAIT DE L'ATLAS DE LA REUNION)

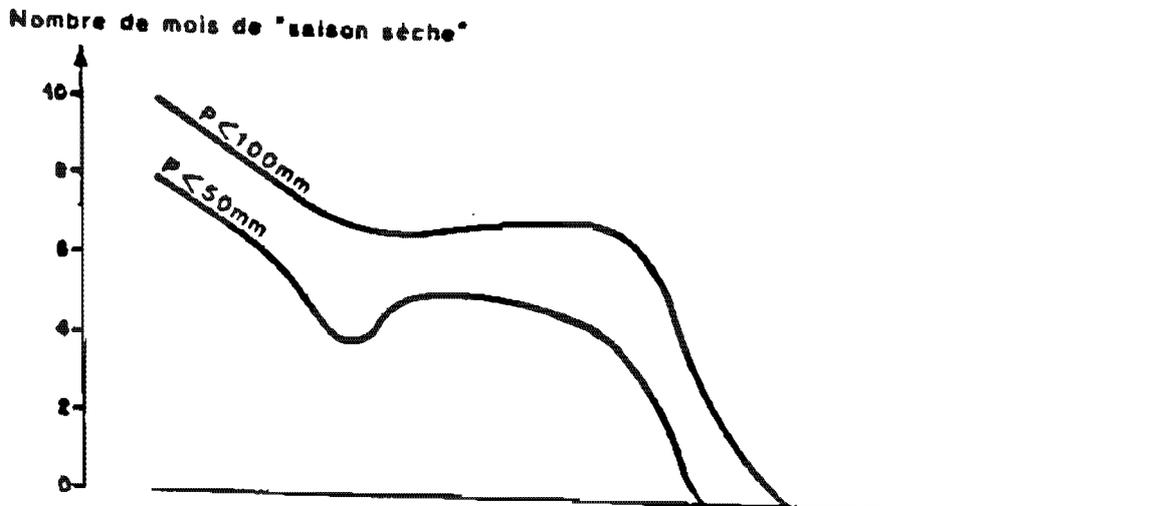
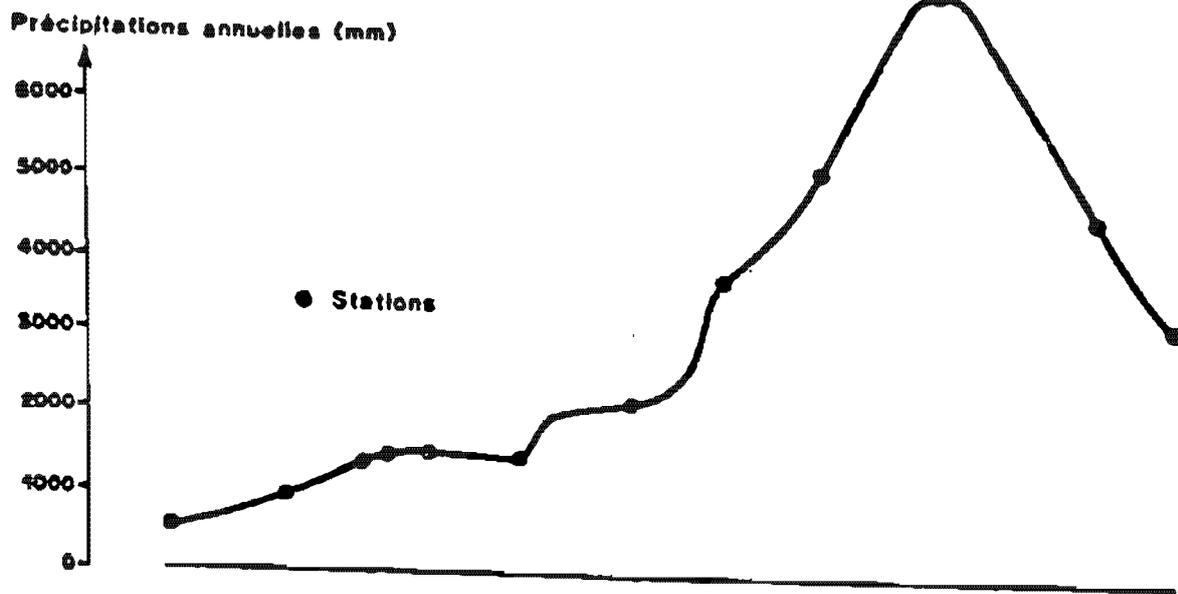
## EFFET DE L'ALIZE SUR LA REUNION



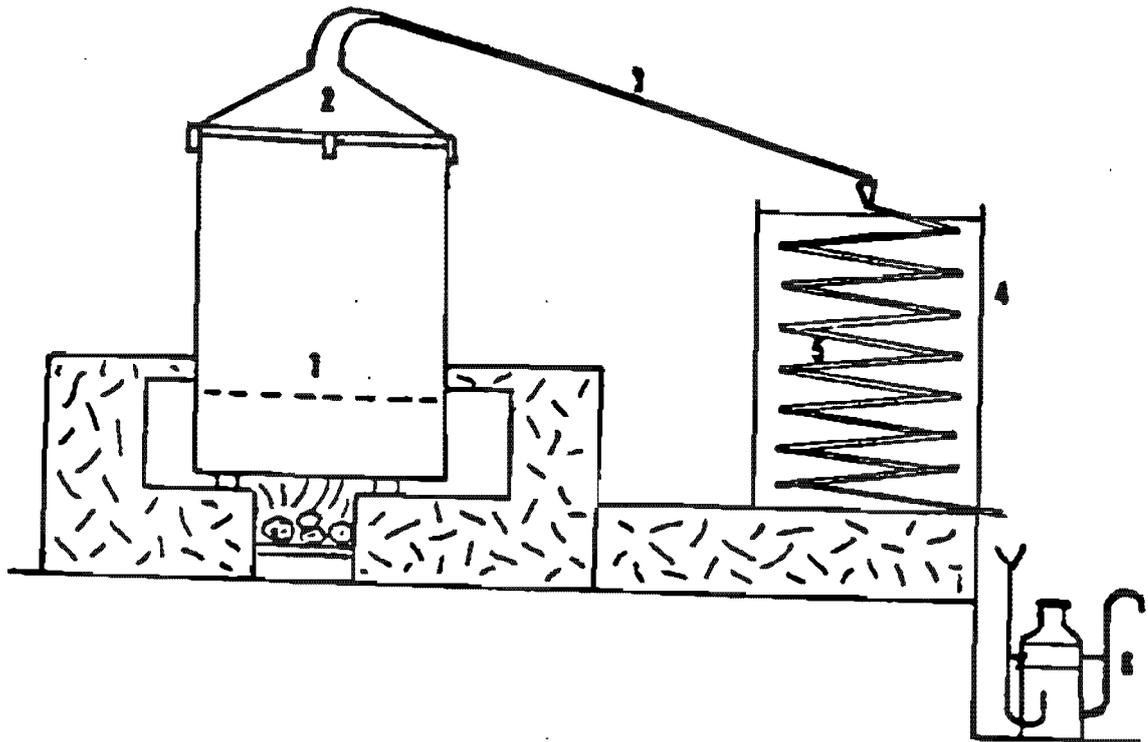
(MODIFIE D'APRES L'ATLAS DE LA REUNION)

# PRECIPITATIONS ANNUELLES ET DUREE DE LA SAISON SECHE EN FONCTION DE L'EXPOSITION AUX VENTS ET DE L'ALTITUDE

## COUPES SCHEMATIQUES DE L'ILE (Saint-Gilles - Saint-Benoit)



ANNEXE 4



Alambic rustique et vase florentin en usage à la Réunion  
(coupe schématique)

- 1 - Cucurbite, 2 - Chapiteau, 3 - Col de cygne
- 4 - Réfrigérant, 5 - Serpentin, 6 - Vase florentin

-----> vapeur -----

OBJECTIF:

Dans le cadre de l'Association pour le plan de relance du géranium, poursuivre l'inventaire amorcé en 1986 en se focalisant particulièrement sur les problèmes de dépérissement.

REALISATIONS

- + Tournées régulières en cultures (Hauts de l'Ouest et Sud de l'île) en collaboration avec le SUAD.
- + Prélèvement d'échantillons (1) et constitution d'un réseau de parcelles réparties sur l'ensemble des zones productrices.
- + Isolement et détermination au laboratoire des échantillons prélevés avec l'appui scientifique du CIRAD Réunion et de l'INRA.

PRESENTATION DU RESEAU DE PARCELLES :

REGION	Nb. d'agriculteurs	Nb. de parcelles visitées	Nombre d'échantillons examinés
Bois de Nèfles St-Paul	4	4	5
Guillaume	12	13	18
Saline les Hauts-Tan Rouge	3	3	15
Trois Bassins	11	13	13
Chaloupe St-Leu	4	4	10
Le Plate - Tévelave	5	7	15
Les Makes	5	5	6
St-Joseph	8	10	22
Tampon	8	8	14
<b>TOTAL</b>	<b>60</b>	<b>67</b>	<b>115</b>

RESULTATS - REPARTITION DES PRINCIPAUX GENRES

	Genres isolés	Détermination	Collets-Racines	Tiges-Rameaux	TOTAL	Nbre de parcelles concernées
BACTERIE	Pseudomonas Solanacearum		4		4	4
CHAMPIGNONS	POURRIDIES					
	Armillaria sp		15		15	9
	Rosellinia sp		11		11	9
	Fusarium sp		18		18	16
	Phomopsis sp		6	9	15	14
	Pythiacées		10		10	8
	Cylindrocarpon		3		3	3

Remarques : Plusieurs autres champignons, soupçonnés pour la plupart d'intervenir secondairement ont été isolés, mais peu fréquemment (1 à 2 fois) : Phoma, Macrophoma, Rhizoctonia, Nigrospora.

CONCLUSIONS - PERSPECTIVES

La plupart des cas de dépérissement sont associés à la présence de Pourridiés (1 parcelle sur 3 environ) ou de phomopsis - Fusarium sp apparaît particulièrement fréquent, mais il est à signaler que les plants atteints l'étaient la plupart du temps consécutivement à une attaque de Ver Blanc ou autres vers (10 échantillons présentaient des morsures).

Grâce à une technique de bouturage qui permettra de vérifier le pouvoir pathogène réel des principaux champignons (Pourridiés, phomopsis dans un premier temps), une approche de méthodes de lutte pourra ensuite être envisagée pour ces cryptogames.

(1) un échantillon = 1 plant ou ensemble de plants représentant un symptôme.

## Autres maladies foliaires

Période : Année 1987

Rapporteur : C. FABREGUE

**OBJECTIFS** : Dans le cadre de l'Association pour le plan de relance du géranium et à la demande du SUAD, identifier les champignons responsables de différents types de taches sur feuilles en hiver.

**REALISATIONS**

- + Tournées en cultures effectuées en collaboration avec le SUAD sur les parcelles présentant des symptômes de dépérissement.
- + Prélèvement d'échantillons de feuilles (1) présentant différents types de taches (taches brunes en secteur, brunes circulaires à marge foncée brunes avec halo jaune...).
- + Au laboratoire, observation des fructifications présentes ou maintien de feuilles parasitées dans une atmosphère saturée d'humidité et à une température optimale (25 à 30°C) afin d'accélérer le développement du champignon et l'apparition de fructifications conidiennes.

**PRESENTATION DU RESEAU DE PARCELLES :**

REGION	Nb. d'agriculteurs	Nb. de parcelles visitées	Nombre d'échantillons examinés
Bois de Nèfle St-Paul	3	3	3
Guillaume	3	3	3
Saline les Hauts-Tan Rouge	1	1	2
Trois Bassins	5	6	9
Chaloupe St-Leu	3	3	4
Le Plate - Tévelave	1	1	1
Les Makes	1	1	1
St-Joseph	9	9	12
Tampon	1	1	1
<b>T O T A L</b>	<b>27</b>	<b>28</b>	<b>38</b>

**RESULTATS - REPARTITION DES PRINCIPAUX GENRES**

Genres isolés \	Nbre de parcelles concernés	Nbre total de feuilles observées
Septoria sp.	23	152
Cercospora sp.	5	55
Botrytis sp.	9	53
Diplodia sp.	1	7
<b>T O T A L</b>	<b>38</b>	<b>267</b>

*Remarque* : D'autres champignons considérés comme secondaires ont été obtenus après passage en atmosphère "confinée" : *pestalozzia*, *phoma*, *macrophoma*, *aiternaria*.

**CONCLUSIONS - PERSPECTIVES**: La plupart des taches observées semblent correspondre à des attaques de septoriose (60 % des cas) : taches brunes plus ou moins circulaires de petite taille (2 à 3 mm de  $\phi$ ) à marge foncée (liséré rouge) ayant tendance à se déchirer au centre en vieillissant.

Les taches de cercosporiose peu fréquentes, présentent une symptomatologie très proche des taches de septoriose. Le botrytis se caractérise par des taches brunes se développant en secteur ou en larges plages très souvent à partir du bord du limbe.

L'isolement et la culture sur milieux synthétiques des principaux champignons (septoriose, cercosporiose) pourrait permettre de préciser la symptomatologie pour la cercosporiose (test d'inoculation sur boutures et d'envisager une approche de méthodes de lutte : screenings fongicide, in vitro, in vivo...)

(1) un échantillon = ensemble de feuilles présentant le même type de tache.

ANNEXE 6 : Milieux de culture utilisés

Milieu MAT (malt + antibiotiques + thiabendazole)

pour isolement Armillaire

- malt 1% + penicilline	50 ppm
streptomycine	50 ppm
polymyxine	25 ppm
thiabendazole	230 ppm

Le thiabendazole est utilisé sous forme de lactate à 23% de produit actif.

—> lactate de thiabendazole 1000 ppm

- antibiotiques et thiabendazole sont ajoutés après autoclavage sous forme d'une solution de concentration appropriée et avec stérilisation par passage sur membrane filtrante à 0,2 µm (Millipore, Santorino ...)
- on fait une solution d'antibiotiques + thiabendazole 20 fois plus concentrée :

1 - penicilline	1000 ppm	soit	1 g/litre
2 - streptomycine	1000 ppm		1
3 - polymyxine	500 ppm		0,5
4 - lactate de thiabendazole	20000 ppm		20

(faire la solution dans cet ordre pour une bonne solubilisation des produits).

l'ajouter au milieu dans la proportion 1 pour 20

- soit globalement si on utilise l'autoclave automatique avant distribution.
- soit dans chaque boîte de Pétri au moment de la distribution.

Milieu M 1%

pour isolement et repiquage  
du Rosellinia

- . Malt = 10 g/l
- . Agar = 15 g/l

Milieu M 2%

pour repiquage de l'Armillaire

- . Malt = 10 g/l
- . Agar = 15 g/l

Macid

- . La composition est la même que M 2%  
On ajoute, après autoclavage du milieu,  
de l'acide citrique à 4% (10 ml/l) afin  
d'obtenir un pH voisin de 4.

Pourridié : Mise au point d'une production inoculum

Rapporteur : C. FABREGUE

Période : 1987 et 1er trimestre 88

T. TAYE

**OBJECTIFS** : Afin de vérifier le pouvoir pathogène des souches de pourridiées isolées, tester le bois feuillu le plus apte à être infesté par les deux types de pourridiées (*Armillaria* sp et *Rosellinia* sp) parmi trois bois locaux.

**REALISATIONS** : d'après les travaux de GUILLAUMIN et LEPRINCE (1979)

- Des baguettes de 7 mm de diamètre et 50 mm de long sont découpées dans 3 bois ayant différentes richesses en lignine : pamplemoussier -cafeier -goyavier;
- Pour chaque bois, deux lots de baguettes (avec écorce et sans écorce) sont constitués afin de mettre en évidence une rapidité de colonisation de la baguette par le champignon.
- Les baguettes sont disposées dans des bocaux de 1 l à raison de 10 ou 20 par bocal afin de mettre en évidence un nombre optimal de baguettes pouvant être colonisées par le champignon.
- Les baguettes sont stérilisées une première fois en présence d'eau, une deuxième fois en présence de 250 ml d'un milieu à base de jus de tomate (500 g/l) et d'extrait de lait (10 g/l).
- Le milieu estensemencé avec des fragments de culture de 2 souches de pourridiées = 1 souche d'*Armillaria* sp (87 G 133) ou 1 souche de *rosellinia* sp (87 G 144).
- Les bocaux sont placés dans un incubateur réfrigéré à 23°C et à l'obscurité.
- Après 4 mois d'incubation, on note le degré de colonisation de la baguette, par le champignon (colonisation baguette et (ou) sections) et on place ces baguettes dans 800 g de sol répartis dans des bocaux de 1 l. Ce test permet de vérifier l'émission de rhizomorphes pour l'armillaire.
- Les bocaux de terre sont placés dans une salle obscure, à 23°C pendant 3 mois. On note le nombre de rhizomorphes, leur longueur totale et le poids sec de rhizomorphes.

### **RESULTATS**

\* *Armillaria* sp : Ce champignon colonise bien les trois bois en présence d'écorce : observation d'un manchon continu de palmettes, au niveau de la baguette, entre le bois et l'écorce et d'une bonne colonisation des sections (Goyavier). En l'absence d'écorce, on note une colonisation plus faible des baguettes et nulle au niveau des sections. Le nombre de baguettes ne semble pas influencer leur colonisation par le champignon.

Les rhizomorphes émis à partir des baguettes de goyavier sont plus longs et plus lourds que ceux obtenus avec les baguettes de cafeier. Les baguettes de pamplemoussier n'ont pas donné de rhizomorphes.

\* *Rosellinia* sp : Avec ce champignon, la colonisation des baguettes est beaucoup plus faible, voir nulle en l'absence d'écorce. En présence d'écorce, quelques palmettes discrètes et une colonisation très irrégulière des sections a pu être noté.

Toutefois les premiers essais de contaminations ont été réalisés avec les baguettes présentant une colonisation suffisante. A ce jour, les plants inoculés avec des baguettes de pamplemoussier avec écorce ont manifesté un dépérissement brutal à 3 mois, puis sont morts (expérience en cours)

**CONCLUSIONS** : Le goyavier peut être retenu comme substrat ligneux pour la culture de l'armillaire en vue de la réalisation de tests d'inoculation sur boutures enracinées en pot. La présence d'écorce paraît indispensable pour une bonne colonisation des baguettes.

La souche d'armillaire testée est capable d'émettre des rhizomorphes dans le sol.

En ce qui concerne le *Rosellinia*, ce champignon colonise plus difficilement que l'armillaire le bois (goyavier). Toutefois le pouvoir pathogène pour la souche 87 G 144 a pu être vérifié.

Source S.P.V.

OBJECTIFS

. Obtenir des plants enracinés afin de pouvoir vérifier, par des tests d'inoculation sur boutures, le pouvoir pathogène réel des champignons fréquemment isolés.

REALISATIONS

\* *Terreau* : recette proposée par DEMARNE. F. - IRAT REUNION.

Composition + 1/3 de terre.

+ 1/3 de sable de rivière (pour éviter les excès de chlorures); ce sable permet le drainage du terreau.

+ 1/3 de fumier de géranium

Désinfection + Bromure de méthyle dans une cellule de désinsectisation sous vide (station Mallet du SPV à Gillot).

ou + Dazomet (BASAMID à raison de 300 g par m<sup>3</sup>)

+ aération du terreau et réalisation de test cresson afin de détecter la présence éventuelle de résidus phytotoxiques.

Mise en pot + Répartition du terreau dans des sacs plastiques noirs perforés 16 x 20 cm (environ 1 kg). Ces sacs sont entassés par groupe de 15 dans des caissettes en polystyrène expansé.

\* *Boutures* :

- Prélèvement dans une parcelle "saine" située en altitude (au dessus de 1 100 m) de tiges légèrement aoûtées.

- Tige coupée à 15 - 18 cm de l'apex juste après un noeud et en biseau.

- Effeuilage de la bouture, seul le bourgeon et la dernière feuille sont conservés.

- Trempage des boutures pendant 48 h dans de l'Exubérone à la dose de 20 ml/l.

- Rinçage, puis pulvérisation fongicide préventive à base de Captane.

RESULTATS

- Les boutures enracinées prêtes à être inoculées sont obtenues au bout d'un mois et demi à 2 mois. Toutefois quelques remarques s'imposent :

+ *Désinfection* = bien qu'aucune différence notable, en ce qui concerne l'efficacité de la désinfection, n'ait pu être mis en évidence, il est à signaler que le délai d'attente est beaucoup plus long avec le Dazomet (1 mois contre 4 à 5 jours avec le Bromure de Méthyle).

+ *Drainage* = la disposition d'une couche de gravier au fond de la caissette procure un drainage suffisant et peut remplacer l'incorporation du sable au sol.

+ *Fumure* = l'incorporation du fumier de géranium peut être remplacé par des arrosages répétés avec une solution d'engrais.

CONCLUSION

Quelques améliorations peuvent être apportées notamment en ce qui concerne le support de la bouture. Une terre suffisamment riche au départ peut remplacer l'élaboration du terreau précédemment décrite.

ANNEXE 9 = Analyse de sol d'un champ de géranium

Dans les Hauts de Trois-BASSINS

Continu Imb. Caza. 915

ANALYSE DE FERTILITE							
Caractéristiques	Teneur de votre sol	Niveau Souhaitable	Tres Faible	Faible	Moyen	Fort	Elevé
Humidité (% eau/terre sèche)	22						
pH H2O	5.18	5.58	XXXXXXXXXXXXXX				
pH KCL	3.88						
Test NaF							Présence d'allopnan
Matière organique							
Azote ‰	6.62		XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX
Carbone ‰							
C/N							
Phosphore							
Phosphore assimilable ppm	748		XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX
Phosphore total ppm	3868		XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX
Complexe Absorbant (au cobalt)							
Calcium	3.18	4.00	XXXXXXXXXXXXXX				
Magnesium	2.58	2.20	XXXX				
Potassium	6.27		XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX			
Sodium							
Somme des Bases	3.57						
CEC (capacité d'échange)	6.38		XXXXXXXXXXXXXX				
Saturation %	61.17	88.22	XXXXXXXXXXXXXX				
K % CEC	4.58		XXXXXXXXXXXXXX	XXXXXXXXXXXXXX			
Mg/Ca	0.18	2.52	XXXXXXXXXXXXXX				

ANNEXE 10 : Matières actives et produits commerciaux utilisés

(1ppm m.a. = 1 mg m.a./ l)

Matière Active	Spécialité Commerciale	commercialisée par	Concentration mat. active	Formulation
Bénomyl	BENLATE	Du Pont de Nemours	50 %	Poudre mouillable
Captane	UGECAP 83	Sipcam-Phyteurop	83 %	Poudre mouillable
Carbendazime	BAVISTINE	BASF-France	50 %	Poudre mouillable
Dazomet	BASAMID Granulé	BASF-France	98 %	Granulés
Fenpropimorphe	CORBEL BASF	BASF-France	750 g/l	Concentré émulsionnable
Thiabendazole	MERTECT FLOWABLE	M.S.D. Agvet	450 g/l	Suspension concentrée
Thiophanate-méthyl	PELT 44 Liquide	Procida	450 g/l	Suspension concentrée
Tridémorphe	CALIXINE	BASF-France	750 g/l	Concentré émulsionnable