

REPUBLIQUE DE CÔTE D'IVOIRE  
UNion-Discipline-Travail

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR  
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

ANNÉE UNIVERSITAIRE  
1997 - 1998



U.F.R BIOSCIENCES

Laboratoire de Physiologie Végétale



N° d'ordre 272

## THESE

*Présentée à l'UFR BIOSCIENCES  
Pour obtenir le grade de*

**DOCTEUR DE 3<sup>ème</sup> CYCLE**

**Spécialité** : Physiologie et Pathologie Végétales

*Par*

**KONE DAOUDA**

**Thème :**

**CONTRIBUTION À L'ÉTUDE DES CERCOSPORIOSES  
ET DE LA CLADOSPORIOSE DES BANANIERES  
EN CÔTE D'IVOIRE**

*Soutenue à Abidjan, le 26 Mars 1998 devant la Commission d'Examen :*

**MEMBRES DU JURY :**

|                          |   |  |
|--------------------------|---|--|
| <b>Président :</b>       | <b>M. ANNO ABO Pierre</b>                                 | <i>Maître de Conférences, UFR Biosciences<br/>Université de Cocody</i>     |
| <b>Examineurs :</b>      | <b>M. KEBE BOUBACAR Ismaël</b><br><b>M. ADIKO Amoncho</b> | <i>Chargé de Recherches IDEFOR/DCC<br/>Chargé de Recherches IDEFOR/DFA</i> |
| <b>Rapporteurs :</b>     | <b>M. AHOUSSOU N'Goran</b>                                | <i>Maître-Assistant, UFR Biosciences<br/>Université de Cocody</i>          |
| <b>Directeur Thèse :</b> | <b>M. AKE Séverin</b>                                     | <i>Maître de Conférences,<br/>UFR Biosciences Université de Cocody</i>     |

## DEDICACES

A mon tres affectueux et regretté papa **KONE Tofang Seydou** sans le soutien moral et financier duquel cet travail n'aurait pas été fait; Paix à ton âme papa!

A ma mère, mes marâtres et tantes

A tous mes oncles

A tous mes frères et soeurs

A mes cousins et cousines

tous m'ont apporté leur appui fraternel.

# Remerciements

Malgré notre volonté, il faut des Hommes pour appuyer nos idées, les améliorer et nous encourager. Satisfait de l'appui qu'ils m'ont apporté, j'adresse mes sincères remerciements à :

- Monsieur **AKE Séverin**, maître de conférences, chef du département de botanique et de biologie végétale du centre universitaire de Cocody. Il est le Directeur de cette thèse et a aussi dirigé mes travaux de DEA. Ses conseils m'ont été très utiles.

- Monsieur **ANNO ABO Pierre**, sous la responsabilité duquel j'ai commencé le 3<sup>ème</sup> cycle (DEA) n'a managé aucun effort pour accepter de présider le jury de cette thèse

- Monsieur **SIE Koffi**, Coordonnateur de la cellule centrale de gestion de l'IDEFOR/DFA pour avoir mis à ma disposition les moyens nécessaires à l'achèvement de cette thèse.

- Monsieur **KEHE Martin**, Directeur de l'IDEFOR/DFA pour m'avoir accepté au DEA puis en thèse dans le laboratoire de pathologie végétale de l'institut.

- Monsieur **KOBENAN Kouman**, Chargé de Recherches à qui je dois mon encadrement au DEA et le suivi des travaux de cette thèse. Son hospitalité et les démarches entreprises dans la recherche de financement auprès de la cellule centrale de gestion ont été très précieuses dans l'aboutissement de ce travail.

- Monsieur **ADIKO Amoncho** Chargé de recherches (Laboratoire de Nématologie) qui en plus des conseils et encouragements donnés pendant les manipulations a accepté d'apporter son jugement pour une meilleure conception de ce travail.

- Monsieur **AHOUSSOU N'Goran** Maître-Assistant au laboratoire de génétique, UFR de Biosciences pour sa participation au jury de soutenance de cette thèse.

- Monsieur **KEBE Boubacar Ismaël**, Chargé de Recherches à l'IDEFOR/DCC pour sa participation au jury de soutenance de cette thèse.

- Monsieur **BLIZOUA BI Paul**, Chargé de Recherches au laboratoire de pathologie végétale de l'IDEFOR/DFA pour son soutien moral et ses conseils dans l'orientation des travaux de cette thèse.

- Messieurs **GNONHOURI Goly Philippe**, Chargé de Recherches (Laboratoire de nématologie).

- Messieurs **N'DA Adopo**, Directeur de la station IDEFOR/DFA de Korhogo; **OSSENI Boureïma**, Directeur de l'exploitation du DFA **BERNARD Assienan** et **ATSAIN Yapi** (laboratoire de génétique) ainsi que madame **THERESE Yao**, Responsable du laboratoire de pédologie pour le réconfort moral et leurs conseils pratiques dans l'élaboration de ce travail.

- Messieurs **N'GUESSAN Angelo** Directeur de la station DFA d'Azaguié et **ACKADIE Jean Batiste**, Ingénieur agronome, pour m'avoir permis de faire les observations sur des parcelles déjà mises en place sur la station d'ABBE.

- Mademoiselle **DALMEIDA Marie-Anne**, Directrice du GERME pour avoir accepté la réalisation des travaux de microscopie électronique et pour ses conseils dans la conception de ce mémoire.

- Monsieur **AOUSSI Serge Clément**, Chercheur au GERME pour ses conseils et ses encouragements

- Messieurs les enseignants du laboratoire de physiologie de l'université nationale de Côte d'Ivoire (**ZOUZOU MICHEL**, Maître-assistant; **BIEGO Laurent** Maître-assistant; **DIKC**

Emmanuel, Maître-assistant; **YATTHI KOUADIO**, Maître assistant; **Mme KAMATE KADY**, Maître-assistante; Madame **TURQUIN Louise**, Assistante) pour les conseils et le réconfort moral qu'ils m'ont apporté.

- Messieurs **KOFFI Tanoh**, technicien supérieur au GERME pour son assistance lors des manipulations; **SALOMON Abloh**, secrétaire dactylo; **GBA Felix**, garçon de salle; et **DIE Zamblé**, chauffeur; puis Mesdames **GNAGO Celestine**, photographe; et **KOUAKOU N'Goran Florence**, fille de salle pour leur appui technique.

- Monsieur **ABO Kouabenan**, Ingénieur agronome, chercheur au Département de pathologie végétale de l'ENSA) avec lequel certains travaux ont été effectués ; ses conseils et son courage m'ont été très utiles pendant les manipulations.

- Monsieur **AMIN Yapo Séverin**, Ingénieur agronome en compagnie duquel d'autres travaux ont été suivis et traités à l'ordinateur.

- Messieurs les observateurs et aides observateurs des laboratoires de phytopathologie (**KONE Ardjouma** et **HEMA Pascal**) de nématologie (**ALY Boly**, **YAPI Marc**, **ALY Kalifara**, **JEAN Paul Kouao**, **KONE Issory**, **Lacina OUEDRAOGO**) Bioclimatologie (**KPATA Paulin** et **KAM Sié**) pour leur appui technique dans la mise en application de certaines manipulations.

- Monsieur **BENGALY Datigui** et Madame, **KONE Fatoumata** pour leur hospitalité; Monsieur **ELEXI Gnamien** et madame de même que Monsieur **ABO Kanon Noé** et madame.

- Mlle **AMON Assouba Eugénie**, secrétaire à L'IDEFOR/DFA et Mme **COULIBALY Amina** pour les conseils pratiques de dactylographie ayant permis l'amélioration de ce document.

- Mes frères, amis et proches KONE Oumar, KONE Sidi, KONE MOKTAR, KONE Sounkalo, KONE Assa, KONE Mamery, KONE Yacouba, DIARRA Oumar, FANE Siaka, KONE ALassane, KONE Amadou B., KONE Amadou N., KONE Drissa, KONE Saïbou, KONE Siaka, Sangaré Drissa ainsi que tous ceux qui m'ont apporté leur soutien à certaines étapes des manipulations.

A toutes et à tous j'exprime ma reconnaissance pour les services rendus.

i  
**SOMMAIRE**

|  |      |
|--|------|
| RESUME-----  | VII  |
| LISTE DES FIGURES-----   | IX   |
| LISTE DES TABLEAUX-----  | XVII |
| LISTE ALPHABETIQUE DES NOMS SCIENTIFIQUES-----   | XX   |
| LISTE ALPHABETIQUE DES ABREVIATIONS-----   | XXIV |
| CHAPITRE I : GENERALITES   |      |
| I- INTRODUCTION -----  | 3    |
| II- REVUE BIBLIOGRAPHIQUE -----  | 4    |
| 1- Le bananier -----   | 6    |
| 1-1- Systématique -----  | 6    |
| 1-2- Caractéristiques générales -----  | 9    |
| 1-3- Croissance et développement -----   | 11   |
| 2- La bananeraie ivoirienne -----  | 13   |
| 3- Aperçu sur les pathologies des bananiers-----   | 15   |
| 3-1- Les parasites des sols de bananeraies -----   | 15   |
| 3-2- Les nématoses -----   | 15   |
| 3-3- Agents responsables des nécroses racinaires et<br>association entre pathogènes----- | 16   |
| 3-4- Les arthropodes -----   | 18   |
| 3-5- Les viroses -----   | 20   |
| 3-6- Les bactérioses -----   | 22   |
| 3-7- Les mycoses -----   | 23   |
| 3-7-1- Sur les racines et le pseudo-tronc -----  | 23   |
| 3-7-2- Sur les fruits -----  | 24   |
| 3-7-3- Sur les feuilles -----  | 25   |
| a- Maladies causant des dégâts mineurs -----   | 25   |
| b- Maladies causant des dégâts importants -----  | 26   |
| b- 1- Les cercosporioses -----   | 28   |
| b-1-1- Agents responsables -----   | 28   |
| b-1-2- Processus infectieux du genre <i>Mycosphaerella</i>                               | 34   |
| b-1-2 Cycle de la maladie -----  | 37   |
| b-1-3- Variabilité des <i>Mycosphaerella</i> inféodés à                                  |      |

|  |    |
|--|----|
| <i>Musa</i> sp -----   | 38 |
| 1-4- Résistance des cultivars aux cercosporioses---  | 38 |
| 1-5- Lutte contre les cercosporioses -----   | 42 |
| 2- La cladosporiose -----  | 46 |
| III PROBLEMATIQUE ET OBJECTIFS -----   | 51 |
| CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES-----  | 56 |
| I MATERIEL -----   | 57 |
| 1- Matériel végétal -----  | 57 |
| 1-1- Distribution des cercosporioses et de la cladosporiose<br>dans quelques localités de la Côte d'Ivoire ----- | 57 |
| 1-2- Etude en plantation de la cercosporiose noire et de la<br>cladosporiose -----                               | 57 |
| a- La cercosporiose noire -----  | 57 |
| b- La cladosporiose -----  | 57 |
| 1-3 - Inoculations expérimentales -----  | 57 |
| 2- Matériel fongique -----   | 57 |
| II-METHODES -----  | 59 |
| 1- Distribution des cercosporioses et de la cladosporiose dans-----  | 59 |
| quelques zones de production de bananes en Côte d'Ivoire   |    |
| 1-1- Paramètres observés -----   | 59 |
| 1-2- Sites d'observations -----  | 60 |
| 1-3- Echantillonnage -----   | 61 |
| 1-4- Relation entre l'altitude et les paramètres étudiés -----   | 61 |
| 2- Etude en plantation de la cercosporiose noire et de la<br>cladosporiose -----                                 | 62 |
| 2-1- La cercosporiose noire -----  | 62 |
| 2-1-1- Site d'étude et plantation -----  | 62 |
| 2-1-2- Etat d'évolution de la maladie -----  | 63 |
| a- Description -----   | 63 |
| b- Notation et calcul -----  | 63 |
| 2-1-3- Etude de quelques paramètres définissant les<br>relations stade-cercospora-numéro de feuille -----        | 65 |



|  |    |
|--|----|
| 2-1-4- Corrélation entre les stades du cigare<br>et les paramètres étudiés -----   | 65 |
| 2-1-5- Cycle de la cercosporiose noire -----   | 65 |
| a- Détermination de la période d'incubation maximale--   | 65 |
| b- Détermination de la durée d'apparition des taches ---   | 66 |
| c- Evolution des taches de cercosporiose noire -----   | 67 |
| 2-1-6- Incidence de la cercosporiose noire sur la<br>sporulation sexuée -----  | 67 |
| 2-2- La cladosporiose -----  | 67 |
| 2-2-1- Symptomatologie -----   | 67 |
| 2-2-2- Etude de quelques paramètres: relation numéro<br>de feuille -stade cladosporiose -----                                    | 68 |
| 2-2-3- Cycle de la cladosporiose -----   | 68 |
| a- Détermination de la période d'incubation maximale -   | 68 |
| b- Evolution de la maladie -----   | 68 |
| 2-3- Correlations entre l'apparition des premiers symptômes<br>de la cercosporiose noire et ceux de la cladosporiose -----       | 69 |
| 3- Biologie de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> et de <i>Cladosporium musae</i> ---   | 69 |
| 3-1- Isolement et caractérisation des souches -----  | 69 |
| 3-1-1- Stérilisation -----   | 69 |
| 3-1-2- Technique d'isolement -----   | 69 |
| a- Isolement monospore -----   | 70 |
| b- Isolement par spores de masse -----   | 70 |
| 3-2-2- Caractérisation des isolats obtenus -----   | 70 |
| 3-2- Germination des conidies et croissance des isolats de<br><i>Mycosphaerella fijiensis</i> et de <i>Cladosporium</i> sp ----- | 71 |
| 3-2-1- Germination des conidies de <i>Mycosphaerella</i><br><i>fijiensis</i> et de <i>Cladosporium musae</i> . -----             | 71 |
| a- Méthode d'étude -----   | 71 |
| b- Observations -----  | 73 |
| c- Libération des ascospores -----   | 73 |
| 3-2-2- Croissance des isolats -----  | 73 |

|   |    |
|---|----|
| a- Croissance des isolats sur différents milieux de culture -----   | 73 |
| b- Croissance des isolats sur milieu P.D.A. à pH différents-----  | 74 |
| b-1- Mesures de pH -----  | 74 |
| b-2- Ensemencement des explanta -----   | 74 |
| b-3- Mesure de diamètres -----  | 75 |
| b-4- Détermination des masses sèches de thalles -   | 75 |
| b-5- Corrélations -----   | 75 |
| 3-3- Etudes sur la sporulation -----  | 75 |
| 3-3-1- Méthode utilisée -----   | 76 |
| 3-3-2- Optimisation de la production de conidies-----   | 76 |
| 4-Etude de la sensibilité des cultivars Orishele et Grande Naine par inoculations expérimentales, interactions hôtes-pathogènes --- | 76 |
| 4-1- Production des plantules <i>in vivo</i> -----  | 76 |
| 4-2- Préparation des inocula -----  | 77 |
| 4-3- Technique d'inoculation -----  | 77 |
| 4-4- Inoculation sur des feuilles -----   | 78 |
| 4-5- Observations -----   | 79 |
| 4-5-1-Germination-Pénétration-Brunissement des stomates -----   | 79 |
| 4-5-2- Comptage des sites de pénétration -----  | 79 |
| 4-5-3- Microscopie électronique -----   | 79 |
| a- But -----  | 79 |
| b- Techniques de microscopie -----  | 79 |
| CHAPITRE III DISTRIBUTION DE LA CLADOSPORIOSE ET DES CERCOSPORIOSES DANS QUELQUES LOCALITES DE COTE D'IVOIRE -----                  | 82 |
| I- INTRODUCTION -----   | 82 |
| II- RESULTATS -----   | 84 |
| Les cercosporioses  |    |
| 1-1- La cercosporiose jaune due à <i>Mycosphaerella musicola</i> -----  | 84 |
| 2- La cercosporiose noire due à <i>Mycosphaerella fijiensis</i> -----   | 84 |

|   |  |     |
|---|--|-----|
|   | v  |     |
| 3-  | La cladosporiose due à <i>Cladosporium musae</i> (C. m.) -----   | 96  |
| 4 -   | Etude de corrélations entre les paramètres (PJFT, PJFTCl,<br>PJFN, PJF3, PJFEN), l'altitude (ALT) et les stades de<br>déploiement du cigare (CIG)----- | 97  |
| 4-1-  | Sous-groupe des Plantain -----   | 97  |
| 4-2-  | Sous-groupe des Cavendish -----  | 101 |
| CHAPITRE IV ETUDE EN PLANTATION DE LA             |  |     |
| CERCOSPORIOSE NOIRE ET DE LA                      |  |     |
| CLADOSPORIOSE -----                               |  |     |
|   |  | 104 |
| I-  | INTRODUCTION -----   | 107 |
| II-   | RESULTATS -----  | 107 |
| 1-  | La cercosporiose noire -----   | 107 |
| 1-1-  | Etat d'évolution de la maladie -----   | 107 |
| 1-2-  | Etude de quelques paramètres en fonction du stade cigare   | 151 |
| 1-3-  | Etude de Corrélation entre les différents stades du cigare<br>et les paramètres (PJFT, PJFN, PJF3 et PJFEN) -----                                      | 107 |
| 1-4-  | Cycle de la maladie -----  | 110 |
| 1-4-1-  | Période d'apparition et durée d'apparition des<br>symptômes -----  | 114 |
| 1-4-2-  | Evolution des symptômes -----  | 116 |
| 1-4-3-  | Sporulation sexuée -----   | 118 |
| 2-  | La cladosporiose -----   | 119 |
| 2-1-  | Etude de quelques paramètres -----   | 119 |
| 2-2-  | Cycle de la cladosporiose -----  | 125 |
| 2-3-  | Symptomatologie -----  | 125 |
| 3-  | Corrélations entre l'apparition des premiers symptômes de la<br>cercosporiose noire et de la cladosporiose -----                                       | 125 |
| CHAPITRE V: ETUDE DES CARACTERISTIQUES CULTURALES |  |     |
| DES SOUCHES DE <i>Mycosphaerella fijiensis</i>    |  |     |
| ET DE <i>Cladosporium musae</i> -----             |  |     |
|   |  | 126 |
| I-  | INTRODUCTION -----   | 126 |
| II-   | RESULTATS -----  | 128 |
| 1-  | Isolement et Caractérisation des souches -----   | 128 |

|  |           |
|--|-----------|
| 1-1- <i>Mycosphaerella fijiensis</i> -----   | 128       |
| 1-2- <i>Cladosporium musae</i> -----   | 128       |
| 2- Etude de l'influence du substrat cultural, du pH sur la<br>croissance et la sporulation des isolats de <i>Mycosphaerella fijiensis</i><br>et de <i>Cladosporium musae</i> ----- | 134       |
| 2-1- Croissance mycélienne des isolats sur différents<br>substrats culturaux-----  | 134       |
| 2-2- Influence du pH sur la croissance des isolats de<br><i>Mycosphaerella fijiensis</i> et de <i>Cladosporium musae</i> -----   | 149       |
| 2-2-1- Isolat 1 de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> . -----   | 149       |
| 2-2-2-Isolat 2 de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> . -----  | 141       |
| 2-2-3- Isolat de <i>Cladosporium musae</i> -----   | 144       |
| 3- Etudes sur la sporulation -----   | 147       |
| CHAPITRE VI : ETUDE DES INTERACTIONS HOTES-<br>PATHOGENES -----  | 151       |
| I- INTRODUCTION -----  | 151       |
| II- RESULTATS -----  | 153       |
| 1- Cas des inoculations simples -----  | 153       |
| 1-1- Avec <i>Mycosphaerella fijiensis</i> -----  | 153       |
| 1-2- Avec <i>Cladosporium musae</i> -----  | 162       |
| 2- Recherche d'inter-action entre <i>Mycosphaerella fijiensis</i> et<br><i>Cladosporium musae</i> -----  | 166       |
| 2-1- Cas des inoculations mixtes -----   | 166       |
| 2-2- Comparaison entre inoculations simples et inoculations<br>mixtes-----   | 168       |
| DISCUSSION GENERALE -----  | 182       |
| CONCLUSION GENERALE ET PERSPECTIVES -----  | 184 / 192 |
| INDEX BIBLIOGRAPHIQUE -----  | 194       |

## RESUMÉ

L'étude des principales maladies qui affectent les feuilles des bananiers en Côte d'Ivoire que sont les cercosporioses dues à *Mycosphaerella musicola* (cercosporiose jaune) et à *Mycosphaerella fijiensis* (cercosporiose noire) ainsi que de la cladosporiose due à *Cladosporium musae* a permis de préciser les aspects concernant la distribution, l'état d'évolution, le cycle, la biologie et les relations hôtes-pathogènes.

- En effet les cercosporioses sont réparties en Côte-d'Ivoire selon l'altitude. Les attaques de cercosporiose noire sont situées entre 0 et 250 m d'altitude et sont sévères sur les cultivars de bananiers Plantain et ceux des bananiers de dessert. Les attaques de cercosporiose jaune sont observées uniquement sur les cultivars des bananiers de dessert aux altitudes inférieures ou égales 200 m. Aux altitudes supérieures ou égales 250 m, ces attaques sont observées sur les cultivars de bananiers Plantain et ceux des bananiers de dessert.

La cladosporiose est observée dans toutes les localités et sur tous les cultivars mais les symptômes évoluent chez le cultivar Figue Sucrée par rapport aux cultivars de bananiers Plantain et Cavendish.

Les études en plantation ont été basées sur le calcul de l'état d'évolution et les rangs de feuilles portant les paramètres PJFT, PJFN, PJF3, PJFEN pour la cercosporiose noire et la cladosporiose.

- La maladie évolue plus rapidement chez le cultivar Grande Naine par rapport aux cultivars Orishele et Corne 1. Les symptômes de cladosporiose sont limités au stade I chez les cultivars Orishele, Grande Naine et Corne 1 tandis que le cultivar Figue Sucrée présente tous les stades de la cladosporiose. Ainsi 6 stades ont été décrits. Le cycle de la Cladosporiose est plus long chez le cultivar Figue Sucrée

par rapport aux cycles de la cercosporiose noire chez les cultivars Orishele, Corne 1 et Grande Naine.

- Les études sur la biologie de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* ont montré que les spores de *Cladosporium musae* germent plus rapidement que celles de *Mycosphaerella fijiensis*. Les deux champignons ont une bonne croissance sur les milieux PDA et Amidon et sur les milieux à pH compris entre 5 et 6. Les quantités de conidies suffisantes pour les inoculations sont obtenues en 6 jours par étalement de fragments mycéliens.

- Les relations hôtes-pathogènes ont permis de préciser en inoculations simples et en inoculations mixtes préciser les étapes de croissance et de développement des pathogènes sur les hôtes, les délais d'apparition des symptômes dus aux deux champignons. Ces symptômes sont plus rapidement observés avec *Cladosporium musae* qu'avec *Mycosphaerella fijiensis*. Au niveau ultrastructural, on observe une désorganisation des assises cellulaires.

Mots clés: Bananiers, cultivars *Musa*, cercosporioses, cladosporiose, *Mycosphaerella fijiensis*, *Mycosphaerella musicola*, *Cladosporium musae*, paramètres, cycle, sporulation in vitro, croissance, interaction, inoculations simple et mixte, chloroplastes, membrane plasmique, stomates, symptômes, cellules.

## LISTE DES FIGURES

- Figure 1: Evolution des productions de bananes plantain et dessert en Côte d'Ivoire de 1960 à 1987-----2
- Figure 2: Place des genres *Musa* et *Ensete* dans la classe des monocotylédones (HORRY, 1989)-----5
- Figure 3: Evolution des bananiers comestibles (SIMMONDS et SHEPHERD, 1982), cités par ANNO (1981) -----5
- Figure 4: Vue schématique de bananiers, de leurs rejets et de leurs feuilles-----8  
 A: Bananier plantain (ANNO, 1981)  
 B: Bananiers Cavendish (CHAMPIGNON, 1963)  
 C: Principales parties d'une feuille de bananier (ASSOUDIÈRE, 1978)
- Figure 5: Distribution de la cercosporiose noire (FULLERTON et MOURICHON, 1990)-----29  
 A- En Amérique latine  
 B- En Afrique
- Figure 6: Structures conidiennes de *Cercospora musae* et de *Cercospora fijiensis* -----31  
 A : Chez *Cercospora musae*  
 B : Chez *Cercospora fijiensis*
- Figure 7: Quelques structures de reproduction chez les champignons-----33  
 A : Perithèces de *Mycosphaerella fijiensis* montrant les asques et les ascospores

- x
- B : Sporodochies de *Cercospora musae*  
 C : Spermogonies (Sp) et spermaties (St) (BRUN, 1963)

Figure 8 : Stades de déploiement du cigare et rangs foliaires  
 chez un bananier-----58

- A : Stades de déploiement du cigare (BRUN, 1963)  
 B : Rangs foliaires chez un bananier.

Figure 9 : Répartition des cercosporioses (jaune et noire) et de la  
 cladosporiose dans quelques localités de Côte d'Ivoire-----83

Figure 10 : Bananiers présentant les symptômes de cercosporiose  
 jaune----- 89

- A: Cultivar de Figue Sucrée fortement attaqué par la  
 cercosporiose jaune dans la localité de Guiglo.  
 B: Cultivar de Figue Pomme infecté par la  
 cercosporiose jaune avec un nombre très réduit de  
 feuilles pendant la période de fructification dans la  
 localité de Soubré.  
 C: Symptômes de cercosporiose jaune sur Plantain à  
 Duékoué (250 m d'altitude).  
 D: Symptômes de cercosporiose jaune sur Plantain à  
 Gueupleu (axe Man-Biankouma).  
 E: Feuille nécrosée de bananier Plantain due à la  
 cercosporiose jaune à Man (500-800m d'altitude).

Figure 11 : Aspects des bananiers présentant des symptômes dûs à  
*Cordana musae* et ceux des cercosporioses-----92

- A: Bananier Plantain indemne de cercosporiose  
 avec les basses feuilles portant des nécroses dues  
 à *Cordana musae* à Man (Vougoué).  
 B : Feuille de bananier Plantain (cv Orishele)  
 présentant les symptômes de la cercosporiose noire



à Azaguié.

- Figure 12 : Bananiers atteints de cladosporiose-----95  
 A: Vue partielle d'une plantation du cv figue Sucrée atteinte de cladosporiose dans la localité d'Azaguié  
 B: Taches de cladosporiose associées à celles de cercosporiose jaune à 7-10 km de San-Pédro sur cv de dessert (*Musa* AAA).
- Figure 13 : Corrélations entre l'altitude et quelques paramètres indiquant les attaques des cercosporioses et de la cladosporiose chez les cvs de bananiers Plantain----- 98  
 A : cercle de corrélation  
 B : Répartition des bananiers dans le plan principal
- Figure 14 : Corrélations entre l'altitude et quelques paramètres indiquant les attaques des cercosporioses et de la cladosporiose chez les cvs de bananier dessert-----102  
 A : cercle de corrélation  
 B : Répartition des bananiers dans le plan principal
- Figure 15: Etats d'évolutions comparatifs de la cercosporiose noire chez différents cvs de bananiers----- 106  
 A : Chez les cvs Orishele et Corne  
 B : Chez les cvs Orishele et Grande Naine.
- Figure 16: Evolutions hebdomadaires des paramètres PJFT et PJFN chez les cvs Orishele, Corne et Grande Naine----- 106  
 A: Chez les cvs Orishele et Corne.  
 B: Chez les cvs Orishele et Grande Naine.

Figure 17: Corrélations entre les stades de déploiement du cigare et les différents paramètres caractérisant la cercosporiose noire 111

- A : Représentation dans le plan principal chez le cv Orishele
- B : Répartition dans le plan principal des bananiers présentant les stades de la cercosporiose noire en fonction des stades de déroulement du cigare chez le cv Orishele-----112
- C : Représentation dans le plan principal chez le cv Grande Naine.
- D : Répartition dans le plan principal des bananiers présentant les stades de la cercosporiose noire en fonction des stades de déroulement du cigare chez le cv Grande Naine-----113

Figure 18 : Evolution des taches de cercosporiose noire sur les feuilles des cvs Orishele, Corne 1 et Grande Naine-----115

Figure 19 : Stades d'évolution de la cladosporiose et observation des fructifications chez le bananier (cv Figue Sucrée)-----123

- A : Stade I, B : Stade II, C : Stade III, D : Stade IV,  
E : Stade V, F : Stade VI, G : Fructifications de  
*Cladosporium musae* à la face supérieure d'une feuille

Figure 20 : Croissance des filaments germinatifs des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae* -----127

Figure 21 : Fructifications et isolats de *Mycosphaerella fijiensis* obtenus *in vitro*-----129

- A : Ascospores libérées sur milieu gélosé après 8 heures.  
B : Ascospores (As) et conidies (C) germées de au bout de 12 h.

- Figure 22 : Zones sporulantes et fructifications condiennes de *Mycosphaerella fijiensis* obtenues *in vitro* sur milieu de culture PDA après 6 jours-----130  
A: Zones sporulantes  
B : Conidies (C) formées au niveau d'une zone sporulante (G X 250).
- Figure 23 : Aspect cultural de l'isolat de *Cladosporium musae* présentant une coloration brun noirâtre et une marge brune----- 133
- Figure 24 : Conidiophores et conidies de *Cladosporium musae* sur feuille de bananiers et sur milieu de culture P.D.A.)-----133  
A : sur feuille de bananier plantain  
B : sur milieu de culture PDA.
- Figure 25 : Croissance des colonies de l'isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis* sur différents milieux de culture-----135  
A : Evolution des diamètres en fonction du temps (j)  
B : Masses de matières sèches du thalle après 40 jours
- Figure 26 : Croissance de l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis* sur différents milieux de culture-----137  
A : Evolution des diamètres  
B : Masses de matières sèches de thalle après 40 jours
- Figure 27 : Croissance de l'isolat de *Cladosporium musae* sur différents milieux de culture-----138  
A : Evolution des diamètres  
B : Masses de matières sèches de thalle après 40 jours

Figure 28 : Croissance des colonies et corrélations entre pH et croissance chez l'isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieux PDA à pH différents-----140/142

A : Evolution des diamètres moyens

B : Masses de matières sèches du thalle

C : Représentation dans le plan principal des paramètres sur le cercle de corrélation

D : Répartition dans le plan principal des colonies en fonction du pH

Figure 29 : Croissance des colonies et corrélations entre pH et croissance chez l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieux PDA à pH différents-----143/145

A : Evolution des diamètres moyens

B : Masses de matières sèches du thalle

C : Représentation dans le plan principal des paramètres sur le cercle de corrélation

D : Répartition dans le plan principal des colonies en fonction du pH

Figure 30 : Croissance des colonies et corrélations entre pH et croissance chez l'isolat de *Cladosporium musae* sur milieux PDA à pH différents-----143/148

A : Evolution des diamètres moyens

B : Masses de matières sèches du thalle

C : Représentation dans le plan principal des paramètres sur le cercle de corrélation

D : Répartition dans le plan principal des colonies en fonction du pH

Figure 31 : Aspects des Tissus constituant l'anatomie de la feuille chez le bananier plantain 30 jours après inoculation de

- Mycosphaerella fijiensis* Gx400----- 152
- Figure 32 : Cellules Témoins avec des chloroplastes-----152
- Figure 33 : Conidies de *Mycosphaerella fijiensis* formées en 6 jours à la surface d'une feuille de plantain (cv Orishele)-----157
- Figure 34 : Brunissement des stomates lié à la pénétration de *Mycosphaerella fijiensis* après 6 jours-----157
- Figure 35 : Symptômes de la maladie des raies noires sur feuilles des plantules de bananiers Plantain (AAB) et de bananiers à fruit de dessert (AAA)-----157  
 A : Symptômes âgés de 32 jours  
 B : Nécroses obtenues en 38 jours
- Figure 36 : Mycélium de *Mycosphaerella fijiensis* et aspect des tissus constituant l'anatomie de la feuille chez le bananier Plantain-----159  
 A : Mycélium de *Mycosphaerella fijiensis* au contact de la paroi cellulaire 6 jours après inoculation chez Orishele 0,6 mm  
 B : Aspect d'une zone nécrosée chez le bananier plantain 30 jours après inoculation de *Mycosphaerella fijiensis*  
 G x 400
- Figure 37 : Cellule nécrosée de bananier (cv Orishele) 30 jours après inoculation de *Mycosphaerella fijiensis* G x 12000-----159  
 A: Anatomie de la feuille de bananier (cv Orishele) montrant la désorganisation des assises cellulaires contrairement au témoin sur la figure 31 (GX250)  
 B: cellule nécrosée (GX12000).

Figure 38 : Observation ultrastructurale de la paroi d'une cellule suite à la pénétration de *Cladosporium musae* chez le cv Orishele-

163

Figure 39: Manifestation des attaques de *Cladosporium musae* sur les feuilles des cvs Orishele et Grande Naine-----166

A: Brunissement des stomates après 6 jours

B: Symptômes âgés de 15 jours

Figure 40 : Observation structurale montrant la rétraction de la membrane plasmique d'une cellule du parenchyme spongieux de la feuille de bananier plantain

G X 12000-----167

Figure 41 : Dissociation des cellules au niveau du parenchyme palissadique 15 jours après inoculation de *Cladosporium musae* G x 17600-----163

A : Au niveau du parenchyme palissadique

B : Au niveau du parenchyme lacuneux

## LISTE DES TABLEAUX

|   |          |
|---|----------|
| Tableau I : Stades d'évolution des cercosporioses-----  | 27       |
| A : Cercosporiose jaune due à <i>Mycosphaerella musicola</i>  |          |
| B : cercosporiose noire due à <i>Mycosphaerella fijiensis</i>   |          |
| Tableau II : Cycle biologique de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> -----  | 36       |
| A : Evaluation de la durée minimale des différentes phases<br>au Cameroun (cv Grande Naine, sous-groupe des<br>bananiers Cavendish)                             |          |
| B : Incubation et évolution de la cercosporiose noire sur<br>des bananiers appartenant à divers groupes<br>génomiques.  |          |
| Tableau III : Principales molécules utilisées sur les cercosporioses du<br>bananier (FOURE, 1989)-----  | 44       |
| Tableau IV : Composition de différents milieux de culture et leur pH<br>avant et après autoclavage-----   | 72       |
| A : composition des milieux de culture  |          |
| B : Valeurs des pH des différents milieux de culture  |          |
| Tableau V : Situation des cercosporioses et de la cladosporiose dans<br>quelques localités de la Côte-d'Ivoire en fonction de<br>l'altitude-----                | 85/86/87 |
| Tableau VI : Relations entre les stades de la cercosporiose noire et les<br>rangs foliaires chez les cvs de bananiers (Orishele, Corne<br>et Grande Naine)----- | 108      |

|   |     |
|---|-----|
| Tableau VII : Période d'incubation et stades d'évolution de la cercosporiose noire chez les cvs de bananiers (Orishele, Corne et Grande Naine)-----   | 115 |
| Tableau VIII : Comparaison des nombres moyens de périthèces sur la face supérieure de la feuille en relation avec les nombres moyens des stomates sur les faces inférieure et supérieure des feuilles des cvs Orishele, Corne et Grande Naine ----- | 117 |
| Tableau IX : Relations entre les stades de déploiement du cigare et quelques paramètres étudiés chez la cladosporiose sur le cv de bananier Figue Sucrée-----   | 119 |
| Tableau X : Période d'incubation de la cladosporiose chez les cvs de bananiers Orishele, Corne, Grande Naine et Figue Sucrée---<br>-----  | 121 |
| Tableau XI : Durée des stades d'évolution de la cladosporiose-----  | 121 |
| Tableau XII : Pourcentage de germination des conidies de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> et de <i>Cladosporium musae</i> sur milieu gélosé de 2 à 36 h-----   | 127 |
| Tableau XIII : Pourcentages des conidies portant 1 à 6 conidies chez les isolats 1 et 2 de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> -----  | 132 |
| Tableau XIV : Dimensions des conidiophores et des conidies des isolats de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> et de <i>Cladosporium musae</i> -----   | 132 |



- Tableau XV : Nombres moyens de conidies de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* obtenues en 10 j--149  
 A : Sur différents milieux de culture  
 B : Sur milieux de culture à pH différents
- Tableau XVI : Sporulation comparée par l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis* en milieux de culture PDA et H<sub>2</sub>O gélosée--149
- Tableau XVII : Observations effectuées après inoculation de *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae* sur les feuilles des cvs Orishele et Grande Naine-----154
- Tableau XVIII : Evolution des symptômes de cladosporiose et de cercosporiose noire chez les cvs de bananiers Orishele et Grande Naine-----154
- Tableau XIX : Nombre de cellules de garde touchées au niveau des stomates après inoculation de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* en inoculations simples et mixtes-----160  
 A : Inoculations simples  
 B : Inoculations mixtes
- Tableau XX : Observation des symptômes de stades 1 et 6 chez les cvs Orishele et Grande Naine en fonction des traitements-165

## LISTE ALPHABETIQUE DES NOMS SCIENTIFIQUES

Les numéros en face des noms indiquent les pages où ces noms sont cités.

Les numéros en gras italique indiquent les pages montrant les illustrations.

- Acrodotium simplex* DE HOOG, 26  
*Aphis gossypii*, 21  
*Aphis maydis*, 21  
*Aspergillus* LINK MICH ex Fr, 15, 17  
*Aureobasidium*, 183  
*Botryodiplodia*, 17  
*Botryodiplodia theobromae* PAT, 17, 25  
*Caligo* sp, 19  
*Caligo apicalis* 19  
*Callostylbe striispora* ELL. & EV., 23  
*Castniomera humboldti*, 18  
*Ceramida* sp, 19  
*Ceramida viridis*, 19  
*Ceratocystis paradoxa* MOREAU, 17, 24  
*Cercospora* sp, 28,  
*Cercospora hayi*, 25  
*Cercospora musae* ZIMM, 28, **31**, 32, **33**  
*Cercospora fijiensis* 30, **31**, 32  
*Cercospora fijiensis* var *difformis* 30  
*Chaetomium elatum* KUNZE, 15  
*Chloridium musae* STAHEL, 26, 180, 191  
*Cladosporium* sp LINK, 47, 48, 70, 71, 136, 180, 183  
*Cladosporium herbarum* LINK, 47, 183  
*Cladosporium humile* DAVIS de ACER RUBRUM, 48

- Cladosporium musae* MASON, 47, 48, 53, 55, 57, 69, 70, 71, 73, 75, 76, 77, 78, 79, 82, 96, 123, 125, 126, 127, 128, 131, 132, 133, 134, 139, 144, 146, 147, 148, 149, 150, 151, 154, 160, 161, 162, 162, 164, 166, 168, 176, 177, 179, 180, 181, 182, 183, 185, 191, 190, 191, 193.
- Colletotrichum*, 183
- Colletotrichum musae*, 25, 183
- Cordana* sp, 95
- Cordana musae* ZIMM, 26, 92, 180, 183, 191
- Corticium wagum*, 17
- Cosmopolites sordidus* GERMAR, 18
- Cryptococcus* 183
- Curvularia* sp, 69
- Cylindrocladium* MORGAN, 15, 18
- Cylindrocarpon* WOLLENW, 18
- Deightoniella* 69
- Deightoniella torulosa* SYD ELLIS, 26, 180, 191
- Ensete*, 5, 6
- Erwinia carotovora*, 22
- Erwinia chrysanthemi*, 22
- Evonymus japonica*, 47
- Fusarium* LINK, 15
- Fusarium oxysporium*, 16, 17
- Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*, 23
- Fusarium roseum*, 17
- Fusarium solani*, 17, 25
- Gibberella fujikuroi* var *subglutians* SACC, 24
- Gloeosporium* DESM, 17
- Gloeosporium musarum*, 24
- Hanseniella ivorensis* JUBERTHE et KEHE, 19
- Helicotylenchus* COBB, GOLDEN, 16
- Helminthosporium oryzae* Br. D.H., 48
- Heteroligus meles* KLOTZCH, 18

- Heterosporium* KLOTZSCH, 48  
*Heterosporium variabile* CKE, 48  
*Hoplolaimus* SHURMANS ST. & TEU, 16  
*Marasmius semiustus* BERK, 16  
*Marasmius stenophyllus* Fr, 16  
*Meloïdogyne acognita*, 16  
*Monilia fructicola*, 185  
*Musa*, 3, 5, 6, 95  
*Musa acuminata* COLLA, 5, 6, 39  
*Musa balbisiana* COLLA, 5, 6,  
*Musa coccinae*, 5, 6  
*Musa corniculata* 6,  
*Musa paradisiaca* L, 6  
*Musa textilis* , 16  
*Mycosphaerella* sp, 32, 38, 39, 54, 71, 180, 183  
*Mycosphaerella fijiensis* MORELET, 28, 30, 34, 35, 36, 37, 38, 40, 42,  
43, 51, 52, 53, 54, 55, 57, 67, 69, 70, 73, 75, 76, 77, 78, 82, 93, 116,  
125, 126, 127, 128, **129**, **130**, 131, 132, 134, 135, 136, 139, 140, 141,  
142, 143, 145, 149, 150, 151, 153, 154, 158, 160, 161, 164, 166, 168,  
173, 176, 177, 179, 180, 181, 182, 186, 189, 190, 191, 193  
*Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis* MORELET, 30  
*Mycosphaerella musicola* LEACH ex MULDER, 28, 30, **33**, 34, 38, 39,  
51, 82, 84, 171, 174, 179, 180, 186.  
*Mycosphaerella lignicola*, 178  
*Myrothecium* TODE, 15  
*Odoiporus longicalis*, 18  
*Ophiobolus miyabeanus* ITO et KURIB, 48  
*Paracercospora* MORELET, DEIGNTON, 32  
*Penicillium* LINK, 15  
*Pentalonia nigronervosa* COQUEREL, 19  
*Phoma* SACC, 47  
*Phyllostictina musarum* COOKE, 25

- Phytophthora* DE BARY, 15  
*Piricularia griseae*, 24  
*Pratylenchus* GODFREY, 16  
*Pseudocercospora* LEACH, DEIGTON, 32  
*Pseudomonas solanacearum*, 22  
*Pulsia chalcites*, 20  
*Pythium* PRINGSHIEM, 15, 17  
*Radopholus similis* COBB, THORNE, 15, 16  
*Rhizoctonia* DC ex Fr, 21, 23, 25  
*Rhizoctonia solani*, 15, 17  
*Rotylenchus reniformis*, 16  
*Sclerotinia* LIB, 15  
*Septoria evonymus* RASH, 47  
*Septoria* Fr., 47  
*Sphaerella musae* SPEG, 26  
*Stachibotrys* CORDA, 15  
*Thielaviopsis* WETN, 15  
*Trachysphaera fructigena*, 25  
*Trichoderma* PERS, 15  
*Uromyces vicae-fabae*, 183  
*Ventura* sp, 48  
*Verticillium theobromae* NEES ex LINK, 25  
*Verticillum* NEES, 15, 17  
*Zonecerus variegatus*, 19  
*Zygothialla jamaicensis*, 180, 191  
*Zygotylenchus taomasinae*, 16  
*Zythia* Fr, 15, 18

**LISTE DES ABREVIATIONS**

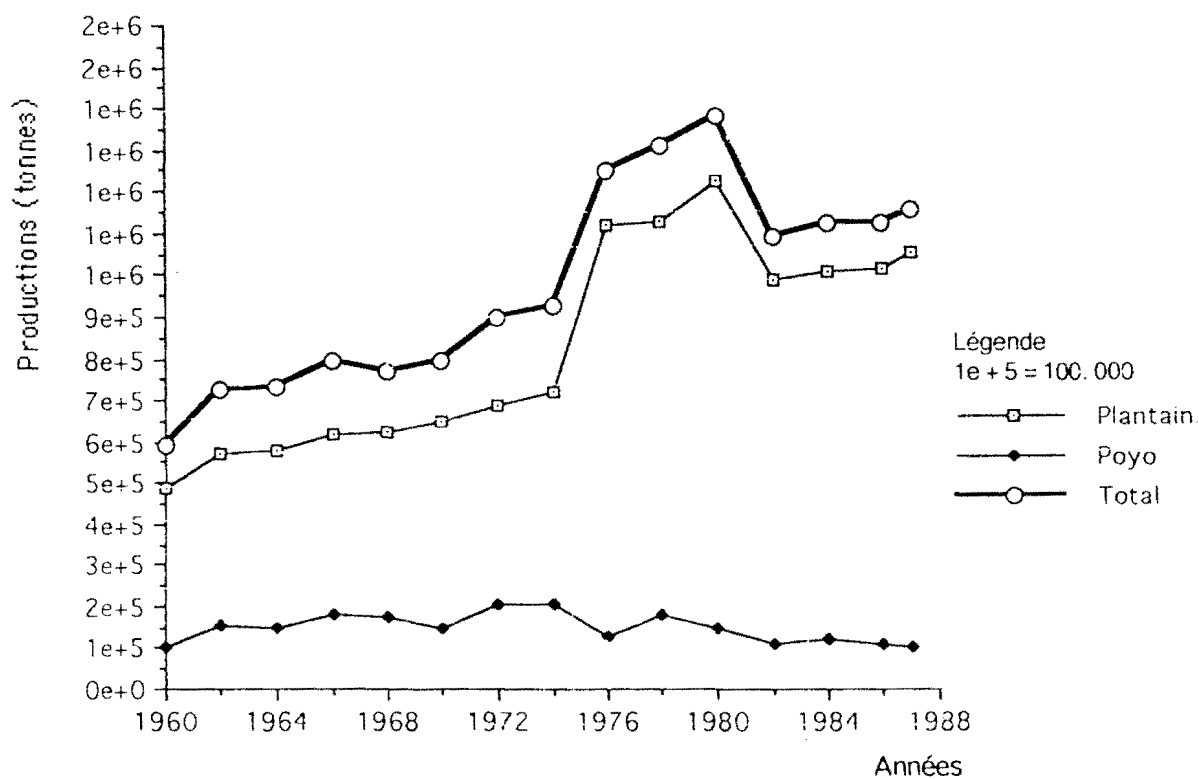
- A.C.P. : analyse en composantes principales  
AGR : agressivité  
Alt : altitude  
As : ascospore (s)  
C (s) : conidie (s)  
C. m. ou *C musae* : *Cladosporium musae*  
Ch : chaîne de conidies  
Chl : chloroplaste  
CIG : cigare  
cm : centimètre  
cm<sup>2</sup> : centimètre carré  
Cp (s) : conidiophore (s)  
Cv (s) : cultivar (s)  
CE : coefficient d'évolution  
Com : communication  
E : échelle  
EC : espace cellulaire  
EE : état d'évolution  
EI : épiderme inférieur  
ENSA : Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Côte d'Ivoire  
ES : épiderme supérieur  
F : filament germinatif  
Fig (s) : figure (s)  
G : grossissement  
g : gramme  
G.N. : Grande Naine  
h : heure  
H.I. : hypoderme inférieur  
H.S. : hypoderme supérieur  
ha : hectare  
IDEFOR / DFA : Institut des Forêts / Département des fruits et agrumes

IRFA : Institut de Recherche sur les Fruits et Agrumes  
 j (s) : jour  
 km : kilomètre  
 Larg : largeur  
 Long : longueur  
 M : mycélium  
 m : mètre  
 M. f. ou *M fijiensis* : *Mycosphaerella fijiensis*  
 M. m. : *Mycosphaerella musicola*  
 m.a. : matière active  
 M.P. : membrane plasmique  
 ml : millilitre  
 mm : micromètre  
 mm : millimètre  
 moy. : moyenne  
 P : paroi cellulaire  
 P. P. parenchyme palissadique  
 PPF : pointe de pénétration du filament  
 P.L. : parenchyme lacuneux  
 PDA : potato dextrose agar  
 PDS : poids  
 Pers : personnel (le)  
 pH : potentiel d'hydrogène  
 PJF3 : plus jeune feuille présentant le stade 3  
 PJF3 : plus jeune feuille présentant le stade 3 par la cladosporiose  
 PJFEN : plus jeune feuille entièrement nécrosée  
 PJFENC1 : plus jeune feuille entièrement nécrosée par la cladosporiose  
 PJFN : plus jeune feuille nécrosée  
 PJFN : plus jeune feuille nécrosée par la cladosporiose  
 PJFT : plus jeune feuille touchée  
 PJFT : plus jeune feuille touchée par la cladosporiose  
 REF : Rythme d'émission foliaire

S : sommet d'un conidiophore  
S B : Somme brute  
S E V : Somme des états d'évolution  
S.S. : stomate sain  
S.T. : stomate touché  
T : traitement  
Tab : tableau  
% : pourcentage  
/ : par  
< inférieur à  
< inférieur ou égal à  
> supérieur à  
> supérieur ou égal à  
° C : degré Celsius



# **CHAPITRE I : GENERALITES**



**Figure 1: Evolution des productions de bananes plantain et dessert en Côte d'Ivoire de 1960 à 1987**

Source : Sous direction des statistiques agricoles et forestières « rapport annuel »

Ministère de l'agriculture et des ressources animales (1986).

Annuaire de statistiques agricoles (1987).

## I- INTRODUCTION

La majorité des bananiers cultivés pour la consommation occupent la zone intertropicale (CHATAIGNER et TANO, 1980). Deux grands groupes sont distingués parmi les bananiers cultivés :

- les bananiers à fruits consommés crus ou bananier de dessert tels que, *Musa* AA (cultivar ou cv Figue Sucrée), *Musa* AAA (cv de Cavendish, Gros Michel etc) et *Musa* AAB (cv Figue Pomme),

- les bananiers de cuisson tels que *Musa* AAB (cv de plantain et *Musa* AAB).

Dans la suite du texte, nous désigneront les bananier du premier groupe par bananiers de dessert et les bananier du deuxième groupe par bananier Plantain. Parmi ces bananiers de cuisson, il y a les cultivars AAB dont les Plantain (Corne et french) et le cultivar Blugoe. Ces bananiers par leur importance économique et alimentaire sont d'un apport considérable pour les producteurs et les consommateurs. Ils constituent une source de revenue essentielle (bananes de dessert) et sont utilisés dans l'alimentation de base des populations (bananes Plantain). La production doit à cet effet, répondre quantitativement et qualitativement aux besoins de la population. La figure 1 donne l'évolution de la production totale de bananiers en Côte d'Ivoire. L'obtention d'une production quantitative et qualitative passe par le maintien d'un bon état sanitaire des plantations face aux nombreuses contraintes biologiques qui peuvent notablement réduire les rendements et déprécier la qualité des fruits.

Ces contraintes biologiques peuvent être causées par des virus, des bactéries, des champignons, des nématodes, des arthropodes et des mauvaises herbes qui agissent seuls ou en association. Par leur association comme c'est le cas des nématodes et des champignons sur les racines (LORIDAT et GANRY, 1989), ces organismes forment des complexes parasitaires favorisant la sénescence prématurée des organes en agissant sur les diverses parties que sont les racines, le rhizome, le pseudo- tronc, les feuilles et les fruits.

## **II-REVUE BIBLIOGRAPHIQUE\_:**

Il s'agit d'une étude bibliographique qui traitera les différents aspects relatifs à la systématique des bananiers, à la connaissance de la plante et enfin à quelques pathologies qui les affectent :

- la systématique donne un aperçu de la classification des bananiers selon leur génotype en montrant les différents groupes auxquels appartiennent les espèces;

- après connaissance des divers groupes, la plante est décrite ainsi que ses différentes phases de croissance et de développement. La bananeraie ivoirienne est ensuite identifiée suivant les systèmes de culture et la répartition des différentes zones de production;

- enfin les pathologies d'origine tellurique (dues aux nématodes et aux champignons du sol), les viroses, les bactérioses et les mycoses et les attaques dues aux arthropodes sont abordées. Les mycoses sont décrites sur les racines, les fruits et les feuilles. Sur les feuilles, certaines mycoses occasionnant des dégâts mineurs et d'autres responsables de dégâts importants qui affectent notablement les rendements sont aussi mentionnés. Ce sont les cercosporioses et la cladosporiose ; l'accent est volontairement mis sur la biologie

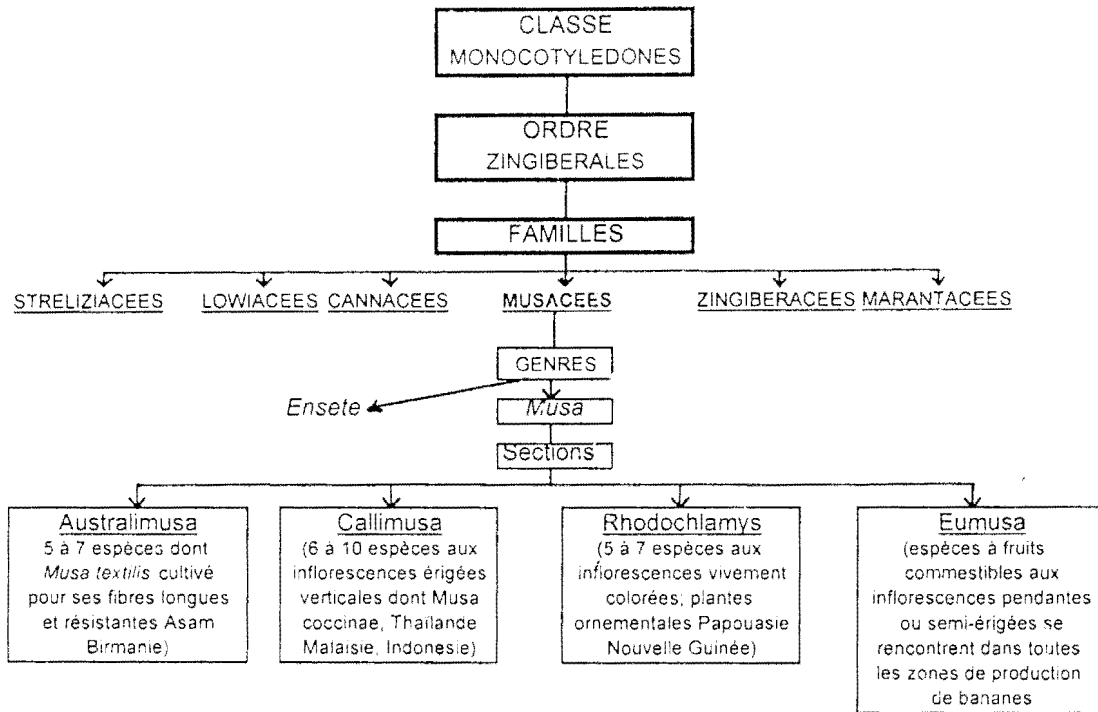


Figure 2: Place des genres *Musa* et *Ensete* dans la classe des monocotylédones (HORRY, 1989)

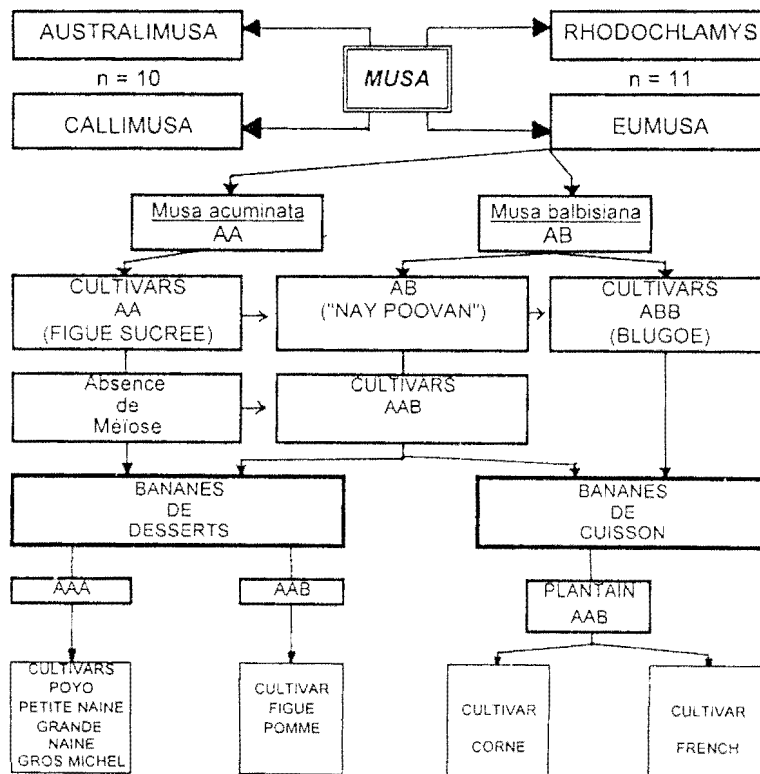


Figure 3: Evolution des bananiers comestibles (SIMMONDS et SHEPHERD, 1982) cités par ANNO (1981)

des agents pathogènes, l'infection, le cycle de la maladie, le comportement des cultivars *in vivo* et *in vitro* et les méthodes de lutte préconisées.

## **1- Le bananier**

### **1-1- Systématique**

Les bananiers sont des monocotylédones herbacées vivaces appartenant à l'ordre des Scitaminales et à la famille des Musacées. Cette famille comprend essentiellement deux genres : le genre *Musa* et le genre *Ensete* (Fig 2). Chez le genre *Ensete*, la bractée et les fleurs mâles ont une insertion commune sur l'axe inflorescentiel tandis que chez le genre *Musa* cette insertion est séparée. Le genre *Ensete* comprend des espèces sauvages séminifères (CHAMPION, 1963). Les espèces cultivées sont utilisées dans l'alimentation et pour la production de fibres (HORRY et col, 1990). Le genre *Musa* comprend des espèces séminifères et une quantité importante d'espèces à fruits parthénocarpiques. Les espèces sont réparties en 4 sections sur la base de leur nombre chromosomique (Fig 2). La section Eumusa comporte plusieurs espèces dont les plus intéressantes au point de vue agronomique sont *Musa acuminata* COLLA et *Musa balbisiana* COLLA. Ces deux espèces *acuminata* (A) et *balbisiana* (B) comportent des variétés différentes suivant leurs caractères morphologiques et leur comportement génétique (CHEESMAN, 1948). Ainsi, ils sont à l'origine de tous les bananiers à fruits comestibles (Fig 3). Devant donc les difficultés très généralement rencontrées, en ce qui concerne la distinction entre les hybrides de *Musa* en particulier chez les Plantain, CHEESMAN propose de renoncer aux binômes latins proposés par LINNE (*Musa paradisiaca*, Plantain « French », *Musa corniculata* Plantain, « Corne ») pour ne se référer qu'à des dénominations « vulgaires » et locales

mais appuyées sur des descriptions détaillées (ANNO, 1981). Les distinctions entre ces deux groupes ont été mises en évidence par les travaux de DELANGHE (1961). Plusieurs groupes sont distingués selon le niveau de ploïdie et la contribution relative des génomes A et B à l'expression phénotypique du caractère étudié, SIMMONDS et SHEPHERD (1955) :

- le groupe AA : sous groupe Figue Sucrée;
- le groupe AB : sous groupe "Nay Poovan" de culture rare;
- le groupe AAA : Ce sont des bananiers de dessert avec des cultivars appartenant à plusieurs sous groupes tels que Cavendish, Gros Michel, Figue Rose / Figue Verte très répandus aux Philippines et deux sous groupes africains ("Lujugira" en Afrique de l'Est et "Ibota" en Afrique de l'Ouest (Gabon) et en Nouvelle Zélande (SIMMONDS et SHEPHERD , 1955)
  - le groupe AAB qui comprend deux sous groupes
    - \* sous-groupe des bananiers de dessert tels que Figue Pomme ou "Silk" et Pomme / "Prata" (bananes douces), "Mysore" (Inde, Brésil), "Pisang Kelat" (Malaisie, Inde, Bornéo), "Pisang Rajah" (Malaisie, Indonésie, Philippines).
    - \* sous-groupe des Plantain avec deux types (French et Corne) et des intermédiaires appelés "Faux Corne" (DE LANGHE, 1961)
  - le groupe ABB; sous groupe "Blugoe" (Samoa, Philippines, Inde, Caraïbes, Amérique latine, Afrique de l'Est), "Monthan", "Pisang Awak", "Peyman, Saba".
  - le groupe ABBB : sous groupe Klue Teeparod en Birmanie, Assam et aux Philippines.
  - le groupe AAAA qui comprend le cultivar (cv) IC2 "Ney Mannan"

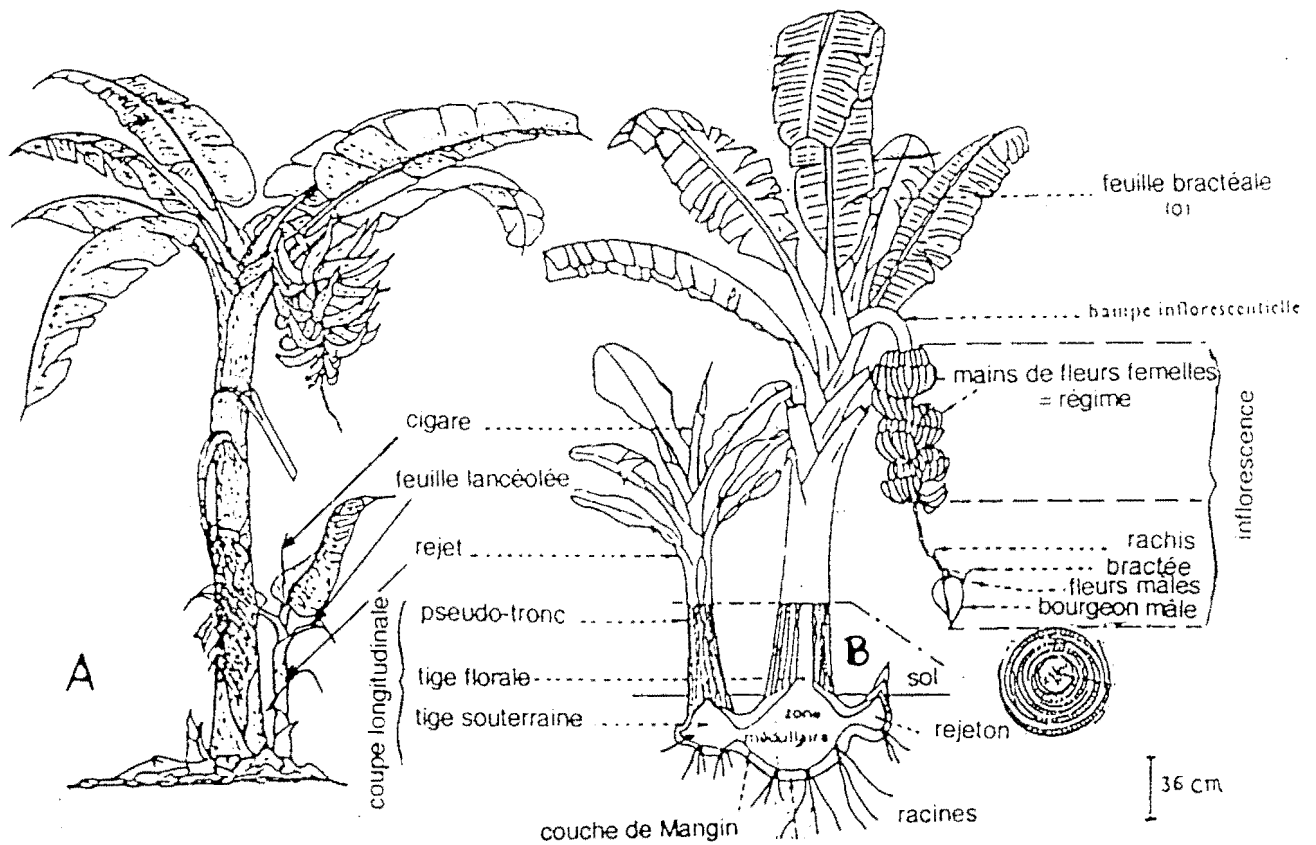


Figure 4: Vue schématique de bananiers, de leurs rejets et de leurs feuilles

A: Bananier plantain (ANNO, 1981)

B: Bananier Cavendish (CHAMPIGNON, 1963)

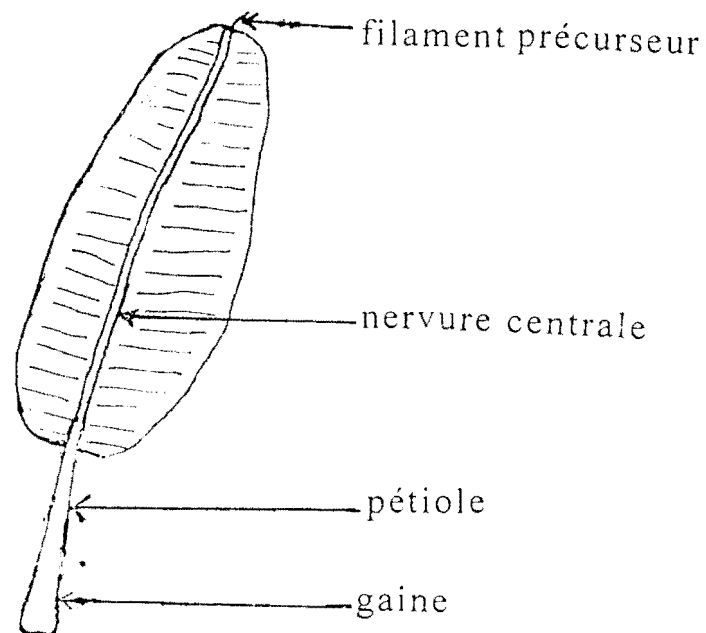


Figure 4C: Principales parties d'une feuille de bananier



## 1-2- Caractéristiques générales

Le bananier (Fig4A ou 4B), plante herbacée est constitué d'une tige souterraine appelée bulbe, corne, souche ou rhizome qui a une structure monopodiale et comprend une zone corticale et un cylindre central séparés par la couche de Mangin (DE LANGHE cité par LASSOUDIERE, 1978). Les principales parties de la plante partent du rhizome et comprennent:

- le méristème terminal à partir duquel sont initiées les ébauches foliaires qui se transforment en bouton floral. Les bourgeons axillaires apparaissent à la base des feuilles.

- les racines sont formées au niveau de la couche de Mangin. Le bananier Poyo peut émettre 400 à 700 racines dont les 80% ne dépassent pas 1 m de long (LASSOUDIERE, 1978).

- Le pseudotrunc joue un rôle de soutien, de stockage des réserves minérales et hydriques puis de conduction (LASSOUDIERE, 1978). Sa formation résulte de l'imbrication et de l'enroulement des gaines foliaires les unes dans les autres. Les feuilles les plus anciennes sont repoussées vers l'extérieur par suite de la formation des plus jeunes. Les dimensions du pseudotrunc (hauteur et circonférence) qui constituent une caractéristique variétale sont en corrélation avec la croissance des feuilles.

- La feuille (Fig4 C) est composée de 4 parties: la gaine, la pétiole, la nervure centrale et le limbe. La surface foliaire, calculée par la formule  $S = 0,8 L \times l$  (SIMMONDS, 1966) augmente de la première feuille jusqu'à la sortie de la dernière feuille précédant la sortie de l'inflorescence. Avant son déploiement, la feuille est enroulée à sa sortie et présente une partie supérieure nommée cigare surmontée d'un filament précurseur qui se dessèche et tombe rapidement. Le déroulement du cigare s'effectue en 5 stades notés 00, 02, 04, 06, 08 (BRUN, 1963); A, B, C, D, E (LAVILLE, 1983) et 1, 2, 3,

4, 5, 6, 7 (ANNO, 1981) Les stades 1, 2, 3 ( ANNO, 1981) correspondent aux stades 00 (BRUN, 1963) et A (LAVILLE, 1983).. Les autres stades 4, 5, 6, 7 (ANNO, 1981) correspondent respectivement aux stades 02, 04, 06, 08 (BRUN, 1963) et B, C, D, E (LAVILLE, 1983). Le demi-limbe gauche se trouve enroulé sur lui même aux différents stades de déploiement du cigare. Le bananier Poyo peut émettre 25 à 35 feuilles apparaissant de façon séquentielle, en la manière d'éléments emboîtés d'une antenne télescopique. Cette apparition séquentielle traduit le rythme d'émission foliaire qui varie de 7 à 10 jours sous de bonnes conditions. Au plan physiologique, la feuille de bananier se trouve soumise à des gradients importants de température, de déficit hydrique et de transpiration. Le rythme d'émission foliaire et les dimensions des feuilles dépendent des conditions de croissance des bananiers (TEZENAS DU MONTCEL, 1985 ). La feuille de bananier Cavendish (AAA) en coupe transversale présente une structure bifaciale (BEVERAGGI , 1993). On peut distinguer :

- une face supérieure au sein de laquelle se trouve un parenchyme palissadique qui renferme les 2/3 du tissu chlorophyllien.

- une face inférieure qui comprend les espaces lacunaires (canaux aérifères) avec 1/3 du tissu chlorophyllien.

La formation du régime est assurée par la montée de l'inflorescence issue du méristème terminal du bulbe et sa sortie au milieu du bouquet foliaire. Après sa sortie, elle se retourne vers le bas (TEZENAS DU MONTCEL,1985). L'inflorescence des cultivars exploités pour l'exportation n'est pas érigée. La partie de l'axe se trouvant au dessous des premières bractées se courbe vers le sol. Les bractées rouge violacé se soulèvent, s'enroulent et tombent un ou deux jours après leur formation. A l'aisselle de chaque bractée, exceptées

les deux premières se trouvent un groupe de fleurs ou mains qui sont découvertes les unes après les autres dans l'ordre de leur différenciation. Les mains sont disposées en deux rangées et insérées sur un renflement appelé coussinet. Les mains sont composées de doigts représentés par l'ovaire des fleurs femelles en croissance dont l'ensemble constitue le régime. Le doigt est relié au coussinet par un pédicelle. Sa peau renferme des stomates (JOHNSON et BRUN, cités par LASSOUDIERE, 1978). La pulpe augmente de volume par accumulation des réserves amylacées. Ainsi, la vitesse d'évolution du sucre des fruits différencie la banane Plantain de la banane de dessert. Chez la banane Plantain, l'amidon se transforme lentement en sucre tandis que chez la banane de dessert, cette transformation est rapide. Le pédicelle assure la sustentation du fruit et son alimentation. La pourriture des doigts pendant le transport et leur détachement en mûrisserie proviennent d'une faible résistance physiologique et d'une fragilité mécanique des pédicelles (GUILLEMONT, cité par LASSOUDIERE, 1978).

### **1-3- Croissance et développement:**

Chez le bananier Poyo, l'émission des racines est stoppée momentanément après la replantation. Elle débute au moins un mois après la mise en terre et est influencée par la période de replantation, le type de sol, les conditions hydriques (LASSOUDIERE, 1978).

La croissance du limbe se fait par deux méristèmes dont un de chaque côté de la nervure (SKUTCH cité par LASSOUDIERE, 1978). Cette croissance a entièrement lieu dans le pseudotrunc. Chez le bananier plantain (cv Corne 1), la feuille présente une croissance définie en 3 phases (SEGUIN et ANNO, 1986): phase juvénile (feuilles lancéolées numérotées f1, f2 f3 et f0); phase de transition (feuille lancéolée avec amorce

de troncature, F0); phase adulte (feuilles non lancéolée à extrémité distale tronquée et demi-limbe gauche arrondi numérotées de F1 à F40).

La formation de l'inflorescence à croissance indéfinie (AKE, 1984) et son évolution sont liées aux étapes de développement. Elle est précocement initiée lorsque les bananiers ont une quinzaine de feuilles de plus de 10 cm de large puis monte dans le pseudotrunc.

Suite à la perturbation causée par la replantation, le développement du bananier au premier cycle revêt un caractère particulier. C'est donc à partir du second cycle que la plante retrouve son état d'équilibre normal. A ce stade, se succèdent quatre phases (LASSOUDIÈRE, 1978):

- Phase 1 (Phase de jeunesse) :

Le rapport foliaire est élevé en raison de l'étroitesse des feuilles. Le pied parent exerce une inhibition sur le rejet jusqu'à l'approche de la récolte.

- Phase 2 (Phase végétative indépendante) :

Les dimensions des feuilles évoluant en même temps traduisent un rapport faible. Cette phase se termine à la feuille 9 lorsque le rapport atteint 2,7-2,8 et correspond à la formation de 4-5 feuilles.

- Phase 3 (Phase végétative d'apparence) :

On assiste à une faible augmentation de la largeur du limbe. Les essais de défoliation réalisés par CHARPENTIER (cité par LASSOUDIÈRE, 1978) montrent une modification de la feuille 11 qui traduit le début de la formation de l'inflorescence.

- Phase 4 (Phase reproductrice) :

elle comprend la phase de différenciation florale qui débute à la feuille 11 environ 2,5 à 3 mois avant la floraison et se termine 15 jours avant suivie de la phase de croissance des fruits comprenant plusieurs périodes:

\*une période de division cellulaire qui se termine 30 jours après la floraison et pendant laquelle la longueur finale des fruits est définie;

\* une période de grossissement des fruits suite aux phénomènes d'accroissement cellulaire allant de 30 à 75 jours après floraison;

\* une période de maturation au delà de 75 jours après floraison.

Chez le bananier plantain (cv Corne 1), le passage du rejet à la plante adulte est en relation avec :

- le polymorphisme foliaire avec l'apparition de feuilles fonctionnelles chez la plante adulte);

- la phase juvénile de croissance marquée par l'individualisation du bulbe rejet,

- la phase adulte de croissance marquée par l'apparition des feuilles fonctionnelles sur le rejet (ANNO, 1981). Chez certains bananiers, la croissance nocturne est plus importante que la croissance diurne au niveau des feuilles 9 et 10 (ANNO, 1981).

## **2- La bananeraie ivoirienne**

En Côte d'Ivoire, les bananiers sont exploités sous deux grands systèmes cultureux :

- la monoculture intensive généralement réservée aux productions de bananes de dessert (cvs Poyo et Grande Naine);

- la polyculture traditionnelle comprenant en plus du bananier Plantain, les cultivars Figue Sucrée, Petite Naine, des vivriers (taro, piment etc), des cultures industrielles (café, cacao et marginalement l'hévéa et le palmier à huile). A ces cultures, il faut adjoindre les bananiers dits de case généralement rencontrés à proximité des habitations. Toutefois,

le bananier Plantain se rencontre de plus en plus en culture pure comme parcelle d'expérimentation (Station IDEFOR/DFA d'Azaguié) ou en exploitation commerciale. Les 6 différentes zones de production bananière se distinguent par leur pluviométrie et pluviosité ainsi que leurs caractéristiques édaphiques (LASSOUDIÈRE, 1978):

- Région d'Aboisso - Ayamé:

Les conditions pluviométriques sont favorables à la culture avec une hygrométrie élevée (69-77%) et une température relativement constante (28 à 30°). Les sols férraliques sont issus de schistes ou de granite. On y rencontre aussi des sols sur alluvions fluviales. Les sols sont hydromorphes et bien drainés;

- Région de Tiassalé - N'Douci :

Les sols à pH neutre sont légers et riches en cation. Mais cette région est caractérisée par une longue saison sèche avec des vents souvent préjudiciables;

- Région d'Agboville :

Les sols sont peu légers sur schistes birimiens avec une pluviométrie insuffisante;

- Région d'Azaguié :

La pluviométrie insuffisante nécessite un apport d'eau en saison sèche. Les sols argileux pauvres à pH voisin de 5,1 sont de caractéristiques physiques médiocres;

- Région d'Anyama :

Les caractéristiques de ces sols sont voisines de celles d'Azaguié;

- Région des lagunes et du Niéky :

Ces régions sont caractérisées par des sols tourbeux riches en matières organiques.

### 3- Aperçu sur les pathologies des bananiers et plantain

#### 3-1- Les parasites des sols de bananeraies.

L'étude des principaux parasites du sol (MESSIAEN et LAFON, 1970) a permis de mettre en évidence un complexe important de pathogène dont certains sont:

- des parasites de plantes (*Fusarium* sp LINK, *Verticillium* sp NEES, *Rhizoctonia* sp DC, *Pythium* sp PRINGSHIEM, *Phytophthora* sp DE BARY, *Thielaviopsis* WETN, *Sclerotinia* LIB). A ceux-ci, il faut ajouter *Cylindrocladium* sp MORGAN et *Zythia* sp Fr. responsables des nécroses racinaires (KOBENAN (1990), KONE (1991));

- des microorganismes influençant la dégradation des matières organiques (*Penicillium* sp LINK, *Aspergillus* sp LINK, *Pythium* sp, *Fusarium* sp et les mucorinae);

- des microorganismes cellulolytiques (*Stachibotrys* sp CORDA, *Myrothecium* sp TODE, *Chaetomium elatum* KUNZE ).

Les amendements organiques (Fumiers, résidus de légumineuses) ont une action favorable sur la virulence des parasites notamment *Rhizoctonia* sp (MOLOT et SIMMONDS, 1970)

GARRET (1949), VALDER (1958), LAVILLE (1964) et MOLOT (1973) ont montré que les sols à pH acide favorisent le développement des pathogènes. Au Costa Rica et au Panama, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Trichoderma* PERS et *Fusarium* sont plus fréquemment rencontrés dans les sols à vocation bananière FAROW (1954).

#### 3-2- Les nématoses.

Sur les bananiers, les premières attaques de nématodes ont été décrites en 1879 (VILARDEBO, 1971). C'est en 1934 que pour la première fois l'attention fut attirée sur les dégâts des nématodes, en particulier ceux de *Radopholus similis* COBB,

THORNE, puis les recherches se sont étendues sur tout le complexe nématologique s'attaquant aux bananiers (VILARDEBO, 1971). Une liste de 42 espèces identifiées dans les bananeraies du monde a été donnée par VEHUNT et EDWARDS (1968). Les nématodes sont répartis selon leur mode d'action (VILARDEBO, 1971):

- Les nématodes à lésions profondes : *Radopholus similis*, *Pratylenchus* sp GODFREY, *Hoplolaimus* sp SHURMANS St. & TEU., *Zygotylenchus taomasinae*,

- Les nématodes à lésions superficielles : *Helicotylenchus* sp COBB, GOLDEN,

- Les nématodes à déformation de racines et à toxines : *Meloïdogyne acognita* , *Rotylenchus reniformis*.

Les nématodes se trouvent surtout dans les tissus sains et à proximité des taches correspondant à des attaques fongiques secondaires (HUGON et PICCARD, 1988).

### **3-3- Parasites des nécroses racinaires et association entre pathogènes:**

L'étude des nécroses racinaires ainsi que celle des associations entre les champignons et les nématodes ont été faites par de nombreux auteurs: LAVILLE (1964), BRUN et LAVILLE (1965), MALLESSARD, 1966), BRUN et SIOUSSARAM (1968), LORIDAT (1989), KOBENAN (1990), KONE (1991).

BLAKE (1961) isole plusieurs champignons et observe une synergie entre *Radopholus similis* et *Fusarium oxysporum* dans le développement des taches de nécroses.

LAVILLE (1964) a établi une répartition homogène de la flore fongique en fonction de leur fréquence.

COUSINS (1912) et ACHIBY (1913), ont déterminé *Marasmius stenophyllus* Fr. sur les bananiers Plantains et Abaca (*Musa textilis*, *Australimusa*) . Les parasites de blessure



*Ceratocystis paradoxa* DADE associé à *Pythium* sp, *Botryodiplodia* sp et *Gloeosporium* sp DESM envahissent la zone corticale suite aux blessures et aux déficiences pour provoquer le brunissement des tissus (ACHIBY, 1913).

BRYCE (1921) signale *Rhizoctonia solani* et *Corticium wagum* sur les racines de bananier Plantain en Ceylan. RHOADS (1932) observe les pourritures dues à *Verticillium* sp sur les racines .

STOVER et WAITE (1954) on observé divers *Pythium* associés aux *Aspergillus* et jouant un rôle essentiel dans l'évolution des nécroses des tissus corticaux des racines.

BRUN et LAVILLE (1965) observent *Fusarium* sp, *Rhizoctonia* D.C ex Fr. et divers autres champignons sur le milieu de Martin additionné de streptomycine et de rose bengale. La pathogénie de ces champignons provoquant la destruction des radicelles et des racines de bananiers a été mise en évidence en Guadeloupe, en Côte d'Ivoire et au Mali.

MALLESSARD (1966) a observé les dégâts de la région subapicale des racines de bananiers suite à une forte attaque de *Rhizoctonia solani*. L'importance de ces nécroses a été aussi mise en évidence en présence de blessures artificielles suite à des inoculations réalisées 24 h après la mise en place des racines en tubes de culture.

BRUN et SIOUSSARAM (1968) ont déterminé , à partir d'inoculations en buses suivies de relevés floristiques et des pesées de racines, la pathogénie de *Fusarium oxysporum*, *Fusarium roseum*, *Fusarium solani*, 2 espèces de *Rhizoctonia* et une autre de *Botryodiplodia theobromae*. PAT. Les taux de ces pathogènes retrouvés dans le sol sont les suivants : 50,8% de *Fusarium oxysporum*; 68,8% de *Fusarium solani*; 55,8 % de *Rhizoctonia* sp et 43,3 % de *Botriodiplodia theobromae*.

LORIDAT et GANRY (1989) ont déterminé de nombreuses nécroses 2 semaines après l'inoculation de *Cylindrocladium* sp sur des vitro-plants de bananiers, de même que l'intensification de ces nécroses due au nématode *Radopholus* seul avec une pourriture du système racinaire.

KOBENAN (1990) et KONE et al (1993) ont mis en évidence le pouvoir pathogène de *Cylindrocladium* sp et *Zythia*. Les observations effectuées toutes les 4 semaines ont montré un taux de réisolement positif pour chacun des deux pathogènes sur milieu P.D.A. Le genre *Cylindrocarpon* WOLLENW se trouve associé à de nombreux champignons sur les racines

### **3-4- Les arthropodes**

Le borer du bananier ou charançon du bananier *Cosmopolites sordidus* GERMAR (coléoptère) se rencontre dans toutes les régions de production de bananes (CUILLE, 1950; OSTMARK, 1974). Les oeufs sont déposés à la base du pseudo-tronc et les larves après éclosion perforent l'intérieur du rhizome et creusent des galeries souterraines. Le diamètre d'une galerie est fonction de la taille de la larve qui varie entre 2 et 13 mm.

On peut distinguer deux borers qui causent occasionnellement des dommages sur le pseudo-tronc:

la larve de curculionidae *Odoiporus longicalis* en Asie qui mine le pseudo-tronc près de la surface du sol après pénétration par une blessure (SHUKLA et KUMAR, 1970);

Il y a aussi en Amérique du centre *Castniomera humboldti* qui fait des tunnels larges dans le rhizome. Ces tunnels s'étendent souvent au coeur du pseudo-tronc.

Un autre coléoptère *Heteroligus meles* KLOTZCH pond les oeufs dans les zones humides des sols. Le premier stade larvaire en sort et se nourrit de matières organiques en

décomposition. Les stades larvaires secondaires et tertiaires de couleur blanc crème ainsi que les jeunes adultes s'attaquent au bulbes et aux racines qu'ils sectionnent et détruisent. Cet insecte est polyphage. En Côte d'Ivoire, il a été signalé pour la première fois dans les tourbières du Niéky (KEHE, 1983).

Depuis des années, il n'est pas rare de constater dans les bananeraies des invasions très importantes d'un criquet *Zonocerus variegatus* (orthoptère) occasionnant d'importants dégâts en saison sèche (TEZENAS DU MONTCEL, 1985). En saison humide les attaques de *Locusta* sp sont souvent observées.

Les symphyllés (myriapodes) *Hanseniella ivorensis* JUBERTHIE et KEHE sont répandus dans les sols poreux volcaniques de Martinique et tourbeux du Niéky en Côte d'Ivoire (KEHE, 1988)) provoque des dégâts relativement insidieux. Les attaques se manifestent par un renflement de l'apex racinaire dont la croissance est stoppée. Il s'en suit l'émission de racines secondaires en nombre variable lesquelles peuvent à leur tour subir l'attaque d'autres symphyllés avec émission d'autres racines d'où la formation de balai de sorcière (LORIDAT, 1986). Les thysanoptères sont rencontrés en abondance sur les fruits et les fleurs. On peut aussi noter les dégâts indirects occasionnés par *Pentalonia nigronervosa* COQUEREL, vecteur du virus responsable du sommet touffu du bananier.

La lutte contre ces ravageurs se fait essentiellement par voie chimique. On peut utiliser également des méthodes agronomiques et biologiques (renouvellement fréquent des plantations, rotations de cultures, utilisation des parasites et des prédateurs de larves).

Il y a 3 groupes de lépidoptères défoliateurs parmi les 53 répertoriés : *Ceramida* sp, *Caligo* sp et le vers à sac (OSTMARK, 1974). Les chenilles de *Ceramida viridis* et celles de *Caligo*

*apicalis* sont surtout présentes en Amérique centrale. La chenille urticante se rencontre en Afrique sur les bananiers Plantain aussi bien que *Pulsia chalcites* qui se nourrit des tissus tendres et cause des dégâts importants en Côte d'Ivoire (VILARDEBO et GUEROUT, 1964). Les cigares sont attaqués avant leur déroulement et présentent une fois déroulés des trous alignés leur donnant l'aspect de guirlandes.

### **3-5- Les viroses :**

Le "bunchy-top" ou sommet touffu du bananier a été principalement étudiée en Australie. En Afrique, elle a été signalée d'abord en Egypte, au Burundi, au Rwanda, au Zaïre et au Gabon (FOURE et MANSER, 1982). Bien que présente en Afrique tropicale cette virose n'apparaît pas aussi destructive qu'en Asie. L'agent vecteur est le puceron *Pentalonia nigronervosa* COQUEREL. Les bananiers Plantain et toutes les variétés de bananiers Cavendish sont sensibles à la maladie. Chez les plantes infestées, les feuilles déployées plus haut se présentent en touffes et laissent voir des stries régulières vert foncé le long des nervures à la face inférieure de leur partie basale. Les vieilles feuilles atteintes sont plus jaunes que les feuilles saines tandis que chez les plantes infestées depuis peu de temps, les feuilles sont d'un vert plus foncé. Les feuilles malades sont rigides et cassantes. On observe une très forte réduction de l'élongation des feuilles et un fort engorgement (d'où le nom de la maladie) avec parfois la phyllotaxie perturbée. Les régimes ne sont pas commercialisables. Les rejets sont porteurs du virus et l'extension de la maladie est très souvent due au matériel végétal transporté d'un site à un autre. Une méthode de purification a permis pour la première fois d'isoler des particules virales isodiamétriques de 28 nm à partir des bananiers infestés (ISKRA et col., 1989).

Le virus de la mosaïque du concombre (V.M.C) cause des infections aux variétés Cavendish et aux Plantains de type corne. Sur les variétés Cavendish, l'incidence est très faible sous les tropiques américains exceptées les nouvelles plantations qui sont occasionnellement infestées. Sur les bananiers Plantain présentant une sévère défoliation due à la cercosporiose noire, les symptômes de mosaïque sont moindres. Le pseudo-tronc peut présenter quelques taches de nécroses mais les symptômes sur les fruits sont rares. Ils se caractérisent souvent par la déformation des doigts et l'apparition des taches de nécroses sur la peau.

Les infestations du virus qui causent les marbrures, les nécroses et le rabougrissement en Côte d'Ivoire et au Cameroun peuvent atteindre plus de 10% des plantes (LAVILLE et MELIN, 1974; LASSOUDIÈRE, 1979). Le virus est transmis par des vecteurs dont *Aphis gossypii* est le plus fréquent. Il peut être aussi transmis par *Aphis maydis*. Il n'y a pas de transmission mécanique rapportée, de bananier à bananier (STOVER and SIMMONDS, 1987).

En 1987, ROMERO note un phénomène d'engorgement foliaire et observe des nervures secondaires saillantes et des taches sur les feuilles des plantes infestées par le V.M.C. Il propose la lutte par l'éradication au moyen d'herbicides injectés à dose létale aux pieds atteints. Il est recommandé d'éviter toute végétation d'adventices susceptibles d'abriter des pucerons ou des plantes réservoirs du V.M.C.)

D' autres viroses ont été signalées : la maladie de "Rayaldilla" en Colombie décrite par CARDENOSA (1954) et la maladie de "Roscana" observée par WARDLAW (1961). Les maladies virales dues aux virus de la mosaïque en tirets et le virus de la mosaïque des bractées sont aussi rencontrées en bananeraie (JONES et TEZENAS DU MONTCEL, 1993).

### 3-6- Les bactérioses

La maladie de Moko (flétrissement bactérien) est due à certaines lignées pathogènes de *Pseudomonas solanacearum*. Les infections sur le bananier sont rares malgré la sensibilité des variétés Cavendish et surtout de la moko (ABB, banane à cuire antillaise). Les feuilles centrales prennent une couleur jaune vert sur bananier adulte. Le limbe prend une couleur jaune sale, vers le pétiole ou la nervure. Ces symptômes s'observent sur l'une des trois jeunes feuilles qui s'affaissent. La cassure du pétiole survient, suivie du dessèchement et de la mort de la nervure centrale. Sur les jeunes plants, le flétrissement peut être si rapide que les feuilles ne jaunissent pas. Les bananiers à la floraison présentent un arrêt de développement de leur régime dont les doigts noircissent et se fendent. En attaque très tardive, on peut avoir une pourriture sèche interne de la pulpe qui devient marron. Sur une entaille du pseudo-tronc, les faisceaux vasculaires sont colorés en jaune brun. Il exsude une gomme pleine de bactéries. Le pseudo-tronc présente une coloration vasculaire concentrée vers le centre. Les gaines sont très "aqueuses" alors que celles atteintes par la maladie de Panama sont sèches (TEZENAS DU MONTCEL, 1985).

- LOOS (1962) a décrit une pourriture du bulbe due à *Erwinia carotovora* sur "Gros Michel" dont l'application semble lier au bourgeon choisi. Elle est fréquente lorsqu'il y a formation d'un nouveau bulbe au dessus d'un ancien.

- *Erwinia chrysanthemi* cause la pourriture du rhizome et celle des doigts de banane. Cette bactérie provoque la pourriture du pseudo-tronc des bananiers Plantain de type Corne. La pourriture molle du fruit a lieu durant les périodes humides et pluvieuses. La bactérie entre par la blessure de la

fleur, envahit la pulpe et les doigts et cause leur ramollissement. Une pourriture humide se développe occasionnellement lors du transport s'il n'y a pas eu de sélection stricte écartant les doigts affectés.

- La pourriture humide du pseudo-tronc chez le bananier Plantain : cette anomalie a été observée en Colombie (LIANOS, 1967) et engendre des pertes sérieuses (STOVER, 1972).

### **3-7- Les mycoses**

#### **3-7-1- Sur les racines et le pseudo-tronc**

La maladie de panama ("wilt" ou fusariose du bananier) causée par *Fusarium oxysporum f. sp. cubense* est extrêmement répandue sous les tropiques. Cette maladie affecte le système racinaire et la souche. Elle se manifeste par une infection généralisée par voie vasculaire. L'infestation des racines se fait suite à une blessure ou par suite d'attaque de parasites. Le mycélium se développe rapidement en paraissant détruire les cellules parenchymateuses et atteint ensuite les vaisseaux conducteurs dans lesquels il progresse plus lentement. Le parasite suit la racine jusqu'à la couche de Mangin, envahit celle-ci et semble monter assez vite par les vaisseaux conducteurs jusqu'aux feuilles à travers les gaines. La présence des symptômes sur les feuilles indique une atteinte profonde du plant. En Côte d'Ivoire la sensibilité du cultivar Gros Michel a conduit à l'utilisation des bananiers Cavendish.

Les méthodes de lutte contre cette maladie sont d'ordre préventif : l'utilisation de matériel indemne sur terre saine, l'éradication du parasite dans le sol par inondation et la recherche de variétés résistantes.

La maladie de Bonnygate est causée par *Collostylbe striispora* ELL. & EV. (WARDLAW, 1972). Les premiers symptômes sont visibles sur les feuilles et se manifestent par

un noircissement qui s'observe à quelques cm des gaines. Extérieurement, le cortex est jaune brillant, orange ou rouge. Les infections fongiques apparaissent à la base du pseudo-tronc et sur la face supérieure du rhizome au niveau du sol.

Les pourritures du pseudo-tronc et des racines dues à *Marasmius semiustus* BERK se rencontrent dans les diverses parties du monde. Les symptômes externes sur les plantes sont le résultat de l'activité du champignon dans les racines et sur la région basale des gaines, des feuilles et du pseudo-tronc. Les feuilles se dessèchent plus rapidement qu'elles ne peuvent être remplacées jusqu'à ce que deux ou trois feuilles restent. Les dégâts ne sont pas préjudiciables à la récolte.

*Ceratocystis paradoxa* se rencontre dans toutes les régions productrices de bananes et attaque le rhizome et le bulbe. La maladie se manifeste par l'apparition de taches noires ou brunes. L'attaque est favorisée par l'invasion de nématodes (SUSAN et PEAKIN, 1972).

*Gibberella fujikuroi* var. *subglutian* SACC. cause la pourriture du bulbe ou la pourriture du coeur. Il produit l'acide gibberellique, substance de croissance qui perturbe la croissance normale de la plante (TEZENAS DU MONTCEL, 1985).

### 3-7-2- Sur les fruits

On peut distinguer:

- Le développement des champignons se poursuivant entre l'émission de l'inflorescence et la récolte,
- des infections latentes de champignons qui ne donnent lieu à une extension qu'après la récolte. Sur le péricarpe, *Piricularia grisea* provoque l'apparition des taches arrondies de plusieurs millimètres de diamètre. *Gloeosporium musarum* peut dans des circonstances favorables provoquer des dégâts



importants sur les fruits après la récolte (CHAKRAVARTY, 1957).

L'antracnose due à *Colletotrichum musae* se manifestent par des lésions typiques, qui se développent sur le fruit mûr. Après la pénétration à travers la cuticule, le champignon devient latent (5 mois). Il reprend son activité à l'approche de la maturité d'où l'apparition de lésions typiques SUSAN et PEAKIN (1972).

- *Botryodiplodia theobromae* qui cause la pourriture des doigts et est responsable d'une décoloration brun noir de la peau et du ramollissement de la pulpe.

- *Cercospora hayi* et *Fusarium solani* causent des taches de diamant en Amérique centrale et aux Philippines (STOVER et SIMMONDS, 1987). La partie apicale de la jeune banane est très sensible aux infections suite à la chute des pièces florales. Les pourritures apicales qui en résultent sont souvent nommées "bouts de cigare". Cet aspect typique de pourriture pourrait être dû à *Verticillium theobromae* NEES ex LINK. *Trachysphaerea fructigena* est responsable des pourritures molles étudiées au Cameroun (BRUN, 1955) en Israël (CHORIN et ROTEN, 1961).

### **3-7-3- Sur les feuilles**

#### **a- Maladie causant des dégâts mineurs:**

*Phyllostictina musarum* COOKE provoque des taches de rousseur en Asie et en Océanie. Il peut aussi infecter la peau du fruits (SUSAN et PEAKIN, 1972).

*Cordana musae* ZIMM se rencontre en Afrique notamment en Sierra Léone, au Ghana et en Côte d'Ivoire. Les attaques provoquent de larges nécroses dues à l'apparition de taches ovales. les nécroses sont brun clair, bordées d'une couleur brun sombre puis d'une lisière jaune. Une réduction sensible de la surface foliaire est notée en saison humide (TEZENAS DU

MONTCEL, 1985). *Cordana musae* est considéré comme un parasite secondaire infestant sur blessure ou après un autre champignon. Vues les difficultés d'évaluation des conséquences agronomiques de la maladie, le contrôle ne semble pas se justifier économiquement (TEZENAS DU MONTCEL ,1985).

*Deightoniella torulosa* (SYD) ELLIS cause des taches noires sur les limbes en Jamaïque. Le parasite a été trouvé en Guinée. En Amérique le champignon est très répandu en plantation pendant la saison des pluies notamment sur les pieds en mauvaise condition (TEZENAS DU MONTCEL ,1985).

WARDLAW (1961) décrit le "leaf speckle" dû à *Chloridium musae* STAHEL, caractérisé par des plages de très petites taches brun noir.

BLAKE, 1961 décrit les symptômes dûs à *Sphaerella musae* SPEG. En Australie, ces symptômes sont souvent associés à ceux de "Sigatoka" et se manifestent par des taches noircissantes vers la nervure centrale des basses feuilles. On peut aussi observer des mouchetures sur les limbes, (SUSAN et PEAKIN, 1972).

Une nouvelle maladie des taches foliaires a été signalée en Taïwan (SHIN-CHUN et CHI-LI, 1986). Elle se manifeste par des raies noires parallèles aux nervures. Les surfaces infestées deviennent nécrotiques puis les feuilles meurent. L'agent pathogène est *Acrodontium simplex* DE HOOG.

#### **b- Maladies causant des dégâts importants**

Les plus graves affections foliaires fréquemment rencontrées en bananeraie sont les cercosporioses et la cladosporiose

**Tableau I : Stades d'évolution des cercosporioses**

A : Cercosporiose jaune due à *Mycosphaerella musicola* (BRUN, 1963)

B : cercosporiose noire due à *Mycosphaerella fijiensis* (MEREDITH ET LAWRENCE 1969, FOURE, 1982)

| A        | STADES DE LA MALADIE   | SYMPTOMES  |
|----------|--|--|
|          | Stade i : Premier stade raie   | Petit point vert clair mesurant au maximum 1 mm de long  |
|          | Stade ii : Deuxième stade raie   | Tiret vert clair de plusieurs mm de long   |
|          | Stade iii premier stade tache  | Jeune tache allongée, ovale, brun à contour mal défini, il n'ya ni stroma ni sporodochie   |
|          | Stade iv: Deuxième stade tache   | Tache de dimension définitive avec un centre brun foncé souvent entouré d'un halo jaune brillant décrit par STAHEL   |
|          | Stade v : troisième stade tache  | Tache dont le centre est déprimé et présente un aspect grisâtre.<br>Le halo jaune disparu est remplacé par une marge noire qui persiste sur les feuilles desséchées                                    |
| <b>B</b> | STADES DE MEREDITH ET LAWRENCE (1969)<br>LA MALADIE FROSSARD (1980)  | FOURE (1982)   |
|          | STADE i : Point anguleux brun rouge sur la face inférieure, visible par transparence, mesurant 0,5 mm de diamètre  | Ponctuation jaunâtre invisible en lumière transmise de 500 µ de long sur 200 µ de large  |
|          | STADE ii: Tirets brun-rouges à conours définis bien parallèles aux nervures secondaires et mesurant 10 x1 ou 2 mm, visibles par tranarence et sur les 2 faces, mais surtout à la face inférieure | Tirets de 4 mm de long sur 0,5 mm de large, visible sur les deux faces avec coloration brune à la face inférieure et noire à la face supérieure<br>La coalescence est possible en cas de forte attaque |
|          | STADE iii: Tirets allongés brun foncé à noir nettement visible à la face supérieure  | Tiret allongé à contour mal défini risque de coalescence si forte infection  |
|          | STADE iv: Tache elliptique entourée d'une zone brun clair imprégnée d'eau tache noire à centre déprimé   | Tache brune, ronde ou elliptique présence d'un halo clair<br>Tache elliptique noire, entourée d'un halo jaune  |
|          | STADE v : début de formation d'un halo jaune autour de la zone imprégnée d'eau   | Le centre commence à se déprimer   |
|          | STADE vi : Tache à centre gris clair, entouré d'un anneau noir étroit, bien défini et d'un halo jaune vif  | Tache à centre dessèché, gris avec une marge étroite, noire et d'une frange jaune  |

### **b-1- Les cercosporioses**

Elles sont présentes dans de nombreuses zones de production et peuvent engendrer des pertes de rendement allant jusqu'à 50 % de la production (STOVER, 1983; HARRY et col, 1990). En Jamaïque, les exportations de bananes ont subi une baisse très importante liée aux cercosporioses, elles sont passées de 67. 700 T en 1979 à 33. 600 T en 1980 et 12.700 T en 1985 (GONSALVES, 1985). Ensuite au Panama, les attaques ont provoqué une baisse générale de la production des bananier Plantain (BUREAU et col, 1982). La production est passée de 100. 910 T en 1979 à 31.104 T en 1984 soit 69 % de réduction (DIAZ, 1986).

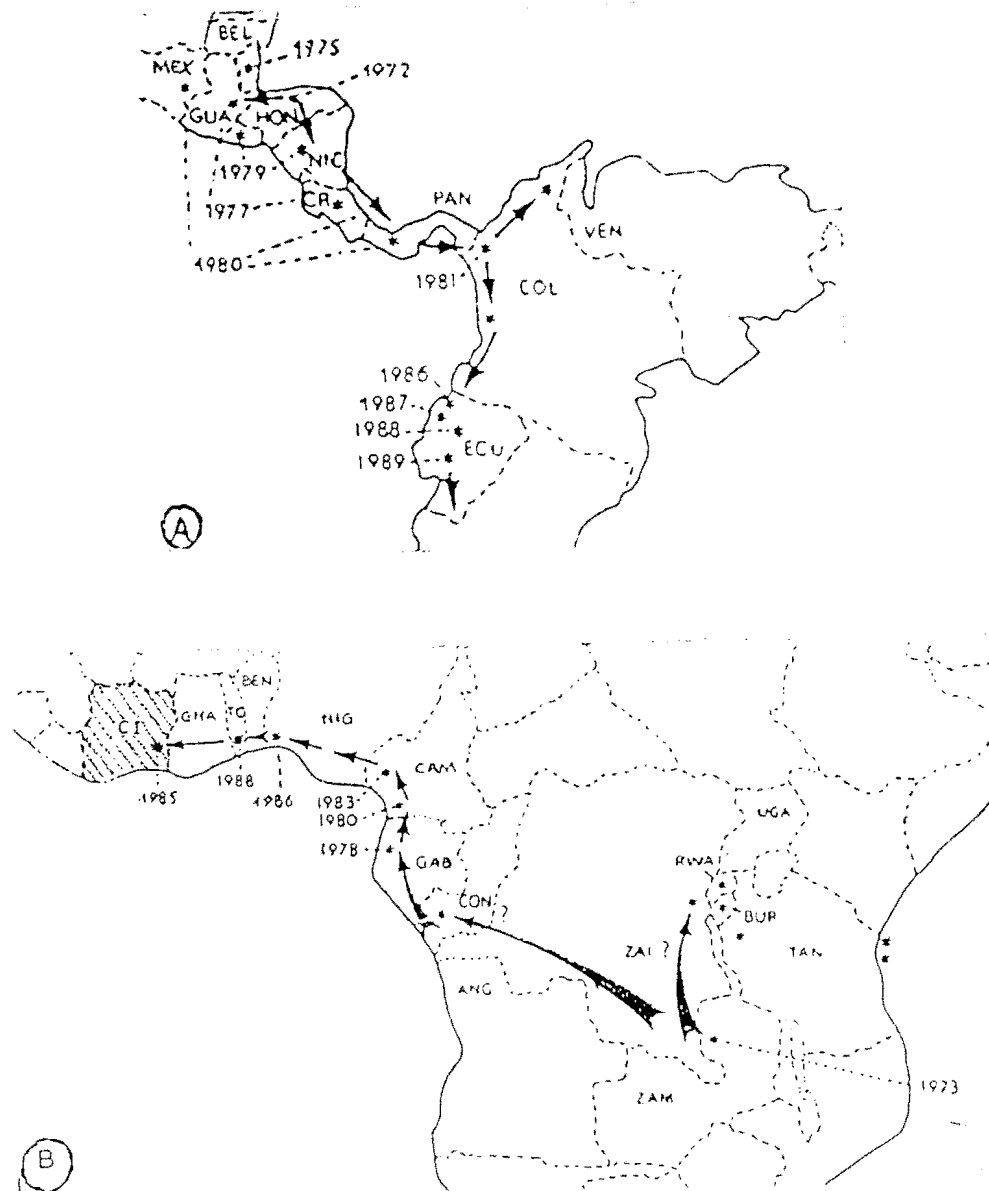
#### **b-1-1- Agents responsables :**

Les cercosporioses sont dues aux champignons des genres *Cercospora* FRESENIUS (C) ou *Mycosphaerella* (M) qui se caractérisent par la forme générale des spores présentant l'aspect d'une queue (du grec kerkos).

Le genre *Cercospora* appartient à la famille des Dématiacées, à l'ordre des hyphales et à la classe des champignons imparfaits ou Deutéromycètes.

Le genre *Mycosphaerella* appartient à la classe des Ascomycètes, à l'ordre des Sphaerialles et à la famille des Mycosphaerellaceae.

*Mycosphaerella musicola* LEACH ex MULDER ou *Cercospora musae* ZIMM est la première espèce décrite chez le bananier à Java par ZIMMERMAN en 1902. C'est l'agent responsable de la cercosporiose jaune apparue dans la vallée de Sigatoka aux Iles Fiji depuis 1912 (STOVER, 1972), au Mexique en 1937; en Afrique de l'Est en 1938 puis en Afrique de l'Ouest en 1940 MEREDITH (1970). La pathogenèse comprend 5 stades (Tab I: A; BRUN, 1963). Sur le cultivar Figue Pomme, la



**Figure 5: Distribution de la cercosporiose noire  
(FULLERTON et MOURICHON, 1990)**

A- En Amérique latine

B- En Afrique

cercosporiose jaune peut engendrer la nécrose et le dessèchement de tout le système foliaire avant la récolte FOURE et LESCOT (1988). En Guadeloupe, elle a parfois occasionné des pertes sérieuses au niveau de la qualité des récoltes (DE LAPEYRE DE BELLAIRE, 1987). Au Cameroun ((FOURE et LESCOT, 1988; MOULIOM PEFOURA et al., 1990), au Costa Rica (ROMERO CALDERON et GAUHL, 1988), en Colombie (ARANGO BERNAL, 1985; BELALCAZAR et GOMEZ, 1988), *Mycosphaerella musicola* a engendré des attaques en haute altitude (900 à 1000 m) sur les bananiers Plantain qui lui sont habituellement résistants en région de basse altitude.

*Mycosphaerella fijiensis* MORELET ou *Cercospora fijiensis* ZIMM est l'agent responsable de la cercosporiose noire ou maladie des raies noires à cause des raies brun noirâtre ou noires observées sur les feuilles atteintes (MEREDITH, 1970). Les symptômes (Tab I: B) ont été décrits en 6 stades (MEREDITH et LAWRENCE, 1969; FROSSARD, 1980 et FOURE, 1982). L'extension de la cercosporiose noire (Fig 5: A) a été à Viti Levu aux îles Fiji en 1963 (RHODES, 1964). Elle s'est ensuite répandue aux Philippines en 1975 (STOVER, 1978), aux Honduras en 1972 (STOVER, 1976).

En Afrique, la maladie a été décrite en Zambie (Fig 5: B) en 1973 (RAEMARKERS, 1975); au Gabon en 1978 au Congo en 1979 (FROSSARD, 1980) et au Cameroun en 1980 (MOURICHON et FULLERTON, 1990). Elle s'est ensuite répandue au Nigéria en juin, 1986. En Côte d'Ivoire, la maladie des raies noires a été observée sur le bananier Plantain (AAB) dans le sud-Est à l'Est de la Comoé en 1984 (COULIBALY com. pers., 1992).

Outre *Mycosphaerella musicola* et *Mycosphaerella fijiensis*, une autre variété de l'espèce *fijiensis*, *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis* MULDER et STOVER au comportement assez virulent a été observée aux Honduras (STOVER, 1976).

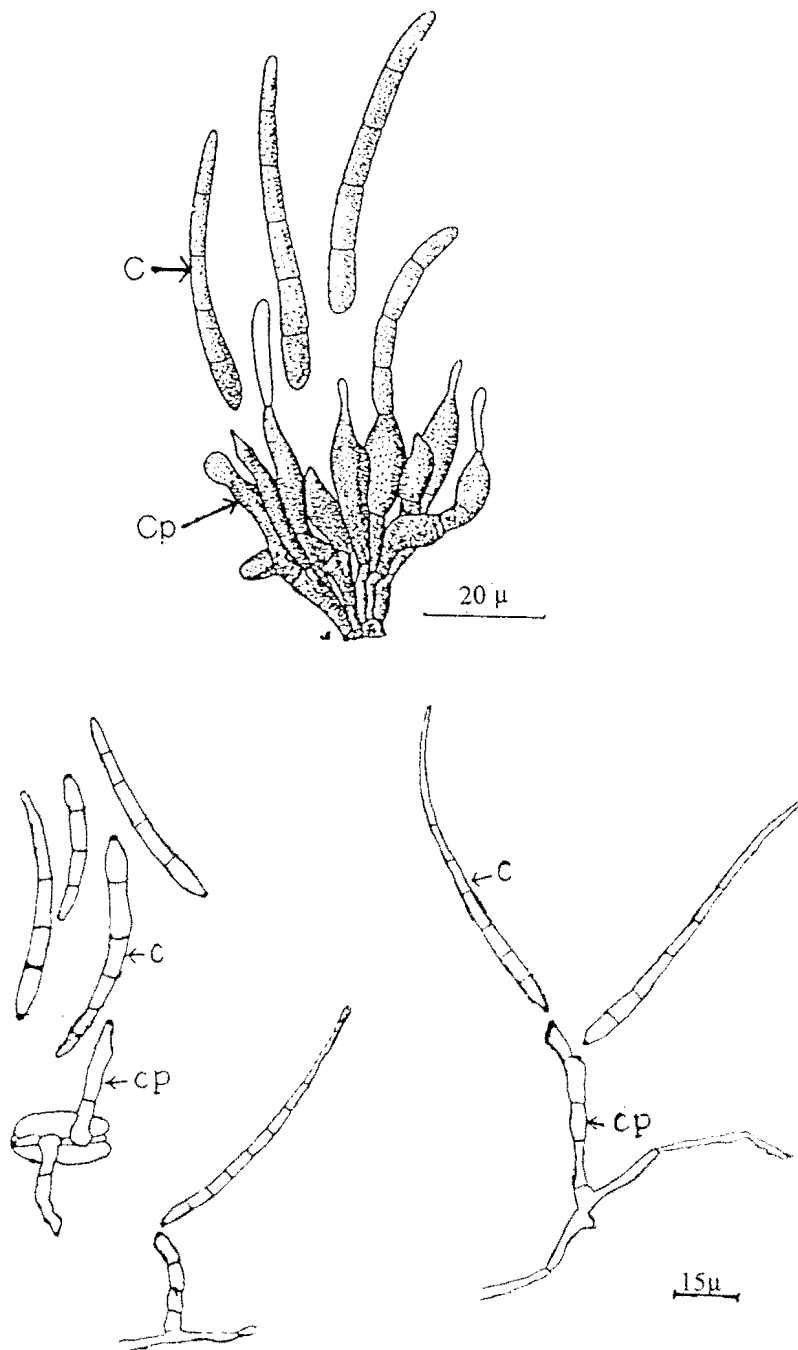


Figure 6: Structures conidiennes de *Cercospora musae* et *Cercospora fijiensis*

A : Chez *Cercospora musae*

B : Chez *Cercospora fijiensis*

C : conidie  
Cp : conidiophore

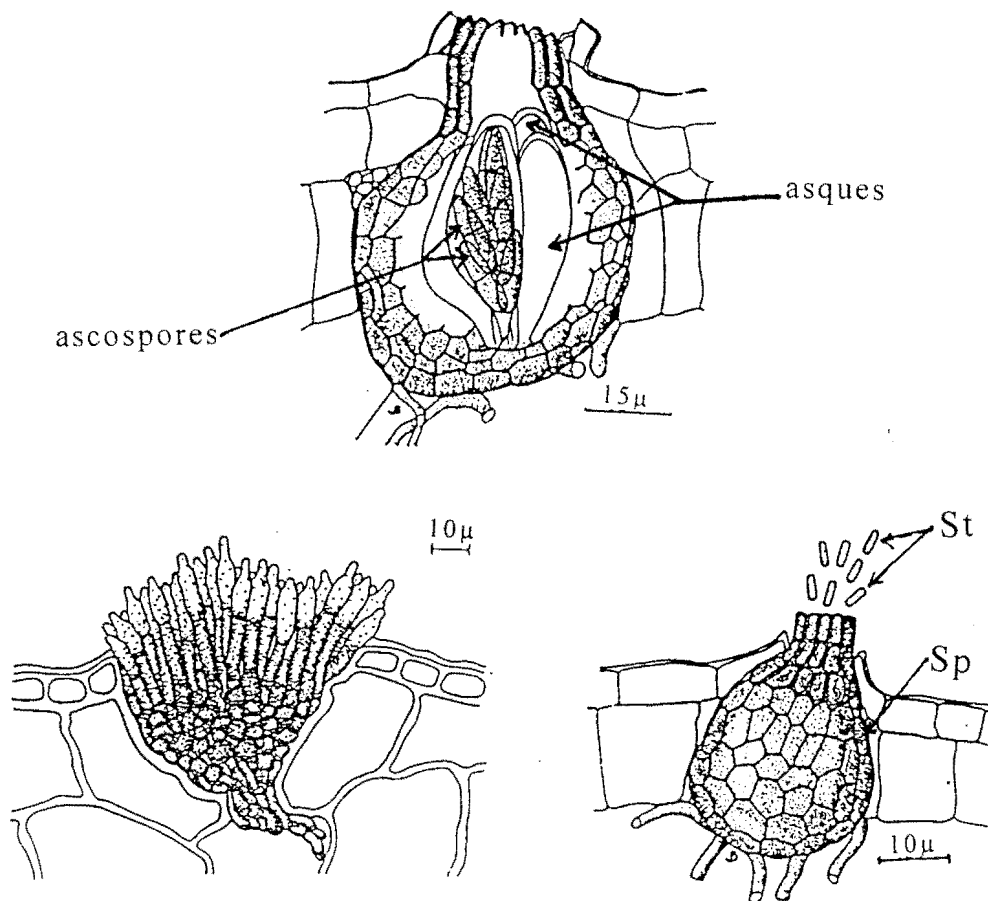
Le genre *Cercospora* est caractérisé par deux formes:

\* la forme conidienne dite asexuée ou anamorphe (Fig 6: A et 6: B) *Cercospora* chez laquelle la propagation de la maladie est faite par les conidies. Cette forme se rapporte au genre *Paracercospora* (MORELET, DEIGHTON) chez *Cercospora fijiensis* et au genre *Pseudocercospora* (LEACH, DEIGHTON) chez *Cercospora musae* (LEACH, 1946). Chez *Cercospora fijiensis*, les conidies sortent par groupe de 2 à 8 à la face inférieure des feuilles au stade 3 de la maladie. Il n'y a ni stroma, ni sporodochies (MEREDITH et LAWRENCE, 1969 et 1970; MULDER and STOVER, 1976). Chez *Cercospora musae*, les conidies sont libérées à partir de sporodochies (CALPOUZOS, 1955) par suite de frottement des feuilles ou sous l'action des vents violents (MEREDITH et al, 1970; MULDER et STOVER, 1976).

\* la forme ascosporee dite sexuée ou forme parfaite, désignée par *Mycosphaerella*, qui assure la propagation de la maladie par les ascospores formées dans les périthèces (Fig 7: A). Sur milieu V-8, les tubes germinatifs issus d'ascospores de *Mycosphaerella fijiensis* sont courbés par rapport à ceux de *Mycosphaerella musicola* (GRAHAM, 1968). Les zones nécrosées éclaircies au lactophénol bouillant laissent voir trois structures distinctes: les périthèces (Fig 7: A), les sporodochies (fig 7: B), et sur la figure 7:C, les spermogonies (BRUN, 1963). Suivant le mode de libération, de dissémination et de dépôt sur les feuilles, les taches dues aux conidies et aux ascospores se distinguent par leurs aspects sur les feuilles.

- Les conidies sont dispersées par les eaux (STOVER, 1972) et par le vent (STAHEL, 1937; MEREDITH and LAWRENCE, 1970). La production de conidies est sensible aux températures de 22 °C (STOVER, 1965). Les conidies libérées peuvent survivre 4 semaines sur les feuilles (CALPOUZOS,





**Figure 7: Quelques structures de reproduction chez les champignons**

A : Perithèces de *Mycosphaerella musicola* montrant les asques et les ascospores

B : Sporodochies de *Cercospora musae*

C : Spermatogonies (Sp) et spermaties (St) (BRUN, 1963)

1955). Celles qui sont déposées sur les feuilles provoquent des nécroses en ligne ("line spotting") observées du sommet jusqu'à la moitié basale du limbe (STOVER, 1972). Les symptômes sont observés sur le demi-limbe gauche qui se déroule en première position.

- Les ascospores sont libérées à l'intérieur de la feuille et expulsées énergiquement dans l'air (STOVER, 1972). Cette libération active est liée à la pluie. Ces ascospores peuvent survivre dans les périthèces au delà de huit semaines et demeurer infectieuses (STOVER, 1971a). Un périthèce produit en moyenne 160 ascospores dont la récolte n'a lieu qu'une seule fois. Ils provoquent des taches en bout des feuilles ("tip spotting) en raison du transport latéral sous l'action du vent (BRUN, 1963).

- En plus des lésions caractéristiques, les conidies et les ascospores, peuvent engendrer des lésions d'aspect arrondi ou des pointillés appelées "dot spotting" (TOLLENARD, 1955).

#### **b-1-2- Processus infectieux du genre *Mycosphaerella*:**

Les infections sont réalisées par les conidies et les ascospores qui germent lorsque les conditions d'humidité sont de 100% pour les conidies et de 95 % pour les ascospores. Les conidies germent et croissent mieux aux températures de 23 à 25° et les ascospores à 26°. *Mycosphaerella fijiensis* croit plus rapidement que *Mycosphaerella musicola* à toutes les températures supérieures à 22 °C et semble tolérant entre 30 et 34 °C sur la variété Valery (STOVER, 1983). Le tube germinatif pénètre par l'orifice d'un stomate. Le champignon pénètre jusqu'aux chambres sous stomatiques, se ramifie entre les cellules qui jaunissent progressivement . La pénétration stomatique est observée au moins

2 jours après inoculation avec *Mycosphaerella musicola* (BRUN, 1963) et 48 à 72 h avec *Mycosphaerella fijiensis* (STOVER, 1980). La pénétration de *Mycosphaerella fijiensis* dure 48 h environ (FOURE et MOREAU, 1992). Dans les conditions expérimentales, la germination des ascospores de *Mycosphaerella fijiensis* a lieu environ 6 h après l'inoculation et la pénétration à l'intérieur des tissus de la feuille a lieu après 12 à 15 h (VASQUEZ et al., 1989). Le mycélium infectieux ressort puis pénètre à nouveau par un stomate assez proche du premier (STAHEL, 1937; BRUN, 1963). Le jaunissement des cellules du tissu palissadique résulte d'une part du développement des hyphes infectieux et d'autre part de son activité trophique, par prélèvement d'éléments nutritifs nécessaires à son développement. L'incubation et l'évolution des symptômes varient d'un mois à l'autre chez la Grande Naine (FOURE et MOREAU, 1992). Les premiers symptômes sont visibles entre 22 et 24 jours. Chez *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*, les premiers symptômes sont observés 10 à 14 jours après l'infection et apparaissent sous forme de petites lésions (STOVER, 1980). La période d'incubation chez le cultivar Grande Naine est de 10 jours (FOURE et MOREAU 1992). Mais FULLERTON et OLSEN (1993) utilisant plusieurs souches de *Mycosphaerella fijiensis*, ont trouvé que les délais d'apparition des premiers symptômes (15 à 20 jours après inoculation) sont liés à la virulence des souches. Dans les conditions naturelles d'infestation, l'évolution de la maladie est influencée par les conditions hydriques.

Les observations ultrastructurales ont montré que les premières modifications cytologiques dues à *Mycosphaerella fijiensis* sont observées 28 jours après les inoculations (SALLE et al., 1989; BEVERAGGI et col., 1993). Trois zones distinctes sont observées par ces auteurs:

Tableau II : Cycle biologique de *Mycosphaerella fijiensis*

A : Evaluation de la durée minimale des différentes phases au Cameroun (cv Grande Naine, sous-groupe des bananiers Cavendish)

B : Incubation et évolution de la cercosporiose noire des bananiers appartenant à divers groupes génomiques

Classification de 1 à 33 dans un ordre de sensibilité croissante. Observation de septembre à décembre 1987.

Classification en sous groupe en accord avec les études taxonomiques suivies par l'IRFA de Guadeloupe.

| A | Phases du cycle                                 |  | Durée (h) |  |
|---|---|--|-----------|--|
|   | Germination des ascospores                      |  | 1 heure   |  |
|   | Pénétration stomatique                          |  | 48 heures |  |
|   | Incubation                                      |  | 10 jours  |  |
|   | Evolution des symptômes stade 1 - stade 2       |  | 2-3 jours |  |
|   | Evolution des symptômes stade 1 - stade nécrose |  | 10 jours  |  |

| B               | Nom                   | Génotype | Sous-groupe  | Incubation (jours) | Evolution stade 1-stade nécrose |
|-----------------|-----------------------|----------|--------------|--------------------|---------------------------------|
| <b>Groupe A</b> |                       |          |              |                    |                                 |
|                 | 1- Simili Radjat      | ABB      | Peyan'       | 25                 | 36,3                            |
|                 | 2- Foulah IV          | ABB      | P. Awak'     | 25,4               | 36,3                            |
|                 | 3- Saba               | ABB      | Saba         | 27,2               | 35,5                            |
|                 | 4- Nzizi              | ABB      | Peyan'       | 24,2               | 32,8                            |
|                 | 5- Brazza II          | ABB      | P. Awak'     | 23,8               | 31,9                            |
|                 | 6- Kirun              | AA       |              | 20,1               | 30,2                            |
|                 | 7- Figue Sucrée       | AA       |              | 21,5               | 28,6                            |
|                 | 8- Pisank Abu Perak   | ABB      | Ney Mannan'  | 27,5               | 28,6                            |
|                 | 9- Gia Hong           | ABB      | P. Awak'     | 27,7               | 28,3                            |
|                 | 10- Figue Pomme Adju  | AAB      |              | 21,5               | 27,5                            |
|                 | 11- Safet velchi      | AB       |              | 20,9               | 27                              |
|                 | 12- Ice Cream         | ABB      | Ney Mannan'  | 23,7               | 27                              |
|                 | 13- IC2               | AAAA     |              | 22,8               | 26,3                            |
|                 | 14- SF 215/NBA 14     | AA       |              | 20,1               | 26,2                            |
|                 | 15- Muthia            | AAB      | Figue Pomme' | 24,1               | 26,1                            |
|                 | 16- Nadan             | AAB      | Pome'        | 18,9               | 25,9                            |
|                 | 17- Mattui/Maritu     | AAB      | Iholena'     | 22,8               | 25,4                            |
|                 | 18- Cacambou          | ABB      | Bluggoe'     | 21,4               | 25,2                            |
|                 | 19- Monthan           | ABB      | Monthan'     | 21,6               | 5,1                             |
|                 | 20- 1877              | AAAA     |              | 21,2               | 25                              |
|                 | 21- Figue Pomme       | AAB      | Figue Pomme' | 20                 | 24                              |
|                 | 22- Lal Kelat         | AAB      | figue Pomme' | 37,7               | 23,8                            |
|                 | 23- West India Banana | AAB      | Pome'        | 20,3               | 22,5                            |
|                 | 24- SF 265/NBB 11     | AA       |              | 18,3               | 22,1                            |
|                 | 25- Banane Nord       | AAB      |              | 32,1               | 22                              |
|                 | 26- Cachaco           | ABB      | Bluggoe'     | 23,9               | 21,5                            |
|                 | 27- Bieyeng           | AA       |              | 18,2               | 21,3                            |
|                 | 28- Sowmuk            | AA       |              | 20,7               | 20,5                            |
|                 | 29- Ebang             | AAB      | Plantain'    | 20,7               | 20,2                            |
|                 | 30- Foconah           | AAB      | Pome         | 19,5               | 19,6                            |
|                 | 31- Poyo              | AAA      | Cavendish    | 17,8               | 16,8                            |
|                 | 32- Toowoolee         | AAA      |              | 20                 | 16,3                            |
|                 | 33- Nyyarma Yik AA    | AA       |              | 19,5               | 16,2                            |
| <b>Groupe B</b> |                       |          |              |                    |                                 |
|                 | Yangambi              | AAA      | lbota'       | 20,4               | Pas de nécrose                  |
|                 | A. burmanica          | AA       |              | 26                 | "                               |

- zone 1 : cette zone est caractérisée par des cellules nécrotiques présentes au centre de la tache avec des signes de dégénérescence des plastes;

- zone 2 : elle est constituée d'un halo jaune avec de larges globules cellulaires qui apparaissent hautement osmiophiles;

- zone 3 : Elle est située immédiatement en dessous de la zone 2 et présente des substances intercellulaires situées à leur intersection. Les ponts cellulaires également observés entre les parois de l'hôte et du pathogène sont plus développés chez les cultivars Fougamou et Yangambi.

### **b-1-3- Cycle de la maladie**

En Colombie, la période séparant l'inoculation et la formation des périthèces dépend de la plante, de la quantité d'inoculum et des conditions climatiques (MAYORGA, 1984).

Sur les bananiers du sous-groupe Cavendish, les symptômes sont en moyenne observés 17 jours après les inoculations. La période séparant l'apparition de tirets et la formation des taches est de 10 jours. Le cycle complet a été observé en 50 jours.

Sur bananier Plantain "Dominico harton", les premiers symptômes en tirets sont en moyenne observés 29 jours après les inoculations et la durée d'observation des taches est de 17 jours après l'apparition des premiers symptômes. Le cycle complet est de 75 jours.

Au Cameroun, la durée d'apparition du stade nécrose est liée à la pression parasitaire. Les différentes phases du cycle biologique de *Mycosphaerella fijiensis* sont indiquées au Tab II: A (FOURE et al, 1990) et le cycle de la maladie chez les bananiers appartenant à différentes espèces génomiques (Tab II: B), (FOURE et MOREAU, 1992).

#### **b-1-4- Variabilité des *Mycosphaerella* inféodés au genre *Musa*:**

Les espèces de *Mycosphaerella* isolées dans différentes zones géographiques peuvent présenter une variabilité en raison du polymorphisme au niveau de l'ADN (MOURICHON et FULLERTON., 1990).

WARDLAW (1972 ) considère *Mycosphaerella fijiensis* comme pouvant être un mutant de *Mycosphaerella musicola* ou une lignée parallèle ayant évolué à partir d'un ancêtre commun.

*Mycosphaerella fijiensis* et *Mycosphaerella musicola* ont été observées sur une même feuille LAVILLE (1983) puis en mélange autour de Yaoundé sur l'axe Yaoundé-Bafoussam (FOURE , 1986).

MONNIER (1986) montre que *Mycosphaerella musicola* et *Mycosphaerella fijiensis* peuvent présenter des variations génétiques par suite d'anastomose conduisant à des échanges d'informations génétiques. La recombinaison due à la nature hétérothallique de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Mycosphaerella musicola* peut résulter de la diversité génétique (Mc DONALD et al., 1989).

FULLERTON et OLSEN (1993) ont classé plusieurs souches de *Mycosphaerella fijiensis* selon 5 niveaux allant de l'avirulence à la très haute virulence caractérisée par l'apparition et l'évolution des symptômes. Ils ont constaté que la variabilité obtenue entre les espèces de *Mycosphaerella fijiensis* est faible en Afrique et en Amérique latine tandis qu'au niveau des populations obtenues dans le Pacifique, elle est forte

#### **b-1-5- Résistance des cultivars aux cercosporioses:**

La majorité des clones diploïdes AA et triploïdes AAA sont sensibles à la cercosporiose jaune. Cette sensibilité serait

accrue chez un hybride tétraploïde AAAA I C2 issu du contact entre mâle *acuminata* et "Gros Michel" AA fonctionnant comme femelle. Dans une collection de bananiers comestibles AA et AAA identifiés aux Honduras, VAKILI (1968) a dénombré 273 clones sensibles, 44 partiellement résistants et 138 résistants.

- Les clones caractérisés par la présence et la dominance du génome B (AAB, ABB, ABBB) seraient les plus résistants à la cercosporiose jaune (SIMMONDS et BRUN, cité par LAVILLE, 1983).

- Sur plusieurs variétés appartenant aux groupes génomiques AA, AAA, AAAA, AAB, ABB observés aux Hawaï (MEREDITH et LAWRENCE, 1970), 38 espèces ont été identifiées dans un ordre de sensibilité décroissante à la cercosporiose noire. Ces deux auteurs ont également établi la sensibilité de 3 groupes de bananiers suivant la période d'incubation de la maladie:

D'autres critères comme l'indice d'infestation permettent de distinguer les réactions de moindre sensibilité du sous groupe des bananiers Plantain (Ebang vert, Ebang rouge, Elate, Esong, French Sombre) par rapport aux clones de bananiers du sous groupe des bananiers Cavendish et du cultivar Gros Michel (FOURE et MANSER, 1982)

La sensibilité ou la résistance d'une variété ne peut être déterminée par les seuls critères de germination et de pénétration (LAVILLE, 1983). Il est important de tenir compte du développement des symptômes jusqu'à la nécrose pour déterminer le comportement variétal vis à vis des *Mycosphaerella* sp

VAKILI (1968) note que la résistance ou la sensibilité se trouve gouverner par plusieurs gènes. Il propose 5 niveaux de résistance à l'infection de *Mycosphaerella musicola* : très résistant, résistant, partiellement résistant, sensible, très

sensible. Ces niveaux de résistance ont été mesurés à partir de la durée d'incubation, du rang de la PJFN ( plus jeune feuille nécrosée) du nombre de feuilles atteintes jusqu'au feuilles de rang 16, de l'estimation du nombre de sporodochies formées sur les taches de nécroses.

MEREDITH et LAWRENCE (1970) ont proposé les critères de résistance définis ci-dessous à *Mycosphaerella fijiensis*:

- le nombre de feuilles présentant le premier stade nécrotique, (petite tache de couleur rougeâtre);
- le nombre de jeunes feuilles présentant trois stades nécrotiques;
- la fréquence de passage du stade tîret au stade tache;
- l'intensité des raies noires et leur surface;
- le nombre de feuilles fonctionnelles à la récolte;
- l'absence des conidies formées sur les lésions de la face inférieure des feuilles.

La prise en compte de ces critères a permis de calculer une note pour chaque variété et de les classer en très sensibles, moyennement sensibles et peu sensibles.

Des réactions de résistance ont été observées chez le cultivar Yangambi km 5 lors de l'extériorisation des symptômes de la maladie. Ces réactions sont liées au blocage de la maladie aux stades 1 et 2. Ces observations ont été confirmées sur des vitro-plants tout en précisant la rapidité avec laquelle les différentes phases du cycle biologique de *Mycosphaerella fijiensis* ;se déroulent (MOURICHON et al. 1987). Les cultivars ont été classés en quatre groupes:

- Groupe A: cultivars résistants;
- Groupe B: cultivars partiellement résistants, ne présentant pas de nécroses (Yangambi) mais se trouvant avec un nombre de feuilles fonctionnelles à la récolte;



- Groupe C: cultivars présentant une évolution normale de la maladie jusqu'au stade nécrose avec un nombre peu élevé de feuilles fonctionnelles à la récolte;

- Groupe D: cultivars présentant une évolution rapide de la maladie avec un nombre faibles voire inexistant de feuilles fonctionnelles à la récolte;

L'étude des relations hôtes-parasites sur 3 cultivars (Fougamou, ABB; Yangambi km 5, AAA; Grande Naine, AAA) a permis de faire les observations suivantes (MOURICHON et al., 1989):

- Grande Naine sensible avec une évolution très rapide des symptômes;

- Fougamou, résistant avec une évolution très lente des symptômes;

- Yangambi km 5, très résistant avec un blocage de la maladie au stade première raie.

Sur les 3 cultivars ci-dessus cités, une large extension du mycélium (plus de 500 m) a été observée chez la Grande Naine (BEVERAGGI et col, 1993). Le plus grand nombre de sites de pénétration a été observé chez le cultivar Yangambi. Ces sites de pénétration observés au microscope photonique se reconnaissent par la présence d'un stomatopode dans la cavité stomatique suivi du jaunissement des cellules de garde des stomates. Les observations ultrastructurales montrent chez les cultivars Grande Naine et Fougamou la présence d'un ou de deux globules osmiophiles dans les vacuoles. Les chloroplastes sont aussi moins allongés chez les cellules infectées 12 jours après les inoculations. Par contre, chez le cultivar Yangambi, la réaction du tissu à la pénétration du mycélium est plus intense et couvre une large zone.

La forte densité stomatique observée chez le cultivar Grande Naine comparée aux cultivars Pelpita et Faux Corne

explique sa grande sensibilité à *Mycosphaerella fijiensis*. (VASQUEZ et al., 1989). Aussi la formation peu abondante de cire épicuticulaire sur la feuille de rang 1 (FREEMAN et TURNER, 1985) traduit les plus fortes infestations souvent observées sur cette feuille par rapport aux feuilles de rang supérieur (3 et 4) au sein desquelles la formation de cire est plus abondante (VASQUEZ et al., 1989). Mais la formation de cire est plus faible chez les plantes en conditions expérimentales (culture sous serre) que chez celles végétant dans les conditions naturelles.

En république démocratique du Congo (ex Zaïre), la prise en compte du nombre de feuilles fonctionnelles à la floraison et à la récolte, a permis d'étudier le comportement de plusieurs cultivars en leur attribuant une côte allant de 1 à 4 suivant leur réaction à la cercosporiose noire (MOBAMBO et col., 1993).

#### **b-1-6- Lutte contre les cercosporioses**

La Lutte préventive consiste à instaurer des mesures visant à interdire le transport de matériel atteint, vers les zones où la maladie n'a pas encore été signalée. En Colombie, elle est organisée par des comités de lutte qui ont préconisé la distribution aux planteurs de cultivars Pelpita pour essayer de remplacer le bananier Plantain (AREVALO, 1986). En Nouvelle Zélande, du matériel végétal tétraploïde et diploïde avaient passé 12 mois en quarantaine avant d'être expédiés sur la station de recherche de Totokoitu (FULLERTON, 1989). Vu la longue durée de vie des ascospores et des conidies sur les résidus de récolte, il serait préférable d'éviter la replantation dans un délai n'excédant pas 5 ou 6 mois sinon la destruction des résidus par incinération peut être envisagée. L'utilisation de rejets provenant de bananiers déjà infestés est à éviter (STOVER, 1972 et 1980).

L'assainissement mécanique consiste à débarrasser les bananiers atteints de leurs feuilles les plus nécrosées (effeuillage). La suppression des feuilles fortement atteintes est recommandée dans les bonnes conditions de culture (STOVER, 1987). Lorsque l'effeuillage est pratiqué toutes les 4 semaines, une réduction de la production d'inoculum de la cercosporiose jaune sur bananier Plantain "Dominico harton" en Colombie est observée (BELALCAZAR et al, 1990). Au Nigéria, l'influence de la densité de plantation a été montrée sur l'efficacité de l'effeuillage chez le cultivar "Agbagba" (EMEBIRI et OBIEFUNA, 1992). A des densités de 1600 à 2500 plants par ha, un effeuillage limité à 4 ou 6 feuilles par plant permet de réduire l'incidence de la maladie de 16 % et la sévérité de 10%. Aux densités élevées (3333 plants/ha), l'effeuillage n'a pas d'influence sur l'incidence de la maladie mais réduit la sévérité de 18 % lorsque 4 feuilles sont maintenues, et de 13 % lorsque 6 feuilles sont maintenues. L'incidence et la sévérité de la maladie ne sont pas réduites par l'effeuillage des bananiers Plantain.

Les premiers essais de génétique ont été réalisés dans le souci d'étudier le comportement de plusieurs cultivars vis à vis des cercosporioses (FOURE, 1982). Sur le cultivar Yangambi, les mécanismes de résistance ont été observés après la pénétration du champignon et durant l'apparition des premiers symptômes de la maladie (BEVERAGGI, 1993). Aucune sporulation n'a été observée sur 5 cultivars de *Musa* AA ("Annan, Malaccensis, Selangor, Long javoy et Pisang lilin") qui sont considérés comme résistants à *Mycosphaerella fijiensis*, (MAYORGA, 1985 et MERCHAN, 1989). Mais le faible taux de multiplication clonale, le manque de variabilité et les limites de l'hybridation sexuelle (forte parthénocarpie des bananiers) rendent difficile l'amélioration génétique. La lutte génétique est

**Tableau III : Principaux fongicides utilisés dans la lutte contre les cercosporioses du bananier (FOURE, 1989)**

| Mode d'action                 | Matières actives          |              | Produits commerciaux |                 | Remarques   |                                      |
|-------------------------------|---------------------------|--------------|----------------------|-----------------|---|--------------------------------------|
|                               | Nom                       | Dose m.a.    | Nom                  | % m.a.          |   |                                      |
| Contact                       | Dithiocarbamates          |              |                      |                 |   |                                      |
|                               | manèbe )                  |              | Nombreuses           |                 | Mode d'action multisite   |                                      |
|                               | Zinèbe )                  | 1000g ha     | appellations         |                 |   |                                      |
|                               | Mancozèbe )               |              |                      |                 |   |                                      |
| Autres                        |                           |              |                      |                 |   |                                      |
|                               | Chlorothalonil °          | 750g ha      | Daconil-Bravo        | 75              | Phytotoxique en mélange huileux   |                                      |
| Systémiques                   | Benzimidazoles            |              |                      |                 |   |                                      |
|                               | Benomyl                   | 150g ha      | Benlate              | 50              | Tendance à induire et à sélectionner des races résistantes                              |                                      |
|                               | Thiabendazole             | 250g ha      | Tecto BF             | 50              |   |                                      |
|                               | Méthylthiophanate *       | 320g ha      | Peltis               | 40              |   |                                      |
|                               | Carbendazine              | 150g ha      | Bavistine, Dérosal   | (50)            |   |                                      |
|                               | Triazoles                 |              |                      |                 |   |                                      |
|                               | triadimefon <sup>oo</sup> | 0,5g plant   | Bayleton             | 5               | Granulés et formulation liquide,  |                                      |
|                               | Triadimenol <sup>oo</sup> | 0,5g plant   | Bayfidan             | 5               | Excellente action sur M. fijiensis  |                                      |
|                               | Triadimenol               | 100g plant   | Bayfidan             | 10              |   |                                      |
| Inhibiteurs des stérols (IBS) | Propiconazole *           |              |                      |                 |   |                                      |
|                               |                           | 100g ha      | Tilt                 | 25              | Spectre assez large (bonne action sur cladosporiose)                                    |                                      |
|                               | Fluzilazole *             |              |                      |                 |   |                                      |
|                               |                           | 100g ha      | Punch                | 40              |   |                                      |
|                               | Imidazoles                |              |                      |                 |   |                                      |
|                               |                           | Imazalil     | 250g ha              | Fungafflor 500B | 50  | Même mode d'action que les triazoles |
|                               |                           | Prochloraz * | 250g ha              | Octave          | 45  |                                      |
| Pirimidines                   |                           |              |                      |                 |   |                                      |
|                               | Nuarimol                  | 90g ha       | Trimidal             | 9               | Idem  |                                      |
| Pénétrant IBS                 | Morpholines               |              |                      |                 |   |                                      |
|                               | tridemorphe               | 300g ha      | Calixine             | 75              | Inhibiteur de la biosynthèse de l'ergostérol mais site d'action différent des triazoles |                                      |

\* = pulvérisation

\* par avion (équipé de micronair) dans 12-15 litres d'huile minérale/ha au Cameroun

\* par avion (équipé de buses) dans 15-16 litres d'huile minérale/ha en Guadeloupe

Sauf (°) pulvérisé dans l'eau et (oo) en formulation granulée.

de plus en plus orientée vers les techniques de culture *in vitro* basées sur l'établissement de suspensions cellulaires à partir de calcs embryogènes, la pression de sélection sur ces calcs, la culture des tissus, l'obtention des variants somaclonaux (1989; ESCALANT et al., 1989).

De toutes les méthodes de lutte envisageables, la lutte chimique est la plus utilisée. Elle évolue avec la mise au point de produits nouveaux par rapport aux formulations à base (bouillie bordelaise) et par suite de l'apparition de souches résistantes. De nombreux produits, différents par leur mode d'action sont utilisés (Tab III). Les premiers produits utilisés sont les huiles minérales à effet fongitoxique (GUYOT, 1954; GUYOT et al., 1955). BRUN (1958 et 1959) ajouta l'effet téléttoxique (efficacité de l'huile à l'intérieur des cellules de la feuille). La lutte s'est depuis améliorée avec l'utilisation des bouillies cupriques d'abord à 2000 litres/ha ensuite à 40 puis 15 litres/ha en raison de la qualité des huiles utilisées (GANRY et al., 1983). L'utilisation des fongicides de contact du groupe des dithiocarbamates (mancozèbe, zinèbe, manèbe etc) et des produits systémiques (bénomyl, propiconazole, calixine chlorothalonil, fulsilazole, carbendazine etc.) a contribué à lutter efficacement contre les cercosporioses. Des résultats satisfaisants ont été obtenus avec des mélanges de fongicides (mancozèbe et benlate appliqués avec l'huile contre la cercosporiose noire (FIRMAN et HOSKIN, 1970). L'utilisation de mélanges de thiabendazole, de propiconazole et de nuarimol aux concentrations de 2, 10, 50 et 250 ppm et pulvérisés à la face inférieure des feuilles a donné une meilleure inhibition de la croissance mycélienne (MAYORGA, 1983). Cependant les champignons résistent à certains produits selon la perte d'efficacité liée elle même à la durée d'utilisation de ces

produits. La résistance peut résulter d'une adaptation du champignon suite à la durée d'utilisation du produit.

La lutte intégrée est basée sur:

- des études épidémiologiques qui consistent à définir les différentes étapes du développement des cercosporioses et les divers facteurs agissant sur la durée de ces étapes,
- des stratégies de lutte chimique et des méthodes de lutte sur avertissement.

La lutte sur avertissement inclus deux descripteurs:

- \* les descripteurs climatiques qui permettent le calcul de la durée d'efficacité des traitements appliqués par zone climatique ou par région géographique;
- \* Les descripteurs biologiques qui renseignent sur l'évolution des symptômes de la maladie.

Le traitement doit être réalisé lorsque l'état d'évolution de la maladie atteint le seuil de  $1500 \pm 20\%$  (GANRY et MEYER, 1972). Il ne doit pas dépasser 2500 au risque que le traitement ne devienne inefficace.

Un meilleur contrôle de la cercosporiose noire basé sur la notation de la PJFN de la PJFT (plus jeune feuille touchée) et du calcul de l'indice d'infestation moyen, a été obtenu en Guadeloupe avec le tilt (100 à 200 g de m.a./ha), le triadiméfon et le triadiménol (0,25 g de m.a. / ha). Chez les bananiers des sous-groupes Cavendish et Plantain, le traitement est effectué lorsque le seuil de l'indice d'infestation moyen (IIM) atteint 2000 (FOURE et GRISONI, 1984). Mais en présence d'une forte pression d'inoculum, le rapport TR/TAC (traitement réalisé / traitement prévu par l'avertissement) peut être supérieur à 1 (BUREAU, 1984).

#### **b-2- LA CLADOSPORIOSE:**

La cladosporiose a été pour la première fois décrite en Guinée sur bananier Poyo (AAA) puis dans de nombreux pays

d'Amérique centrale (LASSOUDIÈRE, 1978). C'est une maladie qui favorise le dessèchement des feuilles de façon mécanique par suite d'évaporation d'eau au niveau des stomates. La consommation d'eau par le parasite peut entraîner une modification du métabolisme foliaire (BRUN, 1954). Chez les bananiers atteints, lorsque la floraison coïncide avec une période de forte infection, la plante à la récolte n'a plus que 2 ou 3 feuilles fonctionnelles (BRUN, 1963). Le fruit reste maigre et la maturation est retardée. Le fruit ainsi déprécié devient inexportable.

La cladosporiose des bananiers est due à *Cladosporium musae* MASON. Le genre *Cladosporium* LINK appartient à la famille des Dematiacées, à l'ordre des Moniliales et à la classe des Deuteromycètes. Ce genre a été créé par LINK qui lui a donné la définition suivante: "hyphe couchée, olivâtres, conidiophores dressés, conidies très variables, d'abord globuleuses sans cloisons puis typiquement pourvues de 1 à 3 cloisons disposées en chaînes " d'où le nom clados = rameau et sora = spore. Les conidiophores forment des touffes éparses et les conidies se confondent avec les articles inférieurs du mycélium (VIENNOT-BOURGIN et FERNIER, 1950). Mais la définition donnée par LINK est jugée imprécise par VIENNOT-BOURGIN et FERNIER (1950) à raison du caractère très polymorphe du genre. Plus de 250 espèces ont été énumérées (SACCARDO cité par VIENNOT-BOURGIN et FERNIER, 1950).

*Cladosporium* sp présente des affinités avec de nombreux autres champignons selon l'hôte et les conditions de culture (VIENNOT-BOURGIN et FERNIER, 1950). Sur les feuilles d'*Evonymus japonica*, *Cladosporium herbarum* LINK présentant des nodules mycéliens s'organise en un *Septoria* Fr. (*Septoria evonymus* RASH). BERLESE (1895) rattache *Cladosporium* sp à un *Phoma* SACC. sur houblon. Plusieurs champignons

présentent la morphose cladosporioïdes c'est à dire la formation de conidies en chaînes à partir de cellules basilaires qui font la transition avec les derniers articles mycéliens (VIENNOT-BOUGIN et FERNIER, 1950). C'est le cas des souches de *Helminthosporium oryzae* Br. D.H., et *Ophiobolus miyabeanus* ITO et KURIB (SAKAMOTO, 1934).

PLAKIDAS (1942) signale un *Ventura* comme étant la forme parfaite de *Cladosporium humile* DAVIS de ACER RUBRUM. Les travaux de JACQUES (1941) ont montré l'existence de parenté entre les genres *Cladosporium* et *Heterosporium* KLOTZSCH, par l'intermédiaire de l'espèce *Heterospermum variable* CKE, de l'épinard.

La biologie de *Cladosporium musae* montre que les colonies se développent sur les milieux PDA, avoine, malte, czapeck avec une croissance meilleure sur PDA (FROSSARD, 1963). Elles apparaissent sous la forme d'un liséré verdâtre de 1 à 2 mm de large. Les conidiophores brun foncé sont cloisonnés (13 cloisons en moyenne). Leur largeur varie de 6 à 7  $\mu$ m. La base est renflée avec une ampoule de 10  $\mu$ m de diamètre. L'apex des conidiophores porte des ramifications (stérigmates) pourvues elles mêmes des ramifications secondaires monocellulaires désignées sous le nom d'éléments ramo-conidiens ayant à leur sommet des conidies. Ainsi 3 types de conidies peuvent être observés:

- les conidies terminales subhyalines, monocellulaires de forme généralement cylindrique avec une seule cicatrice (9 x 3  $\mu$ m),

- les conidies intercalaires avec 3 cicatrices (11 x 3,8  $\mu$ m),

- les ramo-conidies (12,9 x 3,8  $\mu$ m) présentant des cicatrices circulaires de 0,74  $\mu$ m de diamètre. Les conidiophores portant les conidies apparaissent à la surface des feuilles sous la forme de poils de 1/10 mm terminée par une houpette blanche.



La croissance des colonies est bonne entre 20 et 30 °C. Elle est faible à 32 °C et nulle à 35 °C. La germination des spores est favorisée par des conditions d'humidité avoisinant 100 %.

Les conidies constituent la source principale d'infection. La période d'incubation varie suivant les auteurs: 80 à 100 jours (PONT, 1960); 4 semaines (FROSSARD, 1963). Les premiers essais d'infestation en Côte d'Ivoire ont été réalisés sur le cultivar Poyo en 1962 (FROSSARD, 1963) en plein champ, à Anguédedou, par pulvérisation d'une suspension de conidies ( $3 \times 10^6$  / ml) sur les deux faces des 3 plus jeunes feuilles. Les conidies ont été obtenues à partir de cultures âgées de 8 jours sur milieu avoine. Les observations montrent la présence d'appressorium localisés aux emplacements des stomates.

Les premiers symptômes ont été observés un mois après les inoculations sous forme de tirets de 5 à 10 mm de long. FROSSARD (1963) décrit 5 stades dans l'évolution de la maladie, selon sa gravité:

- stade I: petite tache d'un brun foncé de 0,5 mm de large et 5 mm de long.;

- stade II: élargissement du premier symptôme (5 à 10 mm de long; sur 1 à 2 mm de large). La tache est visible en lumière incidente. Les premiers conidiophores sont observés à la face inférieure;

- stade III: Les tirets deviennent de larges taches diffuses à contour mal délimité et de couleur brun violacé au centre;

- stade IV: le nombre et les dimensions des taches augmentent (maximum 3 cm sur 1,5 cm). les taches prennent un aspect vert noirâtre;

- stade V: on observe de petits tirets rectangulaires au centre de la tache à la face supérieure. La feuille prend une coloration jaune orangé présentant un aspect bariolé d'où le

nom de fausse mosaïque. La feuille jaunit et se dessèche progressivement.

Dans le cadre de la lutte contre la cladosporiose, BRUN (1954) note l'efficacité des sels de cuivre. Les fongicides du groupe des dithiocarbamates (manèbe, zinèbe, mancozèbe à 2 ou 3 kg / ha) sont utilisés. De même les fongicides systémiques tels que le benlate ou le peltis (44 à 500 g / ha) permettent de protéger les feuilles de bananiers contre la cladosporiose (LASSOUDIERE; 1978).

### III PROBLEMATIQUE ET OBJECTIFS

Comme indiqué dans les chapitres précédents, la culture bananière est importante pour les populations, mais les plantes sont affectées par de nombreux parasites (les virus, les bactéries, les champignons, les nématodes), et ravageurs (les arthropodes) etc. Parmi les organismes cités ci-dessus, les champignons par leur diversité parfois liée à une spécialisation organotrope se rencontrent sur tous les organes de la plante. Les dégâts occasionnés sont de plusieurs types: les cercosporioses (jaune et noire), la cladosporiose, la maladie des bords due à *Cordana musae* PREUS sur les feuilles, la maladie de Panama sur le Pseudo-tronc, l'antrachnose sur les fruits, les nécroses en tirets et taches diverses sur les racines et le rhizome. Les dégâts les plus fréquents se situent sur les feuilles et sont essentiellement dûs aux cercosporioses (jaune et noire) et à la cladosporiose.

De nos jours, les cercosporioses dues à *Mycosphaerella musicola* et à *Mycosphaerella fijiensis* constituent une menace pour les cultures. La cercosporiose jaune, sévère sur les cultivars de bananiers dessert (AA, AAA) dans les zones de basse altitude a été signalée sur les cultivars de bananiers Plantain à 1000, 1700 m d'altitude en Colombie (ARANGO BERNAL, 1985; BELALCAZAR et GOMEZ, 1988; BELALCAZAR et al., 1990), au Costa Rica (ROMERO CALDERON et GAUHL, 1988), au Cameroun (FOURE et LESCOT, 1988; MOULIOM PEFOURA et MOURICHON, 1990).

La biologie et les conditions d'infestation de la cercosporiose jaune ont été étudiées par de nombreux auteurs (CALPOUZOS, 1955; BRUN, 1963; STOVER, 1976; 1983; BELALCAZAR et al., 1990). BRUN (1963) à partir des études sur la phase ascosporee a établi la symptomatologie de la cercosporiose jaune.

Ces études biologiques et épidémiologiques de la cercosporiose jaune se sont révélées nécessaires dans l'élaboration des bases climatiques de l'avertissement (GANRY et MEYER, 1972). Toutefois, les possibilités d'apparition des souches résistantes face à certains produits appartenant au groupe des benzimidazoles (benlate, méthylthiophanate) demeurent (FOUCARDE et LAVILLE, 1973; VAN DEN BERG LORIDAT, 1989).

L'évolution de la maladie en Côte d'Ivoire sur les cultivars exploités en milieu paysan (principalement Orishele, Corne, Grande Naine) n'est pas connue. Les critères utilisés pour caractériser la résistance ou la sensibilité variétale sont assez différents suivant les auteurs: période d'incubation, cycle de la maladie, durée apparition du stade tache, la formation de fructifications asexuée et sexuée (MEREDITH et LAWRENCE, 1970; FOURE, 1982; LAVILLE, 1983).

Les isolements effectués permettent d'obtenir plusieurs isolats différents suivant les zones géographiques d'où l'existence de la diversité génétique observée chez *Mycosphaerella fijiensis* pouvant être aussi liée à la virulence des isolats (CARLIER et al., 1993). Malgré les possibilités d'obtention des conidies sur certains milieux (MOURICHON et al., 1987; NATURAL, 1989 et WILLIAMS, 1990) la sporulation de *Mycosphaerella fijiensis* reste peu maîtrisée et pose un

problème de quantification des spores lors des inoculations expérimentales. Une bonne maîtrise de la sporulation permettrait de mieux caractériser les souches, en plus des critères que sont la couleur des thalles, la croissance des colonies et les dimensions des fructifications asexuées.

La cladosporiose se présente comme une affection moins grave que la cercosporiose noire. Suite aux analyses microbiologiques d'échantillons récoltés dans les régions d'Aboisso, de Tiassalé, d'Adzopé, d'Akoupé, d'Azaguié et d'Anguédédou sur les bananiers Plantain et de dessert, *Cladosporium musae* a été observé sur tous les échantillons prélevés.

Outre l'observation de la cladosporiose et de la cercosporiose sur une même feuille, la biologie de *Cladosporium musae* et sa symptomatologie ont été décrits depuis 1963 par FROSSARD. Cet auteur a cité les seuls bananiers de dessert (AAA) comme sensibles, les bananiers Plantain et le cultivar Figue Sucrée n'étant pas affectés. Les périodes d'incubation de la cladosporiose donnée par PONT (80 à 100 jours) et FROSSARD (4 semaines) semblent longues. Les études de FROSSARD lui ont permis de décrire 5 stades dans l'évolution de la maladie.

*Cladosporium musae* tel qu' observé au niveau des taches dues à *Mycosphaerella fijiensis* ne semble t-il pas lui associé pour seulement jouer un rôle autre que celui d'un parasite secondaire ou d'un saprophyte? Conséquemment, *Cladosporium musae* ne serait-il pas un déterminant primaire de l'apparition et de l'évolution des taches de cercosporiose? Son association aux taches de cercosporiose suscite

plusieurs interrogations sur son action parasitaire. Ainsi, se pose la question de son implication ou sa non participation à l'apparition et à l'évolution des symptômes dûs aux espèces de *Mycosphaerella* sp parasites des bananiers.

Le travail présenté dans ce mémoire étudie les cercosporioses et la cladosporose sous différents aspects concernant :

- leur distribution géographique en Côte d'Ivoire;
- leur évolution et leurs cycles respectifs;
- la biologie des agents pathogènes;
- ainsi que les interactions hôtes-pathogènes.

Les résultats sont présentés dans les chapitres ci-dessous.

1- Dans le chapitre III, la distribution de la cladosporiose et des cercosporioses dans quelques localités en Côte d'Ivoire est présentée. La répartition de ces différentes anomalies sera faite dans les différentes zones de production selon l'importance des attaques. Cette répartition tient compte de l'altitude des localités.

2 - Dans le chapitre IV, la cercosporiose noire et la cladosporiose sont étudiées en un même site, sur quelques cultivars de bananiers ; Grande Naine AAA, Orishele AAB, Corne AAB. Ces cultivars sont les plus cultivés en Côte d'Ivoire soit en culture traditionnelle ou intensive. La sensibilité à la cercosporiose noire de ces cultivars est comparée par la méthode de l'état d'évolution.

Les expériences "*in vitro*" seront développées dans les chapitres V, VI.

3- Dans le chapitre V, la biologie des souches de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* est étudiée. Le but est de caractériser ses souches et de rechercher les conditions optimales de croissance et de développement des champignons en vue des inoculations étudiées au chapitre VI.

4- Dans le chapitre VI, les interactions hôtes-pathogènes ont été étudiées. Les expériences conduites visent à déterminer les interactions possibles caractérisant la croissance, le développement du pathogène sur l'hôte et conduisant à l'expression des symptômes.

## **CHAPITRE II: MATERIEL ET METHODES**



## **I- MATERIEL**

### **1-1- Matériel végétal**

#### **1-1-1 Distribution de la cladosporiose et des cercosporioses dans quelques localités de la côte d'Ivoire.**

Les études concernent la cladosporiose et les cercosporioses.

Les bananiers rencontrés appartiennent aux sous-groupes suivants :

- sous-groupe des Figues (cvs Figue Sucrée et Figue Pomme)
- sous-groupe des Cavendish (cvs Grande Naine, Petite Naine et Poyo)
- sous-groupe des Plantain (cvs Corne 1, Orishele et French Sombre)

#### **1-1-2. Etude de plantation de la cecosporiose noire et de la cladosporiose.**

##### **a- La cercosporiose noire**

Les expériences ont été suivies sur:

- 2 cultivars du sous-groupe des Plantain (Orishele et Corne);
- 1 cultivar du sous-groupe des Cavendish (Grande Naine).

##### **b- La cladosporiose**

En plus des trois cultivars, d'autres expériences ont été suivies sur le cultivar Figue Sucrée.

#### **1-1-3. Inoculations expérimentales.**

Le matériel végétal utilisé est constitué de plantules des cultivars Orishele et Grande Naine obtenues en culture *in vivo*.

### **1-2- Matériel fongique**

Les expériences en plantation ont été réalisées dans les conditions d'infestation naturelle sans apport artificiel d'inoculum.

Concernant les études de biologie et les inoculations expérimentales, les espèces *Mycosphaerella fijiensis* (isolé sur le cv Orishele) et *Cladosporium musae* (isolé sur le cv Figue Sucrée) ont été utilisées. Des suspensions de

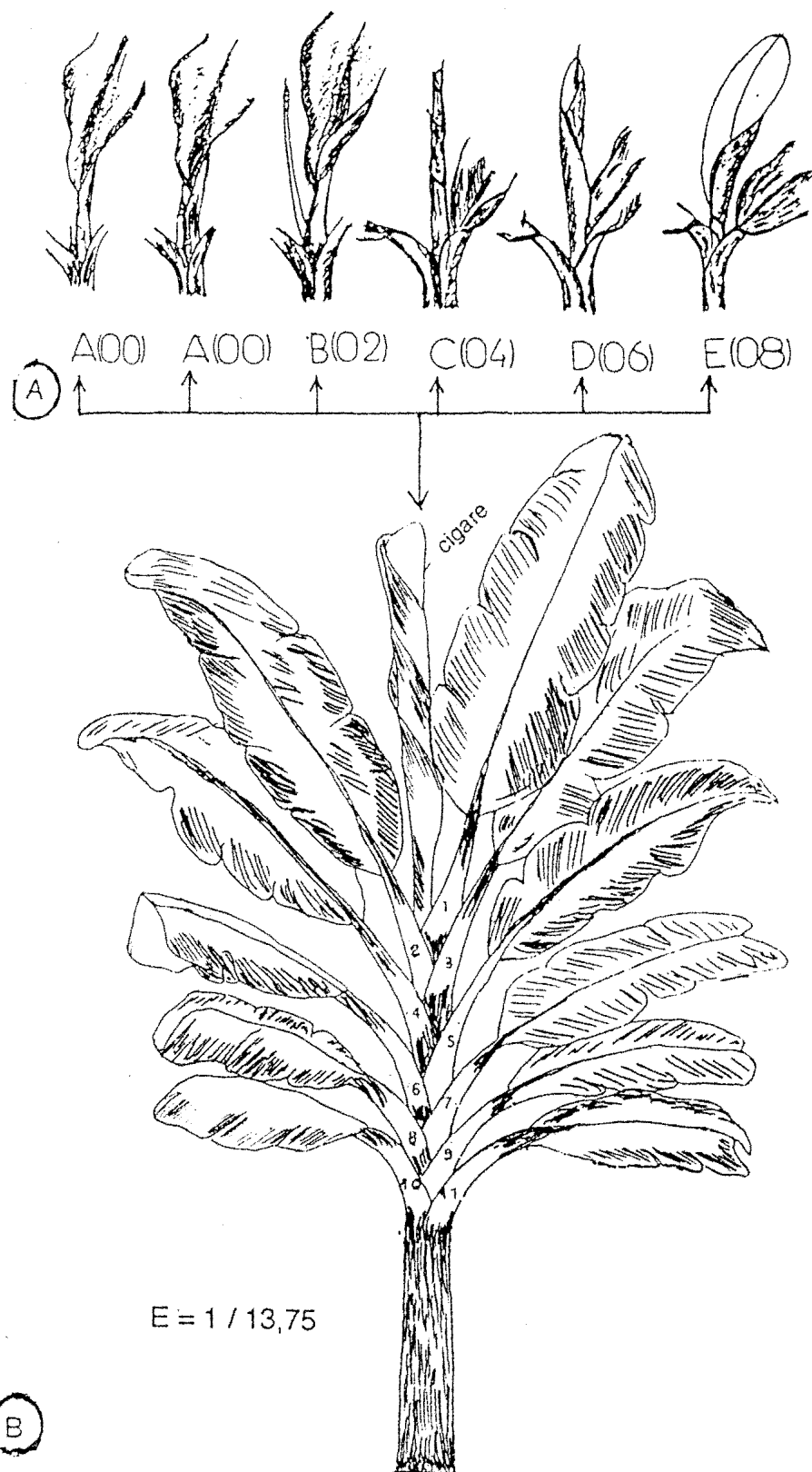


Figure 8 : Stades de déploiement du cigare et rangs foliaires chez un bananier

A : Stades de déploiement du cigare (BRUN, 1963)  
 B : Rang foliaires chez un bananier.

spores issues de cultures âgées de 6 jours sur milieu PDA (potato-dextrose-agar) ont servi aux inoculations.

## II METHODES

### 1- Distribution de la cladosporiose et des cercosporioses dans quelques localités de la côte d'Ivoire.

#### 1-1 Paramètres observés:

Sur chaque bananier, les observations sont effectuées sur des feuilles adultes en considérant les stades de déploiement du cigare (Fig 8:A) et les rangs de feuilles numérotées du haut (à partir du cigare) vers le bas (Fig 8:B).

- L'altitude :

L'altitude des zones d'observation est déterminée à l'aide d'un altimètre étalonné à partir du niveau de la mer (niveau zéro).

- Le stade du cigare :

La feuille enroulée donne l'aspect d'un cigare dont le déploiement passe par 5 stades (Fig8: A) : stades A, B, C, D, E (BRUN, 1963) et GANRY et stades 00, 02, 04, 06, 08 (LAVILLE, 1983).

- La plus jeune feuille touchée (PJFT et PJFTCl):

Chez la cercosporiose noire, ce paramètre se définit comme le rang de la plus jeune feuille portant les premiers symptômes de la maladie (au moins 10 tirets de stade I; FOURE, 1983). Il renseigne sur l'aptitude des cultivars à présenter les premiers symptômes de la maladie suivant le stade du cigare. Il permet d'estimer les délais d'incubation maximale pour les différents cultivars dans une même zone de production et aussi de comparer leur sensibilité vis à vis de la maladie. Les pourcentages obtenus peuvent permettre de comparer l'efficacité des produits suivant l'apparition des premiers symptômes de la maladie (FOURE, 1983).

Chez la cladosporiose, la PJFTCl représente le rang de la plus jeune feuille portant les symptômes de stade 1 (stade pointillé)

- Le stade III (PJF3 et PJF3Cl):

La prise en compte de ce paramètre a été mentionnée par MEREDITH et LAWRENCE, 1970. Ces auteurs ont pris en compte le nombre de feuilles présentant le stade III de la maladie.

En effet certains cultivars de bananiers de dessert comme Yangambi km5 présentent un blocage de la cercosporiose noire aux stades I et II (MOURICHON et col, 1989). Cette observation a été faite chez certains hybrides tétraploïdes (VUYLSTEKE et col., 1994). Ainsi, Ce paramètre renseigne sur le rang de la plus jeune feuille portant les symptômes de stade III (PJF3) afin d'établir les couples stade III (PJF3- numéro de feuille). Chez la cladosporiose, elle désigne la PJT3Cl.

- La plus jeune feuille nécrosée (PJFN et PJFNCl), se définit comme le rang de la plus jeune feuilles présentant au moins 10 nécroses de stades IV ou V pour la cercosporiose jaune (BRUN, 1963), V ou VI pour la cercosporiose noire (STOVER et DICKSON, 1970); FOURE (1983); BUREAU (1985). Ce paramètre renseigne sur:

- l'apparition des stades précédents lorsque les phénomènes de coalescence des symptômes de stade II ou III ne sont pas observés

- l'aptitude du bananier à favoriser la formation de fructifications sexuées qui constituent une source de réinfestation (taches de coalescence ou isolées),

- l'importance des surfaces foliaires nécrosées (BUREAU, 1985),

- la PJFN est un paramètre qui est en corrélation avec l'efficacité des fongicides (FOURE, 1983).

Chez la cladosporiose, elle représente la plus jeune feuille portant les symptômes de stade V ou VI (taches jaunâtres ou brunes),

- la plus jeune feuille entièrement nécrosée (PJFEN et PJFENCl): ce paramètre permet de comparer la sévérité de la maladie par la perte de l'activité fonctionnelle de la feuille.

## **1-2. Sites d'observation:**

Les sites d'observation sont choisis suivant l'évolution de l'altitude à partir du niveau zéro (niveau de la mer). Les observations sont effectuées

chaque fois que l'altitude augmente de 40 à 60m. Les altitudes des localités prospectées se situent entre le niveau de la mer (Abidjan , San-Pedro) et 750 à 800 m (Dainé à Man). La prospection a été menée dans les localités situées sur les axes routiers ci-dessous:

- Abidjan - Dabou - Grand Lahou - Fresco - San-Pédro,
- San-Pédro - Soubré - Duékoué,
- Duékoué - Terre rouge - Pinhou - Guiglo,
- Guiglo - Duékoué - Tontigouiné - Man - Geupleu - Biankouman - Odienné,
- Biankouman - Man (Zadepleu, Dayné, Vougoué),
- Man - Duékoué - Guessabo - Zoukougbeu - Daloa - Bonon-Bi - Bouaflé,
- bouaflé - Yamoussoukro - Toumodi,
- Toumodi - Dimbokro - Frodobo - Bongouanou - Abongoua - Agnibilekrou,
- Agnibilekrou - Abengourou - Zaranou - Aboisso,
- Aboisso - Bonoua - Abidjan,
- Abidjan - Sikensi - Tiassalé - Zagolilié - Gagnoa,
- Gagnoa - Abidjan,
- Abidjan - Adzopé - Akoupé,
- Akoupé - Azaguié - Agboville - Abidjan.

### **1-3- Echantillonnage :**

Les bananiers ont choisis au hasard. Concernant la distribution , le nombre par observation varie de 5 à 10 selon l'importance des plantations. Concernant les études en plantation, les observations ont portées sur 10 bananiers

### **1-4- Relation entre l'altitude et les paramètres étudiés:**

Les données recueillies sont traitées par ACP pour les bananiers a fruits de dessert (55 observations) et les bananiers plantains (80 observations). Les observations sont reparties entre les zones d'altitude

allant de 30 à plus de 500m. Cette étude tient compte de l'évolution des paramètres ci-dessous en fonction de l'altitude.

- le stade du cigare (CIG.),
- les plus jeunes feuilles touchées par les cercosporioses noires et / ou jaune (PJFT),
- la plus jeune feuille touchée par la cladosporiose (PJFTCl),
- les plus jeunes feuilles présentant le stade III des cercosporioses et/ou de cladosporiose (PJF3 et PJF3Cl),
- les plus jeunes feuilles nécrosées des cercosporioses et/ou de cladosporiose (PJFN et PJFNCL),
- les plus jeunes feuilles entièrement nécrosées des cercosporioses et/ou de cladosporiose (PJFEN et PJFEN).

## **2- Etude en plantation de la cercosporiose noire et de la cladosporiose.**

### **2-1- La cercosporiose noire**

#### **2-1-1- Site d'étude et plantation**

Les travaux ont été réalisés sur la ferme de l'ENSA située au km 8, route d'Abobo-Adjamé. Avant la réalisation des trous de plantation, les parcelles ont subi un labour suivi d'un pulvérisage. Les plantations de Corne 1 et d'Orishele ont été réalisées en mai 1993 par le laboratoire de physiologie végétale de l'université de Cocody. Ces parcelles ont été divisées en 2 parcelles élémentaires constituant 2 traitements par cultivar. Les parcelles de cultivars Grande Naine et Orishele ont été réalisées en novembre 1993. Elles étaient constituées d'un bloc de 2 répétitions (30 bananiers par répétition) juxtaposées. Les bananiers ont été plantés suivant les écartements de 2,60 x 2,60 x 2,60 m soit une densité de 1479 plants à l'hectare. Avant la plantation des rejets, les trous de plantation ont reçu un apport de fumure organique (bouse de vaches). La lutte contre les mauvaises herbes a été réalisée au besoin par un sarclage ou un rabattage à la machette. Les parcelles n'ont reçu aucun apport de fongicide pendant toute la période de plantation.

## **2-1-2- Etat d'évolution de la maladie:**

### **a- Description**

La méthode utilisée est celle de GANRY et MEYER (1972) mise en place dans le cadre de la lutte raisonnée sur avertissement contre la cercosporiose jaune. Les observations ont été effectuées sur 10 bananiers de taille homogène choisis au hasard par traitement.

La méthode a été adaptée à la cercosporiose noire (FOURE, 1982; LAVILLE, 1983) Elle tient compte de l'évolution des différents stades de la maladie dans les conditions climatiques et édaphiques de chaque zone de production suivant la croissance des bananiers.

Cette méthode prend en compte les descripteurs suivants:

- les descripteurs climatiques qui permettent le calcul de la durée d'efficacité des traitements par zone climatique ou par région géographique. Ces descripteurs regroupent certains paramètres intervenant au niveau de la couche limite des feuilles (le vent, le déficit de saturation de l'air et la température).

- les descripteurs biologiques qui renseignent sur l'évolution des symptômes de la maladie.

### **b- Notation et calcul**

Les observations consistent à noter:

- les stades de déploiement de la feuille (stades du cigare);
- le stade le plus évolué de la maladie sur les feuilles de rang 2 à 6 (Fig8 : B );

- la vitesse d'évolution de la maladie en fonction du temps est caractérisée par un coefficient de base qui traduit le couple (rang de feuille-stade cercospora);

- le couple (rang de feuille, stade cercospora) rapporté à une échelle de temps est corrigé par la vitesse de croissance du bananier, exprimée par le rythme d'émission foliaire (REF). Le rythme d'émission foliaire varie suivant les cultivars et d'une région à l'autre pour un même cultivar. Il

est obtenu en déduisant le nombre de feuilles émises en une semaine du nombre émis la semaine précédente. La valeur absolue du chiffre obtenu traduit le rythme d'émission foliaire. Par exemple si un bananier au stade cigare 04 comporte 12 feuilles cette semaine, on note 12,4. Lorsque la semaine suivante ce même bananier aura 13 feuilles avec son cigare à 06, on notera 13,6; le rythme d'émission foliaire en une semaine aura été :  $REF = 13,6 - 12,4 = 1,2$ . Le bananier a donc émis une feuille de plus en une semaine et le cigare est à 02. On fait ensuite la somme des rythmes d'émission foliaire pour l'ensemble des bananiers d'un traitement ou d'une parcelle. Ce qui correspond au rythme d'émission foliaire de la dite parcelle;

- la somme brute (S.B.) caractérise l'évolution de la maladie sans tenir compte du rythme d'émission foliaire. Pour chaque feuille et à chacun des stades de développement de la maladie correspond un coefficient de base par lequel on multiplie le stade le plus évolué de la maladie pour obtenir la somme brute;

- le coefficient d'évolution (C.E.) est obtenu en multipliant la valeur du stade cigare par le nombre de feuilles présentant les différents stades de la maladie. Dans l'exemple donné plus haut, chez le bananier ayant 12 feuilles et son cigare à 04 le chiffre 4 est multiplié par la somme des stades les plus évolués sur les feuilles 2 à 6 pour chaque bananier. La somme des CE donne le coefficient d'évolution des 10 bananiers choisis;

- la somme corrigée par le stade cigare (S.E.V.) est obtenue en déduisant de la somme brute le coefficient corrigé par le stade du cigare suivant la formule suivante:  $S.E.V. = S.B. - C.E.$

- l'état d'évolution de la maladie (E.E.) s'obtient en multipliant la valeur de la somme corrigée (S.E.V) par la valeur caractérisant le rythme d'émission foliaire du bananier (REF) suivant la formule ci-dessous:

$$E.E. = S.E.V. \times R.E.F.$$



### **2-1-3- Étude de quelques paramètres définissant les relations stade de la cercosporiose noire-numéro de feuille**

Cette étude a été faite sur 250 pieds dont 50 pour chacun des 5 stades de déploiement du cigare. Il s'agit de déterminer pour chacun de ces stades les pourcentages de feuilles portant les paramètres ci-dessous définis en fonction de leur âge exprimé par le rang qu'elles occupent:

- la plus jeune feuille touchée (PJFT),
- la plus jeune feuille présentant le stade III (PJF3),
- la plus jeune feuille nécrosée (PJFN),
- la plus jeune feuille entièrement nécrosée (PJFEN).

### **2-1-4- Corrélation entre les stades du cigare et les paramètres étudiés**

Les données ont été soumises à une analyse en composantes principales (ACP; Logiciel STATITCF; PHILIPPEAU, 1986). Pour chaque cultivar, 250 observations ont été effectuées. Une première ACP a permis de réduire le nombre d'observations en fonction des valeurs identiques des variables. Ainsi le nombre d'observation est différent suivant les cultivars: 43 pour Orishele, 46 pour Corne et 80 pour la Grande Naine. Un paramètre décrivant la dynamique de croissance des bananiers (stade cigare (CIG)), et 4 autres intégrant l'activité du parasite sur son hôte, et précisant le rang foliaire atteint par les symptômes:

- P.J.F.T.,
- P.J.F.3,
- P.J.F.N.,
- P.J.F.E.N.

### **2-1-5. Cycle de la cercosporiose noire**

Conditions d'étude:  $2 \leq \text{PJFT} \leq 3$ ;  $4 \leq \text{PJFN} \leq 6$ ;  $\text{PJFEN} \geq 6$

#### **a- Détermination de la période d'incubation maximale:**

L'incubation maximale a été définie comme étant la période séparant l'infestation au champ et l'apparition des premiers symptômes de la maladie (BRUN, 1963).

Cette étude a été basée:

- d'une part sur la méthode utilisée au Cameroun (MOULIOM PEFOURA, com. pers., FOURE et col., 1990). Elle consiste à marquer au moins 10 bananiers ayant leur cigare au stade 02 et à suivre le déploiement du cigare jusqu'à son déploiement total et l'apparition des premiers symptômes sur la feuille émise.

- d'autre part compte tenu des possibilités de dépôt des propagules infectieuses jusqu'à la base du pétiole, nous avons choisi au moins 10 bananiers ayant leur cigare au stade 00. En effet, le nouveau cigare avant sa sortie ou avant qu'il n'atteigne le stade 02 peut être en contact avec les spores déposées dans le pétiole de la feuille qui le précède et celles dispersées par le vent. Il peut donc y avoir contamination pendant que le cigare adhère au pétiole. Dans le souci de mieux définir la période d'incubation, la notation a été élargie à tous les 5 stades de déploiement du cigare avec 10 bananiers choisis par stade cigare soit 50 bananiers notés par cultivar.

#### **b- Détermination de la durée d'apparition des taches**

D'après de nombreux auteurs (BRUN, 1963; VAKILI, 1970; WARDLAW, 1972; CALPOUZOS, 1970; FROSSARD, 1980), le développement des symptômes est essentiel pour déterminer la sensibilité ou la résistance d'une variété et non les seuls critères de germination et de pénétration. Sur les bananiers atteints de la cercosporiose noire (cvs. Orishele, Corne et Grande Naine), les feuilles marquées pour la période d'incubation sont suivies après l'observation des premiers symptômes jusqu'à leur nécrose entière. Ainsi de la période d'apparition des premiers symptômes (PJFT) jusqu'à la nécrose entière de la feuille (PJFEN), les délais d'apparition des stades III (PJF3 et PJF3Cl) et du stade nécrose (PJFN) sont notés. Les observations sont effectuées 2 fois toutes les semaines. A la fin des observations, la durée moyenne des symptômes est déterminée à partir de celle obtenue pour chacun des 10 bananiers. La durée de passage du stade I aux stades III et VI de la maladie a été

déterminée par le marquage d'au moins 20 taches de stade I sur les feuilles de rang 3 à 4. Le suivi de ces taches permet de déterminer:

- la durée de passage du stade première raie (stade I) au stade tache (stade III),
- la durée de passage du stade première raie au stade nécrose c'est à dire à la formation des premières fructifications sexuées.

### **c- Evolution des taches dues à *Mycosphaerella fijiensis*:**

Pour chacun des cultivars, 20 taches de dimensions allant de 0,5 à 1 mm ont été marquées sur les feuilles de rang 3. La longueur et la largeur des taches sont mesurées 2 fois/semaine. D'autres caractéristiques comme l'apparition des marges jaunes à jaune orangé et le début des nécroses sont aussi notées.

#### **2-1-6- Incidence de la cercosporiose noire sur la sporulation sexuée.**

Des fragments de feuilles nécrosées ont été prélevés sur 10 bananiers. Les prélèvements sont effectués sur la plus jeune feuille entièrement nécrosée (PJFEN). Les taches nécrosées (10 taches / bananier) sont ensuite éclaircies au lactophénol à 2 % pendant 10 à 15 min. Le nombre de périthèces renfermant les fructifications sexuées est déterminé par comptage à l'aide d'une lame microscopique.

## **2-2. La cladosporiose**

### **2-2-1- Symptomatologie :**

Les cultivars Orishele, Corne et Grande Naine ne présentant pas les stades évolutifs observés chez le cultivar Figue Sucrée, nous avons donné la symptomatologie à partir des observations approfondies sur le cultivar Figue Sucrée. Cette symptomatologie s'est avérée nécessaire dans le but:

- de mieux définir les couples stade cladosporiose-numéro de feuille,
- de déterminer les corrélations possibles entre les différents paramètres étudiés,
- d'établir le cycle de la maladie

La description des symptômes a été basée sur les observations régulières (2 fois par jour) à partir des feuilles de rang 1. Des taches en plantation sont marquées et suivies en notant la forme, la couleur jusqu'au jaunissement suivi de leur nécrose. Les échantillons de feuilles atteintes sont ramenés au laboratoire pour des observations au microscope optique par:

- la mesure des dimensions des taches aux stades I et II;
- le comptage des conidiophores sortant des stomates sur les faces supérieure et inférieure des feuilles.

### **2-2-2. Etude de quelques paramètres: relation stade cladosporiose numéro de feuille.**

Cette étude est basée sur la notation de la:

- P.J.F.T.Cl.,
- P.J.F.3.Cl.,
- P.J.F.N.Cl.,
- P.J.F.N.Cl.

### **2-2-3- Cycle de la cladosporiose:**

#### **a- Détermination de la période d'incubation maximale**

Les observations ont été effectués sur les bananiers aux stades 00 et 02 du cigare. Dix bananiers ayant leurs cigares au stade 00 et 10 autres ayant leur cigare au stade 02 sont marqués. Ces feuilles déployées sont marquées et suivies jusqu'à l'apparition des premiers stades (pointillés). Les délais moyens d'apparition de ces premiers symptômes sont déterminés.

#### **b- Evolution de la maladie**

Après le marquage des feuilles au stade cigare, lorsque les premiers symptômes de la maladie apparaissent (avant ou après déploiement des cigares), ces feuilles sont suivies jusqu'au dernier stade de la maladie. Les taches de stade I sont marquées afin de déterminer :

- la durée de passage du stade pointillé (stade I) aux stades II, III (stade tache) nécrose (PJFN) et nécrose entière de la feuille (PJFEN).

### **2-3- Correlations entre l'apparition des premiers symptômes de la cercosporiose noire et ceux de la cladosporiose**

L'étude des corrélations entre l'apparition des premiers symptômes dûs à *Mycosphaerella fijiensis* et à *Cladosporium musae* a été faite dans le but d'apprécier l'agressivité de l'un des champignons par rapport à l'autre. L'ACP a été faite à partir des 250 observations notées pour les corrélations entre les paramètres étudiés et les stades de déploiement du cigare. Les paramètres plus jeune feuille touchée par la cercosporiose noire (PJFT) et la cladosporiose (PJFTCl) ont été pris en compte.

## **3- Biologie de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae***

### **3-1- Isolement et caractérisation des souches**

#### **3-1-1- Stérilisation**

- Les milieux de culture sont stérilisés à l'autoclave pendant 30 min, à la température de 120 °C.

- La verrerie est stérilisée au four à 120 °C pendant 12 h.

#### **3-1-2- Technique d'isolement**

Les isolements sont effectués à partir d'échantillons de feuilles portant les stades II et/ou III. Mais les échantillons portant les symptômes de stade III et présentant une bonne sporulation sont préférables car ils sont, dépourvus de spores des champignons tels que *Cordana*, *Curvularia* BOODIYN et *Deightonella*.

La technique utilisée pour isoler les souches de *Mycosphaerella fijiensis* est celle des isolements monospores.

Pour obtenir les souches de *Cladosporium musae*, nous avons utilisé la technique des isolements en spores de masse (CALPOUZOS, 1955) suivie d'un clonage monospore. Les isolements sont effectués sous une hôte à flux laminaire, par utilisation des taches de stade III de cladosporiose sur le cultivar Figue Sucrée.

### **a- Isolement monospore**

Les fragments de feuilles portant les stades II et/ou III de la maladie sont découpés et disposés dans une boîte de Pétri munie d'un papier filtre humecté d'eau. Sous une hôte à flux laminaire, la surface des fragments est légèrement grattée puis appliquée contre celle d'un fragment de milieu gélosé qui retient les spores de *Mycosphaerella fijiensis* et d'autres champignons qui lui sont associés notamment *Cladosporium* sp. Les conidies de *Mycosphaerella fijiensis* retenues sont prélevées une à une au microscope sous une hotte puis déposées sur un autre fragment de gélose à l'aide d'un micro-scalpel passé à la flamme. Les conidies sont transférées de ce milieu et déposées sur un autre fragment de gélose. Une fois débarrassée des débris, la conidie est prélevée et déposée sur un milieu gélosé enrichi de pomme de terre et de glucose (PDA) puis mis en incubation dans une étuve à  $26 \pm 2^\circ$ .

Plusieurs isolements sont effectués afin d'augmenter les chances d'obtenir des isolats. Le milieu PDA peut être aussi fragmenté et reparti dans des boîtes de Pétri stériles (3 à 5 fragments / boîte). Les boîtesensemencées sont incubées à  $26 \pm 2^\circ \text{c}$ .

### **b- Isolement par spores de masse**

Chez *Cladosporium musae*, les conidies sont nombreuses et généralement regroupées au sommet des conidiophores. Un lots de conidies est séparé des débris et d'autres spores à l'aide d'un micro-scalpel fin puis transféré sur un milieu PDA. Lorsque les débris sont assez nombreux les conidies sont transférées sur un ou 2 fragments de gélose avant d'être déposées sur le milieu PDA.

### **3-1-3- Caractérisation des isolats obtenus :**

Les isolats obtenus sont décrits suivant la couleur de leur thalle, les dimensions des conidiophores et des conidies et suivant aussi le mode de sporulation.

- Suivant la couleur de leur thalle:

Les observations sont effectuées selon la présence ou l'absence de secteurs de croissance et sa forme.

- Suivant le mode de sporulation:

Chez le genre *Mycosphaerella*, la sporulation sur milieu de culture est assez difficile à obtenir. La technique mise au point nous permet d'identifier les conidies sur les conidiophores. Les travaux sont effectués sur les souches âgées d'au moins 10 jours. Le mycélium constituant une masse assez dure sur le milieu de culture est légèrement prélevé et reparti à la surface du milieu PDA. À partir du 4<sup>ème</sup> jour, la surface du milieu présente des zones d'un aspect rayonnant constituant les zones sporulantes. L'observation de ces zones au microscope nous permet de caractériser les souches:

- par la détermination du nombre de conidies par conidiophore;
- par la mesure des dimensions (longueur et largeur) des conidies et conidiophores.

Chez *Cladosporium musae*, en raison de la sporulation abondante, seules les longueurs et les largeurs des conidiophores et conidies sont mesurées.

### **3-2. Germination des conidies et croissance des isolats de**

#### ***Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium* sp**

##### **3-2-1- Germination des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* et de**

##### ***Cladosporium musae*.**

###### **a- Méthode d'étude.**

La technique utilisée est basée sur celle des isolements monospores. Des fragments de milieu gélosé sont déposés sur des lames porte-objet passées à la flamme sous une hôte bactériologique à raison de 4 à 5 fragments par lame. Les conidies sont mises au contact des fragments puis prélevées à l'aide d'un instrument fin et déposées sur d'autres fragments de gélose.

**Tableau IV : Composition de différents milieux de culture et leur pH avant et après autoclavage**

A : composition des milieux de culture

- H<sub>2</sub>O : 1000 ml
- Vitamine (g) : thiamine (0,1) ; biotine (0,1)
- Micro et macro-éléments (g) : MnSO<sub>4</sub> (0,04) ; MgSO<sub>4</sub> (1) ; FeSO<sub>4</sub>, 7H<sub>2</sub>O (1) CaCO<sub>3</sub> (4)
- Agar : 20g
- Saccharose ou glucose : 20g

B : Valeurs des pH des différents milieux (PDA)

| A | Nature des milieux      | pH   | Composition             |        |           |                                   |
|---|-------------------------|------|-------------------------|--------|-----------|-----------------------------------|
|   |                         |      | Purée de pomme de terre | Amidon | Bouillons | Macro et micro-éléments Vitamines |
|   | * PDA                   | 6.03 | 20g                     | --     | --        | --                                |
|   | * Feuilles de bananiers | 6.42 | --                      | --     | 200g      | --                                |
|   | * Pulpe de banane       | 4.57 | --                      | --     | 500g      | --                                |
|   | * Amidon                | 5.64 | --                      | 20g    | --        | oui                               |

| B | pH avant autoclavage |        | pH après autoclavage |
|---|----------------------|--------|----------------------|
|   | Non ajusté           | Ajusté |                      |
|   |                      | 4      | 3.88                 |
|   |                      | 5.04   | 4.94                 |
|   |                      | 6.01   | 5.84                 |
|   | 6.3                  | 7.02   | 6.71                 |
|   |                      | 8      | 7.46                 |
|   |                      | 8.33   | 7.62                 |
|   |                      | 8.74   | 8.41                 |



### **b- Observations**

Les notations ont porté sur :

- le temps de la germination déterminé par des observations toutes les 6 h pour *Mycosphaerella fijiensis* et toutes les 2 h jusqu'à l'observation de la 1<sup>ère</sup> conidie germée;
- le pourcentage de germination est déterminé à chaque mesure. Ce pourcentage renseigne sur l'évolution de la germination et la période sur laquelle elle s'étale
- des observations préliminaires ont montré une croissance lente des filaments germinatifs chez *Mycosphaerella fijiensis* par rapport à *Cladosporium musae*. Ainsi, la longueur du filament germinatif (hyphe) mesurée toutes les deux heures pour *Cladosporium musae* et toutes les 24 h pour les conidies de *Mycosphaerella fijiensis*.

### **c- Libération des ascospores:**

La méthode utilisée est la suivante :

- préparation des milieux de culture (PDA ou gélose);
- prélèvement des feuilles portant les nécroses de stade VI;
- découpage des feuilles en rondelles de dimension égale à celle du couvercle des boîtes de Pétri;
- humidification des rondelles pendant 20 à 30 min;
- Dépôt des rondelles dans le couvercle des boîtes de Pétri.

Les feuilles sont maintenues à l'aide d'un papier filtre présentant une fente d'au moins 4 cm<sup>2</sup> en son centre, avant la fermeture des boîtes.

## **3-2-2: Croissance des isolats**

### **a- Croissance des isolats sur différents milieux de culture.**

l'étude portant sur la croissance des isolats comporte deux variables:

- la variable "milieu de culture" (Tab IV: A) comprend les milieux suivants: PDA, extrait de feuilles de plantain, bouillon de pulpe de plantain, amidon (soit 4 objets);

- la variable " pH du milieu PDA" (Tab IV: B) comprenant les pH 3; 4; 5; 6; 7; 8; 8,33 et 8,72 (pH ajustés avant autoclavage) et dont l'ensemble constitue 7 objets. La valeur moyenne du pH du milieu P.D.A. avant l'ajustement et les valeurs de pH après autoclavage (pH de croissance des souches) sont notés (Tab IV: B).

## **b- Croissance des isolats sur milieu P.D.A. à pH différents.**

### **b-1- Mesures de pH.**

La gamme de pH désirés du milieu PDA a été obtenue au moyen de solutions phosphates suivantes:

- L'acide orthophosphorique pur ( $H_3PO_4$ ) pour obtenir les pH 4 et 5;
- Une solution de  $KH_2PO_4$  et d'eau en proportion 1/5 (1g pour 5 ml d'eau distillée) pour obtenir la valeur du pH 6 lorsque le pH du milieu est légèrement supérieur à 6 ( $6 \leq pH \leq 6,20$ );
- une solution de ( $K_2HPO_4$ ) et d'eau en proportion 1/ 5 pour obtenir les pH > 6,20. Les milieux à pH différents sont autoclavés à 120°C pendant 30 min. Après l'autoclavage, les pH des milieux sont vérifiés afin de voir les variations subies au moment de l'autoclavage

La quantité d'agar est réduite aux 2/3 de la quantité normalement utilisée afin de faciliter l'utilisation des colonies pour les mesures de masse de matière sèche des thalles. Cette réduction ne concerne pas les pH < 4 en raison de l'acidité élevée de ces milieux.

### **b-2- Ensemencement des explants**

Les milieux refroidis sont coulés dans des boîtes de Pétri sous une hotte bactériologique. Pour chacun des milieux et chacun des pH, 5 boîtes ont été utilisées par isolat. Les ensemencements sont réalisés dès que les milieux sont figés. Ils consistent à déposer au centre des boîtes un explant de 4mm de diamètre prélevé à l'emporte pièce sur des cultures âgées de 10 jours. Les boîtes sont ensuite mises à incuber dans une étuve à  $26 \pm 2^\circ$ . La croissance est exprimée par:

- les mesures de diamètres des colonies (cm);

- la détermination des masses de matière sèche des thalles des isolats (mg).

### **b-3- Mesures de diamètres**

Les mesures sont effectuées tous les 5 jours à l'aide d'un double décimètre suivant le sens des repères tracés dès la première mesure. La durée des culture est de 40 jours soit un total de 8 observations après ensemencement.

Pour les pH, en raison de la variation de quantités de métabolites produit par les champignons et pouvant modifier les pH de départ, les mesures sont faites sur 25 jours soit un total de 5 observations.

### **b-4- Détermination des masses de matière sèche des thalles:**

Au terme des observations, l'explant est extrait du milieu puis rincé à l'eau distillée afin d'éliminer les restes de milieux qui lui adhèrent. Le fragment débarrassé des résidus de milieux est séché au four (90 à 100°C) jusqu'à un poids constant. Le thalle séché est pesé sur balance de précision et la masse est exprimée en mg.

### **b-5 Corrélation**

Le but est de comparer l'évolution du diamètre et du poids du thalle suivant les variations du pH.

Au total 35 observations ont été effectuées (5/pH) pour chaque isolat. Les résultats obtenus sont analysés par ACP sur logiciel STAT-ITCF.

## **3-3- Etudes sur la sporulation**

Le but de cette étude est de déterminer l'influence des milieux utilisés et du pH sur la fructification conidienne chez *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae*. La sporulation sur les différents milieux est comparée à celle obtenue sur milieu V8. La sporulation de *Mycosphaerella fijiensis* est abondante sur ce milieu (MOURICHON et col, 1987).

### **3-3-1- Méthode utilisée**

Les explants de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* de 4 mm de diamètre sont déposés sur les différents milieux (PDA; feuilles; bouillon de pulpe de plantain; Amidon; V8) et sur le milieu PDA à des pH différents à raison de 5 répétitions par milieu. Les pH utilisés vont de 3 à 8,74.

Au bout de 10 jours de croissance, le thalle de chacune des boîtes est délicatement raclé puis mis dans des tubes à essai contenant 5ml d'eau distillée. Le mélange est homogénéisé à l'aide d'un vibreur de type TOP-MIX. Les comptages de conidies sont effectués sur lame de MALASSEZ.

### **3-3-2- Optimisation de la production de conidies**

La technique utilisée pour l'obtention des conidies est basée sur le mode de sporulation. Le but est de trouver un délai de production maximale de conidies. Le mycélium est étalée sur 4 cm<sup>2</sup> à la surface d'un milieu PDA. Les observations sont effectuées chaque 2 jours jusqu'à 8 jours de culture. Les zones sporulantes situées à la surface des milieux sont prélevées et mises dans 50ml d'eau distillée. Les comptages des conidies sont effectués sur cellule de MALESSEZ.

## **4- Etude de la sensibilité des cultivars Orishele et Grande Naine par inoculation expérimentale, interaction hôtes-pathogènes.**

### **4-1- Production des plantules *in-vivo***

Sous une ombrière, des souches adultes (mais n'ayant pas encore jeté leur inflorescence) sont placées verticalement sur un lit de sable de gravier. Elles sont abondamment arrosées 2 fois/jour. Trois semaines leur suffisent pour émettre des oeillets. Ceux-ci sont scarifiés afin de favoriser leur prolifération. Les oeillets issus de 2 ou 3 excisions sont détachés et placés sur un substrat cultural dans des godets en plastique de 0,25 l. Les plantules obtenues sont transplantées dans des pots de 2 litres pour les travaux.

Les plantules sont recouvertes par des housses en plastique transparents afin de protéger les feuilles à inoculer des contaminations extérieures. La température sous les housses variait entre 23 et 34 °C et l'humidité relative de 65 à 93 %. Ces données ont été obtenues grâce à un thermo-hygromètre placé sous une housse. Les plants sont débarrassés des housses 4 jours après les inoculations. Afin d'éviter les effets du rayonnement solaire direct, les plants ont été placés sous un abri constitué d'un hangar couvert de palme.

## 2- Préparation des inocula

La production de spores est basée sur le mode de sporulation du champignon. Le thalle des cultures âgées d'au moins 6 jours est gratté et étalée sur toute la surface d'un milieu de culture PDA (5 à 10 boîtes) pour *Mycosphaerella fijiensis*. Deux à trois boîtes suffisent pour *Cladosporium musae* en raison de sa sporulation abondante. Les spores formées sont récupérées au bout de 6 jours dans 10 à 15 ml d'eau distillée par boîte soit 50 à 150 ml d'eau distillée pour 5 à 10 boîtes de Pétri. La suspension obtenue est homogénéisée à l'aide d'un agitateur de tube de type TOP-MIX pendant quelques secondes puis filtrée. Les spores récupérées sont comptées sur lame de MALASSEZ. Les quantités de spores utilisées pour les 2 champignons sont de  $35 \times 10^3$  conidies/ml pour *Mycosphaerella fijiensis* et  $34,667 \times 10^3$  pour *Cladosporium musae*.

## 4-3- Technique d'inoculation:

les inoculations sont réalisées à l'aide d'un micropulvérisateur de 500 ml suivant les traitements ci dessous décrits.

- **Traitement 1** : inoculum uniquement constitué de suspensions de spores de *Mycosphaerella fijiensis*.

- **Traitement 2** : inoculum uniquement constitué de suspensions spores de *Cladosporium musae*.

- **Traitement 3** : inoculum constitué d'un mélange de suspensions de spores de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae*.

- **Traitement 4** : l'inoculation a été d'abord réalisée avec *Mycosphaerella fijiensis* puis avec *Cladosporium musae* 3 jours plus tard sur la même feuille.

- **Traitement 5** : l'inoculation a été réalisée avec *Cladosporium musae* puis avec *Mycosphaerella fijiensis* 3 jours plus tard.

- **Traitement 6** : Témoin blanc, sans inoculum

Chaque traitement(x) renferme 2 volets libellés comme suit:

-Traitement x avec *Mycosphaerella fijiensis* seul

\* volet 1: *Mycosphaerella fijiensis* seul sur Grande naine,

\* volet 2: *Mycosphaerella fijiensis* seul sur Orishele.

Le nombre de plantules inoculées par traitement est de 10 par cultivar. Les inoculations sont réalisées sur des rondelles de feuilles au laboratoire d'une part et en serre sur les deux plus jeunes feuilles de chaque plantule d'autre part.

#### 4-4- Inoculation sur des feuilles:

Des rondelles de 17 mm de diamètre sont prélevées sur les 1<sup>ères</sup> ou 2<sup>èmes</sup> plus jeunes feuilles soigneusement rincées. Dix à vingt rondelles sont déposées dans des boîtes de Pétri de 120 mm de diamètre munies d'un papier filtre humecté déposé au fond. Les suspensions de spores sont déposées sur la face inférieure des rondelles à l'aide de pipettes Eppendorf de 0,60 µl (soit 210 conidies de *Mycosphaerella fijiensis* et 204 conidies de *Cladosporium musae* par rondelle) suivant les traitement ci-dessus décrits.

Les suspensions de spores sont pulvérisées sur la face inférieure des deux plus jeunes feuilles.

#### **4-5- Observations:**

##### **4-5-1- Germination-Pénétration-Brunissement des stomates.**

Les rondelles inoculées avec *Cladosporium musae* (T2) sont observées toutes les heures tandis que celles inoculées avec *Mycosphaerella fijiensis* sont observées toutes les 2 h afin de déterminer la période de germination. Après la germination, les observations sont effectuées toutes les 4 h pour les inoculations faites avec *Cladosporium musae* et toutes les 6 h pour les inoculations faites avec *Mycosphaerella fijiensis* afin de déterminer les moments de la pénétration. Les brunissements sont caractérisés par une altération de la couleur des feuilles au niveau des stomates qui constituent les sites de pénétration.

##### **4-5-2- Comptage des sites de pénétration:**

Pour chaque cultivar et selon les traitements, le nombre de stomates brunis ou jaunis par rondelle est compté tous les 3, 5, et 10 jours à l'aide d'une lamelle de comptage au microscope. Sur une lamelle de microscopie portant un rectangle de 1 cm<sup>2</sup> (divisé en 10 rectangles de 0,1cm<sup>2</sup>) et déposée sur la zone inoculée, se fait le comptage du nombre de stomates brunis.

##### **4-5-3- Microscopie électronique**

###### **a- But**

Les travaux sont réalisés afin de déterminer les modifications survenant chez la plante, modifications qui aboutissent à l'extériorisation des premiers symptômes de la maladie. Les observations sont effectuées 3, 5, 10, 15 et 30 jours après les inoculations.

###### **b- Techniques de microscopie:**

Les échantillons sont fixés pendant 2 h dans du glutaraldehyde 3% dans 0,1 M de cacodylate pH 7,3. Ils sont rincés 2 fois dans une solution tampon de cacodylate additionnée de saccharose à 3 %. Ils subissent une post fixation dans une solution de tétroxyde d'osmium à 1% dans du cacodylate. La fixation et la post fixation ont lieu sous agitation continue.

Un rinçage d'1 h dans le même tampon a été effectué avant la déshydratation. Cette déshydratation est faite par immersion des échantillons dans des bains croissants d'alcool (éthanol absolu): 50; 70; 95 et 100%. Les échantillons déshydratés dans l'oxyde de propylène ont été imprégnés du mélange oxyde de propylène + résine puis dans la résine pure. L'inclusion est faite avec la même résine dans les moules plastiques. Les coupes semi-fines réalisées dans les blocs obtenus ont permis de localiser les différentes parties. Les coupes fines réalisées dans ces mêmes blocs à l'aide du microtome REICHERT-AUSTRIA ont été contrastés à l'acétate d'uranyl et au citrate de plomb. Les observations et les micrographes ont été réalisées à l'aide du Microscope Electronique ZEISS EM 900. Tous ces travaux ont été réalisés au GERME.



## **RESULTATS**

### CHAPITRE III- DISTRIBUTION DE LA CLADOSPORIOSE ET DES CERCOSPORIOSES DANS QUELQUES LOCALITES DE COTE D'IVOIRE.

#### I- INTRODUCTION

Comme indiqué au chapitre I (problématique et objectifs), les cercosporioses occasionnent d'importants dégâts aux bananiers en Côte d'Ivoire. Il nous a semblé utile d'étudier leur distribution dans quelques localités du pays. Compte tenu de l'association de la cladosporiose avec les cercosporioses, nous avons pris en compte l'étude de sa répartition. Les bananiers rencontrés appartiennent à différents sous-groupes : Figues (cv Figue Sucrée, AA et Figue Pomme, AAB), Cavendish AAA (cvs Grande Naine, Petite Naine, Poyo), Plantain AAB (cvs Orishele et Corne 1). Cette étude nous permettra de mesurer l'importance des attaques de ces pathologies et les interactions possibles entre les cercosporioses et la cladosporiose.

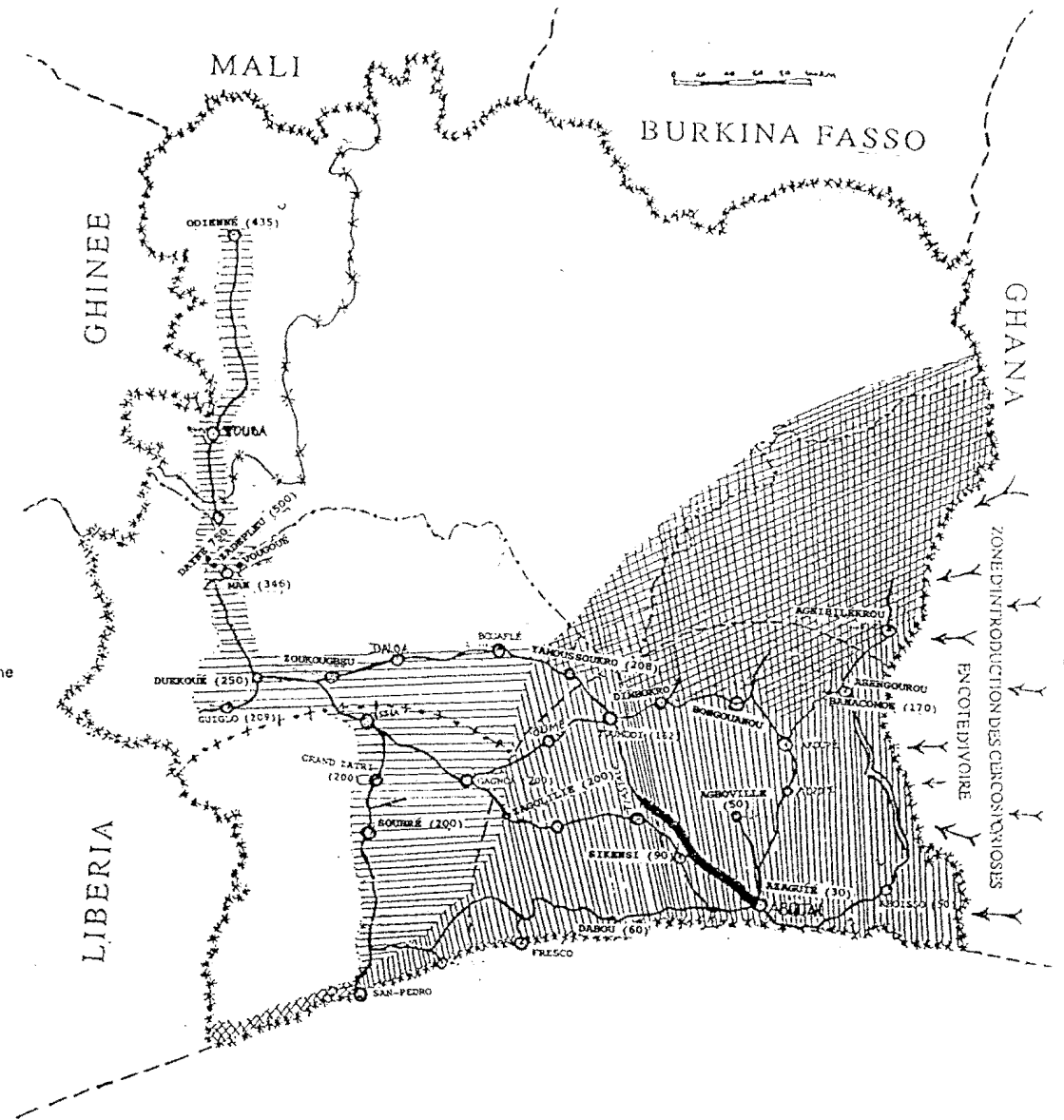
Après une description de la distribution de la cladosporiose due à *Cladosporium musae*, dans différentes localités et en rapport avec l'altitude, une étude de comportement de chacun des cultivars est présentée en fonction des localités, selon les paramètres qui permettent de caractériser la maladie à savoir la PJFT, la PJFN, le stade III (PJF3), la PJFEN (voir chapitre II, matériels et méthodes).

Une étude similaire est présentée pour la cercosporiose jaune due à *Mycosphaerella musicola* et enfin pour la cercosporiose noire due à *Mycosphaerella fijiensis*.

Figure 9 : Répartition des cercosporioses (jaune et noire) et de la cladosporiose dans quelques localités de Côte-d'Ivoire

- Légende**
- - - - - Limite septentrionale d'exploitation économique de la banane de dessert (LASSOUDIÈRE, 1978)
  - + + + + + Limite septentrionale d'extension de la zone d'exploitation économique de la banane de dessert
  - . - . - . - Limite septentrionale de la zone de production de la banane de plantain (SERY, 1988)
  - \* \* \* \* \* Culture des bananiers dans les bas-fonds
  - ▨ Présence de la cladosporiose, de la cercosporiose jaune et de la cercosporiose noire
  - ▤ Présence de la cladosporiose et de la cercosporiose jaune
  - ▩ Possibilités d'observation de la cladosporiose, de la cercosporiose noire et de la cercosporiose jaune
  - Possibilités d'observation de la cladosporiose et de la cercosporiose jaune
  - == Routes bitumées
  - Routes en terre
  - Autoroute

Les chiffres entre les parenthèses indiquent les altitudes des localités



La PJFT étant fonction du déroulement de la dernière feuille formée (défini par les différents stades de déploiement du cigare), nous avons recherché l'influence possible des différents stades de déroulement du cigare sur la détermination de cette PJFT.

Nous recherchons par la suite les corrélations (ACP) possible des différents paramètres étudiés avec l'altitude, dans le but de préciser l'influence de cette dernière sur la répartition de la cladosporiose et des cercosporioses, et sur l'importance des attaques.

Les observations ont été effectuées au mois de juin dans les conditions favorables au développement des cercosporioses (jaune et noire). La cladosporiose semble être favorisée par la sécheresse (FROSSARD, 1963).

## II-RESULTATS

### 1-Les cercosporioses

#### 1-1- La cercosporiose jaune due à *Mycosphaerella musicola* (M. m.)

Son évolution est observée d'est en ouest (Fig 9). Les attaques couvrent toutes les zones de production de bananes de dessert. La sévérité des attaques diffère suivant les cultivars et les localités.

Chez le cultivar Figue Sucrée, les attaques de cercosporiose jaune sont très sévères par endroits (Azaguié, Aboisso (Tab V: A), Banacomoé (Tab V:B), Soubré, Odienné (Tab V:C)). Le rang de la PJFT varie de 2 à 3, et celui de la PJFN de 4 à 5. Le stade III est observé sur les feuilles de rang 5 à 8 et la PJFEN concerne les feuilles de rang 6 à 8. Les localités les plus

**Tableau V : Situation des cercosporioses et de la cladosporiose des bananiers dans quelques localités de la Côte-d'Ivoire en fonction de l'altitude**

(A)

Les valeurs entre les parenthèses représentent les moyennes des rangs foliaires

\* : présence de la maladie

| Localités                            | Altitudes | cultivars | Cercosporiose jaune |            |            |            | Cercosporiose noire |            |           |             | Cladosporiose |        |            |
|--------------------------------------|-----------|-----------|---------------------|------------|------------|------------|---------------------|------------|-----------|-------------|---------------|--------|------------|
|                                      |           |           | PJFT                | PJFN       | STADE III  | PJFEN      | PJFT                | PJFN       | STADE III | PJFEN       | PJFTCI        | PJFNCI | PJFENCI    |
| Azaguié<br>(Arma)                    | 30        | AA        | *                   | *          | *          | *          | *                   | *          |           |             | 1-2 (1,4)     | 5      | 7-8 (7,26) |
|                                      |           | AAA       | 2-3 (2,6)           | 5-6 (5,6)  | 6-7 (6,2)  | 8-10 (7,2) | *                   | *          | *         | *           | *             |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 2-3 (2,33)          | 5-6 (5,33) | 5-7 (6)   | 6-10 (8,83) | 1-2 (1,5)     |        |            |
| Aboisso<br>(Celi)                    | 50        | AA        | *                   | *          | *          | *          | *                   | *          |           |             | 1-2 (1,53)    | 5      | 7-8 (7,62) |
|                                      |           | AAA       | 2-3 (2,6)           | 5-6 (5,6)  | 6-7 (6,2)  | 8-10 (7,2) | *                   | *          | *         | *           | *             |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 2-3 (2,33)          | 5-6 (5,33) | 5-7 (6)   | 6-10 (8,83) | 1-2 (1,5)     |        |            |
| Agboville<br>(Damotte)               | 50        | AA        |                     |            |            |            |                     |            |           |             |               | *      |            |
|                                      |           | AAA       | *                   | *          | *          | *          | *                   | *          | *         | *           | *             |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 2-3 (2,4)           | 3-5 (4)    | 5         | 5-7 (6,2)   | 1-2 (1,8)     |        |            |
| Ockle<br>(Dabou)                     | 60        | AAA       | 2-3 (2,5)           | 4-5 (4,83) | 5-7 (5,87) | 9-8        |                     |            |           |             | 1-2 (1,44)    |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 2-3 (2,33)          | 3-6 (4,44) | 6         | 8-10 (8,89) | 1-2 (1,44)    |        |            |
| Ira (Dabou)                          |           | AA        | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           | *           | *             | *      |            |
| Irobo (Grand<br>Lahou)               |           | AAA       | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 2-3 (2,6)           | 7-8        | 6-7 (6,6) | 7-11 (9,2)  | *             |        |            |
|                                      |           | AA        | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           | *           | *             | *      |            |
| Fresco                               |           | AAA       | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | *                   |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AA        |                     |            |            |            |                     |            |           | *           |               |        |            |
| San-Pedro<br>(10km vers<br>Soubré)   |           | AAA       | 2-3                 | 7-8        | *          | *          |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 2-3                 | 8          | 6         | 8-9         | *             |        |            |
|                                      |           | AA        | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           | *           |               |        |            |
| San-Pedro<br>(Blaou)                 |           | AAA       | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAB       | *                   |            |            |            |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AA        |                     |            |            |            |                     |            |           | *           |               |        |            |
| Sikensi                              | 90        | AAA       | 2-4 (2,6)           | 4-6 (4,6)  | 7          | 8-12 (9,8) |                     |            |           |             | 1-2 (1,6)     |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 2-3 (2,4)           | 4-6 (5)    | 6         | 7-8 (7,4)   | 1-2 (1,6)     |        |            |
| Diakon-<br>bosson                    | 150       | AAA       | 2-3 (2,4)           | 4-6 (5)    | 6          | 9-12 (9,8) |                     |            |           |             | 2             |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 2-3 (2,4)           | 4-6 (5,17) | 6-7 (6,6) | 8-12 (9,8)  | 2             |        |            |
| Toumodi                              | 162       | AA        | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           |             | *             |        |            |
|                                      |           | AAA       | *                   | *          | *          | *          | 2                   | 4-6        |           |             | *             |        |            |
|                                      |           | AAB       | *                   |            |            |            | 2-3                 | 6-7        |           |             | *             |        |            |
| Dimbokro<br>(zone de<br>marécage)    |           | AA        | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAA       | *                   | *          | *          | *          |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAB       | *                   |            |            |            | *                   | *          | *         | *           | *             |        |            |
| Dimbokro<br>(ville)                  |           | AA        |                     |            |            |            |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAA       | 3                   | 6          |            |            | *                   |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | *                   | *          | *         | *           | *             |        |            |
| Frodobo<br>(Dimbokro-<br>Bongouanou) |           | AA        |                     |            |            |            |                     |            |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAA       | 2-3                 | 4          |            | 9-10       | *                   | *          |           | *           |               |        |            |
|                                      |           | AAB       |                     |            |            |            | 4                   | 6          |           | *           |               |        |            |

DISTRIBUTION

85

RESULTATS, KONE DAOUDA

Tab V : (B) Les valeurs entre les parenthèses représentent les moyennes des rangs foliaires

\* : présence de la maladie

DISTRIBUTION

86

RESULTATS, KONE DAOUDA

| Localités                               | Altitudes | cultivars | Cercosporiose jaune |            |            |               | Cercosporiose noire |           |           |            | Cladosporiose |           |            |            |
|---|-----------|-----------|---------------------|------------|------------|---------------|---------------------|-----------|-----------|------------|---------------|-----------|------------|------------|
|   |           |           | PJFT                | PJFN       | STADE III  | PJFEN         | PJFT                | PJFN      | STADE III | PJFEN      | PJFTCI        | PJFNCI    | PJFENCI    |            |
| Bongouanou                              |           | AA        |                     |            |            |               |                     |           |           |            |               |           |            |            |
|   |           | AAA       | 2-3.                | 4          | 6          | 6-7.          | 2-3.                |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAB       |                     |            |            |               | 4                   | 7-8.      |           | 9-10.      |               |           | *          |            |
| Abongoua<br>(Kotobi-Akoupe)             |           | AA        |                     |            |            |               |                     |           |           |            |               |           |            |            |
|   |           | AAA       | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAB       |                     |            |            |               | 2                   | 3-4.      | 6         | 7-8.       |               |           | *          |            |
| Bonon-Bi<br>Zchitafla<br>(Bouaflé)      |           | AA        | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAA       | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAB       | 5                   |            |            |               |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
| Axe<br>Bouaflé-Yamous-<br>soukro        | 187       | AA        |                     |            |            |               |                     |           |           |            |               |           |            |            |
|   |           | AAA       | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAB       | *                   |            |            |               |                     | *         |           |            |               |           | *          |            |
| Kadjokro<br>(Yamoussou-<br>kro-Toumodi) |           | AA        | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAA       | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAB       | 3-4.                |            | 6          |               |                     | *         |           |            |               |           | *          |            |
| Banacomocé                              | 170       | AA        | 2-3 (2)             | 4-5 (4,4)  | 5-7 (5,8)  | 7-9 (7,33)    |                     |           |           |            |               | 1,5       | 4-5 (4,66) | 6-7 (6,59) |
|   |           | AAA       | 2                   | 3-5 (4,25) | 3-5 (4,25) | 6-7 (6,5)     |                     |           |           |            |               | 1-2 (1,4) |            |            |
|   |           | AAB       |                     |            |            |               | 2-3 (2,4)           | 5-6 (5,4) | 5-7 (6)   | 7-10 (8,6) | 1-2 (1,6)     |           |            |            |
| Agnibilékro                             |           | AA        | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAA       | *                   | *          | *          | *             | *                   | *         | *         | *          |               |           | *          |            |
|   |           | AAB       |                     |            |            |               | 2-3.                | 6-7.      | 6-7.      | 10         |               |           | *          |            |
| Abengourou-<br>Zaranou-Aboisso          |           | AA        | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAA       |                     |            |            |               |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAB       |                     |            |            |               | 2-3.                | 5         | 5-6.      | 7-8.       |               |           | *          |            |
| Zagolilé                                | 200       | AAA       | 2-4 (2,6)           | 5          | 6-8 (6,8)  | 8-12 (9,67)   |                     |           |           |            |               | 1-2 (1,8) |            |            |
|   |           | AAB       |                     |            |            |               | 2-3 (2)             | 4-6 (5)   | 5-6 (5,8) | 6-8 (7,6)  | 1-2 (1,6)     |           |            |            |
| Soubré                                  | 200       | AA        | 2                   | 4-5 (4,46) | 6          | 6-7 (6,67)    |                     |           |           |            |               | 2         | 4          | 6          |
|   |           | AAA       | 2-4 (2,6)           | 5-6 (5,2)  |            | 8-10 (8,2)    |                     |           |           |            |               | 2         |            |            |
|   |           | AAB       | 2-4 (2,4)           | 5-7 (5,8)  | 6-7 (6,66) | 8-10 (8,8)    |                     |           |           |            |               | 1-2 (1,8) |            |            |
| Oupoyo<br>Guititogui<br>(Soubré)        |           | AA        |                     |            |            |               |                     |           |           |            |               |           |            |            |
|   |           | AAA       | 2-3.                | 4-5.       | 6-7.       | 6-8.          |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
|   |           | AAB       | *                   |            |            |               |                     |           |           |            |               |           | *          |            |
| Grand Zatri                             | 200       | AAA       | 2-3 (2)             | 4-5 (4,4)  | 5-6 (5,6)  | 7-9 (7,8)     |                     |           |           |            |               | 1-2 (1,4) |            |            |
|   |           | AAB       | 2-3 (2,8)           | 4-6 (5)    |            | 8-9 (8,6)     |                     |           |           |            |               | 1-2 (1,6) |            |            |
| Zakoécoua                               | 200       | AAA       | *                   | *          | *          | *             |                     |           |           |            |               |           |            |            |
|   |           | AAB       | 2-3 (2,6)           | 5-6 (5,33) |            | 6-7 (6,33)    |                     |           |           |            |               | 2         |            |            |
| Gagnoa                                  | 200       | AA        |                     |            |            |               |                     |           |           |            |               |           |            |            |
|   |           | AAA       | 2-3 (2,33)          | 6-7 (6,33) |            | 10-11 (10,33) |                     |           |           |            |               | 2         |            |            |
|   |           | AAB       | 2-3 (2,33)          | 5-7 (6)    |            | 8-9 (8,4)     |                     |           |           |            |               | 2         |            |            |

Tab V

(C) Les valeurs entre les parenthèses représentent les moyennes des rangs foliaires \* : présence de la maladie

| Localités                     | Altitudes | cultivars | Cercosporiose jaune |            |           |       | Cercosporiose noire |      |           |       | Cladosporiose |            |         |  |
|-------------------------------|-----------|-----------|---------------------|------------|-----------|-------|---------------------|------|-----------|-------|---------------|------------|---------|--|
|                               |           |           | PJFT                | PJFN       | STADE III | PJFEN | PJFT                | PJFN | STADE III | PJFEN | PJFTCI        | PJFNCI     | PJFENCI |  |
| Guessabo                      |           | AA        | *                   | *          | *         | *     |                     |      |           |       |               | *          |         |  |
| Zoukougbeu<br>(Duékoué-Daloa) |           | AAA       | 2-3.                | 3-4.       |           |       | 6                   |      |           |       |               | *          |         |  |
|                               |           | AAB       | 3                   |            |           |       |                     |      |           |       |               | *          |         |  |
| Duékoué                       | 250       | AAA       | 2                   | 4-6 (4,75) | 6         |       | 8-9 (8,75)          |      |           |       |               | 2          |         |  |
|                               |           | AAB       | 2-3 (2,3)           | 5-6 (5,8)  |           |       | 9-10 (9,8)          |      |           |       |               | 1-3 (1,6)  |         |  |
| Pinhou                        |           | AA        | 2-3.                | 4-5.       | 5-6.      |       | 8                   |      |           |       |               | *          |         |  |
| Terre rouge<br>(Guiglo)       | 209       | AAA       | 3-4.                | 7-8.       | 7         |       | 9-10.               |      |           |       |               | *          |         |  |
|                               |           | AAB       | *                   |            |           |       |                     |      |           |       |               | *          |         |  |
| Tontigouiné                   | 300       | AAA       | 2-3 (2,66)          | 6-7 (6,33) |           |       | 9-10 (9,33)         |      |           |       |               | 1-2 (1,33) |         |  |
|                               |           | AAB       | 4-5 (4,33)          | 6-8 (6,67) |           |       | 10                  |      |           |       |               | 2-4 (3)    |         |  |
| Odienné                       | 435       | AA        | 2                   | 4          | 5         |       | 7                   |      |           |       |               | 1-2 (1,33) |         |  |
|                               |           | AAA       | 2-4 (3)             | 4-6 (5,2)  | 6         |       | 9,2                 |      |           |       |               | 2-3 (2,33) |         |  |
|                               |           | AAB       | 3-4 (3,2)           | 5-6 (5,7)  | 7         |       | 9                   |      |           |       |               | 2          |         |  |
| Man<br>(Kpangoum II)          |           | AA        | *                   | *          | *         |       | *                   |      |           |       |               | *          |         |  |
|                               |           | AAA       | 2                   | 4          |           |       | 8                   |      |           |       |               | *          |         |  |
|                               |           | AAB       | *                   |            |           |       |                     |      |           |       |               | *          |         |  |
| Vougoué<br>(Man)              | 346       | AA        |                     |            |           |       |                     |      |           |       |               |            |         |  |
|                               |           | AAA       | *                   | *          | *         |       | *                   |      |           |       |               | *          |         |  |
|                               |           | AAB       |                     |            |           |       |                     |      |           |       |               |            |         |  |
| Zadepleu                      | 500       | AAA       | 2-3 (2,75)          | 6          | 5         |       | 6-8 (6,75)          |      |           |       |               | 2          |         |  |
|                               |           | AAB       | 2-4 (2,5)           | 4-6 (5,25) | 6         |       | 7-8 (7)             |      |           |       |               | 1          |         |  |
| Dainé                         | 750       | AAA       | *                   | *          | *         |       | *                   |      |           |       |               |            |         |  |
|                               |           | AAB       | 2-3 (2,33)          | 4-5 (4,33) | 6         |       | 7-8 (7,33)          |      |           |       |               | 1-2 (1,33) |         |  |

affectées sont Aboisso, Abengourou, Zaranou, San-Pédro (Tab V:A), Soubré (Tab V:B), Guiglo, (Tab V:C; Fig 10:A).

Tous les cultivars du sous-groupe des Cavendish et le cultivar Figue Pomme présentent les symptômes de cercosporiose jaune. Dans les localités (Agboville) où la cercosporiose noire est considérée comme dominante, les symptômes de cercosporiose jaune sont observés sur les cultivars du sous-groupe des cavendish dans les plantations industrielles (plantations ARMA à Azaguié, Pulchra bananas à Agboville et Celli à Aboisso (Tab V:A). Elle évolue avec la noire dans la zone d'exploitation économique de la banane de dessert (Fig 9). Les premiers symptômes (PJFT) sont observés sur les feuilles de rang 2 à 4 (Tab V:A,B,C). Les nécroses (PJFN) sont observées sur la feuille de rang 5 ou 6, le stade 3 sur les feuilles 6 à 8. Dans certaines localités, les attaques sont sévères sur les plantations de case avec les nécroses sur les feuilles de rang 4 à Sikensi (Tab V:A), Duékoué (Tab V:C). Dans d'autres localités, l'évolution de la maladie est assez lente et les symptômes de stade 3 ne sont pas observés (Gagnoa, Tab V:B; Tontigouiné, tab V:C). La plus jeune feuille entièrement nécrosée correspond aux feuilles de rang 9 à 11. A partir de Duékoué, les attaques sont sévères. Ces attaques bien qu'aussi sévères à Dayné sont réduites au delà (750 m d'altitude). Dans la localité d'Odienné, le cultivar Figue Pomme est très atteint (Fig 11:B) avec une PJFN de 5 (Tab V:C).

L'évolution de la maladie se présente comme suit:

- Dans les plantations villageoises situées à l'est (Aboisso, Tab V:A; Agnibilekrou et Abengourou Tab V:B), les bananiers sont très atteints. Cette situation



**Figure 10 : Bananiers présentant les symptômes de cercosporiose jaune**

- A: Cv Figue Sucrée fortement attaqué par la cercosporiose jaune dans la localité de Guiglo.
- B: Cultivar de Figue Pomme présentant les symptômes de cercosporiose jaune avec un nombre très réduit de feuilles pendant la période de fructification dans la localité de Soubré.
- C: Symptômes de cercosporiose jaune sur Plantain à Duékoué (250 m d'altitude).
- D: Symptômes de cercosporiose jaune sur Plantain à Gueupleu (axe Man-Biankouma).
- E: Feuille nécrosée de bananier Plantain due à la cercosporiose jaune à Man (500-800m d'altitude).

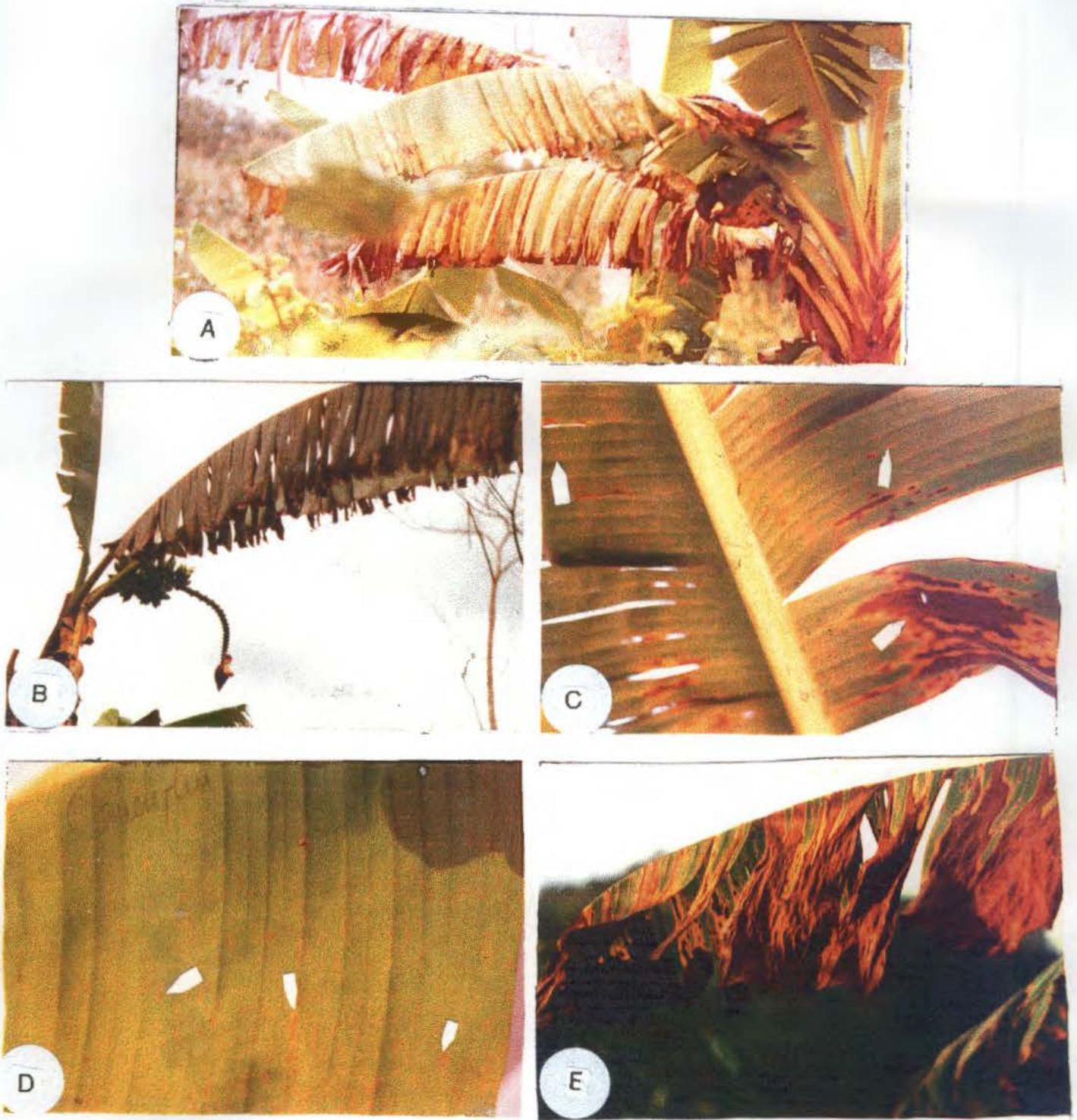


Figure 10

s'observe jusqu'à la localité de Dabou au sud et celle de Toumodi vers le centre (Fig 10):

- A partir de Dabou jusqu'à San-Pédro en suivant presque le littoral, la cercosporiose jaune, en mélange avec la cercosporiose noire, est de plus en plus fréquente et domine chez les cultivars rencontrés;

- Au delà de Toumodi, au fur et à mesure que l'on se dirige vers l'ouest (Daloa, Gagnoa, Issia, Man, Guiglo) et vers le Sud (Soubré), la cercosporiose jaune est seule sur les différents cultivars;

- Dans les localités où les attaques sont très sévères, la PJFT concerne la feuille 2 à 3 et la PJFN, les feuilles 3 à 5 exceptées les localités de San-Pedro (Tab V: A) et

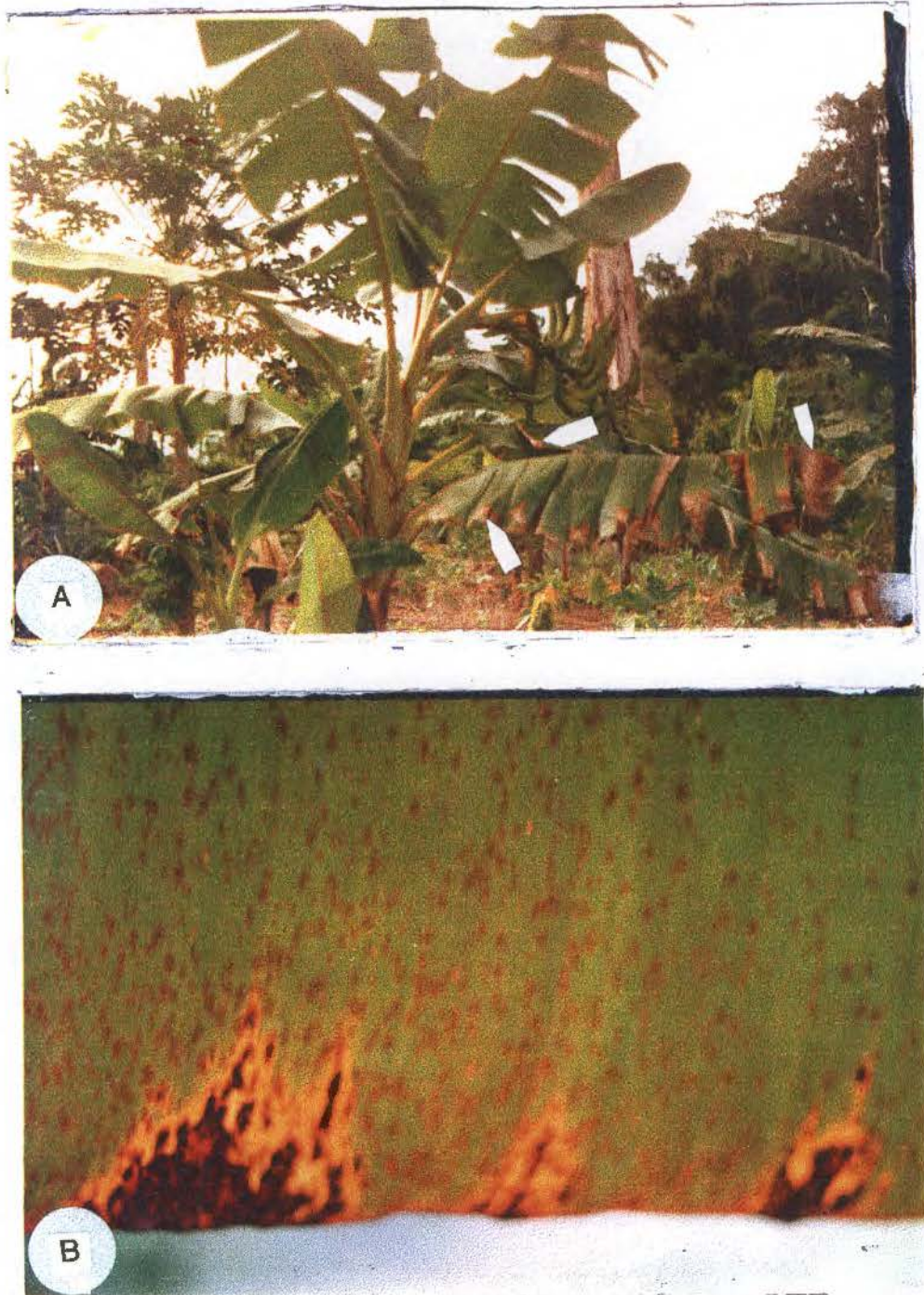
Guiglo (tab V: B) où la PJFN varie par endroit entre 7 et 8 (Tab V: A,B,C);

- Au fur et à mesure que l'altitude augmente jusqu'à Man, Biankouma (300 à 346 m d'altitude) et plus haut à Zadepleu et Dayné (500 à 750 m d'altitude) les attaques sont très accentuées. Au delà, elles deviennent moins importantes.

Chez les cultivars du sous-groupe des Plantain, l'évolution de la cercosporiose jaune est liée à l'altitude. La situation suivante a été observée :

- A 162 m d'altitude, entre Toumodi et Yamoussoukro, les symptômes sont observés sur les feuilles 3 à 4, avec le stade III observé dans la zone de marécage, sur la feuille de rang 6, à Dimbokro (Tab V:A). Il n'y a pas de nécroses.

- Au delà de Bouaflé (plus de 187 m d'altitude) et dans les localités situées plus à l'ouest (Daloa, Gagnoa),



**Figure 11 : Aspects des bananiers présentant des symptômes dus à *Cordana musae* et ceux des cercosporioses**

A: Bananier Plantain indemne de cercosporiose avec les basses feuilles portant des nécroses dues à *Cordana musae* à Man (Vougoué).

B : Feuille de bananier Plantain (cv Orishele) présentant les symptômes de la cercosporiose noire à Azaguié.

la cercosporiose jaune est présente, mais avec une absence de stade III (Tab V:A).

- Vers Gagnoa et au delà (Grand Zatri, Soubré) à 200 m d'altitude, les nécroses sont observées. Le rang de la PJFT varie de 2 à 3, ceux de la PJFN de 4 à 6 et la PJFEN de 9 à 10. Les localités les plus affectées sont Soubré, Duékoué, Guiglo, Tontigouiné, Man, Biankouma, Touba, Odienné (Fig 10:C, E). Dans la zone de Man, 3 situations se dégagent:

\* la première, à 750 m d'altitude dans les zones de montagne, où la PJFT varie de 2 à 3 et la PJFN >3 (Zadepleu et Dayné, Fig 10:E, Tab V:C);

\* la deuxième, au delà de Dayné où les bananiers observés ne présentent pas de nécrose;

\* la troisième, à l'est de Man, sur la route de Séguéla, où les bananiers plantain sont plus sains par rapport aux cultivars de bananes de dessert (Fig 11:A).

### **1-2- La cercosporiose noire due à *Mycosphaerella fijiensis* (M. f.)**

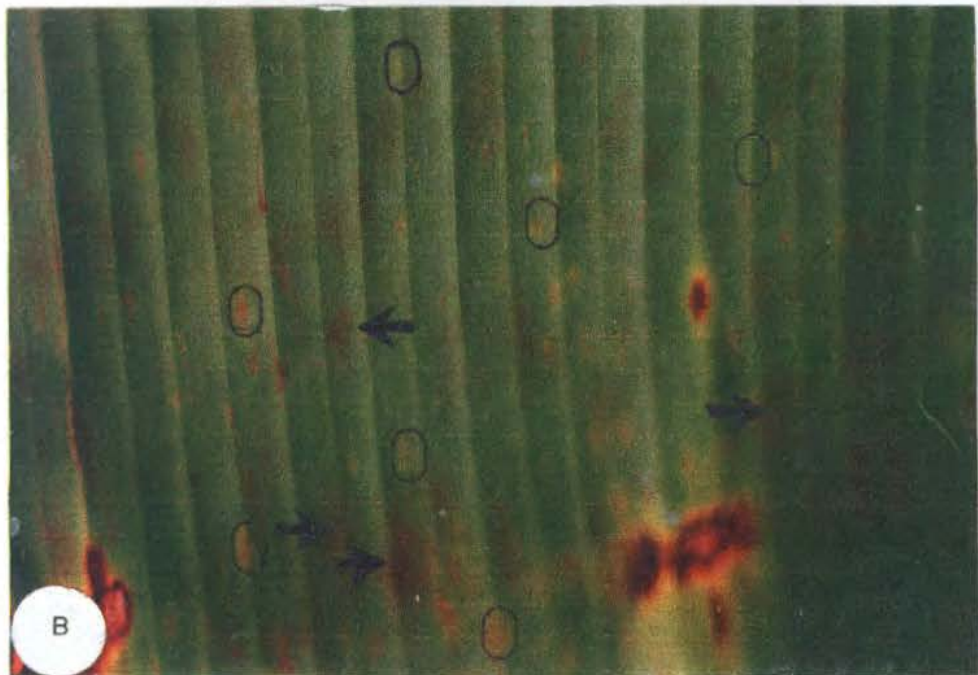
Les limites d'évolution de la cercosporiose (Fig 11:B) sont moins étendues que celles de la cladosporiose et de la cercosporiose jaune (Fig 9). Les attaques sont plus accentuées d'est en ouest avec une sévérité importante au sud-est. Le front d'évolution de la maladie se situe à environ 360 km à partir de la frontière est, entre Bouaflé et Yamoussoukro (Fig 9).

Chez le cultivar Figue Sucrée, cette maladie n'est pas dominante. Elle s'observe par endroit, sous forme de tirets plus ou moins allongés, dont les dimensions évoluent très faiblement. Ces observations sont

fréquentes dans les localités d'Azaguié, d'Aboisso (Tab V:A) et d'Abengourou (Tab V:B).

Chez les cultivars du sous-groupe des Cavendish, la cercosporiose noire est prépondérante dans les localités situées à l'est (Agboville, Aboisso, Abengourou, Tab V:A). Dans les plantations villageoises, le rang moyen de la PJFT varie de 2 à 3 et celui de la PJFN de 3 à 6 (Tab V:A, B et C). Certaines plantations de bananes de dessert sont moins affectées (Plantations ARMA à Azaguié, Pulchra bananas à Agboville, Celli à Aboisso (Tab V:A). Dans les plantations villageoises, la cercosporiose noire se rencontre seule sur les cultivars de bananes dessert, de la frontière est aux localités d'Agboville et de Dabou. Au delà de Dabou, en suivant presque le littoral, la cercosporiose noire se rencontre en association avec la cercosporiose jaune. Les attaques sont moins sévères que celles de la cercosporiose jaune (Fig 9).

Chez les cultivars du sous-groupe des Plantain, la cercosporiose noire (Fig 11:B) est beaucoup plus sévère en basse altitude. La maladie est dominante à l'est (Azaguié, Agboville, Aboisso, Tab V:A; Agnibilékrou, Abengourou, Bongouanou, Kotobi, tab V: B, Fig 9). Le rang de la PJFT varie de 2 à 3, celui de la PJFN de 3 à 7 et celui de la PJFEN de 5 à 11. Tous les stades de la maladie sont observés d'est en ouest jusqu'à Toumodi, en passant par Bongouanou et Dimbokro (Fig 9). Vers le sud, l'évolution de la maladie est observée d'est en ouest, jusqu' au delà de Gazolilié (vers Lakota) en passant par Sikensi, Tiassalé et Divo. La maladie n'a pas atteint les localités de Gagnoa, Soubré, Grand Zatri



**Figure 12 : Bananiers atteints de cladosporiose**

A: Vue partielle d'une plantation du cv figue sucrée atteinte de cladosporiose dans la localité d'Azaguié

B: Taches de cladosporiose (→→) associées à celles de cercosporiose jaune (O O) à 7-10 km de San-Pédro sur cv de dessert (*Musa* AAA).

(Tab V:B), Duékoué, Guiglo, Man, Odienné (Tab V:C). Le front d'évolution de la maladie se situe entre Bouaflé et Yamoussoukro (Fig 9) où les attaques sont très peu fréquentes, marquées par l'absence de nécroses sur les bananiers infestés. Au delà de Grand Lahou et presque à hauteur de Fresco, l'évolution de la maladie chez les bananiers plantain est caractérisée par une absence du stade III (Tab V:A).

## **2- La cladosporiose due à *Cladosporium musae* (C. m.)**

Elle se rencontre dans toutes les localités (Fig 9). Le cultivar Figue Sucrée (AA) présente une sensibilité vis à vis de la cladosporiose (Fig 12:A; Tab V:A,B,C). Tous les stades d'évolution de la maladie sont observés sur les plants. Le rang de la plus jeune feuille touchée (PJFTCl) varie de 1 à 3 quelque soit l'altitude. Les localités sévèrement atteintes avec une plus jeune feuille nécrosée (PJFNCl) moyenne de rang 4 et une plus jeune feuille entièrement nécrosée (PJFENCl) de rang 7 à 8 sont : Azaguié, Aboisso (Tab V:A), Soubré et Banacomoé (Tab V: B). La cladosporiose est également sévère sur les bananiers rencontrés sur l'axe Abengourou-Zaranou- Bianoua-Aboisso (Tab V: B; Fig 9).

Chez les cultivars du sous-groupe des Cavendish (AAA, cvs Grande Naine, Petite Naine, Poyo), les premiers symptômes de cladosporiose sont observés avant ceux des cercosporioses quelque soit le rang de la feuille. Le rang de la plus jeune feuille touchée varie de 1 à 3 (Tab V:A, B, C). La maladie est rencontrée dans toutes les localités quelque soit l'altitude. Les symptômes observés



se présentent sous l'aspect de pointillés qui n'évoluent pas sur les feuilles âgées (Fig 12: B). Ces pointillés sont dominés par les symptômes des cercosporioses. Dans certaines localités situées sur l'axe San-Pédro-Soubré (Oupoyo), (Fig 9), les symptômes de stade 2, souvent associés à d'autres pathologies sont observés sur les feuilles de rang > 4 (Fig 12: B).

Chez les cultivars du sous-groupe des plantain (cvs Orishele, Corne 1), la symptomatologie est proche de celle observée chez les cultivars du sous-groupe des Cavendish. Les taches de stade 2 et 3 sont souvent rencontrées sur les feuilles de rang 3 à 6 dans les localités de Grand Zatri, Soubré, Yamoussoukro, Toumodi (Tab V: B).

### **3 - Etude de corrélations entre les paramètres (PJFT, PJFTCL, PJFN, PJF3 PJFEN), l'altitude (ALT) et les stades de déploiement du cigare (CIG)**

#### **4-1- Sous-groupe des Plantain (AAB):**

La figure 13 A montre que les variables PJFT, PJFTCL et PJF3 sont bien représentés dans le plan principal. Les variables CIG, ALT et PJFN sont moyennement représentés tandis que PJFEN est médiocrement représenté. les variables PJFN , PJFT et PJTCL participent fortement à l'élaboration de l'axe horizontal. Ensuite GIG, ALT et PJF3 participent à l'élaboration de l'axe vertical. le stade cigare (CIG) est négativement corrélé avec les paramètres PJFT, PJFCL et PJFEN.

La PJFT et la PJFTCL présentent une forte corrélation avec le cigare. Les coefficients de corrélations sont négatifs avec les stades du cigare :  $r =$

**Figure 13 : Corrélations entre l'altitude et quelques paramètres indiquant les attaques des cercosporioses et de la cladosporiose chez les cvs de bananiers Plantain**

A : cercle de corrélation

ALT: Altitude

CIG : Stades de déploiement du cigare

PJFT: Plus jeunes feuilles touchées par les cercosporioses

PJF3: Plus jeune feuille présentant le stade III

PJFTCl: Plus jeune feuille touchée par la cladosporiose

PJFN: Plus jeune feuille nécrosée

PJFEN: Plus jeune feuille entièrement nécrosée

B : Répartition des bananiers dans le plan principal

Altitudes en m

☆ 30

★ 50

✦ 60

⊙ 90

◊ 150

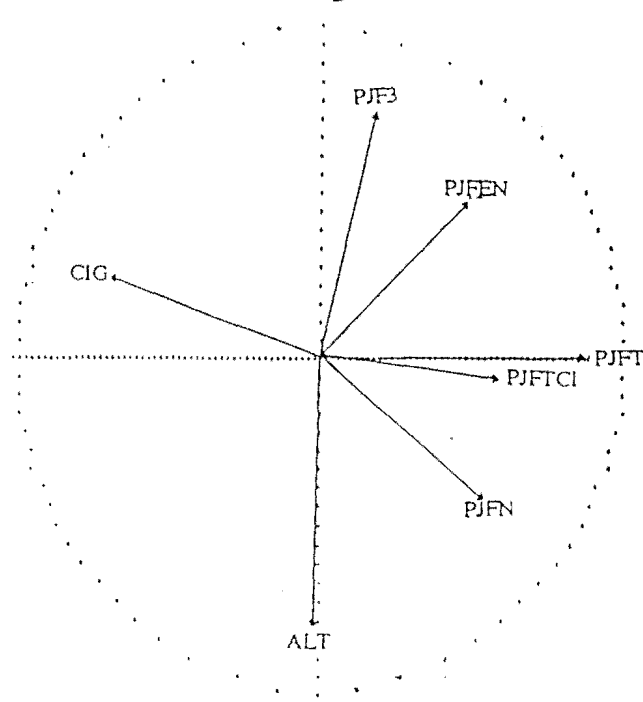
✱ 200

✧ 250

♣ 300

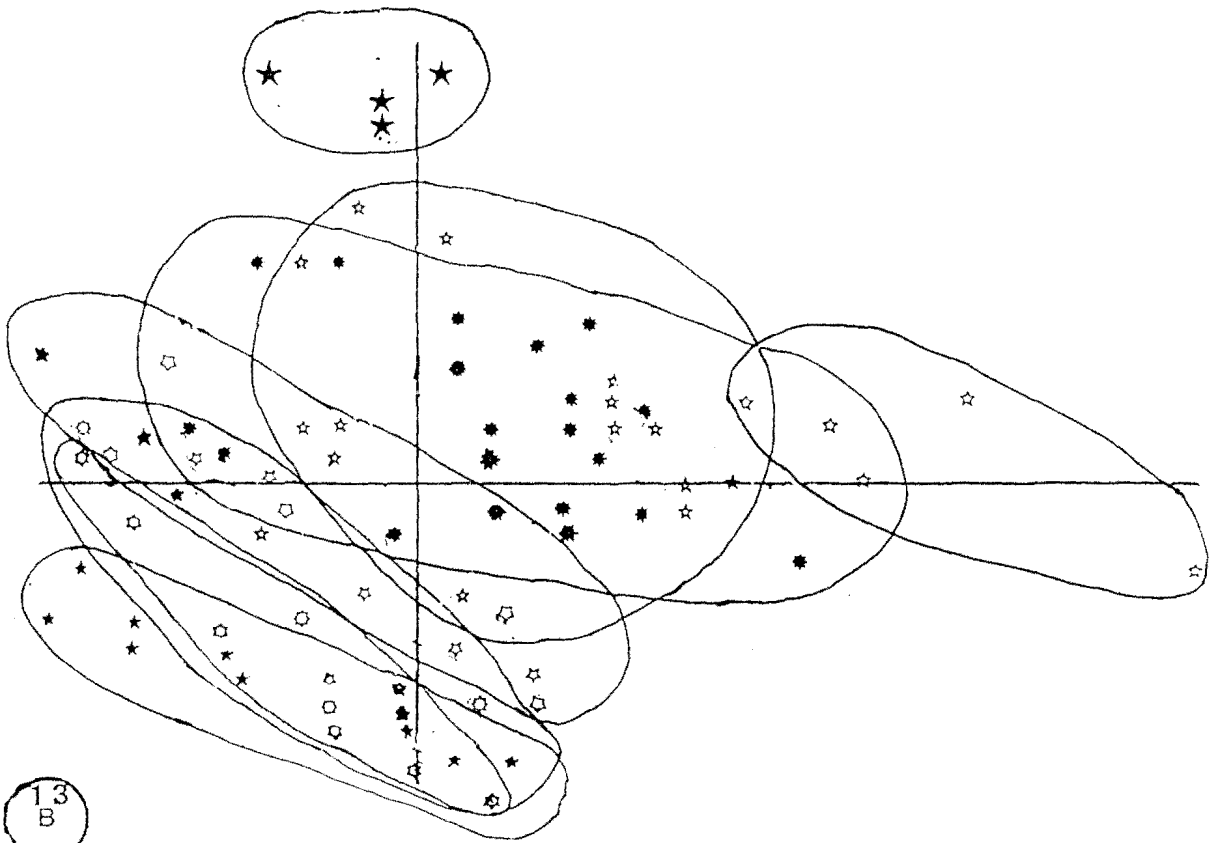
★ 500

AXE 1 HORIZONTAL      AXE 2 VERTICAL



13  
A

AXE 1 HORIZONTAL      AXE 2 VERTICAL



13  
B

- 0,427 pour les cercosporioses et  $r = - 0,426$  pour la cladosporiose, (annexe 1A). Ces coefficients montrent que l'apparition des premiers symptômes est inversement proportionnelle à l'évolution du cigare. Ces 2 paramètres évoluent simultanément dans le même sens sur des étages foliaires successifs. Ils sont liés et fortement corrélés entre eux ( $r = 0,723$ , annexe 1: A). Les autres paramètres (la PJFN, le stade III et la PJFEN) ne sont pas en corrélation suffisante avec les différents stades du cigare (Fig 13: A).

L'altitude (ALT) et le stade III (PJF3) des cercosporioses sont corrélés négativement ( $r = 0,961$ , Fig 13 A, annexe 1: A). Lorsque l'altitude augmente de 60 à 250m, le rang des feuilles portant le stade III des cercosporioses passe de 6 à 5. Les bananiers sont ainsi dispersés suivant l'altitude (Fig 13: B). L'altitude n'a pas d'influence sur l'apparition des premiers symptômes de cladosporiose et des cercosporioses. Les localités situées à des altitudes de 300 et 500m se distinguent des autres localités notamment celles situées à 30 et 50m d'altitude. Suivant l'observation du stade III, les localités se divisent en deux groupes: Le premier groupe comprend les localités situées entre 200 et 500m d'altitude où le stade III de cercosporiose jaune est fréquemment observé. Celui de la cercosporiose noire est absent. Le deuxième groupe comprend les localités situées à moins de 200m d'altitude marquées par l'observation du stade III des cercosporioses (jaune et noire) sur la plupart des bananiers observés.

#### 4-2- Sous-groupe des Cavendish

Les variables CIG, PJFT, PJFTCl et PJF3 sont moyennement représentés dans le plan principal et la PJFEN l'est médiocrement (Fig 14: A). La PJFT, la PJFTCl et le CIG participent à l'élaboration de l'axe horizontal. Les premiers symptômes de cladosporiose et des cercosporioses sont corrélées négativement avec les stades du cigare (annexe 1: B; Fig 14:A).

Comme chez les Plantain, les paramètres PJF3 et ALT participent à la formation de l'axe vertical. L'altitude a une influence sur l'apparition du stade III des cercosporioses ( $r = -0,57$ ). Lorsque l'altitude augmente de 60 à 300, le rang des feuilles portant le stade III diminue de 6 à 5. Les bananiers sont regroupés selon l'influence de l'altitude et du stade cigare sur les paramètres (Fig 14:B).

**Figure 14 : Corrélations entre l'altitude et quelques paramètres indiquant les attaques des cercosporioses et de la cladosporiose chez les cvs de bananier dessert**

A : cercle de corrélation

ALT: Altitude

CIG : Stades de déploiement du cigare

PJFT: Plus jeunes feuilles touchées par les cercosporioses

PJF3: Plus jeune feuille présentant le stade III

PJFTCl: Plus jeune feuille touchée par la cladosporiose

PJFN: Plus jeune feuille nécrosée

PJFEN: Plus jeune feuille entièrement nécrosée

B : Répartition des bananiers dans le plan principal

☆ 30

★ 60

⊠ 90

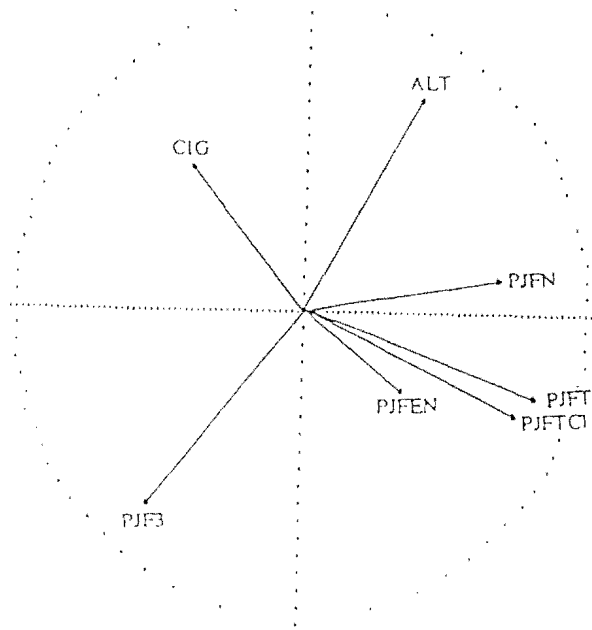
⊡ 150

✱ 200

☆ 300

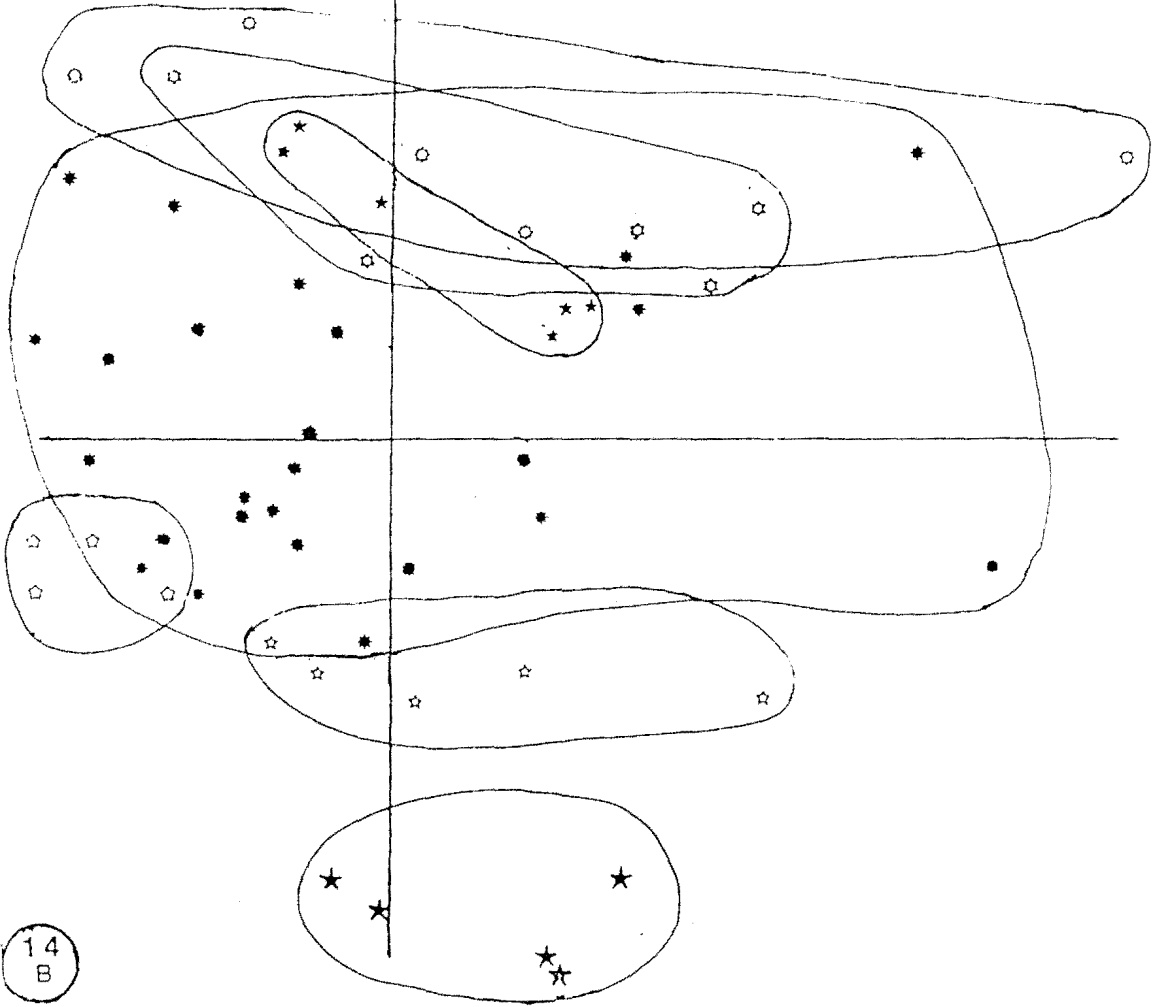
★ 500

AXE 1 HORIZONTAL      AXE 2 VERTICAL



14  
A

AXE 1 HORIZONTAL      AXE 2 VERTICAL



14  
B

## CHAPITRE IV : ETUDE DE LA CERCOSPORIOSE NOIRE ET DE LA CLADOSPORIOSE

### I- INTRODUCTION

Une étude de la distribution de la cladosporiose et des cercosporioses a été faite au chapitre III.

Dans ce 4<sup>ème</sup> chapitre, la cercosporiose noire et la cladosporiose sont étudiés en un même site, sur quelques cultivars de bananiers.

Comme nous l'avons déjà rappelé au chapitre III, la cercosporiose noire, d'apparition récente, est redoutable par rapport à la cercosporiose jaune. Les dégâts concernent le sous-groupe des bananiers Cavendish et celui des bananiers Plantain.

Dans notre étude précédente (chapitre III), les échantillons foliaires chez les différents cultivars atteints par les cercosporioses ont toujours présenté quelques symptômes de la cladosporiose, Il nous a donc semblé intéressant d'étudier cette maladie. Cette étude permettra d'apprécier le comportement de quelques cultivars sensibles à la cercosporiose noire que sont les cultivars Orishele et Corne (Plantain, AAB), Grande Naine (Cavendish, AAA) et aussi chez le cultivar Figue Sucrée (AA) qui est sensible à la cladosporiose.

Concernant la cercosporiose noire, les travaux comprennent:

- une étude comparée qui tient compte de l'état d'évolution de la maladie (descripteurs biologiques);

- une étude comparée de l'évolution de la cercosporiose noire chez les cultivars, en tenant compte des différents paramètres (PJFT, PJFN, PJF3 et PJFEN) qui caractérisent la maladie;



- la relation entre les paramètres et les stades de déploiement du cigare est recherchée;
- le cycle de la maladie, traduit par les délais d'observation des symptômes, est déterminé chez les 3 cultivars ainsi que les délais d'apparition des fructifications sexuées du champignon ;
- une étude de l'apparition des symptômes et leur évolution
- l'aptitude des cultivars à permettre la formation des fructifications sexuées a été faite en dénombrant les périthèces formées.

Concernant la cladosporiose, nous décrivons les symptômes chez le cultivar Figue Sucrée uniquement en raison de sa grande sensibilité. Cette maladie est étudiée comparativement à la cercosporiose, en tenant compte des mêmes critères utilisés pour celle-ci (étude des paramètres, cycle).

La dernière partie de ce chapitre présente une étude des corrélations possibles entre l'apparition des premiers symptômes de ces maladies chez les différents cultivars. En effet comme nous l'avons montré (2 premières parties du chapitre IV), les premiers symptômes, tant de la cercosporiose que de la cladosporiose, sont corrélés aux stades de déploiement du cigare chez tous les cultivars étudiés.

Les expériences ont été réalisées en condition de fortes infestations, sous des conditions climatiques favorables au développement de la cercosporiose noire ( $2 < PJFT < 3$  ;  $4 < PJFN < 6$  ;  $PJFEN < 7$ ) et de la cladosporiose chez le cultivar Figue Sucrée ( $1 \leq PJFTCl \leq 2$  ;  $4 \leq PJFNCl \leq 7$  ;  $PJFENCl > 7$ ).

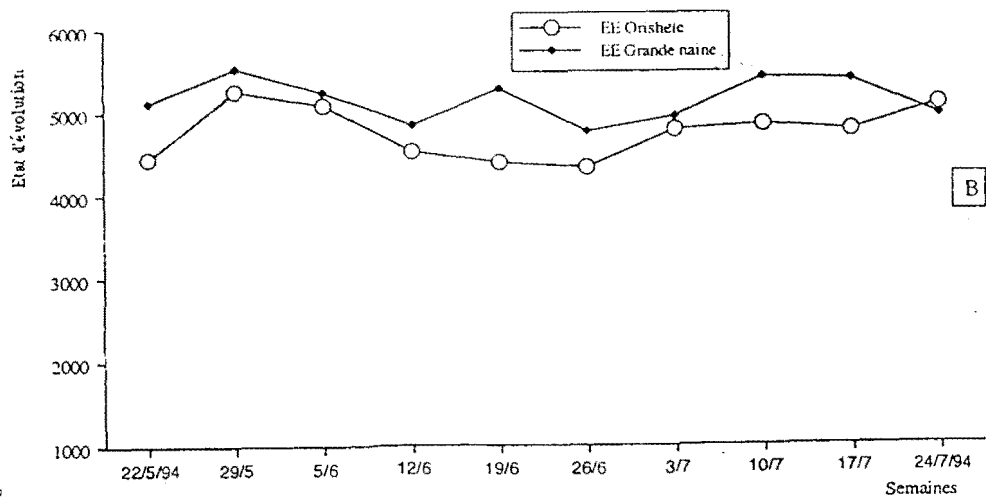
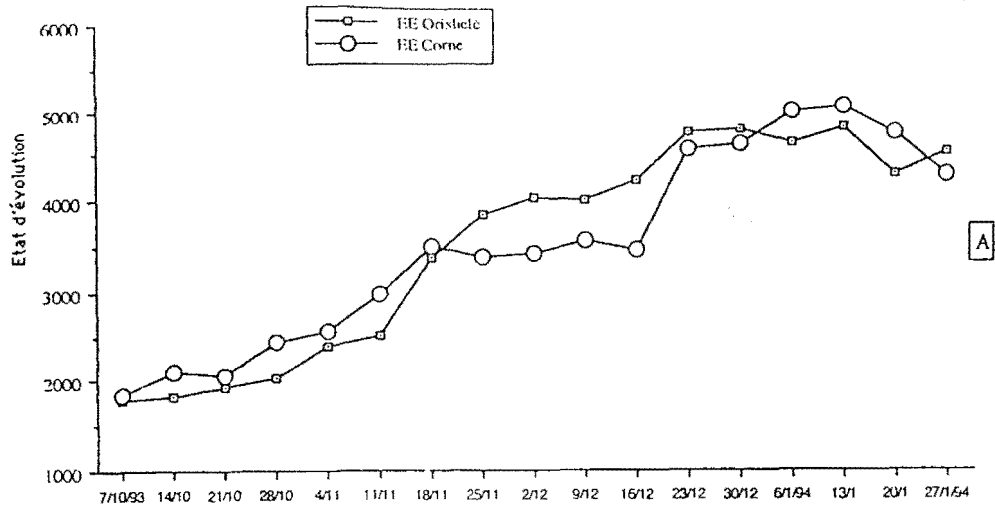


Figure 15: Etats d'évolutions comparatifs de la cercosporiose noire chez différents cvs de bananiers

A : Chez les cvs Orishele et Corne

B : Chez les cvs Orishele et Grande Naine.

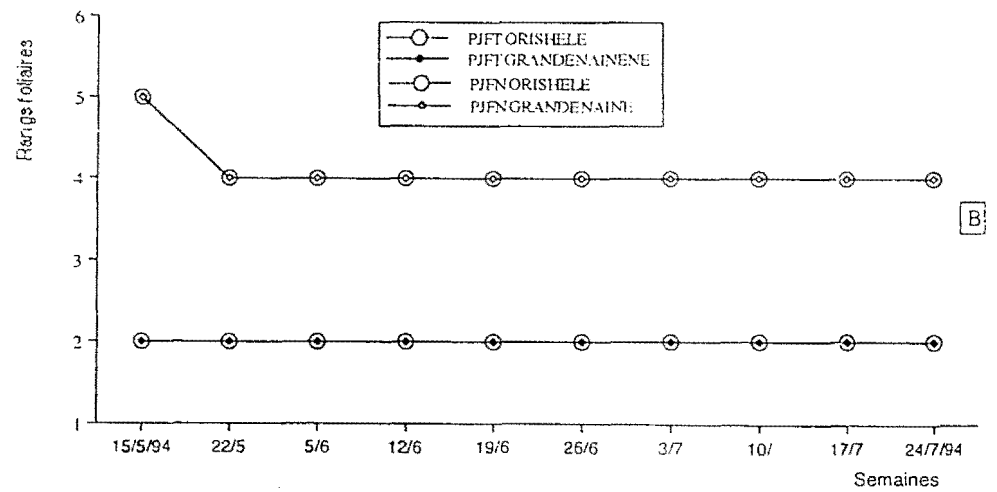
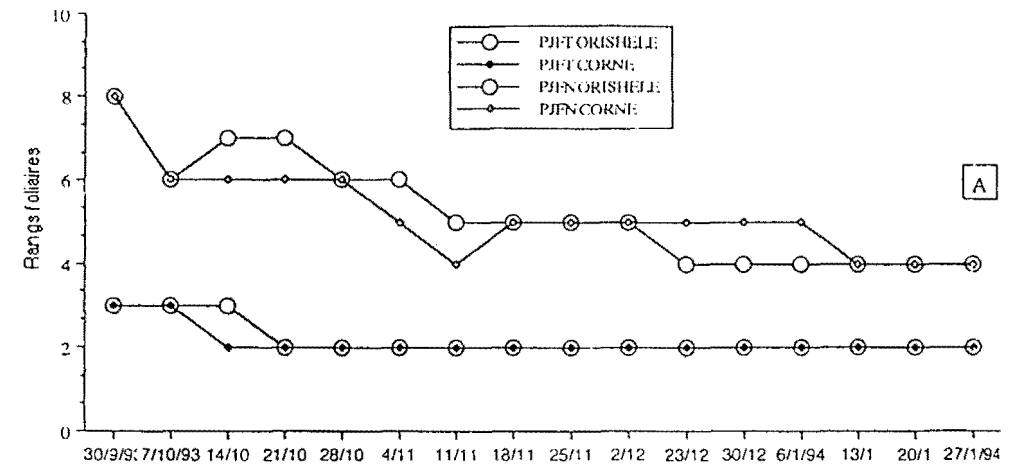


Figure 16: Evolutions hebdomadaires des paramètres PJFT et PJFN chez les cvs Orishele, Corne et Grande Naine

A: Chez les cvs Orishele et Corne.

B: Chez les cvs Orishele et Grande Naine.

## II- RESULTATS

### 1- La cercosporiose noire

#### 1-1- Etat d'évolution de la maladie:

Sur les cultivars Orishele et Corne 1, l'état d'évolution de la maladie est progressive pendant toute la période d'observation (Fig 15: A). Elle se caractérise par des variations plus ou moins importantes d'une semaine à l'autre. Ces variations sont moins importantes de la 7<sup>ème</sup> à la 11<sup>ème</sup> semaine (du 28/11 au 16/12). L'analyse de variance n'a montré aucune différence significative au seuil de 5 % .

L'état d'évolution de la maladie est plus élevé chez le cultivar Grande Naine sur toute la période d'observation par rapport au cultivar Orishele (Fig 15: B). Les différences observées par semaine entre l'évolution de la maladie chez ces deux cultivars sont significatives à partir de la 4<sup>ème</sup> semaine (semaine du 12/6).

#### 1-2-Etude de quelques paramètres en fonction du stade cigare

Le rang de la plus jeune feuille touchée (PJFT) évolue très peu pour les cultivars Orishele et Corne 1. Sa valeur est située entre 2 et 3 (Fig 16: A et B) . Chez les 3 cultivars, la PJFT évolue en fonction du déploiement du cigare (Tab VI). Le pourcentage de bananiers dont la PJFT correspond à 3 est très élevé au stade 00 du cigare chez les 3 cultivars. A partir du stade 02 du cigare, la PJFT correspond à la feuille de rang 2 dans plus de 50% des cas observés. Au delà du stade 02, (stades 04, 06, 08), tous les bananiers observés ont leurs PJFT correspondant à la feuille de rang 2.

Contrairement à la courbe d'évolution de la maladie, le rang de la plus jeune feuille nécrosée (PJFN) régresse d'une semaine à l'autre (Fig 16: A). Ce rang varie entre les feuilles 4 et 8 chez les cultivars Orishele et Corne 1. Le rang de la PJFN correspond à

**Tableau VI : Relations entre les stades de la cercosporiose noire et les rangs foliaires chez les cvs de bananiers (Orishele, Corne et Grande Naine)**

Les valeurs représentent les pourcentages de feuilles présentant les différents stades de cercosporiose noire en fonction de leur rang.  
 S I = Stade I; PJFT = Plus jeune feuille touchée; PJF3 = Plus jeune feuille présentant le stade III;  
 PJFN = Plus jeune feuille nécrosée; PJFEN = Plus jeune feuille entièrement nécrosée

| Stades du cigare | Rangs de feuilles | Stade I (PJFT) |    |    |      |    |    | Stade III (PJF3) |      |    |    |    |   | Stade VI (PJFN) |   |    |      |    |    | PJFEN |    |  |  |  |  |
|------------------|-------------------|----------------|----|----|------|----|----|------------------|------|----|----|----|---|-----------------|---|----|------|----|----|-------|----|--|--|--|--|
|                  |                   | 2              | 3  | 4  | 5    | 6  | 7  | 8                | 4    | 5  | 6  | 7  | 8 | 5               | 6 | 7  | 8    | 9  | 10 | 11    | 12 |  |  |  |  |
| 0                | Orishele          | 4              | 96 |    | 34   | 64 | 2  |                  | 16   | 38 | 40 | 6  |   |                 |   |    | 24   | 18 | 48 | 10    | 4  |  |  |  |  |
|                  | Corne             | 8              | 80 | 12 | 2    | 56 | 42 |                  |      | 2  | 54 | 40 | 4 |                 |   |    | 9    | 50 | 34 | 7     |    |  |  |  |  |
|                  | Grande naine      | 13             | 87 |    | 13   | 60 | 27 |                  | 27   | 60 | 13 |    |   |                 |   | 10 | 43   | 37 | 10 |       |    |  |  |  |  |
| 2                | Orishele          | 65             | 35 |    | 40   | 58 | 2  |                  | 2    | 42 | 46 | 8  | 2 |                 |   |    | 38   | 40 | 18 | 4     |    |  |  |  |  |
|                  | Corne             | 55             | 45 |    | 10   | 86 | 4  |                  | 6    | 18 | 64 | 10 | 2 |                 |   |    | 24   | 54 | 18 | 4     |    |  |  |  |  |
|                  | Grande naine      | 57             | 43 |    | 10   | 67 | 23 |                  | 40   | 60 |    |    |   |                 | 3 | 6  | 40   | 43 | 5  |       |    |  |  |  |  |
| 4                | Orishele          | 100            |    |    | 28   | 68 | 2  | 2                | 2    | 18 | 76 | 4  |   |                 |   |    | 46   | 42 | 12 |       |    |  |  |  |  |
|                  | Corne             | 100            |    |    | 12   | 82 | 6  |                  | 26   | 42 | 24 | 8  |   |                 |   | 4  | 38   | 44 | 14 |       |    |  |  |  |  |
|                  | Grande naine      | 100            |    |    | 12   | 79 | 9  |                  | 33   | 12 | 55 |    |   |                 |   | 8  | 62   | 30 |    |       |    |  |  |  |  |
| 6                | Orishele          | 100            |    |    | 38   | 62 |    |                  |      | 4  | 38 | 52 | 6 |                 |   |    | 40   | 56 | 4  |       |    |  |  |  |  |
|                  | Corne             | 100            |    |    | 14   | 86 |    |                  | 20   | 48 | 28 | 4  |   |                 |   |    | 58   | 42 |    |       |    |  |  |  |  |
|                  | Grande naine      | 100            |    |    | 22   | 52 | 26 |                  | 56   | 44 |    |    |   |                 | 9 | 8  | 57   | 26 |    |       |    |  |  |  |  |
| 8                | Orishele          | 100            |    |    | 35   | 65 |    |                  | 2    | 40 | 50 | 8  |   |                 |   | 2  | 50   | 48 |    |       |    |  |  |  |  |
|                  | Corne             | 100            |    |    | 18   | 82 |    |                  | 20   | 48 | 26 | 6  |   |                 |   |    | 54   | 44 | 2  |       |    |  |  |  |  |
|                  | Grande naine      | 100            |    |    | 12   | 77 | 11 |                  | 50   | 50 |    |    |   |                 |   | 34 | 35   | 31 | 2  |       |    |  |  |  |  |
| Moyennes         | Orishele          |                |    |    | 2,37 |    |    |                  | 5,83 |    |    |    |   |                 |   |    | 8,67 |    |    |       |    |  |  |  |  |
|                  | Corne             |                |    |    | 2,27 |    |    |                  | 6,01 |    |    |    |   |                 |   |    | 8,82 |    |    |       |    |  |  |  |  |
|                  | Grande naine      |                |    |    | 2,39 |    |    |                  | 6,32 |    |    |    |   |                 |   |    | 8,18 |    |    |       |    |  |  |  |  |

celui de la feuille 8 en septembre pour les cultivars Orishele et Corne 1. Il décroît jusqu'à la valeur 5 en novembre (chez les deux cvs). Chez le cultivar Orishele, il décroît à 4 vers la 11<sup>ème</sup> semaine d'observation (9/12) et chez le cultivar Corne 1 vers la 14<sup>ème</sup> semaine (30/12). Il correspond à celui de la feuille 4 vers la 16<sup>ème</sup> semaine (du 16/12 au 20/1).

Chez le cultivar Grande Naine, la PJFN est voisine de celle du cultivar Orishele (Fig 16: B). Quelque soit le stade du cigare, le rang de la PJFN n'est pas fixe (Tab VI). Il correspond à celui des feuilles 4 à 8. Chez le cultivar Grande Naine, la PJFN se situe sur les feuilles de rang  $> 6$  au stade 00 du cigare et sur celles de rang  $> 5$  à partir du stade 02. Par contre chez le cultivar Orishele et Corne 1, elle se situe sur les feuilles de rang  $> 7$  et dans des cas isolés sur les feuilles de rang  $> 8$ . Les pourcentages les plus élevés sont observés chez le cultivar Grande Naine, à tous les stades d'évolution du cigare.

La plus jeune feuille présentant le stade III (PJF3) est observée à partir de la feuille de rang 5 (Tab VI). Plus de 60% des bananiers présentent le stade III sur la feuille de rang 6. Une légère différence est observée au niveau des feuilles de rangs 5 et 6, entre les 3 cultivars. Chez le cultivar Orishele, la fréquence du stade III sur la feuille de rang 5 est plus importante (dans plus de 30 % des cas) par rapport aux cultivars Corne et Grande Naine chez lesquels ce pourcentage n'atteint pas 20. Sur les feuilles de rangs 7 et 8, les pourcentages observés bien qu'élevés chez le cultivar Grande Naine par rapport aux cultivars Corne 1 et Orishele, sont faibles dans l'ensemble.

La plus jeune feuille entièrement nécrosée (PJFEN) se situe entre les feuilles de rang 6 à 12 (Tab VI). Chez la Grande Naine sa valeur est comprise entre les feuilles de rang 6 à 10 tandis que pour les cultivars Orishele et Corne

1, on rang dépasse celui de la feuille 10. Chez le cultivar Grande Naine, 6 à 10 % des bananiers ont le rang de leur PJFEN correspondant à 7. Ces pourcentages sont élevés (34 %) au stade 08 du cigare.

### **1-3- Etude de Corrélations entre les différents stades du cigare et les paramètres (PJFT, PJFN, PJF3 et PJFEN)**

L'analyse en composantes principales (ACP) montre une corrélation négative entre le stade du cigare (CIG) et les paramètres. Les fortes corrélations sont observés entre les différents stades du cigare et l'apparition des premiers symptômes de la maladie (PJFT), ( $r= 0,359$  chez le cultivar Grande Naine;  $0,649$  chez le cultivar corne 1 et  $0,514$  chez le cultivar Orishele (annexe 1: C)).

Chez le cultivar Orishele, les paramètres CIG, PJFT, PJF3 et PJFN participent à l'élaboration de l'axe horizontal. La PJFT et le CIG sont bien représentés dans le plan principal (Fig 17: A). Ces 2 paramètres de sens opposé sont en corrélation étroite. les paramètres PJFN, PJFEN et PJF3 sont médiocrement représentés (Fig 17: A). Les bananiers ont des PJFT différentes selon l'évolution du cigare (Fig 17: B)

Chez le cultivar Grande Naine, la PJFEN est bien représentée dans le plan principal de même que les paramètres PJFN et PJF3 (Fig 17: C). Ils contribuent à l'élaboration de l'axe vertical. La représentation de la PJFT est meilleure par rapport à celle des autres paramètres. Le coefficient de corrélation entre PJFT et CIG ( $r= 0,359$ ) est supérieur à ceux des paramètres PJFN ( $r= 0,294$ ) et PJF3 ( $r= 0,079$ ) (annexe 1C). Les bananiers sont regroupés par stade cigare et suivant le rang de la PJFT (Fig 17: D).

**Figure 17: Corrélations entre les stades de déploiement du cigare et les différents paramètres caractérisant la cercosporiose noire**

A : Représentation dans le plan principal chez le cv Orishele

B : Répartition dans le plan principal des bananiers présentant les stades de la cercosporiose noire en fonction des stades de déroulement du cigare chez le cv Orishele

C : Représentation dans le plan principal chez le cv Grande Naine.

D : Répartition dans le plan principal des bananiers présentant les stades de la cercosporiose noire en fonction des stades de déroulement du cigare chez le cv Grande Naine

(A, C)

CIG: Stades de déploiement du cigare

PJFT: Plus jeune feuille touchée par la cercosporiose

PJF3: Plus jeune feuille présentant le stade III

PJFN: Plus jeune feuille nécrosée

PJFEN: Plus jeune feuille entièrement nécrosée

(B, D)

\* Stade 00

\* Stade 02

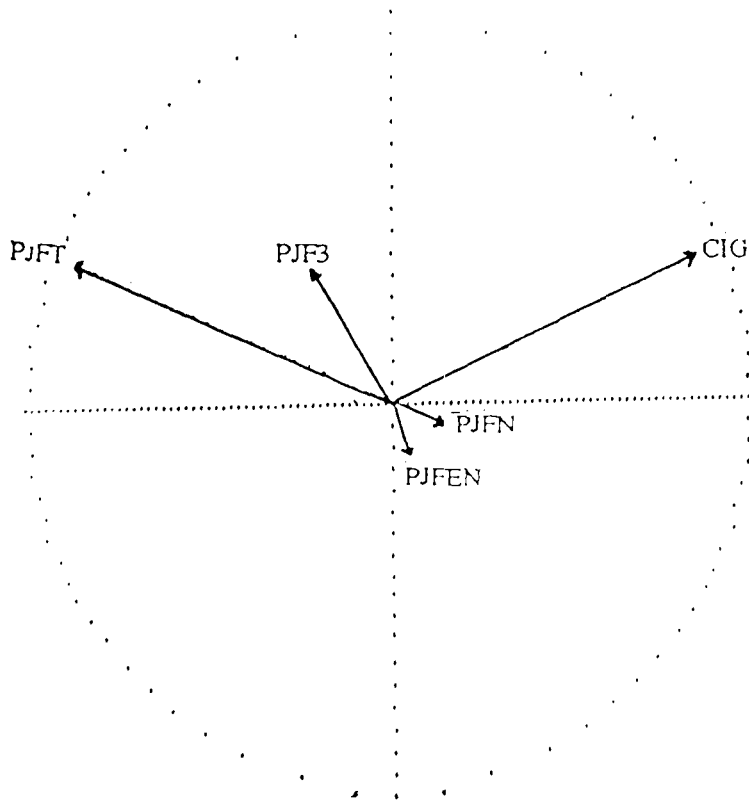
\* Stade 04

◇ Stade 06

◇ Stade 08

AXE 1 HORIZONTAL

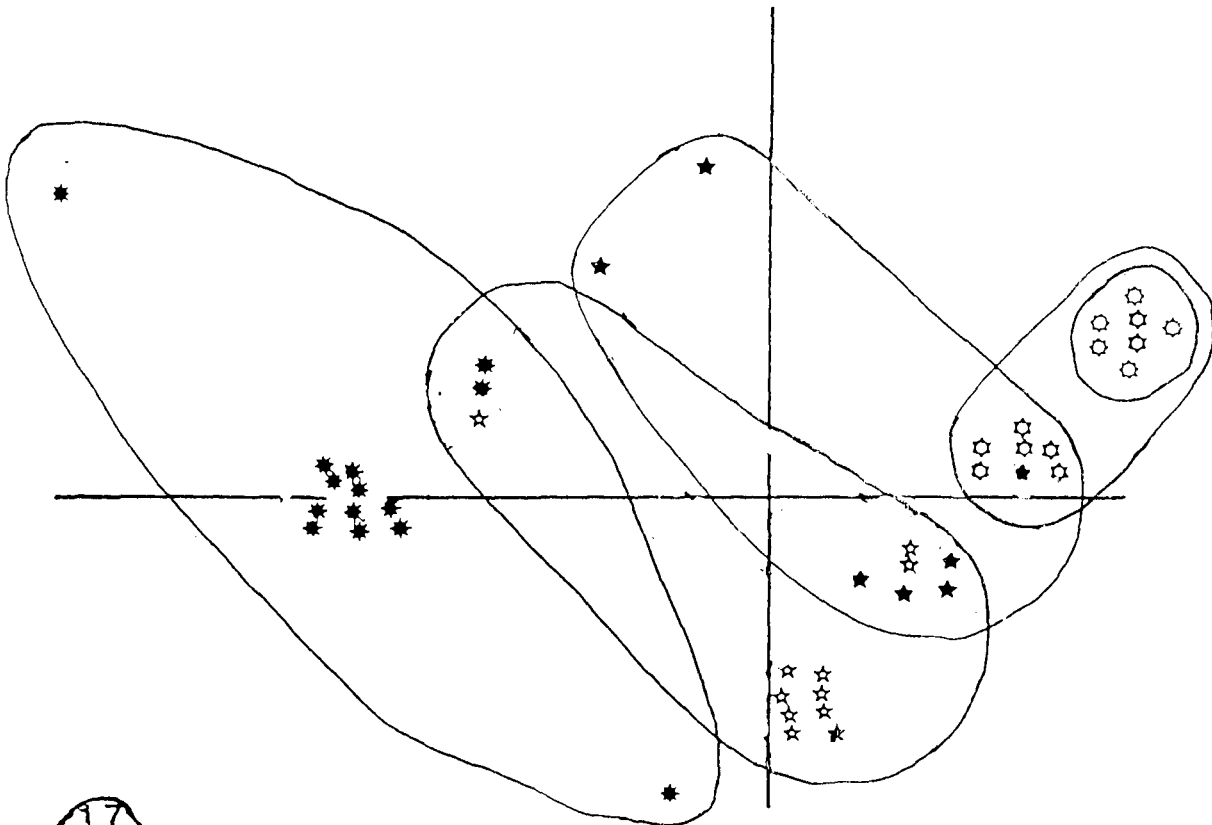
AXE 2 VERTICAL



17  
A

AXE 1 HORIZONTAL

AXE 2 VERTICAL

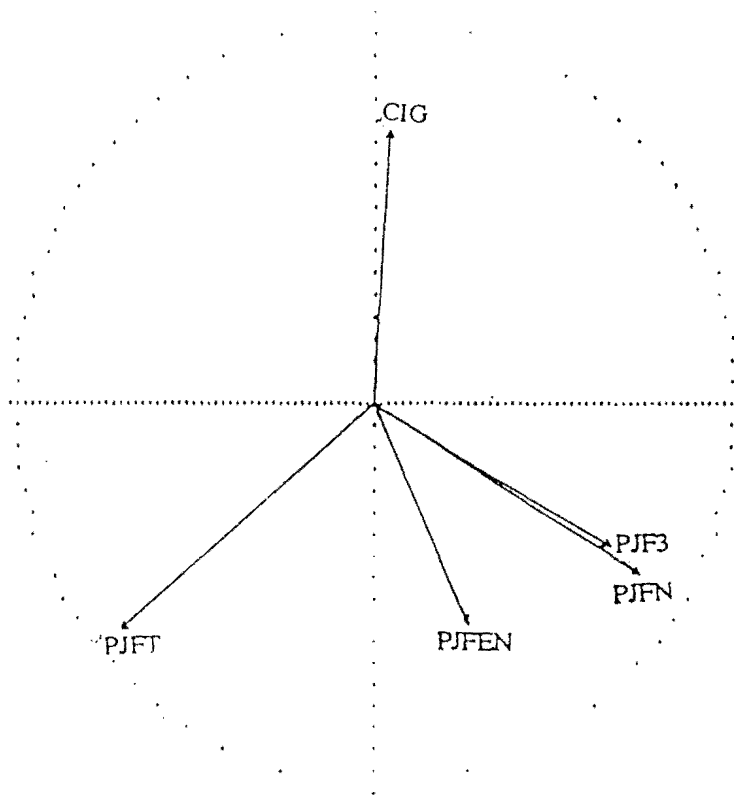


17  
B



AXE 1 HORIZONTAL

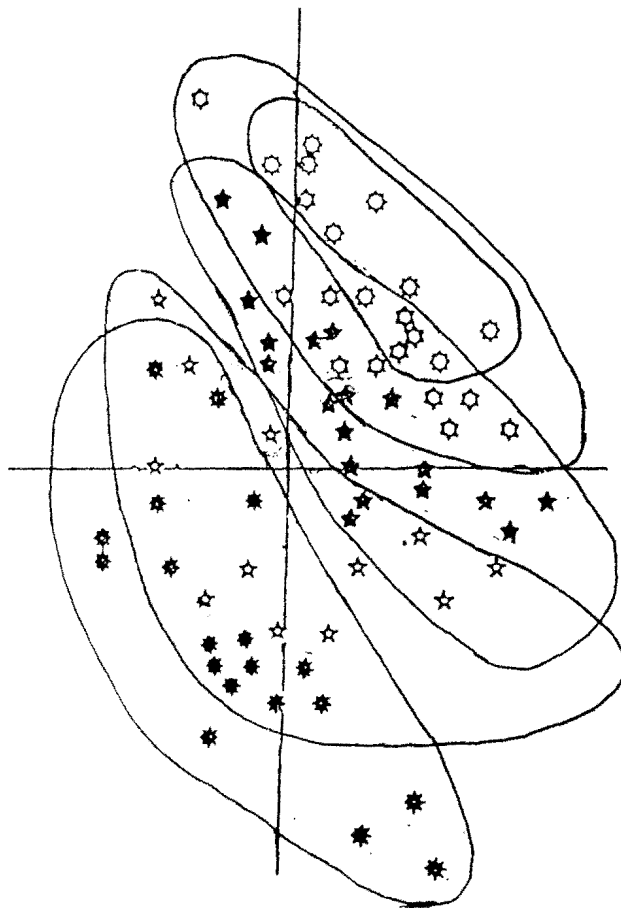
AXE 2 VERTICAL



17  
C

AXE 1 HORIZONTAL

AXE 2 VERTICAL



17  
D

RESULTATS, KONE DAOUA

Parmi les paramètres étudiés, la PJFT est la plus influencée par l'évolution du cigare. Les coefficients de corrélation avec le CIG sont supérieurs comparativement à ceux des autres paramètres.

#### **1-4- Cycle de la maladie**

##### **1-4-1- Période d'incubation et durée d'apparition des symptômes**

Chez les cultivars Orishele, Corne 1 et Grande Naine, les délais d'apparition des premiers symptômes (période d'incubation) et la durée moyenne d'apparition des symptômes correspondent au cycle de la maladie (Tab VII). La période d'incubation est plus longue chez les cultivars de bananiers Plantain (cvs Orishele et Corne 1) par rapport au cultivar Grande Naine. Ces différences sont significatives à partir du stade 06 du cigare chez les cultivars Orishele et Corne 1 tandis que chez le cultivar Grande Naine la durée d'apparition des taches tient compte de l'observation des premiers symptômes (Tab VII)

- chez les cultivars de bananiers Plantain (Orishele et Corne 1), les premiers symptômes sont observés entre 14 et 20 jours;

- chez le cultivar Grande Naine, les premiers symptômes sont observés entre 11 et 14 jours. Les différences observées entre les périodes d'incubation chez les 2 groupes de cultivars sont significatives au seuil de 5 %.

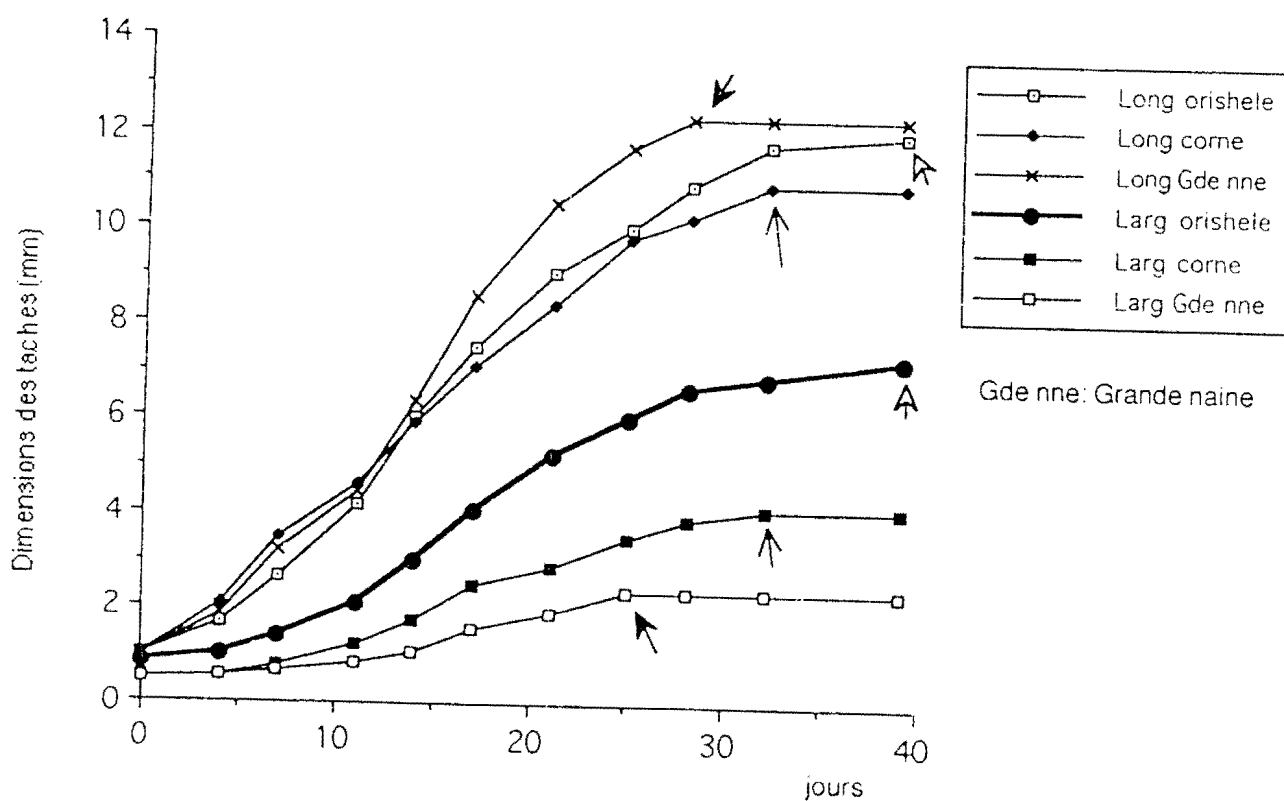
Du stade I au stade II s'écoulent 2 à 4 jours.

Au delà du stade III, les différences sont observées entre les deux cultivars de bananiers plantain. Le stade III est plus précocement observé chez le cultivar Orishele (40, 75 j) par rapport aux cultivars Corne 1 (42,45 j) et Grande Naine (41,95 j) comme

**Tableau VII : Période d'incubation et stades d'évolution de la cercosporiose noire chez les cvs de bananiers (Orishele, Corne et Grande Naine)**

Les comparaisons sont faites entre les cvs : les chiffres suivis d'une même lettre (a ou b) par colonne ne présentent pas de différences significatives au seuil de 5 %

| Stades de la maladie | Durée des stades (jours) |         |              |
|----------------------|--------------------------|---------|--------------|
|                      | Cultivars                |         |              |
|                      | Orishele                 | Corne   | Grande naine |
| I                    | 16,60 a                  | 16,40 a | 13,90 a      |
| II                   | 2-4.                     | 2-4.    | 2-4.         |
| III                  | 40,75 a                  | 42,45 a | 41,95 a      |
| I-III                | 21,6 a                   | 24,1 a  | 25,3 b       |
| VI (PIFEN)           | 33,95 a                  | 31,7 a  | 26 a         |
| I-VI                 | 14,80 b                  | 14,5 a  | 12,6 b       |
| PIFEN                | 68,35 a                  | 66 a    | 65,3 a       |
| I-PIFEN              | 55,3 a                   | 56,4 a  | 52,3 a       |



**Figure 18 : Evolution des taches de cercosporiose noire sur les feuilles des cvs Orishele, Corne 1 et Grande Naine**

Les flèches indiquent les débuts des nécroses

indiqué au tableau VII. De plus la durée de passage du stade I (stade tiret) au stade III (stade tache, stade I à III) est plus courte chez le cultivar Orishele (21,6 j) par rapport aux cultivars Corne 1 (24,1 j.) et Grande Naine (25,3 j). A ce niveau, les différences observées sont significatives entre les cultivars Orishele et Grande Naine.

Les délais d'apparition des premières fructifications sexuées du champignon sont indiqués par le rang de la PJFN (Tab VII).

Chez le cultivar Grande Naine, les premiers symptômes nécrotiques apparaissent entre 21 et 32 jours (26 j). Le passage du stade I au stade nécrotique s'effectue au bout de 11 à 15 jours (12,6 j).

- Chez les cultivars Orishele et Corne 1, les premières nécroses apparaissent respectivement entre 28 à 39 jours (34 j) et entre 28 à 36 jours (31,7 j).

Les feuilles présentant les premiers stades de cercosporiose noire se nécrosent entièrement (délais de la PJFEN) au bout de 44 à 58 jours (52,3 j) chez le cultivar Grande Naine; 44 à 58 jours (56,4 j) chez le cultivar Corne 1 et 46 à 62 jours (55,3 j) chez le cultivar Orishele.

#### **1-4-2- Evolution des symptômes**

Les taches dues à *Mycosphaerella fijiensis* évoluent différemment suivant les cultivars (Fig 18). Les taches sont beaucoup plus allongées chez la Grande Naine (9,5 à 12,4 mm) que chez les cultivars de Plantain (9 à 12,2 mm). Elles sont aussi plus allongées chez le cultivar Orishele par rapport à celles observées chez le cultivar Corne 1 (Fig 18). Les différences significatives sont observées 20 jours après le premier stade tiret entre les longueurs des taches chez le cultivar Grande Naine et les cultivars Orishele et Corne 1. Les taches atteignent leur longueur définitive entre 25 et 30 jours après le premier stade

**Tableau VIII : Comparaison des nombres moyens de périthèces sur la face supérieure de la feuille en relation avec les nombres moyens des stomates sur les faces inférieure et supérieure des feuilles des cvs Orishéle, Corne et Grande Naine**

Les chiffres suivis d'une même lettre ne sont pas statistiquement différents au seuil de 5%

| Cultivars    | Nombre de périthèces / 5 mm <sup>2</sup> sur la face supérieure | Nombre de stomates / mm <sup>2</sup> |                 |
|--------------|---|--------------------------------------|-----------------|
|              |   | face supérieure                      | face inférieure |
| Orishéle     | 25,73 a   | 27,13 a                              | 145,70 a        |
| Corne        | 20,23 b   | 6,55 b                               | 146,49 a        |
| Grande Naine | 29,80 c   | 33,68 c                              | 146,64 a        |

tiret chez le cultivar Grande Naine, 32 et 39 jours chez les cultivars Corne 1 et Orishele. Les longueurs des taches chez les cultivars Corne 1 et Orishele sont significativement différentes à la date de nécrose du cultivar Corne 1. Au delà de cette date, les taches évoluent encore chez le cultivar Orishele.

Des différences significatives sont observées au seuil de 5% à partir du 17ème jour entre les largeurs des taches chez les cultivars Orishele (3,5 à 10 mm; X= 4,30 mm), Corne 1 (2 à 6 mm; X=2,50 mm) et Grande Naine (1,5 à 3 mm; X=1,60 mm) comme le montre la figure 19). Entre les largeurs des taches chez les cultivars Orishele et Corne 1, les différences observées sont significatives 21 jours après le stade tiret. Les dimensions des taches sur les cultivars Corne 1 et Grande Naine n'évoluent plus à partir du 31ème jour.

### **1-4-3- Sporulation sexuée**

Le nombre de périthèces par stomate est plus important chez le cultivar Grande Naine par rapport aux cultivars Orishele et Corne 1 (Tab VIII). Chez les bananiers Plantain, le nombre de périthèces observés est supérieur chez le cultivar Orishele par rapport au cultivar Corne 1.

Les délais d'apparition des PJFN caractérisant le cycle sexuée du champignon sont plus courts chez le cultivar Grande Naine avec un nombre très important de fructifications sexuées (périthèces) sur la face supérieure des feuilles que chez les 2 cultivars de plantain (Tab VIII)

## **2- La cladosporiose**

### **2-2- Etude de quelques paramètres (Tab IX):**

Le rang de la plus jeune feuille touchée par la cladosporiose (PJFTCl) varie suivant les cultivars. Chez les cultivars Orishele, Corne 1 et Grande Naine, les pourcentages de plus jeunes feuilles

**Tableau IX : Relations entre les stades de déploiement du cigare et quelques paramètres étudiés chez la cladosporiose sur le cv de bananier Figue Sucrée**

| Stades<br>du cigare | Rangs des feuilles |    |        |     |    |        |    |    |    |         |    |    |    |
|---------------------|--------------------|----|--------|-----|----|--------|----|----|----|---------|----|----|----|
|                     | PJFTCI             |    | PJF3CI |     |    | PJFNCI |    |    |    | PJFENCI |    |    |    |
|                     | F1                 | F2 | F3     | F4  | F5 | F4     | F5 | F6 | F7 | F5      | F6 | F7 | F8 |
| 0                   | 82                 | 18 |        | 82  | 18 |        | 45 | 50 | 5  |         | 36 | 64 |    |
| 2                   | 100                |    |        | 75  | 25 | 31     | 61 | 8  |    | 8       | 15 | 70 | 7  |
| 4                   | 100                |    |        | 100 |    |        | 30 | 70 |    |         | 10 | 60 | 30 |
| 6                   | 100                |    |        | 100 |    |        | 58 | 25 | 17 |         | 25 | 58 | 17 |
| 8                   | 100                |    | 58     | 42  |    | 17     | 83 |    |    |         | 50 | 17 |    |

touchées sont plus élevés sur la feuille 2 au stade 00 du cigare. Un pourcentage très faible de bananiers ont leur PJFTCl correspondant à la feuille de rang 1. A partir du stade 02 du cigare, la cladosporiose est observée sur la feuille 1 dans près de 90 % des cas. Aux stades 04, 06, 08, du cigare toutes les feuilles de rang 1 présentent les symptômes de stade I de Cladosporiose.

Chez le cultivar Figue Sucrée, les premiers symptômes sont observés sur les feuilles de rang 1 dans 80 % des cas au stade 00, et sur toutes les feuilles de rang 1 aux stades 02,04,06 et 08 du cigare (Tab IX).

La plus jeune feuille présentant le stade tache (PJF3 Cl) de la maladie, (Tab IX) a été observée, en bordure du limbe gauche à partir de la feuille de rang 3 lorsque le stade du cigare est à 08. Ce stade est en général observé à partir de la feuille de rang 4 à 5, aux stades 00, 02. Aux stades 04 et 06, toutes les feuilles de rang 4 présentent le stade 3 de la maladie.

La plus jeune feuille nécrosée (PJFNCl) se définit comme la plus jeune feuille présentant les symptômes de stade VI. Les taches observées sont brun jaunâtre à jaunâtres avec des tirets noirs de 2 à 13 mm de long et de largeur dépassant rarement 1mm. La PJFNCl varie entre les feuilles 4 à 7. Elle est en moyenne observée à partir des feuilles de rang 5 et 6 sur le cultivar Figue Sucrée, quel que soit le stade du cigare.

Le stade ultime de la maladie, indiqué par le rang de la plus jeune feuille entièrement nécrosée (PJFENCl), (Tab IX) est observée à partir de la feuille de rang 5. Les pourcentages de bananiers dont la PJFEN est observée à partir de la feuille de rang 7 sont plus élevés.



**Tableau X : Période d'incubation de la cladosporiose chez les bananiers (cvs Orishele, Corne, Grande Naine et Figue Sucrée)**

Les comparaisons ne sont faites qu'au niveau de chaque cultivar entre les stades du cigare.

Les chiffres suivis d'une même lettre ne présentent pas de différences significatives au seuil de 5 %

| Stades du cigare | Période d'incubation (jours) |        |              |              |
|------------------|------------------------------|--------|--------------|--------------|
|                  | Cultivars                    |        |              |              |
|                  | Orishele                     | Corne  | Grande Naine | Figue Sucrée |
| 0 Moyenne        | 9 a.                         | 9.8 a. | 9,4 a.       | 14,2 a.      |
| 2 Moyenne        | 9 a.                         | 9 a.   | 9 a.         | 10.9 b.      |

**Tableau XI : Durée des stades d'évolution de la cladosporiose chez le cv de bananier Figue Sucrée**

Les chiffres suivis d'une même lettre ne présentent pas de différences significatives au seuil de 5 %

| Stades de la maladie | Durée des stades d'évolution (jours) |
|----------------------|--------------------------------------|
| I                    | 10,9                                 |
| II                   | 3-7.                                 |
| III                  | 57,4 a.                              |
| I-III                | 38,1                                 |
| VI (PJFEN)           | 55,6 a                               |
| I-VI                 | 37,2                                 |
| PJFEN                | 96,1 a                               |
| I-PJFEN              | 73,4                                 |

## 2-2- Cycle de la cladosporiose

La période d'incubation maximale (Tab X) varie de 7 à 11 jours tant chez les triploïdes AAB (cvs Orishele et Corne 1 (9,8j) que chez les triploïdes AAA (cv Grande naine (9,4 j)). Les différences observées concernant l'apparition des premiers symptômes de cladosporiose ne sont pas significatives. Chez le diploïde AA (cv Figue Sucrée), la période d'incubation varie de 8 à 16 jours.

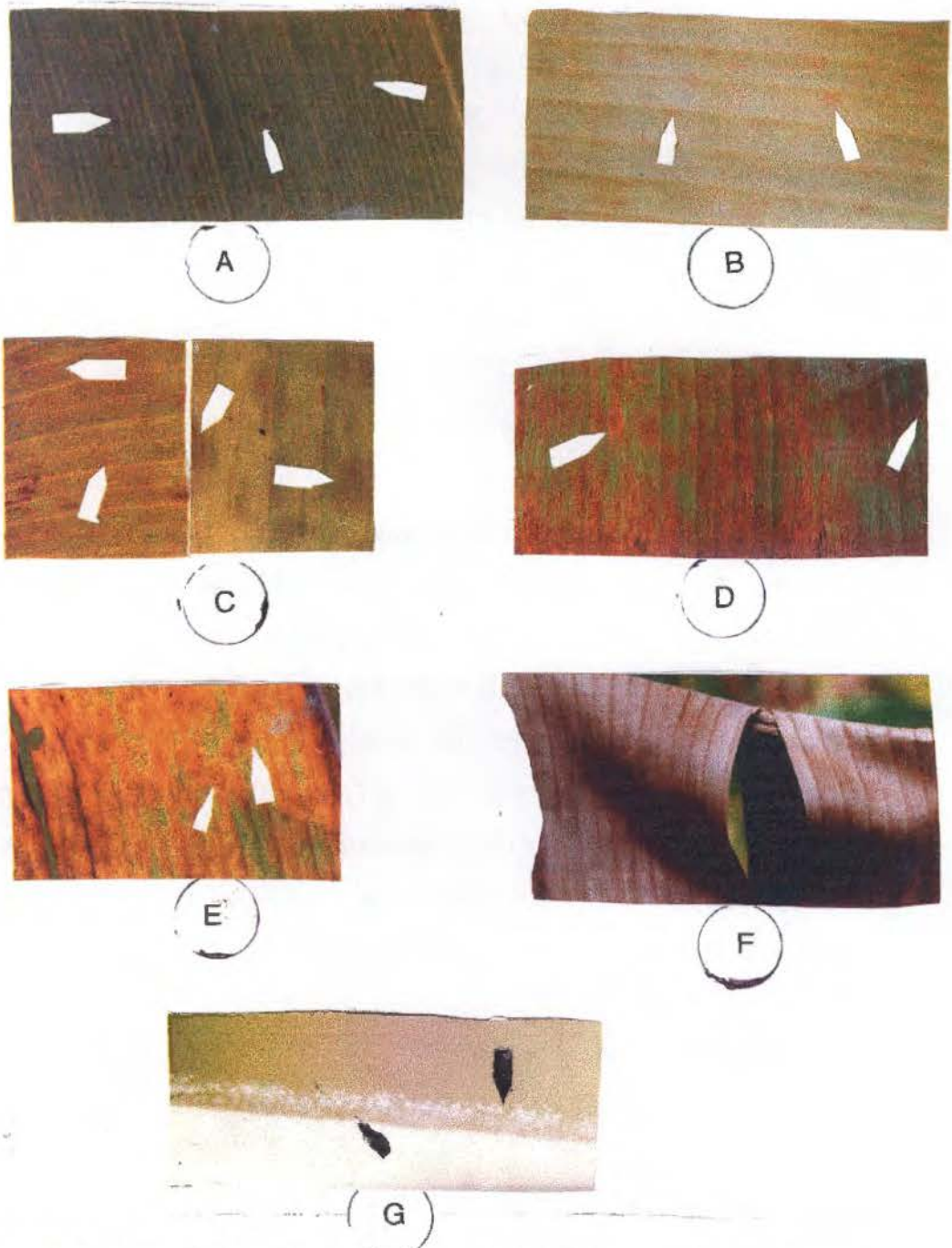
L'évolution des symptômes chez le cultivar Figue Sucrée montre la présence de tous les symptômes de la cladosporiose (Tab X). La période d'incubation est de 12,5 jours (TabXI).

La durée de passage du stade I (stade pointillé) au stade 2 (stade tiret) varie de 3 à 7 jours (Tab X). Les premiers symptômes de stade III sont observés entre 30 et 54 jours (45,8 j en moyenne). Le délai moyen de passage du stade I au stade III (stade tache) est de 38,31 jours. La plus jeune feuille nécrosée est observée entre 36 et 54 jours (48 j). Le délai de passage du stade I au stade VI est de 37,2 jours. La plus jeune feuille entièrement nécrosée ou entièrement jaune est observée entre 75 et 102 jours (87,7 j) La durée de passage du stade I à la nécrose entière de la feuille est de 73,4 jours.

## 2-3- Symptomatologie

Les symptômes sur le cultivar Figue Sucrée se présentent en 4 phases:

- la première ou phase de ponctuation;
- la deuxième ou phase de tirets (stade II);
- la troisième, est marquée par l'apparition de taches à contour assez mal délimité et la sortie des conidiophores; elle comprend les stades III et IV;
- la quatrième phase est marquée par le jaunissement des feuilles suivi de leur brunissement. Elle comprend les stades V et



**Figure 19 : Stades d'évolution de la cladosporiose et observation des fructifications chez le bananier (cv Figue Sucrée)**

A: Stade 1, B: Stade 2, C: Stade 3, D: Stade 4,  
 E: Stade 5, F: Stade 6, G: Fructifications de  
*Cladosporium musae* à la face supérieure d'une  
 feuille

6. Les contours des taches sont à peine visibles. Les tirets observés sont plus noirâtres.

Suivant les observations macroscopiques et microscopiques, 6 stades ont été identifiés dans l'évolution de la maladie. Au stade I (Fig 19: A), des punctuations brun rougeâtre apparaissent à la face inférieure des feuilles de rang 1 ou 2. Ces punctuations sont beaucoup plus sombres à la face supérieure. Elles sont visibles en lumière transmise comme en lumière incidente. Leurs dimensions vont de 0,20 à 0,30. Les punctuations correspondent à des sites de pénétration marqués par le brunissement des cellules de garde des stomates. Au stade II (Fig 19: B) on observe des tirets plus visibles par leur coloration brun rouille. Leur longueur varient de 0,5 à 6 mm. Les brunissements observés au stade I s'étendent aux stomates voisins. Les tirets qui en résultent peuvent, par regroupement, constituer des plages de 5 mm de long sur 4 mm de large. Ces plages se distinguent mieux à la face inférieure des feuilles. Au stade III (Fig 19: C), les plages de stade II forment des taches plus nettes et visibles sur les 2 faces des feuilles. Les tirets, par leur couleur, se confondent avec la couleur de la plage. Les taches à contour assez net sont de couleur brun à brun clair. les conidiophores portant les conidies sont visibles sur les 2 faces. Le nombre moyen de conidiophores observé par  $\text{mm}^2$  est de 17 sur la face inférieure et 9 sur la face supérieure. Au stade IV (Fig 19: D), les taches de stade III deviennent plus larges. Les contours des taches sont plus nets se confondant les uns avec les autres. Les taches prennent une coloration rougeâtre à brun violacée. les tirets sont plus visibles. Le nombre moyen de conidiophores par  $\text{mm}^2$  est de 24 sur la face inférieure et de 18 sur la face supérieure. Au stade V (Fig 19: E), apparaît un début de jaunissement des taches. Ce jaunissement s'étend à toute la feuille qui prend une coloration jaune clair à la face inférieure et

jaune pâle à la face supérieure. Les contours des taches sont peu visibles. Les tirets bien visibles sont de couleur brun noirâtre à noire. La longueur des tirets varie de 2 à 13 mm. Au stade VI ou stade ultime de développement des symptômes (Stade VI, Fig 19: F), La face inférieure des feuilles prend un aspect brun brillant, la face supérieure restant brun foncée à brun sombre. Les tirets se dessèchent et prennent un aspect gris noirâtre à grisâtre. Pendant le développement des symptômes, les premiers conidiophores sortant des taches (Fig 19: G) sont observés sur les 2 faces du limbe de la feuille 4 avec, à leurs sommets, des conidies regroupées en chaînes.

### **3- Corrélation entre l'apparition des premiers symptômes de la cercosporiose noire et de la cladosporiose**

Les résultats montrent une corrélation entre la plus jeune feuille touchée par la cladosporiose (PJFTCl) et celle touchée par la cercosporiose (PJFT). Les coefficients de corrélation (annexe ID) sont plus élevés chez le cultivar Orishele (-0,778) et Corne (-0,821) par rapport au cultivar Grande Naine (0,359). Ces deux paramètres sont négativement corrélés avec le stade de déploiement du cigare. Les deux paramètres PJFT et PJFTCl sont liés. En effet, lorsque le cigare du bananier est au stade 00, la PJFT correspond à la feuille de rang 3 chez *Mycosphaerella fijiensis* et à la feuille de rang 2 chez *Cladosporium musae*. Lorsque le cigare passe du stade 00 au stade 02, les premiers symptômes de cercosporiose sont observés sur la feuille de rang 2 ou 3 et ceux de cladosporiose sur la feuille de rang 1 ou 2.

CHAPITRE V : ETUDE DES CARACTERISTIQUES  
CULTURALES DES ISOLATS DE  
*Mycosphaerella fijiensis* ET DE  
*Cladosporium musae*:

## I INTRODUCTION

Les études en plantation (*in vivo*) ont été développées aux chapitres III et IV.

Dans le chapitre III, nous avons étudié la distribution des cercosporioses et de la cladosporiose dans quelques localités de Côte d'Ivoire afin de voir leur répartition dans les différentes zones pédo-climatiques.

Dans le chapitre IV, nous avons étudié l'évolution de la cercosporiose noire et de la cladosporiose en un seul site sur des cultivars de bananiers sensibles.

Dans ce chapitre, les souches isolées sont décrites de même que la détermination de la germination et la croissance des filaments germinatifs,

- une étude est faite sur la recherche de milieu de culture favorable et d'un pH optimum de croissance des colonies. Les critères de croissance sont le diamètre des colonies et la masse de matière sèche produite par chacune d'elle,

- la recherche d'une sporulation abondante sur différents milieux de culture est faite par étalement des fragments mycéliens.

Deux souches de *Mycosphaerella fijiensis* et une de *Cladosporium musae* obtenues à partir de conidies ont été utilisées et leur caractérisation ont porté sur leurs aspects phénotypiques (coloration du thalle, dimensions des conidies et des conidiophores). La croissance, la sporulation et la détermination du pH optimum sont étudiées dans les conditions de laboratoire à  $26 \pm 2$  °C.

Tableau XII : Pourcentage de germination des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* sur milieu gélosé de 2 à 36 h

| Champignons                     | Germination (%) en fonction du temps (h) |    |    |    |     |     |     |     |     |     |     |     |  |
|---------------------------------|--|----|----|----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|--|
|                                 | 2  | 4  | 6  | 8  | 10  | 12  | 14  | 16  | 18  | 24  | 30  | 36  |  |
| <i>Cladosporium musae</i>       | 5  | 25 | 50 | 90 | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 | 100 |  |
| <i>Mycosphaerella fijiensis</i> | -  | -  | -  | -  | 30  | 30  | -   | -   | 50  | 100 | 100 | 100 |  |

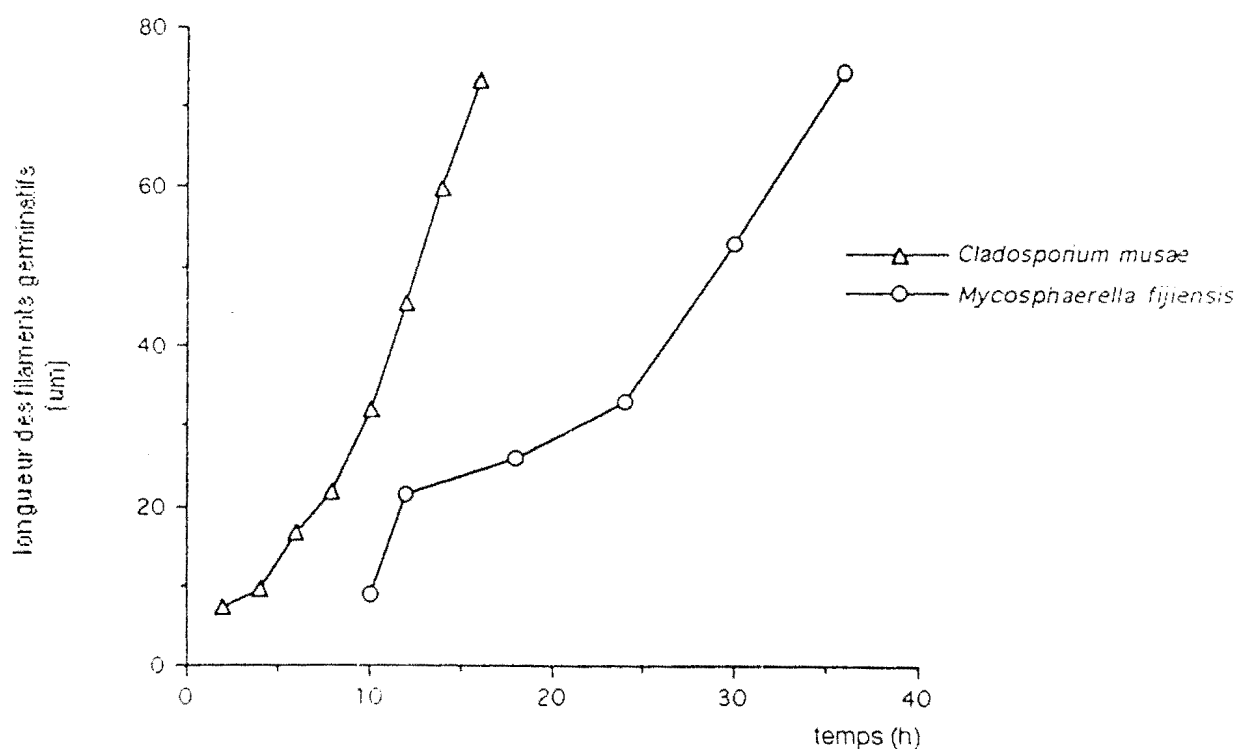


Figure 20 : Croissance des filaments germinatifs des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae*

## II- RESULTATS

### 1- Isolement et Caractérisation des souches

#### 1-1- *Mycosphaerella fijiensis*:

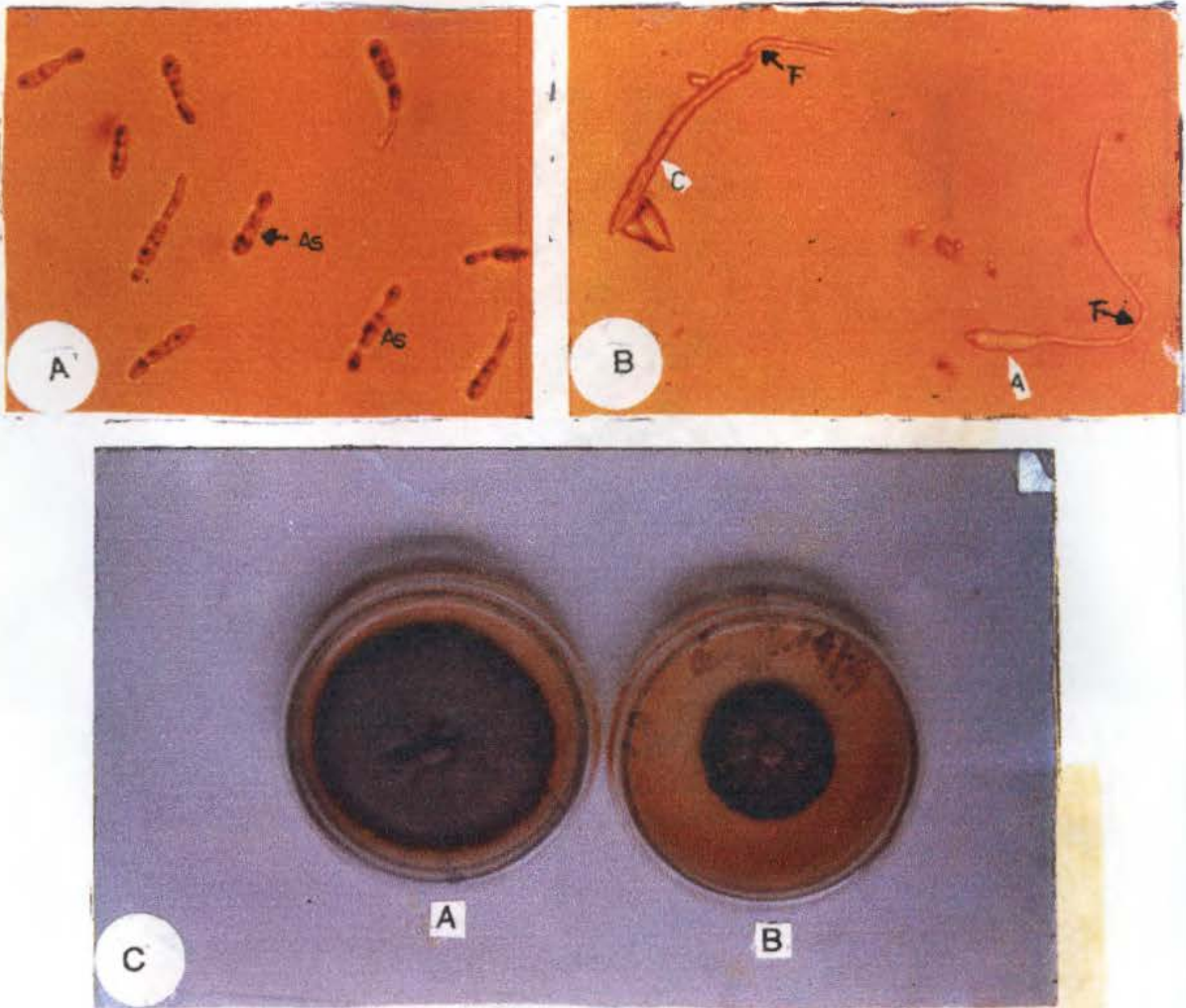
Chez *Mycosphaerella fijiensis*, 30 % des conidies ont germé au bout de 10h (Tab XII). Ce taux évolue très lentement. Il atteint 50 % 18 h après l'ensemencement soit 8 h après que les premières conidies aient germé. Le taux de 100 % marquant la germination de toutes les conidies a été observé au bout de 24 h.

La croissance du filament germinatif issu d'une conidie est indiquée sur la figure 20. Cette croissance est mesurée lorsque le filament a une longueur d'au moins 5 $\mu$ . Les longueurs minimale et maximale des filaments germinatifs sont de 7,5 $\mu$  en 10 h ) et de 46  $\mu$  en 36 h (Fig 20). La croissance est lente et s'étale sur plus de 20h.

Les ascospores sont libérées des périthèces 30 à 40 minutes après humidification des fragments de feuilles nécrosées. La libération se poursuit et de nombreux ascospores sont obtenues sur milieu gélosé ou sur tout autre substrat (Fig 21: A). Les ascospores germent plus rapidement que les conidies (Fig 21: B). Les premières germinations sont observées une heure après la libération.

Les premières colonies de *Mycosphaerella fijiensis* apparaissent 4 à 7 jours après l'ensemencement des conidies. Deux souches ont été obtenues (Fig 21: C, A et B). L'isolat 1 (Fig 21: CA) est de couleur gris-noirâtre avec les bords se confondant à la couleur du milieu. Le thalle est plus clair au niveau de la zone frontale, comparativement aux zones âgées où il est assez sombre. Chez l'isolat 2 (Fig 21: CB), le thalle est généralement de couleur gris à gris foncé vers le centre avec une marge gris clair vers la périphérie. Chez ces deux souches de *Mycosphaerella fijiensis*, la sporulation a lieu en début de croissance. Le





**Figure 21 : Fructifications et isolats de *Mycosphaerella fijiensis* obtenus *in vitro***

A : Ascospores libérées sur milieu gélosé après 8 heures.

As: ascospore

B : Ascospores et conidies germées de au bout de 12 h.

As: ascospore

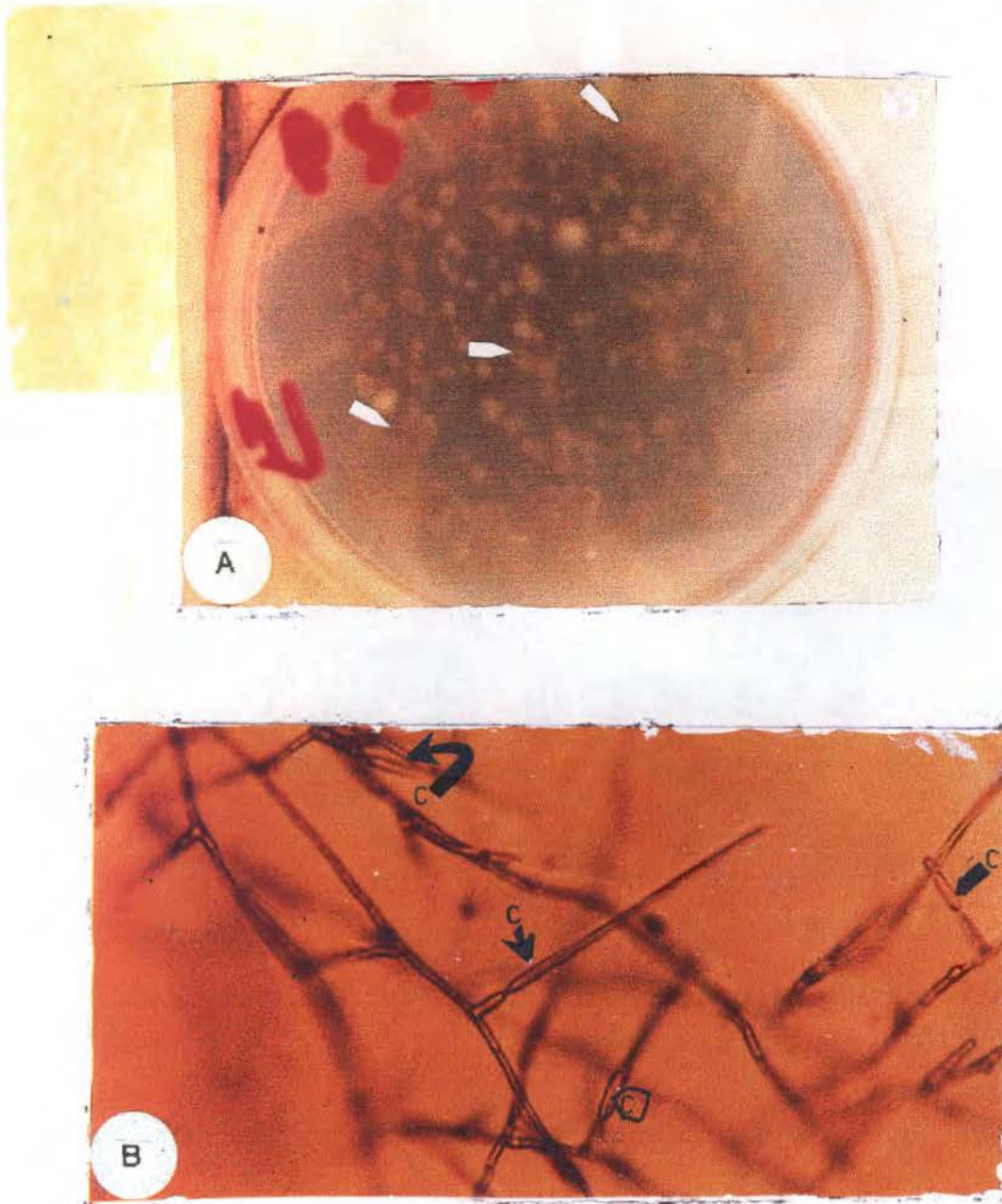
C: conidie

T: filament germinatif

C : Isolats 1 (A) et 2 (B) de *Mycosphaerella fijiensis*

(A): Isolat 1-origine Agboville

(B): Isolat 2-origine ferme ENSA Abidjan



**Figure 22 : Zones sporulantes et fructifications conidiennes de *Mycosphaerella fijiensis* obtenues *in vitro* sur milieu de culture PDA après 6 jours**

A: Zones sporulantes

B : Conidies (C) formées au niveau d'une zone sporulante (G X 250).

mycélium gratté et étalé sur le milieu PDA forme les premières fructifications au niveau des zones de sporulation (Fig 22 : A, B).

Les conidies (C) sont insérées en nombre variable sur les conidiophores (Cp). Elles sont obclavates. Le tableau XIII donne les caractéristiques des souches de *Mycosphaerella fijiensis*, suivant le nombre de conidies par conidiophore.

Chez l'isolat 1, Le nombre de conidies par conidiophore varie de 1 à 6. Le nombre moyen de conidies par conidiophore est de 2,5. Le pourcentage de conidiophores portant 2 conidies est plus élevé (42 %) par rapport au pourcentage de conidiophores portant 1, 3, 4, 5, 6 conidies (respectivement 12, 26, 15, et 1 %). Chez l'isolat 2, le nombre de conidies par conidiophore varie de 1 à 4. Le nombre moyen de conidies par conidiophore est de 1,46. La majorité des conidiophores porte une conidie (56 %). Le pourcentage de conidiophores portant 2 conidies se rapproche de celui de l'isolat 1 (41 %). Un très faible pourcentage de conidiophores porte 4 conidies (environ 1%). Les conidies et conidiophores de l'isolat 2 sont plus larges et plus allongés que ceux de l'isolat 1 (Tab XIV).

### 1-2- *Cladosporium musae*.

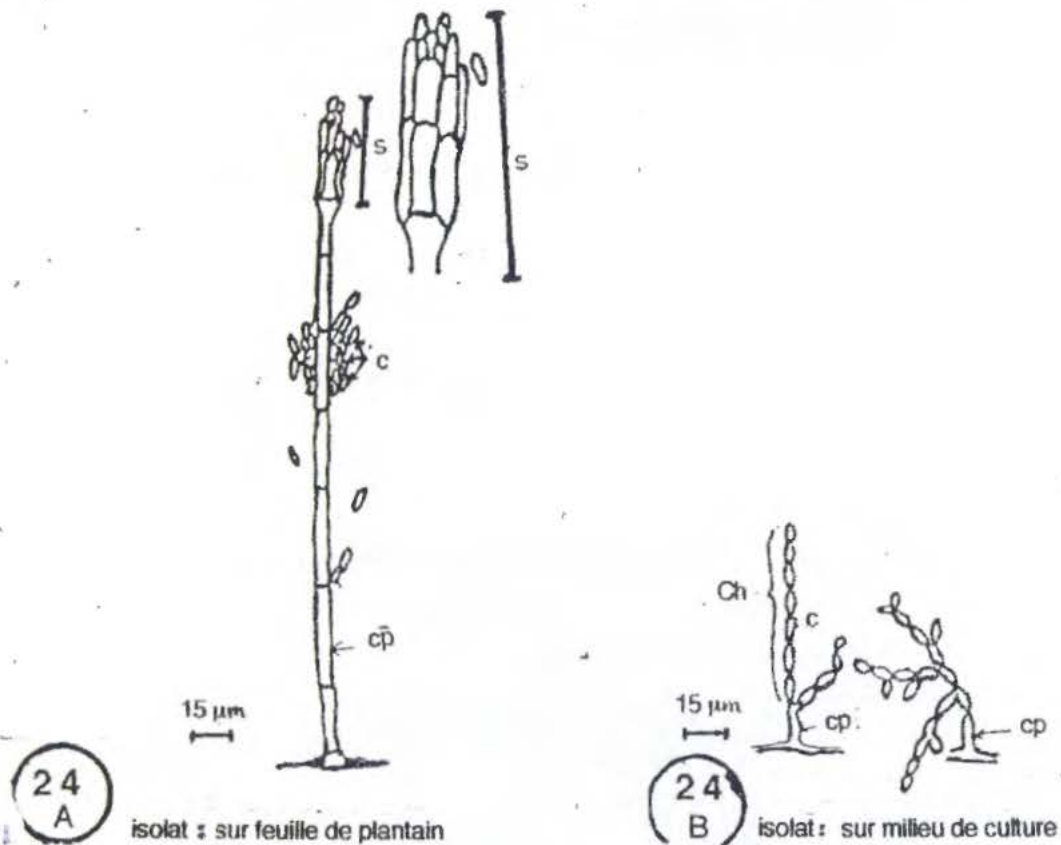
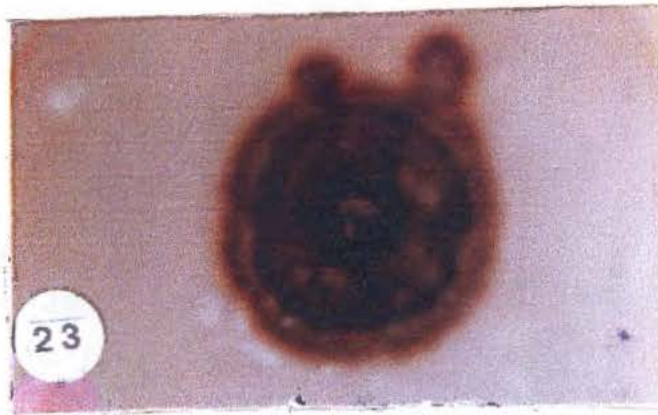
Les conidies de *Cladosporium musae* germent au bout de 2 h au taux de 5 % (Tab XII). Ce taux atteint 50 % en 6 h et 100 % au bout de 10 h. Les filaments germinatifs (hyphes) issus de conidies de *Cladosporium musae* évoluent plus rapidement que ceux issus de conidies de *Mycosphaerella fijiensis* (Fig 20). Chez *Cladosporium musae*, les longueurs minimale et maximale des filaments germinatifs sont respectivement de 7,5 m (en 12 h) et 164 m (en 16 h). La longueur moyenne observée est 73,35 m en 16 h. Les colonies de *Cladosporium musae* (Fig 23) apparaissent 3 jours après la mise en culture des conidies. Le thalle est de

**Tableau XIII : Pourcentages des conidies portant 1 à 6 conidies chez les isolats 1 et 2 de *Mycosphaerella fijiensis***

| Isolats de <i>Mycosphaerella fijiensis</i> | Pourcentages de conidiophores portant des conidies |    |    |    |   |   | Nombre moyen de conidies / conidiophore |
|--|--|----|----|----|---|---|---|
|  | 1  | 2  | 3  | 4  | 5 | 6 |   |
| Isolat 1                                   | 12   | 42 | 26 | 15 | 4 | 1 | 2.59                                    |
| Isolat 2                                   | 56   | 41 | 2  | 1  |   |   | 1.46                                    |

**Tableau XIV : Dimensions des conidiophores et des conidies des isolats de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae***

| Champignons                     | Isolats  | Caractéristiques morphologiques |              |                    |              |
|---------------------------------|----------|---------------------------------|--------------|--------------------|--------------|
|                                 |          | Conidiophores                   |              | Conidies           |              |
|                                 |          | Longueur x largeur              |              | Longueur x largeur |              |
|                                 |          | limites                         | moyennes     | limites            | moyennes     |
| <i>Mycosphaerella fijiensis</i> | Isolat 1 | 12-50 x 2,5-4                   | 26,64 x 3,3  | 8-140 x 2,5-4      | 62,47 x 2,92 |
|                                 | Isolat 2 | 5-140 x 2,5-5                   | 48,44 x 3,99 | 7,5-200 x 2,5-5    | 67,73 x 3,03 |
| <i>Cladosporium musae</i>       |          | 120-880 x 5-8                   | 571,9 x 6,67 | 4-30 x 2,4-4       | 9,85 x 3,28  |



**Figure 23 : Aspect cultural de l'isolat de *Cladosporium musae* présentant une coloration brun noirâtre et une marge brune**

**Figure 24 : Conidiophores et conidies de *Cladosporium musae* sur feuille de bananiers et sur milieu de culture P.D.A.)**

A: Sur feuille de bananier plantain

B: Sur milieu de culture PDA.

C: conidie

Cp: conidiophore

Ch: Chaîne de conidies

S: sommet d'un conidiophore

couleur grisâtre à gris verdâtre vers le centre avec une marge vert olive vers

la périphérie. Les conidies de forme cylindriques sont observées en chaînes sur les conidiophores courts ou allongés suivant le milieu

de développement (Fig 24:A,B). Les conidiophores observés sur feuille en plantation (Fig 24: A) se différencient de ceux qui sont formés sur les milieux de culture (Fig 24: B) infestés, par leur plus grande taille. Chez le genre *Cladosporium*, la fructification commence 3jours après l'ensemencement et se poursuit pendant toute la durée de culture.

Chez *Mycosphaerella fijiensis*, les conidies sont plus allongées et moins larges que celles de *Cladosporium musae* dont les conidiophores sont au contraire plus allongés et plus larges que ceux de *Mycosphaerella fijiensis*. La germination est beaucoup plus rapide chez *Cladosporium musae* par rapport à *Mycosphaerella fijiensis* (Fig 20). En 12 h, les longueurs des filaments germinatifs sont de 45,5  $\mu$  chez *Cladosporium musae* et 21,5  $\mu$  chez *Mycosphaerella fijiensis*.

## **2- Etude de l'influence du substrat cultural, du pH et de la sporulation des isolats de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae***

### **2-1- Croissance mycélienne des isolats sur différents substrats culturaux**

Chez l'isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis*, La vitesse moyenne de croissance journalière est plus grande sur les milieux Amidon (2,16 mm) et PDA . Les plus faibles vitesses de croissance sont observées sur les milieux Feuilles et Pulpe de banane (annexe 2: A). Dès le 5<sup>ème</sup> jour, les colonies évoluant sur le milieu Amidon se distinguent de celles en croissance sur les autres milieux de culture avec des différences significatives au seuil de 1% (Fig 25: A). Les différences observées au 10<sup>ème</sup> jour

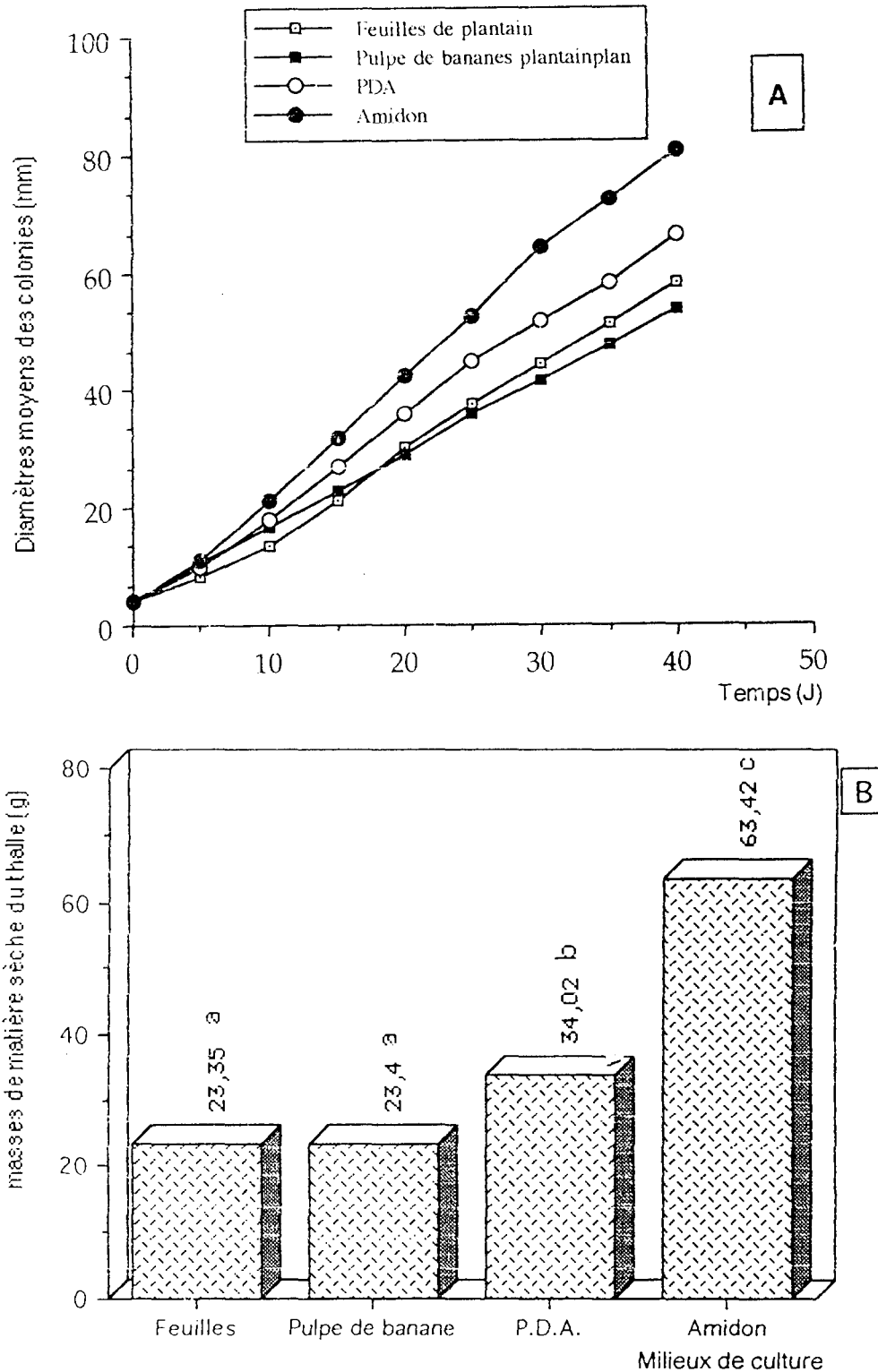


Figure 25 : Croissance des colonies de l'isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis* sur différents milieux de culture

A : Evolution des diamètres en fonction du temps (j)

B : Masses de matière sèche du thalle

Les lettres non identiques par date indiquent les différences significatives entre les traitements au seuil de 1 %

entre les diamètres moyens des colonies évoluant sur les milieux Feuilles, Pulpe de bananes et PDA sont significatives au seuil de 1 %. Au 35<sup>ème</sup> jour, les diamètres des colonies évoluant sur les milieux Feuilles et Pulpe de banane présentent une différence significative. Ces différences sont observées jusqu'à la fin des observations.

La masse de matière sèche du thalle (Fig 25: B) est plus élevée sur le milieu Amidon (63,42 g), suivi du milieu PDA (34,02 g) et des milieux Feuilles (23,54 g) et Pulpe de bananes (23,41 g). L'analyse de variance, en fin d'observation, montre une différence significative entre les masses sèches de thalle sur les différents milieux au seuil de 1 %.

Chez l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis*, les vitesses de croissance sont faibles en début de culture; la vitesse maximale (annexe 2: B) est observée sur le milieu Amidon et n'atteint pas 1,5 mm/j. L'isolat 2 croît plus rapidement sur le milieu amidon (0,3 à 1,3 mm/j) jusqu'au 35<sup>ème</sup> jour (Fig 26: A). Les colonies sur milieu Amidon se distinguent au 5<sup>ème</sup> jour. Au delà du 35<sup>ème</sup> jour, la croissance sur milieu Amidon devient inférieure à celle sur milieu PDA avec des différences significatives au 40<sup>ème</sup> jour. Les croissances sur les milieux PDA et Pulpe de banane sont voisines jusqu'au 15<sup>ème</sup> j. Au delà, le milieu PDA se montre plus favorable avec des différences significatives au seuil de 1 %. La croissance sur le milieu feuille est très lente (0,3 mm/j) .

L'aspect lâche du thalle sur le milieu Amidon n' a pas permis de faire de pesées. Parmi les autres milieux utilisés, le milieu PDA produit des masses sèches de thalle élevées (17,8 g) par rapport aux milieux Pulpe de banane (8,75 g) et Feuilles (4,20 g), Fig 26: B. L'analyse de variance montre des différences significatives entre les masses sèches de thalles entre les milieux au seuil de 1%



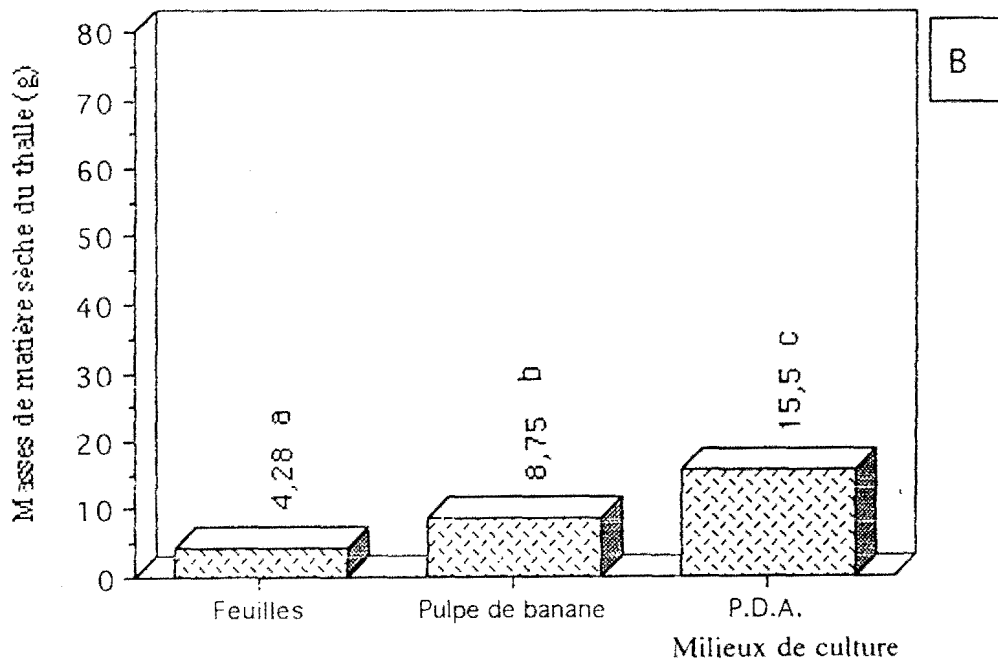
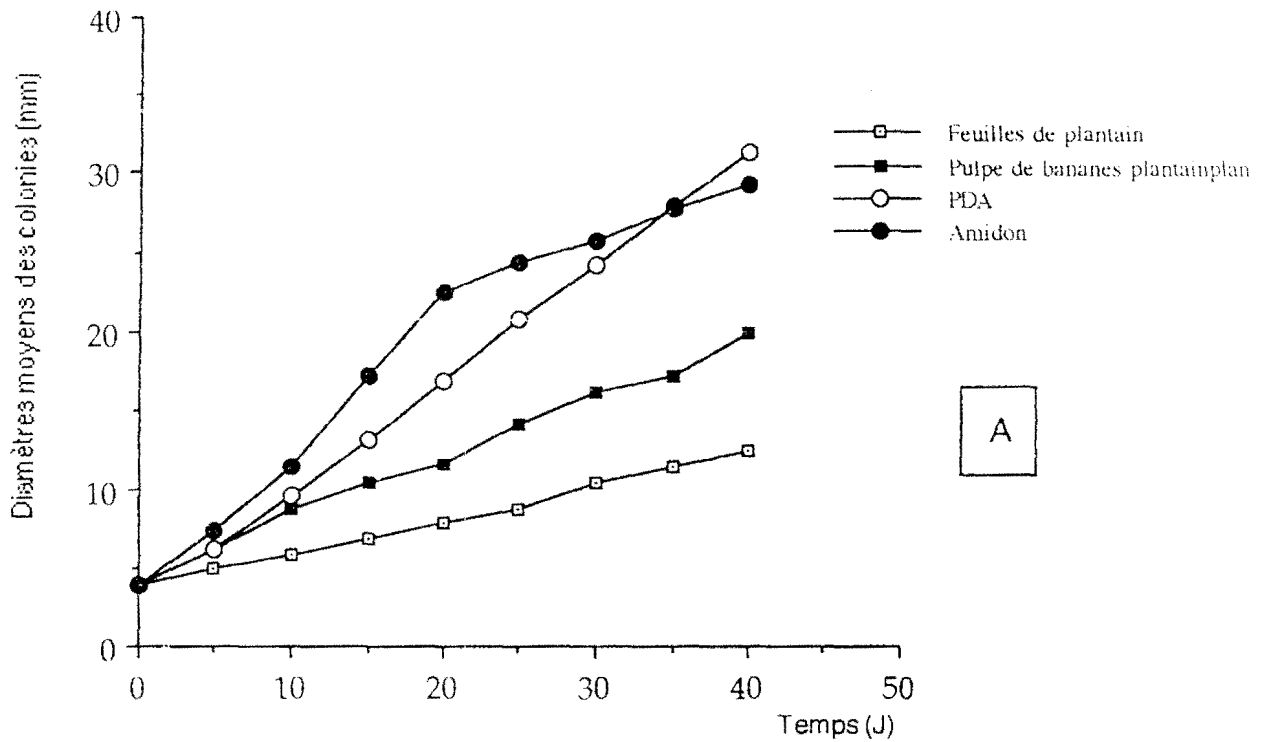


Figure 26 : Croissance de l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis* sur différents milieux de culture

A: Evolution des diamètres

B: Masses de matières sèches de thalle après 40 jours

Les lettres non identiques par date indiquent les différences significatives entre les traitements au seuil de 1 %

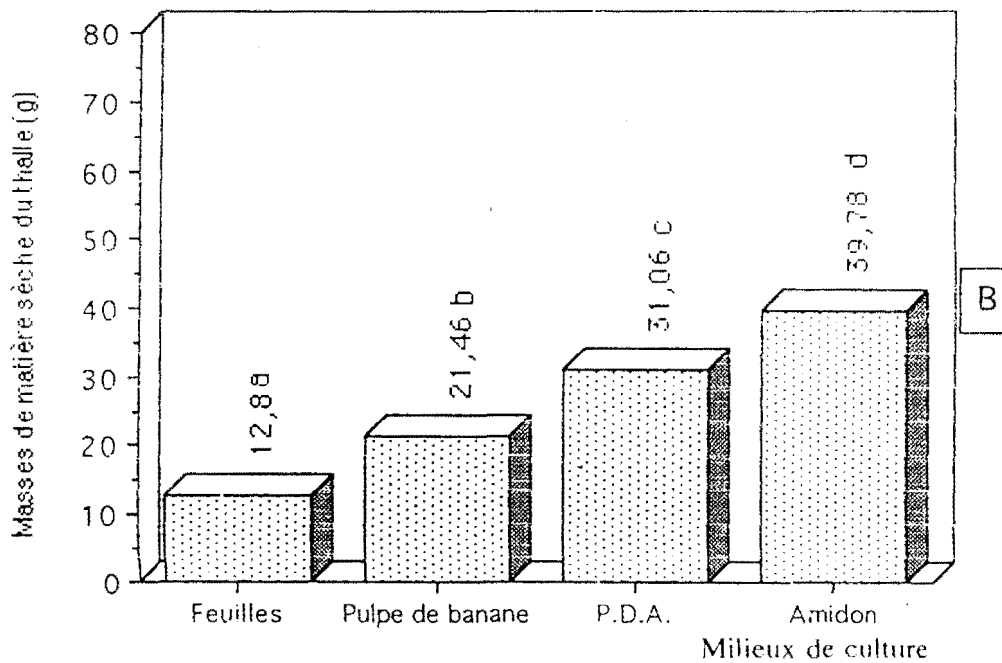
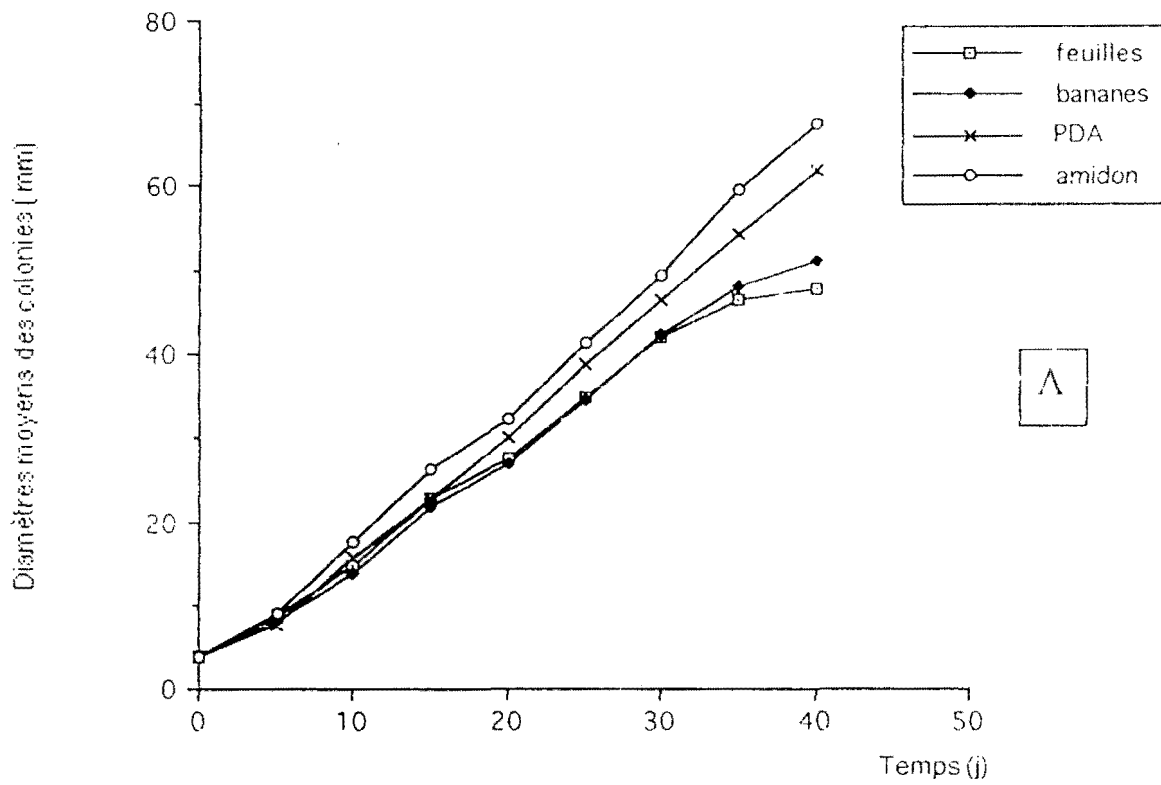


Figure 27 : Croissance de l'isolat de *Cladosporium musae* sur différents milieux de culture

A : Evolution des diamètres en fonction du temps (j)

B : Masses de matière sèche du thalle après 40 j

Les valeurs suivies d'une même lettre indiquent les différences non significatives entre les traitements au seuil de 1%

Chez l'isolat de *Cladosporium musae*, la vitesse de croissance est plus élevée sur le milieu Amidon (1 à 1,8 mm/j). Bien qu'inférieures à celles du milieu PDA (0,7 à 1,7 mm/j), elles sont comparables sur les milieux Feuille (0,3 à 1,3 mm/j) et pulpe de banane (0,6 à 1,6 mm/j) (annexe 2: C).

Comme chez les isolats 1 et 2 de *Mycosphaerella fijiensis*, le milieu Amidon favorise la croissance (1 à 1,8 mm/j) de *Cladosporium musae* par rapport aux autres milieux (Fig 27: A). La croissance sur le milieu PDA (0,7 à 1,7 mm/j) est significativement supérieure à celle des milieux Pulpe (0,6 à 1,6 mm/j) et Feuilles (0,3 à 1,3 mm/j) avec un diamètre assez faible sur le milieu feuille au 20<sup>ème</sup> jour. Entre les milieux Pulpe de banane et Feuilles les différences observées entre les croissances des colonies ne sont significatives qu'au 35<sup>ème</sup> jour.

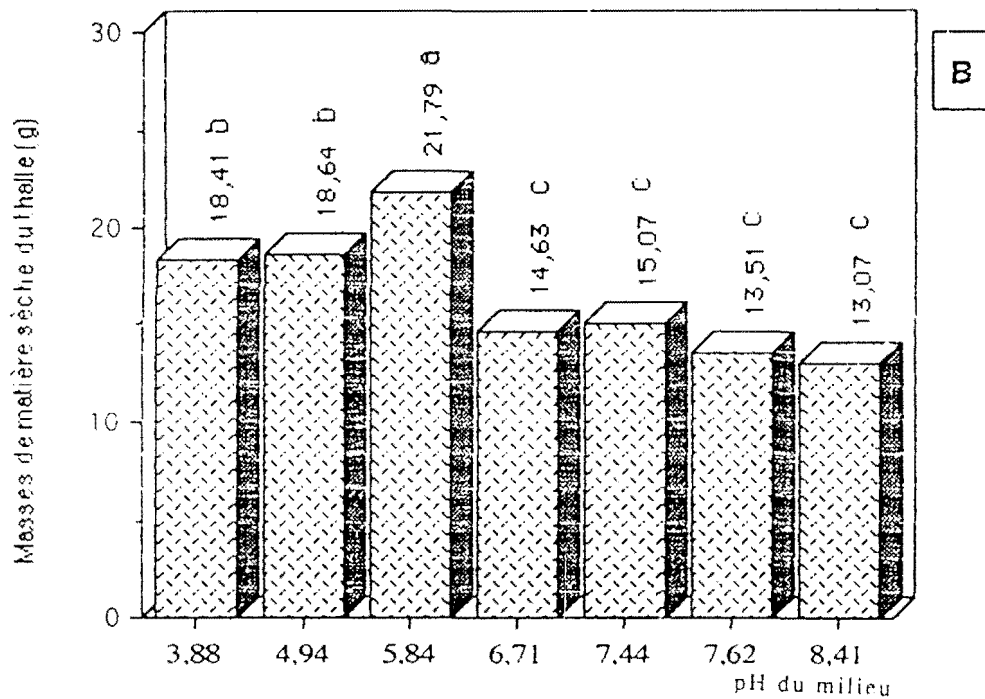
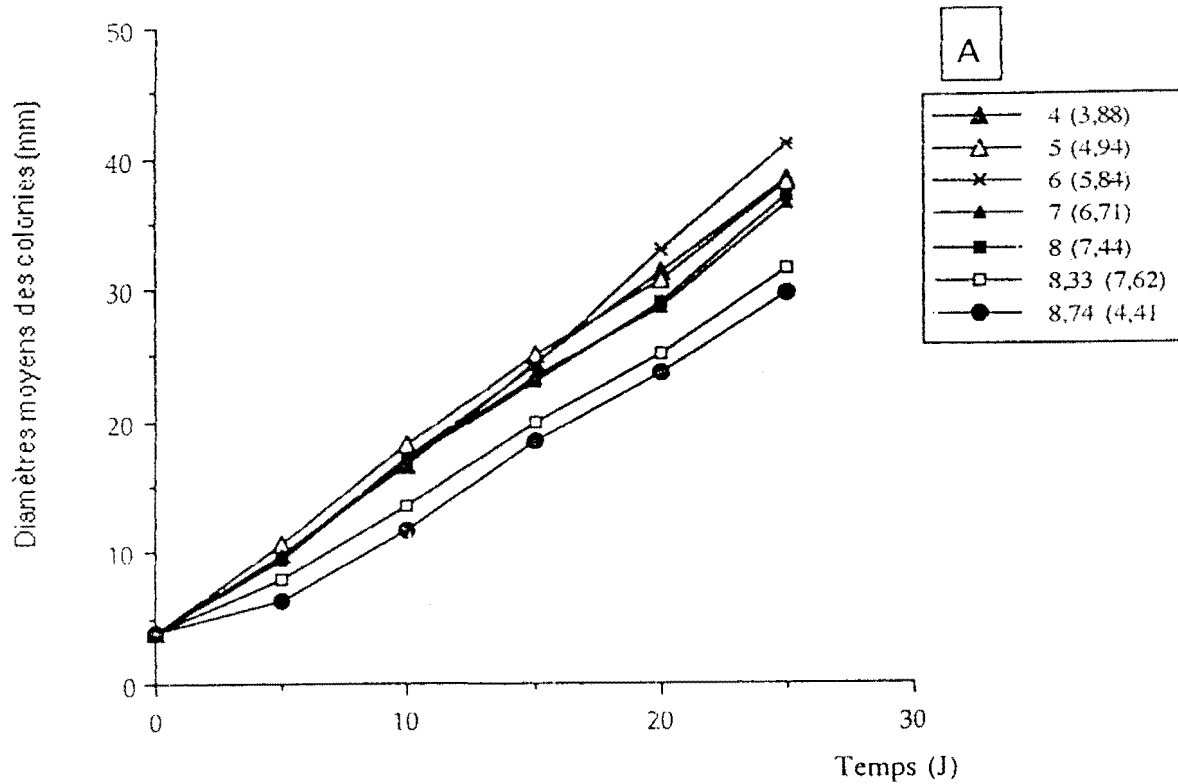
La masse sèche du thalle est plus élevée sur les milieux Amidon (39,78 g) et PDA (31,06 g) qui présentent des différences significatives entre eux que sur les autres milieux de culture (Fig 27: B). *Cladosporium musae* produit peu de matière sèche sur les milieux Feuille (12,81 g) et pulpe de banane (21,46 g) qui présentent des différences significatives entre les masses de matière sèche des colonies.

## **2-2- Influence du pH sur la croissance des isolats de**

### ***Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae***

#### **2-2-1- Isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis***

Comme le montre la figure 28:A, les milieux à pH acide ( $3,88 \leq \text{pH} \leq 5,84$ ) sont plus favorables à la croissance des colonies que ceux à pH basique ( $7,44 \leq \text{pH} \leq 8,41$ ). Les écarts sont observés dès le 5<sup>ème</sup> jour. Les colonies évoluant sur des milieux à pH voisin de 7



**Figure 28 : Croissance des colonies chez l'isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieux PDA à pH différents**

A : Evolution des diamètres en fonction du temps

B : Masses de matière sèche du thalle après 40 j

Les lettres non identiques indiquent les différences significatives entre les traitements au seuil de 5 %

(6,71 et 7,44) ont des croissances comparables. Au niveau des pH acides, les pH voisins de 5 (4,94) et de 6 (5,84) sont plus favorables. Le pH optimum est voisin de 6 (5,84). Les colonies évoluant sur ce pH se distinguent nettement entre le 15<sup>ème</sup> et le 20<sup>ème</sup> jour. Les vitesses moyennes de croissance, varient suivant les pH et dates d'observation (annexe 3: A). Sur les milieux de faible acidité, les vitesses maximale et minimale sont respectivement de 1,76 mm/j (pH 5,84) et de 1,04 mm/j (pH 6,71). La vitesse de croissance diminue à mesure que le pH devient basique (annexe 3: A).

Les milieux à pH acide ( $3,88 \leq \text{pH} \leq 5,84$ ) favorisent la production de matière sèche par rapport au milieu à pH alcalin ( $7,44 \leq \text{pH} \leq 8,41$ ). Le pH optimum avant est de 6 (5,84), fig 28: B.

**- Corrélation entre le pH, le diamètre des colonies et la masse de matière sèche.**

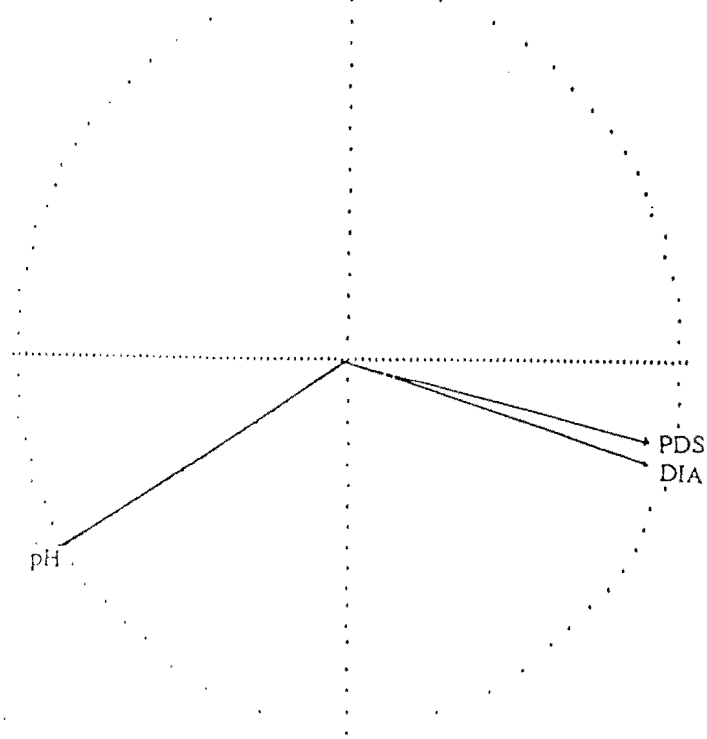
Les différentes variables sont bien représentées dans le plan principal (Fig 28: C). Elles sont liées et sont en corrélation négative avec le pH du milieu de culture (Fig 28: C). Les corrélations sont données en annexe 4: A. Les colonies sont regroupées suivant les pH (Fig 28: D) avec des écarts très importants entre celles évoluant en milieu fortement acide (pH 3,88) et celles évoluant en milieu légèrement alcalin ( $7,44 \leq \text{pH} \leq 8,44$ ). Lorsque le pH du milieu augmente, le diamètre et les poids secs des thalles diminuent (Fig 28: D). Ainsi, les colonies évoluant sur des milieux à  $\text{pH} \leq 6,71$  se distinguent de celles évoluant sur des milieux à pH basique par rapport à l'axe vertical.

**2-2-2- Isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis*.**

Le diamètre des colonies évolue plus rapidement sur les milieux à pH acide que sur les milieux à pH basique avec des différences significatives dès le 5<sup>ème</sup> j (Fig 29: A). Sur des milieux

AXE 1 HORIZONTAL

AXE 2 VERTICAL

28  
C

AXE 1 HORIZONTAL

AXE 2 VERTICAL

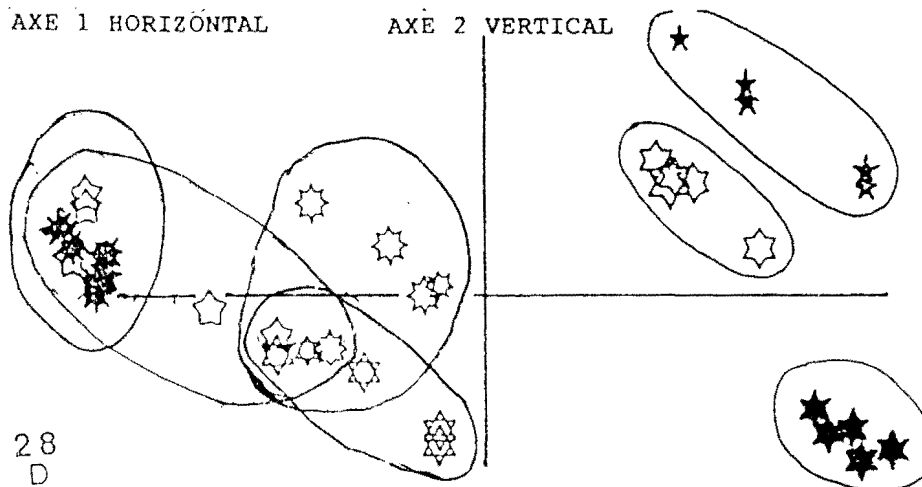
28  
D

Figure 28 : Croissance des colonies et corrélations entre pH et croissance chez l'isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieux PDA à pH différents

C: Cercle de corrélation

pH: pH des milieux de culture

PDS: Poids du thalle

DIA: Diamètre de la culture

D : Répartition dans le plan principal des colonies en fonction du pH

|            |               |
|------------|---------------|
| ★ 4 (3,88) | ☆ 8 (7,44)    |
| ☆ 5 (4,94) | ☆ 8,33 (7,62) |
| ★ 6 (5,84) | ★ 8,74 (4,41) |
| ☆ 7 (6,71) |               |

Les valeurs entre parenthèses indiquent les pH des milieux avant autoclavage

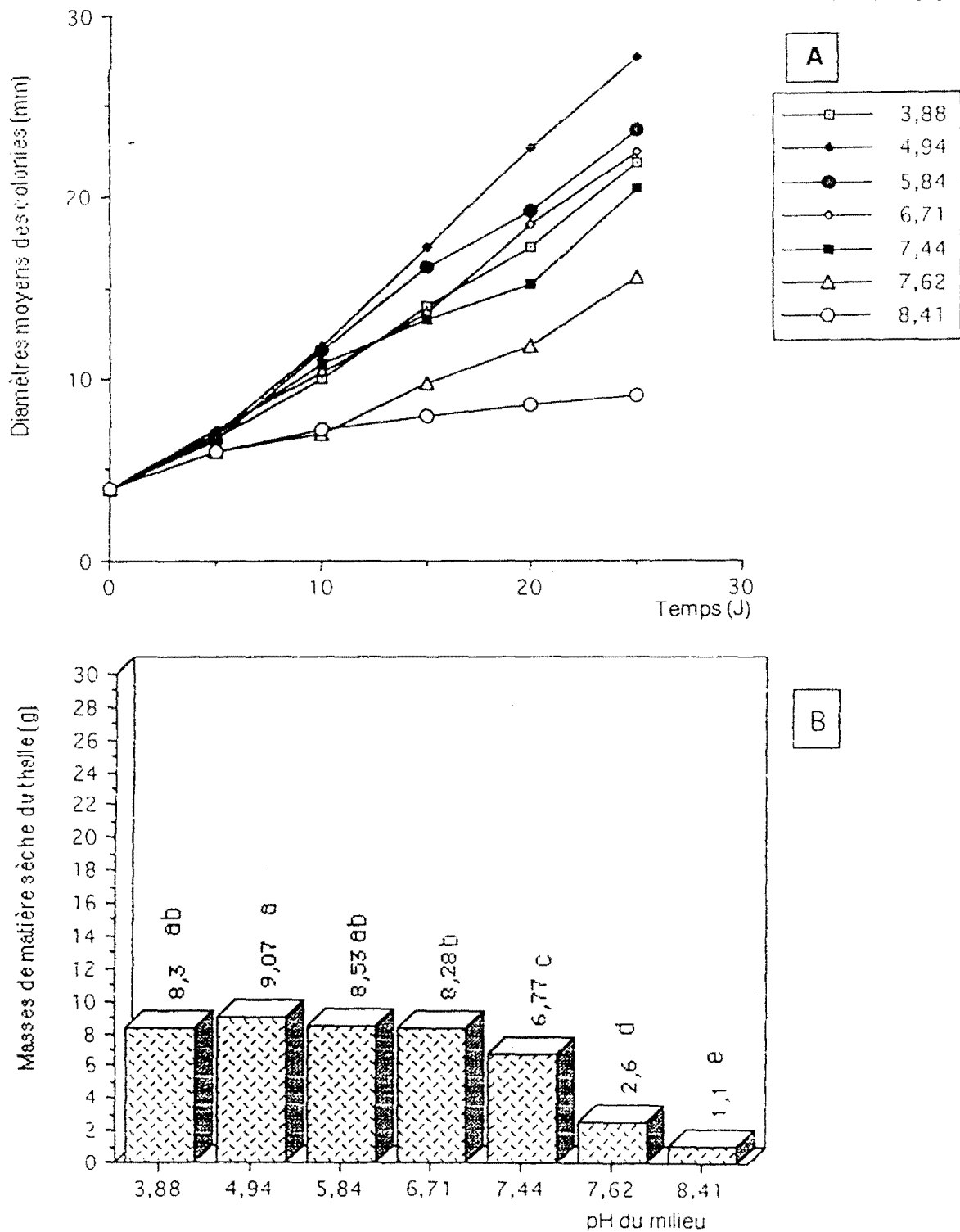


Figure 29 : Croissance des colonies et corrélations entre pH et croissance chez l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieux PDA à pH différents

A : Evolution des diamètres en fonction du temps (j)

B : Masses de matière sèche du thalle après 25 j

Les lettres non identiques par date indiquent les différences significatives entre les traitements au seuil de 1 %

à pH acides, la croissance est plus favorisée avec les pH 4,94 et 5,84 qui ne présentent des différences significatives qu'au 20<sup>ème</sup> j. Sur des milieux à pH basique, la croissance est plus lente pour les pH voisins de 7,62 et pH 8,41.

L'analyse de variance montre une différence significative entre le diamètre des colonies évoluant sur les milieux à pH acide et celui des colonies en milieu basique au seuil de 1 %. Les vitesses moyennes de croissance des colonies sur les milieux à pH acides sont supérieures à celles des colonies sur les milieux à pH alcalins. Les vitesses sont faibles en début de croissance. En milieu acide, la vitesse maximale de croissance est de 1,08 mm/j pour les pH voisins de 5 (4,94) et de 1,04 en milieu alcalin pour les pH voisins de 7,50 (7,44). Par contre, la vitesse minimale est de 0,64 mm/j en milieu acide (6,71) et de 1 mm/j en milieu alcalin (8,41 )

La production de masses de matières sèches de thalle est favorisée par les milieux à pH acide ( $3,88 \leq \text{pH} \leq 6,71$ ), fig 29: B. Le pH optimum est voisin de 5 (4,94) et n'est pas statistiquement différent des pH voisins de 6.

#### **- Corrélations entre pH du milieu, diamètre et poids du thalle.**

Le diamètre des colonies et la masse sèche du thalle sont négativement corrélés avec le pH (fig 29: C; annexe 4: B).

La figure 29: D montre un regroupement des colonies selon le pH du substrat cultural. Cette distinction est très nette entre les colonies évoluant sur des milieux à pH voisins de 5 (4,94) et celles évoluant sur des milieux à pH voisin de 8,50 (8,41). Mais la distinction n'est pas assez nette entre les colonies évoluant sur des milieux à pH pH 6,71 et 7,44.

#### **2-2-3- Isolat de *Cladosporium musae***

Les milieux acides ( $3,88 \leq \text{pH} \leq 6,71$ ) favorisent la croissance par rapport aux milieux alcalins ( $7,44 \leq \text{pH} \leq 8,41$ ).



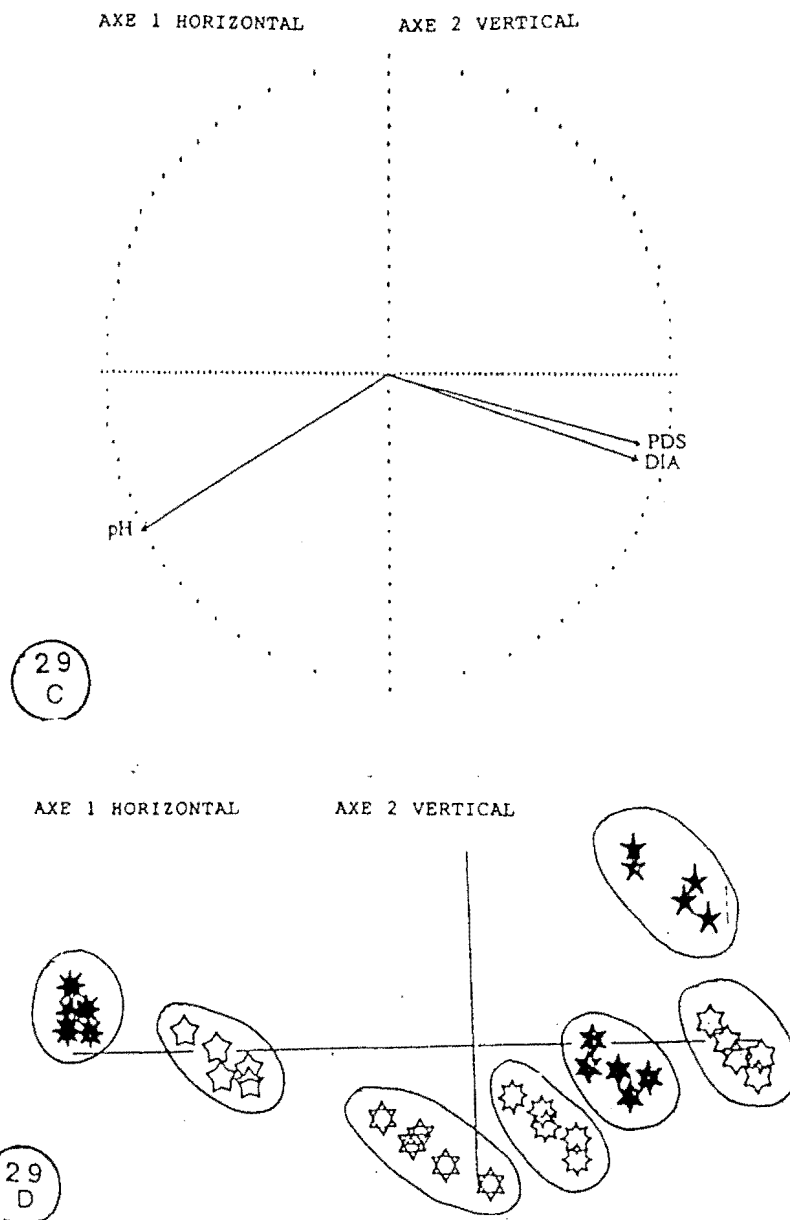


Figure 29 : Croissance des colonies et corrélations entre pH et croissance chez l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieux PDA à pH différents

C: cercle de corrélation

pH: pH des milieux de culture

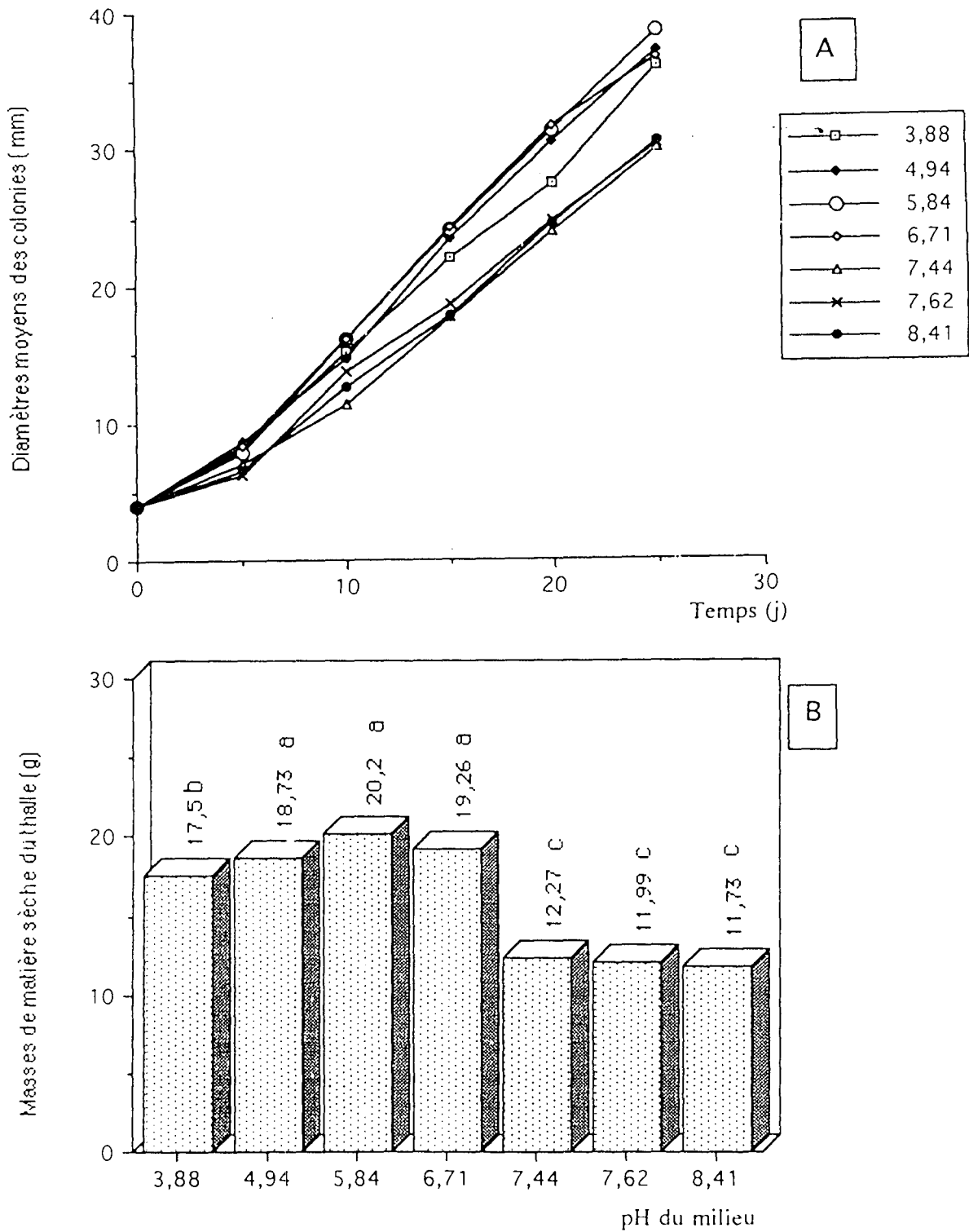
PDS: Poids du thalle

DIA: Diamètre de la culture

D: Répartition dans le plan principal des colonies en fonction du pH

|            |               |
|------------|---------------|
| ★ 4 (3,88) | ☆ 8 (7,44)    |
| ☆ 5 (4,94) | ☆ 8,33 (7,62) |
| ★ 6 (5,84) | ★ 8,74 (4,41) |
| ☆ 7 (6,71) |               |

Les valeurs entre les parenthèses indiquent les pH des milieux avant autoclavage



**Figure 30 : Croissance des colonies et corrélations entre pH et croissance chez l'isolat de *Cladosporium musae* sur milieux PDA à pH différents**

A: Evolution des diamètres moyens

B: Masses de matières sèches du thalle

Les lettres non identiques par date indiquent les différences significatives entre les traitements au seuil de 1 %

Les pH voisins de 5 (4,94) à 7 (6,71) sont plus favorables (Fig 30:A). Les écarts entre les pH acides et alcalins sont observés dès le 5<sup>ème</sup> jour et augmentent au fur et à mesure que les colonies évoluent. Le pH optimum est de 5,84 (6). Les vitesses maximale et minimale de croissance sont respectivement de 1,74 (pH > 4,94) et 1,12 (pH > 3,88) pour les colonies évoluant sur des milieux à pH acide et celles évoluant sur des milieux à pH basique 1,28 (pH > 7,44) et de 0,52 (pH  $\geq$  7,62 et  $\geq$  8,41).

Comme l'évolution du diamètre, la masse de matière sèche est favorisée par les milieux à pH acide par rapport aux milieux à pH basique (Fig 30: B). L'analyse de variance montre une différence significative entre les masses de matières sèches produites sur des milieux à pH acides et basiques au seuil de 1%

**- Corrélation entre pH du milieu, diamètre et la masse de matière sèche du thalle:**

Quel que soit le pH, le diamètre et la masse sèche de thalle évoluent dans le même sens (Fig 30: C et 30: D). Elles sont négativement corrélées avec le pH (annexe 4: C). Sur la figure 30: D, les colonies évoluant sur des milieux à pH acides se distinguent de celles évoluant sur des milieux à pH basique. La gamme de pH favorable est plus étendue.

### **3- Etudes sur la sporulation**

Chez l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis*, et *Cladosporium musae*, les spores sont produites sur tous les milieux. Elles sont nombreuses sur les milieux Amidon et V8, moyenne sur le milieu PDA et faible sur les milieux Feuilles et Pulpe de banane (Tab XV : A). Chez *Cladosporium musae*, la production conidienne est supérieure à celle de *Mycosphaerella fijiensis* quelque soit le milieu utilisé.

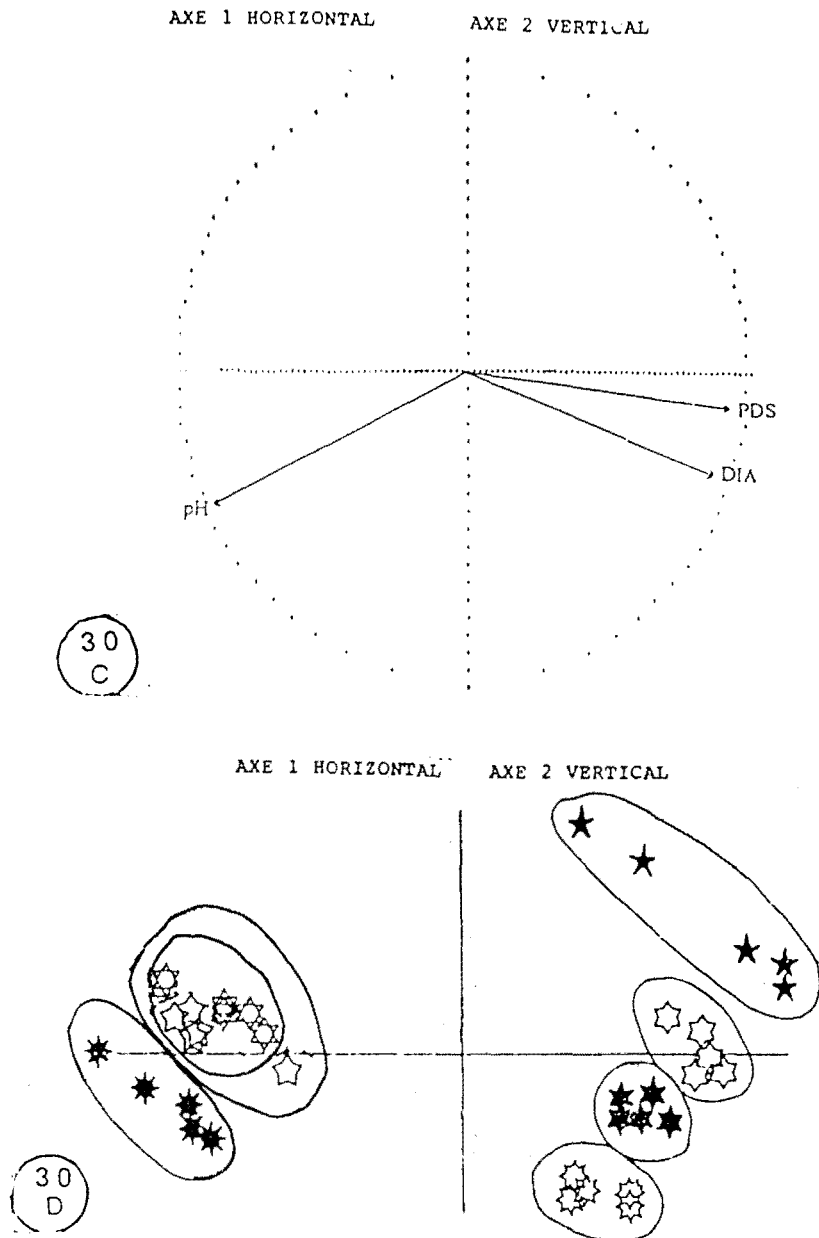


Figure 30 : Croissance des colonies et corrélations entre pH et croissance chez l'isolat de *Cladosporium musae* sur milieux PDA à pH différents

C : cercle de corrélation

pH: pH des milieux de culture

PDS: poids du thalle

DIA: diamètre de la colonie

D : Répartition dans le plan principal des colonies en fonction du pH

★ 4 (3,83)

☆ 5 (4,94)

★ 6 (5,84)

☆ 7 (6,71)

☆ 8 (7,44)

☆ 8,33 (7,62)

★ 8,74 (4,21)

Les valeurs entre les parenthèses indiquent les pH des milieux avant autoclavage

Tableau XV : Nombres moyens de conidies de  
*Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* obtenues en 10 j

A : Sur différents milieux de culture

B : Sur milieux de culture à pH différents

| A                               | Quantité de spores / ml x 103 |                       |       |       |        |    |
|---------------------------------|-------------------------------|-----------------------|-------|-------|--------|----|
|                                 | Champignons                   | Milieux de culture    |       |       |        |    |
|                                 |                               | Feuilles<br>de banane | Pulpe | PDA   | Amidon | V8 |
| <i>Mycosphaerella fijiensis</i> | 1                             | 1                     | 6,22  | 10,33 | 8,87   |    |
| <i>Cladosporium musae</i>       | 22,42                         | 23,75                 | 38,74 | 41,67 | —      |    |

| B                               | champignons | Quantités de spores / ml x 10 <sup>3</sup> en fonction des pH du milieu PDA |       |       |      |      |      |      |
|---------------------------------|-------------|---|-------|-------|------|------|------|------|
|                                 |             | 3,88  | 4,94  | 5,84  | 6,71 | 7,44 | 7,62 | 8,41 |
| <i>Mycosphaerella fijiensis</i> | 6,33        | 5,59  | 6     | 5,78  | 2,77 | 3,33 | 2,44 |      |
| <i>Cladosporium musae</i>       | 3,777       | 2,9   | 3,478 | 2,533 | 2,21 | 2,44 | 2,2  |      |

Tableau XVI : Sporulation comparée par l'isolat 2 de  
*Mycosphaerella fijiensis* en milieux de culture PDA et H<sub>2</sub>O gélosée

| Milieux<br>de culture    | Dilution<br>H <sub>2</sub> O<br>(ml) | Surface<br>d'étalement<br>(cm <sup>2</sup> ) | Quantité de spores / ml x 103 |       |       |      |
|--------------------------|--------------------------------------|--|-------------------------------|-------|-------|------|
|                          |                                      |  | Temps de culture (j)          |       |       |      |
|                          |                                      |  | 2                             | 4     | 6     | 8    |
| P.D.A.                   | 5                                    | 4  | 0,66                          | 53,33 | 59,33 | 38   |
|                          | 50                                   | 20   | 0,14                          | 53,33 | 63,1  | 15   |
| H <sub>2</sub> O gélosée | 50                                   | 20   | —                             | 3,33  | 2,33  | 0,66 |

Chez *Mycosphaerella fijiensis* comme chez *Cladosporium musae*, la production conidienne est plus abondante sur les milieux à pH acide ( $3,88 \leq \text{pH} \leq 5,84$ ) par rapport aux milieux à pH basique ( $7,44 \geq \text{pH} \geq 8,41$ ). La production conidienne devient faible lorsque le pH des milieux avoisine 7 (Tab XV: B).

Le pH n'influence pas de façon considérable la production de spores chez *Cladosporium musae*.

Le mycélium étalé sur une surface de 2 cm<sup>2</sup> produit ses fructifications conidiennes au bout de 4 jours. Les comptages effectués tous les 2 jours dans 5 ml d'eau distillée montrent que la production de spores est élevée au 6<sup>ème</sup> jour (Tab XVI).

L'étalement de mycélium sur une plus grande surface (20 cm<sup>2</sup>) a permis d'obtenir des quantités importantes de conidies au 6<sup>ème</sup> jour, dans 50 ml d'H<sub>2</sub>O. Le milieu utilisé est le milieu PDA qui donne une bonne production de conidies / ml ( $63 \cdot 10^3 \text{ c / ml}$ ) 6 jours après étalement du mycélium (Tab XVI).

## CHAPITRE VI : ETUDE DES INTERACTIONS HOTES - PATHOGENES

### I- INTRODUCTION

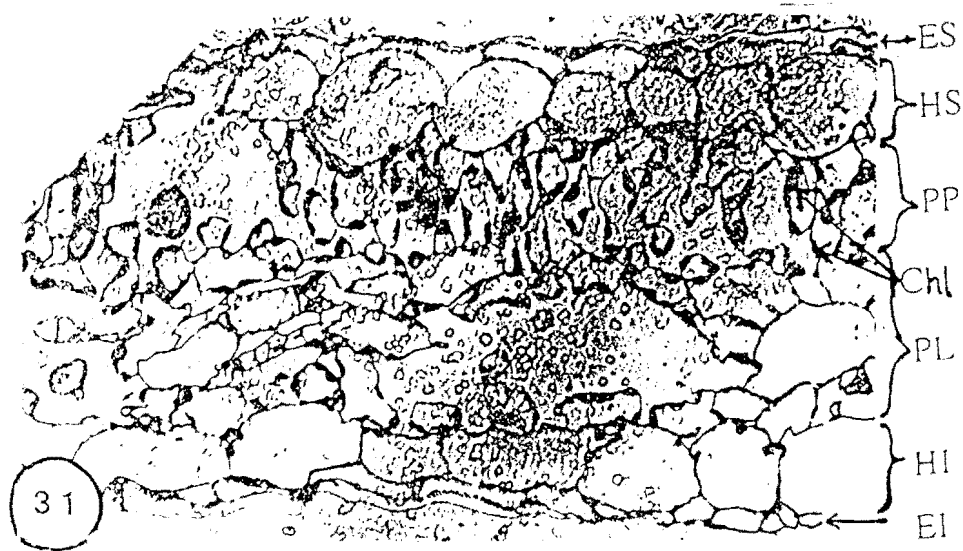
Après les études sur le terrain, nous avons abordé les études de laboratoire sur la biologie de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* en prélude aux expériences d'inoculation.

Les feuilles sont inoculées avec des concentrations de spores comparables pour les souches de *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae*. Les échantillons sont observés à 3, 5, 10, 15 et 30 jours pour déterminer les étapes de croissance et de développement des champignons ainsi que l'apparition et l'évolution des symptômes. Certaines modifications consécutives à la pénétration des deux champignons sont observées en microscopie électronique. Nos expériences sont suivies sous deux aspects : Les inoculations simples et les inoculations mixtes.

Les inoculations simples concernent les interactions entre les hôtes inoculés avec un seul champignon.

Les inoculations mixtes concernent les interactions entre les hôtes inoculés avec un mélange des 2 champignons et avec les 2 champignons à 3 jours d'intervalle sur la même feuille. Il s'agit d'apprécier l'influence de l'un des champignons sur la croissance, le développement et l'expression des symptômes de l'autre.

Les observations sont faites en microscopie optique et électronique. En microscopie optique, les délais de germination, de pénétration des filaments mycéliens et d'apparition des premiers jaunissements sont établis. En microscopie électronique, quelques modifications qui surviennent chez les hôtes après la pénétration des champignons sont présentées.



**Figure 31: Anatomie de la feuille chez le bananier plantain (cv Orishele) G x 250**

ES: épiderme supérieur  
 HS: hypoderme supérieur  
 PP: parenchyme palissadique  
 PL: parenchyme lacuneux  
 HI: Hypoderme inférieur  
 EI: épiderme inférieur  
 Chl: chloroplaste

**Figure 32: Ultrastructure d'une cellule de bananier plantain cv Orishele (G x 17600).**

Chl: chloroplaste  
 MP: membrane plasmique  
 P: paroi cellulaire



## II- RESULTATS

Les comparaisons illustrant les interactions hôtes-pathogènes sont faites par rapport aux témoins n'ayant pas reçu d'inoculum.

Chez le bananier Plantain (cv Orishele), en coupe semi-fines, l'anatomie de la feuille témoin montre les couches qui caractérisent les différentes assises cellulaires (Fig 31). Les cellules épidermiques, petites et allongées sont régulières. Celles des hypodermes sont plus volumineuses. Ces cellules épidermiques et hypodermiques ne présentent pas de chloroplastes. Les cellules du parenchyme palissadique et lacuneux renferment des chloroplastes dont le nombre est plus élevé au niveau du parenchyme palissadique. En coupe fine (Fig 32), les cellules présentent une paroi pectocellulosique contre laquelle est formée la membrane plasmique délimitant le cytoplasme. Au sein du cytoplasme se trouvent les organites cellulaires et chloroplastes, les mitochondries, l'appareil de Golgi, le reticulum endoplasmique, le noyau.

### 1- Cas des inoculations simples

#### 1-1- Avec *M. fijiensis* :

Les conidies germent entre 6 et 8 h (Tab XVII) et la pénétration stomatique se fait au bout de 60 h. Celle-ci est suivie de la croissance des filaments mycéliens et la formation des premières conidies au nombre de 1 à 4 entre 72 et 96 h (Fig 33) qui produiront d'autres filaments précurseurs de nouvelles conidies (Tab XVII). Ainsi la production conidienne va en augmentant tout en assurant la croissance mycélienne suivant le mode de croissance déjà décrit (chapitre V: II: 3). Les premiers signes de jaunissement (Fig 34) sont observés au niveau des stomates qui constituent les sites de pénétration chez *Mycosphaerella fijiensis*. Avec *Mycosphaerella fijiensis* seul (T1) inoculé aux tissus, aucun signe de jaunissement n'a été observé

**Tableau XVII : Etapes de développement de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* sur les feuilles des cvs Orishele et Grande Naine**

Les différences observées sont significatives au seuil de 5 %

| Etapes de développement                 | <i>Mycosphaerella fijiensis</i> | <i>Cladosporium musae</i> |
|---|---------------------------------|---------------------------|
| Germination                             | 6 à 8 h                         | 3 à 4 h                   |
| Pénétration                             | 36 à 60 h                       | 16 à 18 h                 |
| Formation des conidies                  | 48 à 96 h                       | 18 à 20 h                 |
| Premier jaunissement<br>ou brunissement | 6 j                             | 36 h                      |
| Formation des conidiophores             | 4 à 6 j                         | 17 h                      |

**Tableau XVIII : Evolution des symptômes de cladosporiose et de cercosporiose noire chez les cvs de bananiers Orishele et Grande Naine**

.. pas de symptômes correspondant au stade désigné

| Symptômes       | Evolution (j)       |              |               |              |
|-----------------|---------------------|--------------|---------------|--------------|
|                 | Cercosporiose noire |              | Cladosporiose |              |
|                 | Orishélé            | Grande Naine | Orishélé      | Grande Naine |
| Stade 1         | 20,5                | 21           | 5             | 5            |
| Stade 6         | 41,25               | 34,5         | ..            | ..           |
| Stade1 - stade6 | 21                  | 13,5         | ..            | ..           |

aux 3<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jours après les inoculations (Tab XVII). Les premiers jaunissement observables au microscope photonique apparaissent au niveau des cellules de garde des stomates, 6 jours après les inoculations soit 4 jours après la pénétration stomatique (Tab XVII). Le jaunissement observé s'étend progressivement aux cellules voisines. En moyenne, 8 stomates sont jaunis 10 jours après les traitements (Tab XVII). Les premiers symptômes ont été observés environ 21 jours après les inoculations (Tab XVIII, Fig 35: A). les symptômes au microscope photonique se présentent sous l'aspect d'une décoloration brun-jaunâtre au niveau des stomates pénétrés. Cette décoloration s'étend aux cellules voisines donnant l'aspect d'un tiret de 0,5 à 1 mm de long. Ces symptômes macroscopiques se présentent sous forme de tirets brunâtres et évoluent en taches qui finissent par se nécroser (Fig 35: B) donnant naissance à des fructifications sexuées. Les taches se nécrosent (stade VI) plus rapidement chez le cultivar Grande Naine par rapport à celles observées chez le cultivar Orishele (Tab XVIII).

Aux 3<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jours après les inoculations, les cellules observées ne présentent pas de signes de destruction. La pénétration ayant déjà eu lieu, le champignon est observé contre la paroi 5 jours après la pénétration ( Fig 36).

Au 10<sup>ème</sup> jour des inoculations, les cellules ne présentent pas de signes de destruction.

Au 30<sup>ème</sup> jour des inoculations, les coupes semi-fines montrent la désorganisation des assises cellulaires (Fig 37: A) Les cellules de ces assises sont plus ou moins détruites et ne permettent pas de distinguer les différentes couches (Fig 37: A,). Les observations ultrastructurales montrent les cellules détruites (Fig 37: B).

**Figure 33 : Fructifications de de *Mycosphaerella fijiensis* formées en à la surface d'une feuille de plantain (cv Orishele) 4-6 jours après les inoculations  
G x 520**

C: conidies  
Cp: conidiophores

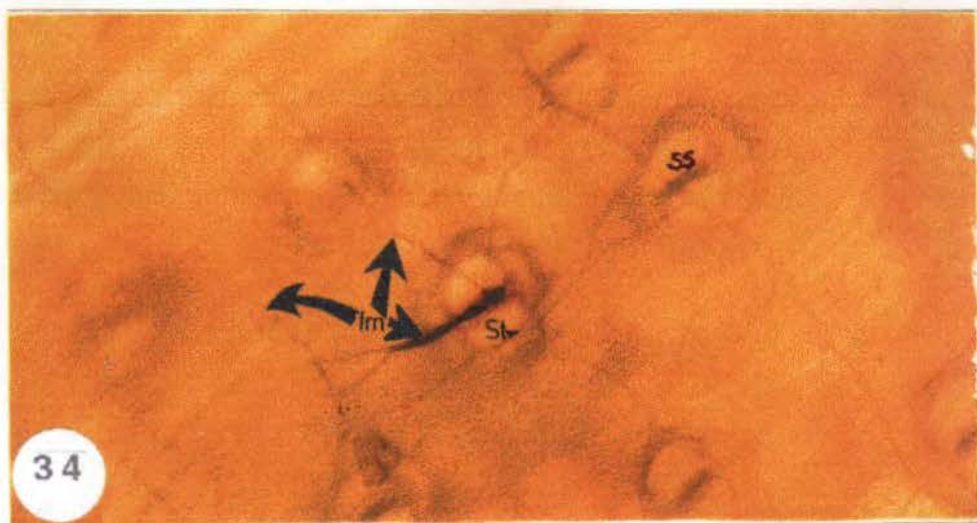
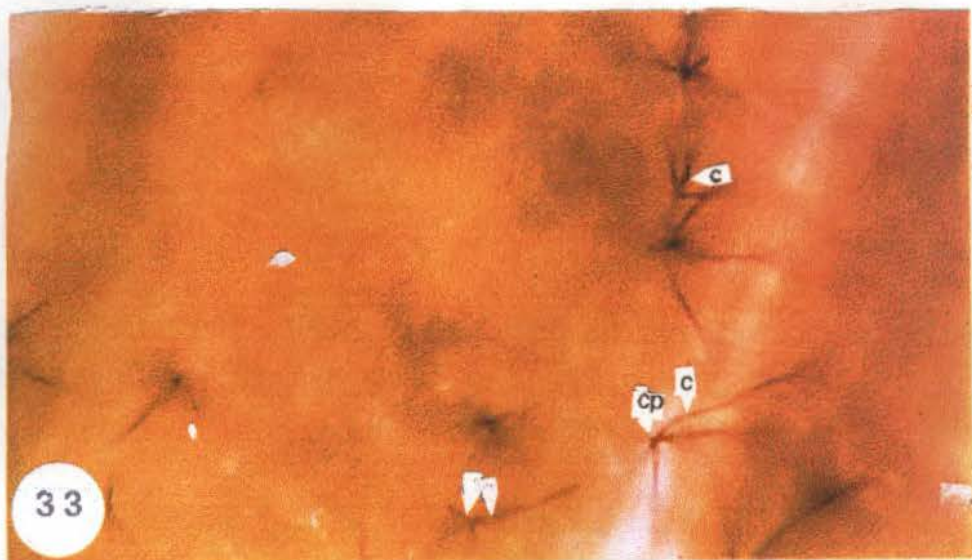
**Figure 34 : Brunissement des stomates lié à la pénétration de *Mycosphaerella fijiensis* après 6 jours  
G x 250**

ST: stomates touchés  
SS: stomates non touchés

**Figure 35 : Symptômes de cercosporiose noire sur les feuilles des plantules de bananiers Plantain (AAB) et de bananiers à fruit de dessert (AAA)**

A : Symptômes âgés de 32 jours

B : Nécroses obtenues en 38 jours



RÉSULTATS, KONE DAOUA

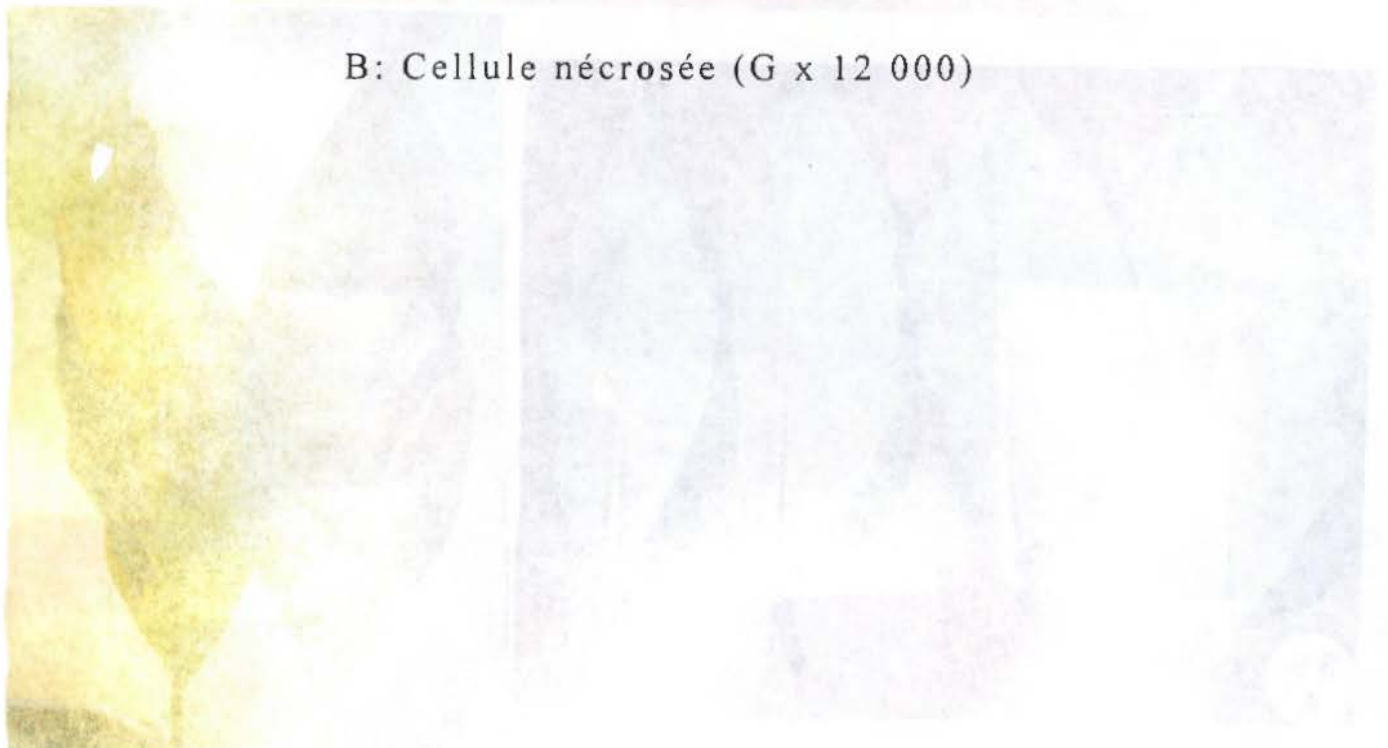
**Figure 36 : Mycélium de *Mycosphaerella fijiensis* au contact de la paroi cellulaire 6 j après inoculation chez le cv Orishele (G x 12 000)**

M: mycélium de *Mycosphaerella fijiensis*  
P: paroi cellulaire

**Figure 37 : Ultrastructurale montrant l'anatomie de la feuille et une cellule nécrosée chez le bananier plantain (cv Orishele 30 j après inoculation par *Mycosphaerella fijiensis***

A: Anatomie de la feuille de bananier (cv Orishele) montrant la désorganisation des assises cellulaires contrairement au témoin sur la figure 31 (G x 250)

B: Cellule nécrosée (G x 12 000)



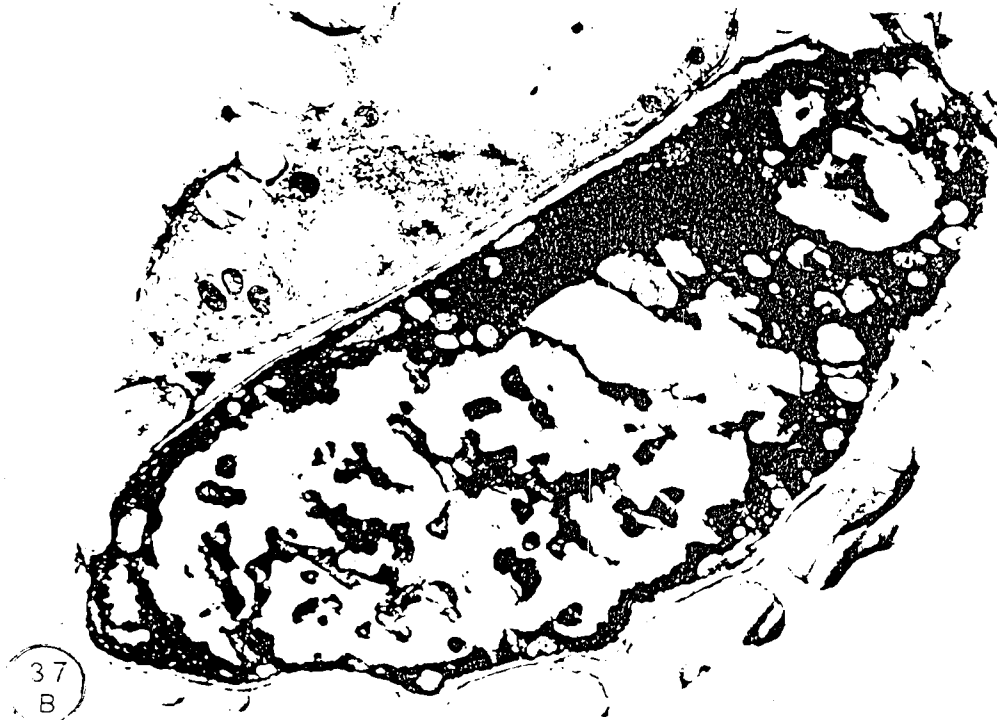
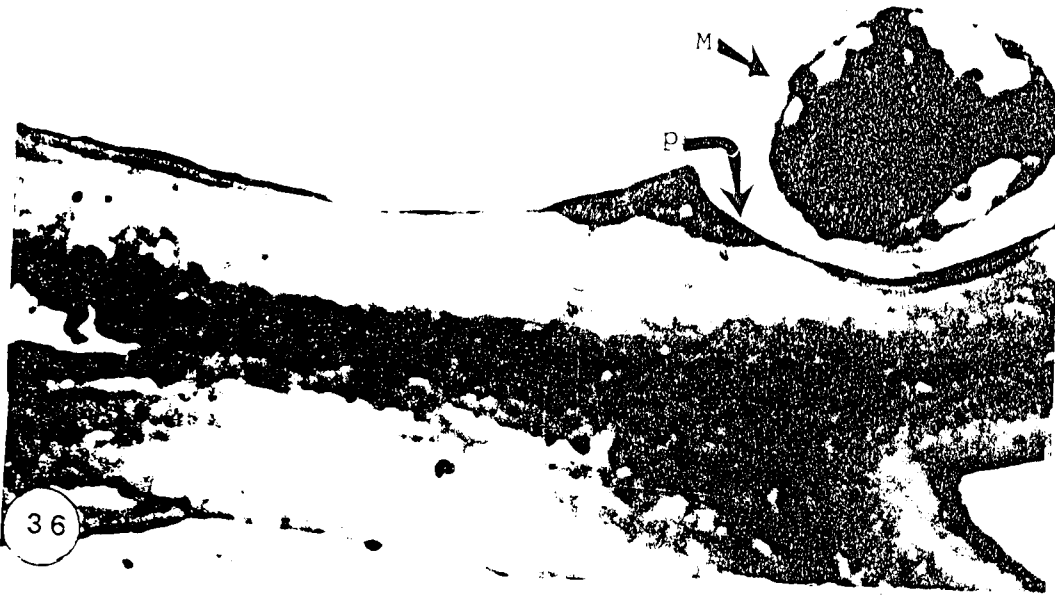


Tableau XIX : Nombre de cellules de garde touchées par *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae* en inoculations simples et mixtes

A : Inoculations simples

Les comparaisons sont faites entre les cvs par date

B : Inoculations mixtes

Les comparaisons sont faites entre les traitements par date et par cv

Les chiffres suivis d'une même lettre (a, b ou c) ne sont pas statistiquement différents au seuil de 5 %

| A | Inoculations<br>simples                               | Stomates touchés / date (j) |              |          |              |          |              |
|---|---|-----------------------------|--------------|----------|--------------|----------|--------------|
|   |   | 3                           |              | 5        |              | 10       |              |
|   |   | Orishélé                    | Grande Naine | Orishélé | Grande naine | Orishélé | Grande naine |
|   | <i>Mycosphaerella fijiensis</i> (T1)                  | 0                           | 0            | 0        | 0            | 8a       | 8a           |
|   | <i>Cladosporium musae</i> (T2)                        | 126a                        | 125a         | 147a     | 141a         | 500a     | 411b         |
| B | Inoculations<br>mixtes                                | Stomates touchés / date (j) |              |          |              |          |              |
|   |   | 3                           |              | 5        |              | 10       |              |
|   |   | Orishélé                    | Grande Naine | Orishélé | Grande Naine | Orishélé | Grande Naine |
|   | <i>M. fijiensis</i> +<br><i>C. musae</i> (T3)         | 92a                         | 88a          | 131a     | 122a         | 296a     | 277b         |
|   | <i>M. fijiensis</i> 3 j<br>avant <i>C. musae</i> (T4) | 0b                          | 0b           | 14b      | 8b           | 126b     | 111b         |
|   | <i>M. fijiensis</i> 3 j<br>après <i>C. musae</i> (T5) | 86a                         | 84a          | 148c     | 197c         | 421c     | 438c         |



**1-2- Avec *Cladosporium musae*:**

la germination a lieu 3 à 4 h après l'inoculation et la pénétration stomatique au bout de 16 h. Le tube de germination émet un stomatopode au niveau des sites de pénétration. Les coupes semi-fines au niveau des zones inoculées montrent un épaissement de la paroi cellulaire suite à la pénétration du champignon (Fig 38). Comme avec *Mycosphaerella fijiensis* chez le cultivar Orishele, la germination et la pénétration sont suivies du développement des filaments mycéliens et de la formation des premières conidies (Tab XVII). Les conidies formées entre 18 et 20 h apparaissent en chaînes sur des conidiophores très courts (4 à 30  $\mu\text{m}$  de long). Les conidiophores typiques présentant à leurs sommets des conidies en touffes sont formés 17 jours après les inoculations (Tab XVII). Les premiers symptômes sont observés en 36 h (Fig 39: A) au microscope photonique. On observe le brunissement des cellules de garde des stomates. Le stomate prend quelques heures après, une coloration brun-rouille. Les brunissements sont limités au niveau des stomates et quelques cellules voisines avec l'apparition des premiers symptômes 5 jours après les inoculations (Fig 39: B). Le nombre de cellules de garde brunies au niveau des stomates est inférieur à 140 au 3<sup>ème</sup> jour, augmente au 5<sup>ème</sup> jour pour se situer à 147 chez le cultivar Orishele et 141 chez le cultivar Grande Naine (Tab XIX : A). Les différences significatives sont observées entre les cultivars Orishele et Grande Naine au niveau du nombre de stomates pénétrés. Le jaunissement des stomates est très important, 411 chez le cultivar Grande Naine et 500 chez le cultivar Orishele (Tab XIX: A). Les premiers symptômes sont observés 4 à 6 jours après les inoculations (Tab XX; Fig 39: B). Les symptômes se présentent sous la forme de pointillés brun-rougeâtres caractérisés par le brunissement des cellules sur 250 à 500 $\mu$  de long. Ceux-ci n'évoluent pas en taches chez les cultivars Orishele et Grande Naine. On observe l'apparition de

**Figure 38: Observation ultrastructurale de la paroi d'une cellule suite à la pénétration de *Cladosporium musae* chez le cv Orishele**

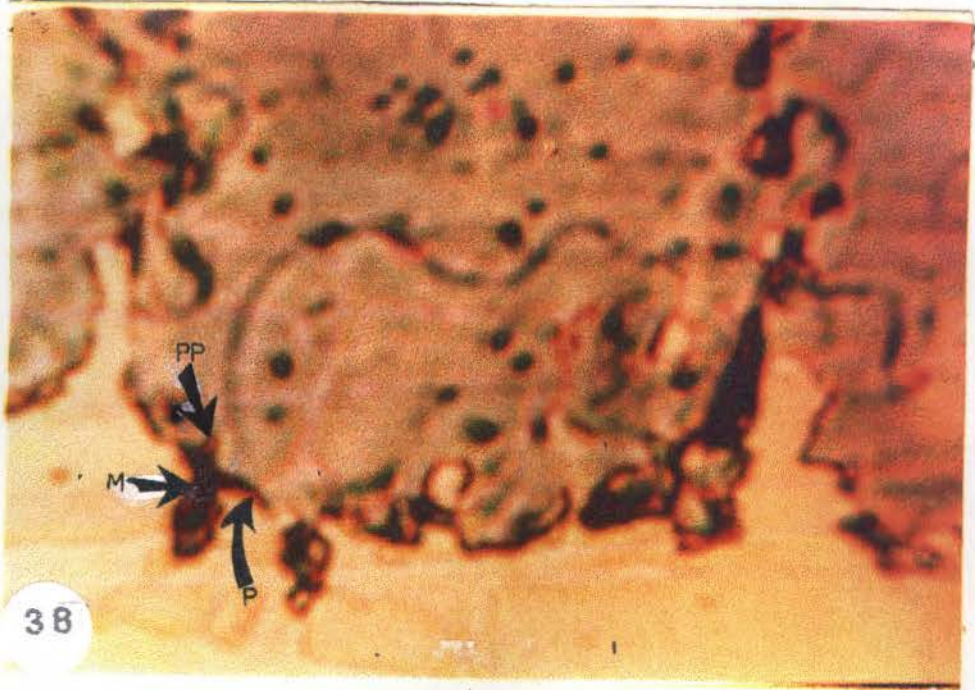
M: Mycélium de *Cladosporium musae*  
P: paroi cellulaire  
PP: pointe de pénétration

**Figure 39: Manifestation des attaques de *Cladosporium musae* sur les feuilles des cvs Orishele et Grande Naine**

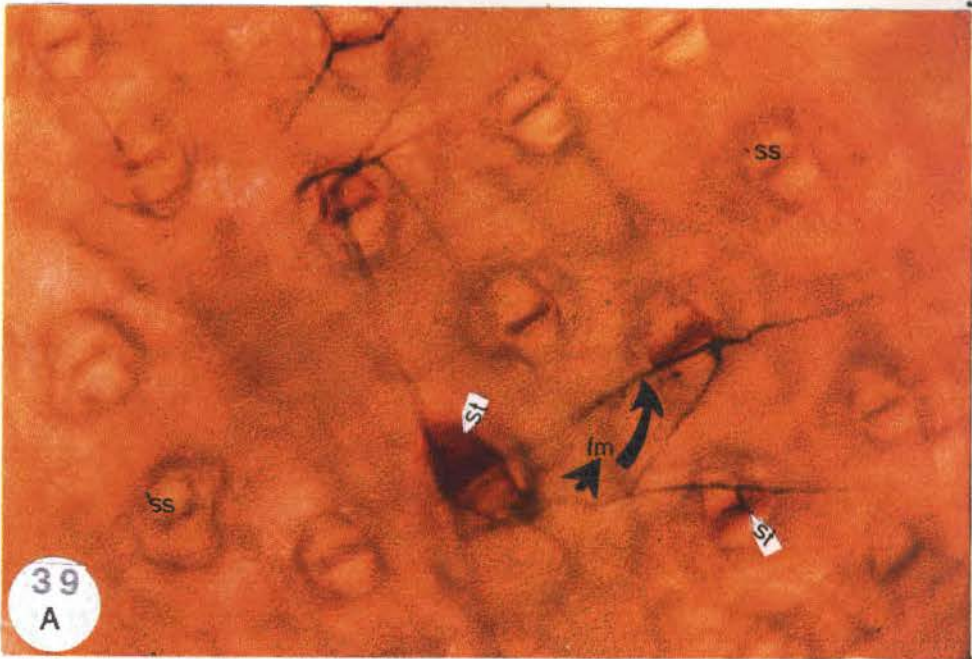
A: Brunissement des stomates après 6 jours

SS: stomate sain  
ST: stomate touché

B: Symptômes à 15 jours

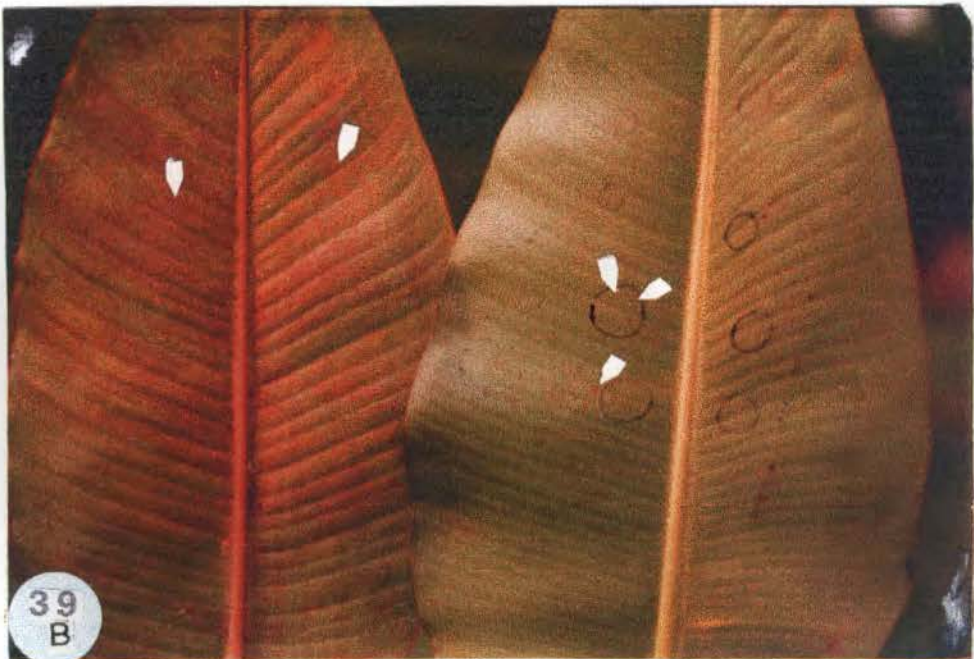


38



39

A



39

B

**Tableau XX : Délais d'observation selon les traitements des symptômes de stades 1 dus à *Cladosporium musae* et des symptômes de stades 1 et 6 dus à *Mycosphaerella fijiensis* sur les feuilles des cvs de bananiers Orishele et Grande**

*C.m* = *Cladosporium musae*

*M.f* = *Mycosphaerella fijiensis*

Traitements

1 : *M.f* seul

2 : *C.m* seul

3 : *M.f* + *C.m*

4 : *M.f* suivi de *C.m* 3 jours après

5 : *C.m* suivi de *M.f* 3 jours après

Les chiffres suivis d'une même lettre (a ou b) ne sont pas statistiquement différents au seuil de 5 %

| Stades de la maladie | Délais d'observation (j) |              |          |              |          |              |          |              |          |              |      |        |
|----------------------|--------------------------|--------------|----------|--------------|----------|--------------|----------|--------------|----------|--------------|------|--------|
|                      | T1                       |              | T2       |              | T3       |              | T4       |              | T5       |              |      |        |
|                      | Orishélé                 | Grande naine | Orishélé | Grande naine | Orishélé | Grande naine | Orishélé | Grande naine | Orishélé | Grande naine |      |        |
| 1                    | <i>C.m</i>               |              | 5        | 5,1          | 5,1      | 5            | 8,7      | 8,7          | 5,3      | 5,3          |      |        |
|                      | <i>M.f</i>               |              | 20,25    | 21           | -        | -            | 20,9     | 20,2         | 20,7     | 20,04        | 24,8 | 23,9   |
| 6 -                  | <i>M.f</i>               |              | 26 a     | 13,3 b       | -        | -            | 19,7 a   | 12,9 b       | 20,1a    | 12,9 b       | 24 a | 19,9 b |

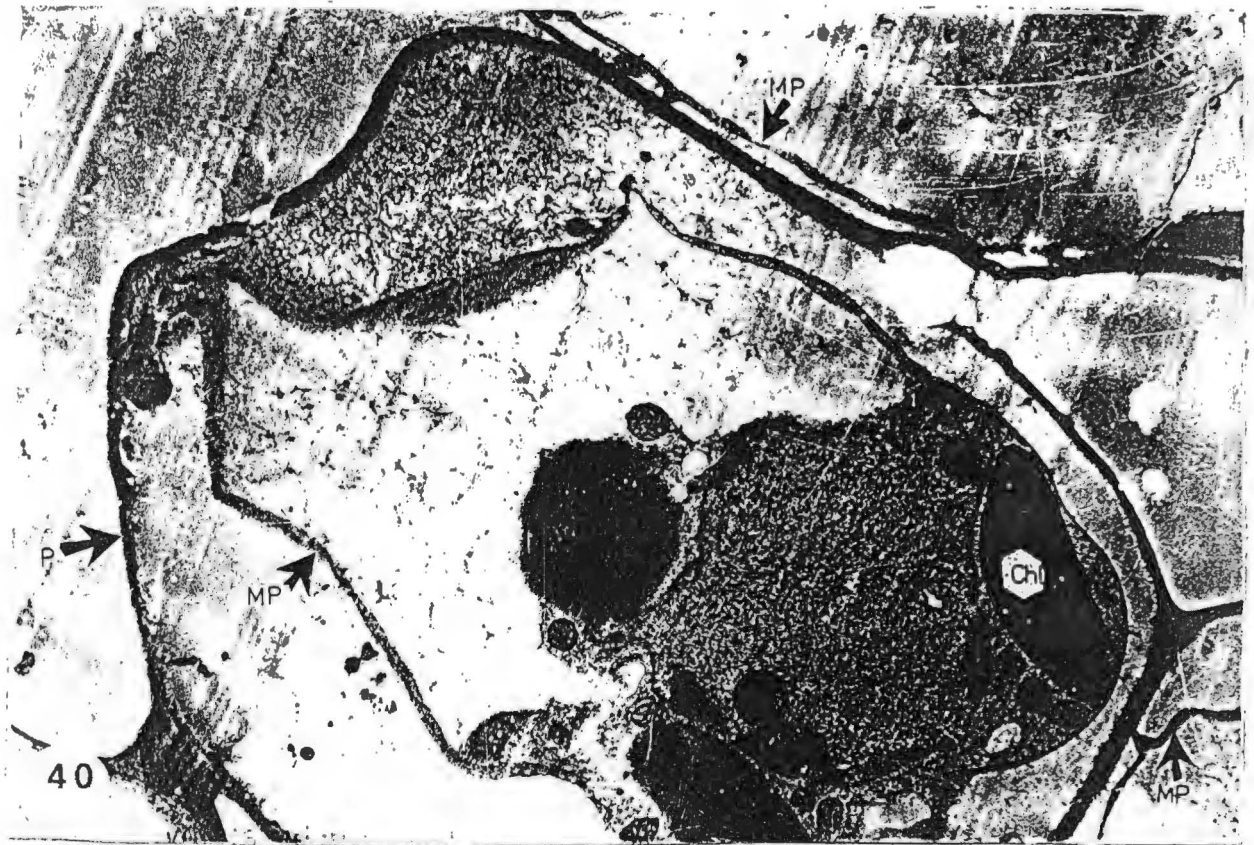


Figure 40 : Observation ultrastructurale montrant la rétraction de la membrane plasmique d'une cellule du parenchyme spongieux de la feuille de bananier plantain cv Orishele (G x 12 000)

Chl: chloroplastes

MP: membrane plasmique

P: paroi cellulaire

pointillés brun-rougeâtres regroupés. Il n'y a pas de formation de taches ou de zones nécrosées. Les modifications cellulaires débutent aux 3<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jour et se traduisent par une rétraction de la membrane plasmique des cellules infectées (Fig 40). Les chloroplastes à ce stade ne présentent pas de signes apparents de dégénérescence. La rétraction est suivie du détachement de la membrane plasmique de la paroi pecto-cellulosique. Au 10<sup>ème</sup> jour, la dissociation des cellules au niveau des parenchymes lacuneux et palissadique devient de plus en plus importante 15 jours après les inoculations (Fig 41: A et 41: B). Les cellules infectées par *Cladosporium musae* ont leurs cytoplasmes dépourvus d'organites notamment les chloroplastes. L'observation des coupes semi-fines 30 jours après les inoculations met en évidence la destruction des assises cellulaires comme observé avec *Mycosphaerella fijiensis* (Fig 37: A).

## **2- Recherche d'interaction *Mycosphaerella fijiensis***

### **et *Cladosporium musae* :**

#### **2-1- Cas de inoculations mixtes**

Les étapes précédant l'apparition des premiers symptômes (germination des spores, croissance des filaments germinatifs et formation de conidies) sont identiques à celles des inoculations simples.

- 3 jours après les inoculations simultanées de *Cladosporium musae* et *Mycosphaerella fijiensis*, (T3), le nombre de cellules de garde brunies au niveau des stomates est plus élevée chez le cultivar Orishele que chez le cultivar Grande Naine. Ce nombre est significativement différent de celui observé avec les traitements T4 et T5. Aucun brunissement n'a été observé avec T4 où *Mycosphaerella fijiensis* a été inoculé 3 jours avant *Cladosporium musae* .



Figure 41 : Dissociation des cellules au niveau du parenchyme palissadique 15 jours après inoculation de *Cladosporium musae* G x 17600

A : Au niveau du parenchyme palissadique

B : Au niveau du parenchyme lacuneux

P : paroi cellulaire, Chl : chloroplaste, EI : espace intercellulaire

- 5 jours après les inoculations, les attaques du traitement 4 ne se manifestent qu'après inoculation de *Cladosporium musae*, 3 jours après *Mycosphaerella fijiensis*. Les attaques au niveau du traitement 5 deviennent plus importantes et dépassent celles du traitement 3.

- 10 jours après les inoculations, le traitement 5 se distingue par un nombre très important de stomates touchés par rapport aux T3 et T4. Par ailleurs, le nombre de stomates touchés en T4 n'atteint pas celui observé en T3, aux 3, 5 et 10<sup>ème</sup> jours après les inoculations.

L'influence de *Mycosphaerella fijiensis* est observé en T3 aux 5<sup>ème</sup>, 10<sup>ème</sup> jours et en T4, 10 jours après les inoculations.

## **2-2-Comparaison entre inoculations simples et inoculations**

### **mixtes:**

Cette comparaison met en évidence l'influence progressive de *Mycosphaerella fijiensis* dans le développement des attaques de *Cladosporium musae*. Cette influence est déterminante au 10<sup>ème</sup> jour où les brunissements au niveau des stomates, en inoculations simples de *Cladosporium musae* (T2, Tab XIX: A) sont supérieures à ceux du même champignon en inoculations mixtes (T3, T4 et T5). Mais par rapport à l'apparition et à l'évolution des symptômes, aucune différence significative n'a été observée entre les inoculations simples et mixtes (Tab XIX). Les traitements 2, 4 et 5 présentent les périodes sensiblement égales. Au niveau du traitement 4, la période d'incubation est plus longue (8,7 jours) soit 3,7 jours de plus par rapport aux traitements T2, T4, T5. Le traitement 1 constitué uniquement de spores de *Mycosphaerella fijiensis* ne présente aucun symptôme au 6<sup>ème</sup> jour. Aucune évolution des symptômes n'a été observée avec *Cladosporium musae* (T2). Les traitements 1 (Tab XIX: A) 3, 4 et 5 (tab XIX: B) constitués de spores de *Mycosphaerella fijiensis* ont des périodes d'incubation semblables (Tab XX). La période



d'incubation de la cercosporiose noire est plus longue avec T5. Chez le cultivar Grande Naine, quel que soit le traitement, le délai de passage du stade I au stade VI (nécrose) est plus court. Ces délais sont plus longs avec le traitement 5.

# **DISCUSSION GENERALE**

## **ETUDES DE PROSPECTION**

Les études de prospection ont montré que les principales maladies foliaires des bananiers que sont la cladosporiose et des cercosporioses ont été rencontrées dans toutes les localités.

### **Les cercosporioses**

#### **La cercosporiose jaune**

La cercosporiose jaune est fréquente sur les cultivars du sous-groupe des bananiers Cavendish dans le sud-est de la Côte-d'Ivoire. Ces cultivars sont très affectés aux altitudes supérieures à 200 mètres. Les premières attaques de cercosporiose jaune sur les bananiers Plantain sont observées aux altitudes de 160 à 200 m. L'altitude semble donc favoriser l'activité parasitaire de *Mycosphaerella musicola*, par la présence d'un microclimat favorable au développement de la maladie. L'activité parasitaire de *Mycosphaerella musicola* en altitude a été aussi observée au Cameroun (MOULIOM PEFOURA et MOURICHON, 1990), en Colombie, (ARANGO BERNAL, 1985) et au Costa Rica (ROMERO CALDERON et GAUHL, 1988). La dominance de la cercosporiose jaune dans les plantations industrielles par rapport aux plantations villageoises est en rapport avec l'élimination facile des autres maladies foliaires par les traitements fongicides.

#### **La cercosporiose noire**

Les cultivars de bananiers Plantain et Cavendish présentent les plus fortes attaques de cercosporiose noire au sud-est de la Côte-d'Ivoire. Cette zone étant l'une des principales de culture de Plantain, se caractérise par la forte pression parasitaire liée à la fréquence des hôtes sensibles. Par contre, sur les bananiers situés le long du littoral, les hôtes sont moins fréquents et sont pour la plupart situés à proximité des habitations (plantations de case). Ce qui confirme les travaux notant un meilleur comportement des bananiers de case vis à vis de la cercosporiose noire (MOURICHON et FULLERTON, 1990). Les bonnes conditions de

culture de ces bananiers (présence de matières organiques importantes) leurs assurent une meilleure croissance végétative.

Le front de la cercosporiose noire en Côte-d'Ivoire (200-250 m d'altitude) est différent de celui observée en Colombie (1000-1700 m d'altitude) et au Cameroun (700 m d'altitude). Les attaques moins importantes dans les localités de Bouaflé, Yamoussoukro, Toumodi, Dimbokro sont en partie en rapport avec la moindre fréquence des hôtes et à la proximité de conditions climatiques moins favorables au développement du pathogène (faible hygrométrie). En effet, cette pression parasitaire est élevée dans les localités d'altitude supérieure à 200 m où les cultivars de Plantain sont fréquents. Ainsi donc la situation observée aux altitudes inférieures à 200m pourrait évoluer plus ou moins rapidement suivant l'importance de la pression parasitaire.

En Côte-d'Ivoire, l'extension plus large de la cercosporiose jaune par rapport à la cercosporiose noire pourrait être liée d'une part à l'apparition très lointaine de la cercosporiose jaune depuis 1948 (FROSSARD, 1963) et qui s'est très vite répandue, et d'autre part à l'influence de l'altitude

### **La cladosporiose**

Cette maladie est observée seule ou en association avec les cercosporioses. Les hôtes rencontrés présentent les symptômes de cladosporiose qui se présentent sous différents aspects selon le degré de ploïdie. Le cultivar Figue Sucrée (AA) présente tous les stades de la maladie tandis que les cultivars Orishele (AAB) et Grande Naine (AAA) sont affectés par les symptômes sous forme de pointillés quel que soit l'âge de la feuille. Il est plus fréquent de rencontrer les associations cladosporiose-cercosporiose noire que les associations cladosporiose-cercosporiose jaune. Ceci est lié à la dominance de la cercosporiose noire sur la cercosporiose jaune dans les localités où les deux maladies existent. En l'absence donc de cercosporiose noire, la cladosporiose s'exprime mieux étant donné que le cultivar Figue Sucrée a tendance à limiter l'évolution des symptômes de cercosporiose noire. Par contre, la cladosporiose est moins développée dans les zones où seule la

cercosporiose jaune est observée dans les conditions particulières qui tendent à limiter la présence de cercosporiose noire.

En ce qui concerne les corrélations entre les paramètres caractérisant l'évolution de la maladie, les stades du cigare et l'altitude, l'apparition et l'évolution des symptômes de cladosporiose et des cercosporioses sont influencées par les différents stades de déploiement du cigare et l'altitude. Les coefficients de corrélation négatifs traduisent la diminution du rang de la PJFT lorsque le stade du cigare passe à une étape supérieure. Ce rang passe de 3 à 2 lorsque le stade du cigare passe de 00, 02 à 04, 06 ou 08. Les symptômes des cercosporioses (jaune et noire) évoluent différemment selon que le cigare évolue. Cela traduit la fréquence élevée du stade III sur les bananiers Plantain dans les localités d'altitude supérieures 200 mètres, localités dans lesquelles, les attaques de cercosporiose noire ne sont pas observées.

## **ETUDE DE PLANTATION**

### **La cercosporiose noire**

En rapport avec les études de prospection, la sensibilité des cultivars a été confirmée "in situ". Les étages foliaires caractérisant la pathogénèse sont identiques à ceux observés dans les zones à forte pression d'inoculum. Ainsi, nous avons pu établir la relation suivante :  $2 < PJFT < 3$ ;  $4 < PJFN < 6$ ;  $PJFEN < 7$ .

L'évolution progressive et variable de la maladie est liée à l'accroissement de la pression d'inoculum, aux conditions climatiques favorables (pluviométrie, pluviosité, température, humidité, vent etc). Les attaques deviennent importantes dans les cas de forte hygrométrie. Leurs fluctuations constituent des facteurs d'aggravation de la maladie (FOURE, 1992; KOBENAN et al, 1995). Nos expériences ont été conduites à 29-30°C. En rapport avec cela, chez *M. fijiensis*, les bonnes conditions de germination des spores (conidies) sont situées entre 17 à 35 °C (MOULIOM PEFOURA, 1990). A cet effet, la température n'apparaît pas comme un facteur limitant. Les facteurs climatiques pouvant influencer la pression d'inoculum sont la pluviométrie et la pluviosité. Par leur

continuité ou leur discontinuité, ces facteurs influencent la libération des ascospores. L'évolution de la maladie peut être influencée 1 à 4 semaines après une pluie (FOURE, 1993). De même chez *Mycosphaerella musicola*, responsable de la cercosporiose jaune, plusieurs libérations d'ascospores sont obtenues sous une pluie discontinue, contrairement à une pluie ininterrompue qui provoque une seule libération (BRUN 1963).

Les nécroses indiquant le stade ultime de la maladie, réduisent considérablement les surfaces foliaires. Les surfaces nécrosées se dessèchent et sont observées selon la sensibilité ou la résistance du cultivar. Entre les cultivars observés, la Grande Naine extériorise rapidement ces nécroses qui sont observées sur des rangs de feuilles inférieurs à ceux des autres cultivars d'où sa grande sensibilité.

L'évolution plus rapide de la maladie chez le cultivar Grande Naine par rapport au cultivar Orishele, est liée aux pourcentages élevés des feuilles de rang 4 nécrosées chez le cultivar Grande Naine.

### **Etude de corrélation**

Nous avons montré que dans une bananeraie non traitée avec des fongicides, la détermination des rangs de feuilles qui correspondent aux paramètres caractérisant la maladie, doit tenir compte des stades de déploiement du cigare. Ceci est dû au fait que deux bananiers de stade cigare différents peuvent présenter les symptômes de stade I sur des rangs de feuilles différents. Ainsi, le rang de la PJFT peut être différent au stade 00, 02, 04, 06 et 08. A partir du stade 04, tous les bananiers ont la PJFT sur le même rang foliaire. Ce qui explique la forte dispersion des bananiers en fonction des stades cigare sur les axes.

Le stade 02 constitue un intermédiaire à cause de la variation du rang de la PJFT (feuille de rang 2 ou 3). Les autres paramètres ne sont pas en corrélation étroite avec le stade cigare. Ceci est lié à l'évolution plus ou moins rapide des premiers symptômes par rapport à la sensibilité ou à la résistance des cultivars, étant donné que la période d'incubation ne constitue pas le seul critère de résistance à la maladie. Dans les périodes favorables au développement de la maladie, les phénomènes de

coalescence des symptômes de stade II font que les nécroses sont observées avant le stade III. L'ACP confirme l'observation précoce des nécroses sur les feuilles de rang 3, liée aux phénomènes de coalescences de jeunes symptômes, comme indiqué par FOURE (1982).

### **Cycle de la cercosporiose noire**

Le cycle de la cercosporiose noire est établi en déterminant la période d'incubation et les intervalles qui séparent cette période des stades III et VI.

Les premiers symptômes sont rapidement observés en présence d'une forte pression d'inoculum, et aussi par l'action de la température. En relation avec ce facteur, les basses températures augmentent la période d'apparition des premiers symptômes de la cercosporiose jaune, (LEACH cité par BRUN, 1963).

Ces études prennent en compte les délais d'évolution des symptômes conduisant à la nécrose entière des feuilles, stade ultime auquel les feuilles n'ont plus de surface vivante et la synthèse de composés organiques n'a plus lieu. Chez le cultivar Grande Naine, les feuilles sont rapidement nécrosées par rapport aux cultivars Orishele et Corne 1. A cet effet, le cycle de la maladie est plus court. Toutefois, le stade III apparaît plus rapidement chez le cultivar Orishele et traduit les écarts observés dans l'apparition des symptômes et les nécroses.

En rapport avec leurs dimensions, les taches sont plus allongés et moins larges chez le cultivar Grande Naine. A la nécrose des feuilles, apparaissent les périthèces renfermant les spores sexuées. Les différences entre le nombre de périthèces sur les cultivars est en rapport avec la densité stomatique sur les faces inférieure et supérieure des feuilles.

### **La cladosporiose**

En rapport avec la prospection, nous avons confirmé la sensibilité du cultivar Figue Sucrée par une étude de symptomatologie.

Les premiers symptômes de cladosporiose sont des ponctuations liées au brunissement des cellules. Ces brunissements sont d'abord

observés au niveau des cellules de garde des stomates puis s'étendent à d'autres cellules. L'ampleur de ces brunissements se manifeste par des plages déterminant les stades II et III.

La pathogenèse se traduit par des modifications variables selon leur forme et leur dimension. Ainsi, chez le cultivar Figue Sucrée, de l'apparition des nécroses jusqu'aux dernières taches nécrotiques, se succèdent 6 stades contrairement aux observations faites chez les cultivars Orishele et Corne 1 chez lesquels, les premiers symptômes observés sur les feuilles 1 à 2 n'évoluent pas, comme nous l'avons observé lors des prospections.

Les cultivars Orishele et Corne 1 présentent les symptômes de stade I entre 7 et 10 jours, alors que chez le cultivar Figue Sucrée, ils apparaissent entre 9 et 14 jours. Ces délais d'incubation sont plus courts comparativement aux périodes données par PONT (1980) FROSSARD (1963).

La sortie des conidiophores observée à partir du stade III contribue à une augmentation de l'inoculum. Cette sortie des conidiophores pourrait accélérer le jaunissement des feuilles à partir du stade V, à cause de la transpiration accrue liée à l'ouverture des stomates par lesquelles sont sorties les conidiophores. Ainsi la détermination des plus jeunes feuilles touchées, nécrosée et entièrement nécrosées est influencée par la pression d'inoculum et la vitesse de croissance des bananiers. Chez les cultivars Corne 1, Orishele et Grande Naine, ces paramètres sont les plus considérés lorsque les deux champignons (*Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae*) sont associés.

De plus sur des feuilles nécrosées humidifiées, les ascospores semblables à celles de *Mycosphaerella fijiensis* sont projetées sur des milieux de culture agar (KONE, 1994 résultats non publiés). Si nos observations se confirment, cela montrerait que *Mycosphaerella fijiensis* serait responsable des tirets brun noirâtre observés en association avec les symptômes de cladosporiose, qui s'accroissent à partir du stade III. La rapidité d'apparition des symptômes traduirait la forte agressivité de *Cladosporium musae* par rapport à *Mycosphaerella fijiensis*.



La cladosporiose comme la cercosporiose, peuvent contribuer au vieillissement prématuré des feuilles chez les cultivars de bananiers sensibles.

L'étude des cycles de la cercosporiose noire et de la cladosporiose permet d'établir les délais d'infection d'une feuille émise en bananeraie et de faire de traitements appropriés en fonction de la pression d'inoculum.

### **Biologie de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae***

#### **Isolement et caractérisation des souches**

Les colonies sont apparues dans les délais proches de ceux de NATURAL (1989) qui a observé l'apparition de colonies, 4 à 6 jours après un isolement en lumière continue, à 22-25 °C. La compacité des colonies observées est liée à la présence de cellules amassées et constituerait un indicateur de la pathogénie (STOVER, 1977). Ainsi, les isolats de *Mycosphaerella fijiensis* sont différentes selon la coloration du thalle, la structure des fructifications conidiennes et le pouvoir pathogène. Ces différences d'observations confirment les travaux de MONNIER (1989) et ceux de Mc DONALD et al (1989). De même des grades allant de 1 à 5 ont été attribués à différents isolats de *Mycosphaerella fijiensis* selon leur virulence et suivant l'évolution de la maladie, consécutive à l'inoculation de chaque isolat.

Chez *Cladosporium musae*, les mesures ont été effectuées sur les conidiophores sortant des stomates. La longueur des conidiophores est différente selon le substrat de culture qui traduit le caractère très polymorphe du champignon, comme noté par DE VRIES (1955). La germination progressive des conidies est rapport avec l'évolution des pourcentages de germination. Elle peut être influencée par les facteurs internes et externes (CORBAZ, 1989). Les facteurs internes sont propres aux spores et comprennent les possibilités d'autoinhibition, la dormance et l'âge des spores. Les facteurs externes (la température, l'humidité relative, la lumière) influencent la germination des spores. En effet si la lumière ne constitue pas un facteur limitant en bananeraie, la température et l'humidité peuvent influencer le taux de germination et

l'élongation des tubes germinatifs avant leur différenciation. CORBAZ (1989) a noté une mauvaise germination des pycnidiospores de *Mycosphaerella ligulicola* obtenues à 26 °C par rapport à ceux obtenus à 15°C. Il en est de même pour les conidies de *Monilia fructicola* obtenues à 15°C qui sont plus grandes et plus infectieuses que celles obtenues à 25°C (PHILLIPS, 1984). Nous avons également observé que l'humidité relative de l'air favorise la germination des conidies, mise en évidence par l'influence de la rosée matinale dont la durée conditionne la germination et même l'infection chez certains champignons.

### **Influence du substrat culturel et du pH sur la croissance des souches**

Les diamètres et masses sèches de mycélium varient selon les conditions de culture des colonies. Nos expériences ont lieu sous des températures de  $26 \pm 2^\circ\text{C}$ , qui ne sont pas défavorables à la croissance des colonies. *Mycosphaerella fijiensis* est tolérant sur le cultivar Valery entre 30 et 34 °C (STOVER, 1983). Les températures

favorables se situeraient entre 8 et 39 °C (BRUN, 1963). Les milieux de culture influencent aussi la croissance des colonies selon l'importance de la source de carbone. Ainsi, les milieux PDA et Amidon que nous avons utilisés se distinguent des milieux Feuille et Banane par leur richesse en composés glucidiques.

### **Etudes de la sporulation**

Les milieux nutritifs, Amidon et V8, riches en éléments minéraux favorisent une importante production conidienne. Les milieux Feuille et Pulpe de banane ne favorisent pas une bonne croissance et une production importante de conidies. Ces deux derniers milieux sont pauvres en éléments minéraux qui pourraient être nécessaires à la croissance et à la sporulation. Le milieu à base de bouillon de feuilles ne permet pas une bonne croissance des différents isolats. Le milieu Feuille pourrait renfermer des substances qui par leur action peuvent plus ou moins inhiber la croissance.

Mais l'isolat de *Cladosporium musae* présente une croissance meilleure sur milieu Pulpe de banane. Chez Les différents isolats, la vitesse de croissance et la production de mycélium varient suivant les isolats. La détermination du mode de sporulation de *Mycosphaerella fijiensis* montre que la sporulation conidienne a lieu en début de culture. Ce mode de sporulation détermine la croissance des isolats. en effet, les filaments mycéliens proviennent d'abord de la germination et de l'élongation des conidies formées en début de culture. Ces filaments mycéliens donneront de nouvelles conidies qui évolueront pour former de nouveaux filaments. Les croissances différentes chez *Mycosphaerella fijiensis* traduisent des différences phénotypiques pouvant être en rapport avec la pathogénie des souches. Une faible pathogénie chez les isolats correspondrait à une forte croissance (STOVER, 1977).

Les milieux à pH acide favorisent une bonne croissance et une production importante de conidies. Ces résultats confirment les observations sur l'évolution des colonies des sols de bananeraies, en fonction du pH (KONE, 1990). Le pH joue un rôle important dans les réactions physiologiques. L'activité de la polygalacturonase, enzyme de dégradation des parois est favorisée par les pH acides mais celles d'autres enzymes de dégradation le sont par les pH alcalins (BATEMAN, 1966). Chez *Cladosporium musae*, les conidies sont plus nombreuses et produites pendant toute la période de croissance du champignon. Le milieu Amidon, riche en éléments minéraux permet une bonne production de spores par rapport aux autres milieux. De même le milieu V8, riche en minéraux favorise une plus grande production de spores par rapport aux milieux PDA. NATURAL (1989) étudiant la production de conidies chez plusieurs isolats de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Mycosphaerella musicola* a obtenu des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* sur le milieu V8 à 22-25 °C, après 12 à 14 jours en lumière continue. La production de conidies par étalement des fragments mycéliens sur milieu PDA offre des possibilités d'obtention des spores, liées au fait que la production conidienne chez *Mycosphaerella fijiensis* a lieu en début de croissance. Elle permet d'obtenir au bout de 6j des quantités de spores pouvant induire des

nécroses ( $63 \times 10^3$  conidies/ml). Des inoculations ont été déjà faites avec des quantités de spores de  $10^4$  à  $10^5$  (MOURICHON et al, 1989).

*Cladosporium musae*, *Cordana musae*, *Chloridium musae*, *Cladosporium* sp sont observés en association à *Mycosphaerella fijiensis*. *Deightonella torulosa*, *Zygophyalla jamaïcensis* ont été observés sur les feuilles. La phyllosphère renferme de nombreux champignons associés aux bactéries, aux débris et autres microflores plus ou moins spécifiques (CORBAZ, 1989). Ces microorganismes trouvent des conditions favorables à leur croissance et développement. Nos expériences sur la biologie des champignons ont montré que les milieux à faible acidité sont favorables à la croissance des isolats de *Cladosporium* sp et *Mycosphaerella* sp. Les pH varient de 5 à 6 et se rapprochent des pH de la rosée à la surface des feuilles qui sont de 6,72 chez le cultivar Orishele, de 6,78 chez le cultivar Corne 1 et de 6,75 chez le cultivar Grande Naine (résultats non publiés). Les champignons trouvent donc les conditions de pH proches de celles des milieux.

Les champignons isolés diffèrent par leur croissance en relation avec leur pouvoir pathogène. Les espèces virulentes de *Mycosphaerella* et *Cladosporium* diffèrent par leur croissance lente par rapport aux souches non virulentes. Les souches virulentes sont responsables du brunissement des stomates et de leurs cellules de garde. Leur agressivité traduite par le nombre de stomates jaunis, est différente chez les cultivars Orishele et Grande Naine.

## **ETUDE DES INTERACTIONS HÔTES-PATHOGÈNES**

### **Cas des inoculations simples**

Les inoculations montrent la rapidité de germination des spores de *Cladosporium musae* par rapport à celles de *Mycosphaerella fijiensis*. Ce qui confirme les résultats sur le milieu de culture (agar) au chapitre V. Les symptômes dûs à *Cladosporium musae* apparaissent avant ceux occasionnés par *Mycosphaerella fijiensis*. Ces résultats ont été confirmés en microscopie électronique; la dégénérescence cellulaire est observé

d'abord chez les feuilles inoculées avec *Cladosporium musae* entre les 3<sup>ème</sup> et 5<sup>ème</sup> jours après les inoculations.

Chez *Mycosphaerella fijiensis*, ces phénomènes ne sont observés que vers le 15<sup>ème</sup> jour. Comparativement à nos expériences, les zones nécrosées ont été observées 14 jours après les inoculations (SALLE, 1989). De même les modifications cellulaires dues à *Mycosphaerella fijiensis* ont été observées 20 jours après (BEVERAGGHI et al, 1993).

Chez *Cladosporium musae*, nous avons constaté que les symptômes en pointillés n'évoluent pas en taches sur les feuilles des cultivars Orishele et Grande Naine. Les symptômes de stade I évoluent en quantité. Les attaques sont liées au brunissement des stomates et de quelques cellules voisines. Les attaques localisées confèrent à *Cladosporium musae* le caractère maculicole. Les cellules touchées apparaissent intacts dépourvues de leur contenu. Les champignons maculicoles sont des cryptogames. Ils ont un faible pouvoir de désintégration des membranes et leur action se traduit par la destruction du contenu des cellules (ROGER, 1951). Ce sont des parasites de faiblesse, ou le plus souvent des saprophytes. L'extension de l'infection se trouve souvent limitée par une réaction de la plante. La microscopie électronique montre que les taches de brunissement observées sur les feuilles sont en rapport avec la dégénérescence du contenu cellulaire. Ainsi les attaques de *Cladosporium musae* commencent à partir du 4<sup>ème</sup> jour et se manifestent par la dégénérescence du contenu cellulaire. Par conséquent, l'activité photosynthétique est réduite suite à la destruction des chloroplastes entre 5 et 10 jours Ce qui se traduit par l'apparition des premiers symptômes entre le 4<sup>ème</sup> et le 6<sup>ème</sup> jour après les inoculations.

La période d'incubation vraie est plus courte que la période d'incubation maximale.

Chez *Mycosphaerella fijiensis*, les cellules des feuilles inoculées se nécrosent entre 21 à 30 jours après les inoculations tandis que chez *Cladosporium musae*, aucune nécrose a été observée.

### Cas des inoculations mixtes

Concernant l'association *Cladosporium musae* - *Mycosphaerella fijiensis* les inoculations expérimentales n'ont pas montré de relation étroite. Ainsi, *Cladosporium musae* n'est pas directement impliqué dans l'apparition des premiers symptômes dûs à *Mycosphaerella fijiensis*. Ainsi les observations ont montré que:

- les symptômes dûs à *Cladosporium musae* apparaissent plus rapidement que ceux observés en plantation. Selon que les deux champignons soient inoculés simultanément ou que l'inoculation de *Cladosporium musae* précède celle de *Mycosphaerella fijiensis*, l'apparition des symptômes dûs au second champignon ne semble pas être liée à la présence du premier. Toutefois, les 2 champignons sont des parasites qui diffèrent par leur virulence.

*Cladosporium musae* provoque aussi le brunissement des stomates, qui s'exteriorise bien avant les symptômes dûs à *Mycosphaerella fijiensis*.

- les feuilles inoculées avec *Mycosphaerella fijiensis* seul, présentent les symptômes de la maladie dans les mêmes délais que les traitements en mélange de *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae*. Mais les symptômes de *Mycosphaerella fijiensis* apparaissent plus rapidement en plantation (14 à 16j selon les cvs) qu'en conditions d'inoculations expérimentales (20 j). Cette situation peut être en rapport avec la pression d'inoculum et les conditions climatiques. De plus la feuille de bananier est soumise à l'action d'autres champignons qui en plus de *Cladosporium musae* pourraient contribuer à la réduction des surfaces photosynthétiques. Des inoculations déjà réalisées dans les mêmes conditions (ABO KOUABENAN,1994) par l'utilisation des broyats de mycélium, ont montré que des symptômes très avancés de stade II de cercosporiose noire et jaune apparaissent après 28 jours. Les conditions climatiques (température, alternance d'humidité, évaporation) pourraient influencer l'apparition des symptômes dûs à *Mycosphaerella fijiensis* ainsi que les relations parasitaires entre ce champignon et *Cladosporium musae*.

L'activité pathogène de *Cladosporium musae* mise en évidence ici par rapport à *Mycosphaerella fijiensis*, confirment nos observations en plantation où les taches dues à *Cladosporium musae* précèdent celles de *Mycosphaerella fijiensis*. En revanche, *Mycosphaerella fijiensis* apparaît plus virulent. Ses symptômes apparaissent plus tard et surplacent ceux de *Cladosporium musae*.

La surface des feuilles peut présenter d'autres champignons, responsable, de dégâts mineurs et associés aux espèces virulentes (*Cordana musae*, *Cladosporium* sp). *Cordana musae* est généralement rencontré sur les taches âgées (à partir du stade IV). *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae*, pourraient favoriser l'action de *Cordana musae*. Ce dernier apparaît donc associés aux dégâts observés sous forme de flammèches en bordure des limbes (WARDLAW, 1962; TEZENAS DU MONTCEL, 1985). Ensuite, comme l'ont montré les techniques de piégeage *Cladosporium herbarum* prédomine dans l'air pendant le jour (HIRST, 1958). Les souches pathogènes et non pathogènes peuvent présenter des interactions avec d'autres agents microbiens tels que les bactéries. Ainsi chez *Colletotrichum musae*, agent de l'antracnose du bananier, certaines bactéries saprophytes par leurs métabolites pourvoyeurs de fer (sidéropores) stimulent la germination des spores de *Colletotrichum* sp (ROGER, 1989). La germination des spores de rouille *Uromyces viciae-fabae* est accélérée par les levures du phylloplan des genres *Cryptococcus* et *Aureobasidium* (ROGER, 1989). Les champignons peuvent présenter des antagonismes avec les bactéries et même entre eux. Chez le cultivar Gros Michel, 12 souches bactériennes sur 250 isolées ont révélé un antagonisme avec *Mycosphaerella fijiensis* var *difformis* à San José (JIMENEZ et al., 1987).

## I

## **CONCLUSION GENERALE-PERSPECTIVES**



## A-CONCLUSION GENERALE

Nos expériences ont abouti aux résultats qui viennent d'être discutés en rapport avec :

- la distribution de la cladosporiose et des cercosporioses jaune et noire des bananiers dans quelques localités de la Côte d'Ivoire ,
- l'étude de la cercosporiose noire chez quelques cultivars; de la cladosporiose et des rapports entre ces deux pathologies,
- les caractéristiques culturales des champignons responsables de ces maladies, respectivement *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae*,
- les interactions hôtes-pathogènes,

Concernant l'étude de la distribution de la cladosporiose et des cercosporioses des bananiers, nous avons montré que :

- la cladosporiose due à *Cladosporium musae* est présente dans toutes les localités prospectées et sur tous les cultivars appartenant aux bananiers de différents sous-groupes étudiés : Figues (Figue Sucrée, AA et Figue Pomme AAB), Cavendish (Grande Naine, Petite Naine et Poyo, AAA) et Plantain (Corne 1, Orishele (AAB). Le rang de la plus jeune feuille touchée (PJFT), notée de haut en bas varie de 1 à 3. Le cultivar Figue Sucrée qui extériorise tous les stades de la maladie est plus sensible que les cultivars appartenant à d'autres sous-groupes (cvs Orishele et Grande Naine) chez lesquels, les symptômes sur les feuilles se limitent seulement au stade I. Toutefois, les conditions favorables des zones de bas-fond sur l'expression de ces symptômes sont vérifiées.

- la cercosporiose jaune due à *Mycosphaerella musicola* est observée dans toutes les zones de production bananière comme la cladosporiose. Elle évolue d'est en ouest et l'importance des attaques sur les cvs de bananiers Plantain et Cavendish semble être liée à l'altitude. Les attaques sont aussi très importantes sur le cv Figue Sucrée comme le fait la cladosporiose. Mais, de la frontière est à Gagnoa où l'altitude est < 200 m, les attaques ne sont observées que sur les bananiers du sous-groupe Cavendish. Chez les cultivars de bananiers Plantain, les attaques ne

deviennent considérables qu'à partir de 200 m d'altitude, avec présence de stade III et de nécroses qui sont plus fréquentes entre 250 et 750 m d'altitude.

- la cercosporiose noire due à *Mycosphaerella fijiensis* est moins étendue que la cercosporiose jaune et la cladosporiose. L'évolution des attaques est liée à l'altitude. Aux altitudes < 200 m, sur les cultivars de bananiers Cavendish et Plantain, les attaques sont très fréquentes.

La distribution de la cladosporiose et des cercosporioses dans la bananeraie ivoirienne est en relation avec la fréquence des hôtes. En plus l'évolution de la cladosporiose est influencée par la présence des cercosporioses. Dans les localités situées à l'est du pays, la fréquence élevée d'hôtes appartenant au sous-groupe des bananiers Plantain, réduit la pression parasitaire de *Mycosphaerella musicola*. Celle de *Mycosphaerella fijiensis* est très élevée à l'est à cause de la forte fréquence des hôtes sensibles (bananiers triploïdes). Le cultivar Figue Sucrée est plus sensible à la cercosporiose jaune qu'à la cercosporiose noire. Ce qui traduit les attaques fortes de *Cladosporium musae* sur la Figue Sucrée dans les localités où la cercosporiose noire est dominante.

En rapport avec l'influence de l'altitude, elle se manifeste au fur et à mesure qu'on évolue vers l'ouest du pays. Elle semble augmenter et réduire les attaques de cercosporiose noire tandis que celles de la cercosporiose jaune deviennent importantes. Chez les cultivars de bananiers Plantain, la présence du stade III de la cercosporiose jaune est en rapport avec l'altitude. Il en est de même pour les attaques de cercosporiose jaune qui sont très importantes sur les cvs de bananiers Cavendish aux altitudes > 250 m.

Concernant les premiers symptômes de cladosporiose, ils sont situés sur les feuilles de rang 1 à 3. Les autres paramètres indiquant la présence du stade III et l'apparition des nécroses ne sont pas en corrélation suffisante avec les stades de déploiement du cigare.

Concernant l'étude de la cercosporiose noire chez les cultivars, et ses rapports avec la cladosporiose, nous avons montré que :

- les cultivars de bananiers Grande Naine, Orishele et Corne 1 sont très sensibles.

- le cycle de la maladie diffère selon les cultivars

- l'apparition des premiers symptômes est liée aux stades de déploiement du cigare et les rangs de feuille caractérisant les paramètres de la maladie sont différents.

- les cultivars présentent une différence au niveau de la sporulation sexuée.

La pression d'inoculum est influencée par les conditions climatiques (pluviométrie, température et humidité) favorables au développement de la maladie. Il s'en suit donc une augmentation de l'état d'évolution de la maladie, consécutive à l'accroissement de la pression d'inoculum. En effet, l'état d'évolution peut être influencée par la fréquence des pluies dans un délai de 1 à 4 semaines (FOURE, 1993). Le cultivar Grande Naine est très sensible par rapport aux cvs Orishele et Corne 1. La période d'incubation courte et l'évolution rapide des symptômes caractérisent ce cultivar. Chez les cultivars Orishele et Corne 1, les taches symptomatiques de stade III sont plus larges que ceux du cultivar Grande Naine. Chez ce dernier, le cycle de la maladie est moins long en raison de la courte durée de l'intervalle stade I-stade nécrose. Les feuilles de ce cultivar se nécrosent entièrement dans un délai plus court par rapport à celles des cultivars Orishele et Corne 1.

L'apparition des symptômes et leur évolution sont caractérisées par différents paramètres: la PJFT , la PJFN , la PJF3 et la PJFEN. Nous avons montré que ces paramètres caractérisent différents rangs foliaires selon les cultivars :  $2 \leq PJFT \leq 3$ ;  $4 \leq PJFN \leq 5$ ;  $5 \leq PJF3 \leq 8$ ; et  $6 \leq PJFEN \leq 12$ .

L'apparition des premiers symptômes est fortement corrélée avec les stades de déploiement du cigare. En condition de fortes infestations, au stade 00 du cigare, le rang de la PJFT est 3. Aux stades 02, 04 , 06 et 08 du cigare, le rang de la PJFT est 2. Les stades 02 et 04 du cigare sont des intermédiaires entre les autres stades.

Au contraire, les autres paramètres liés à la PJFT ne présentent pas de rapport étroit avec les stades de déploiement du cigare. Ainsi, en général, lorsqu'au stade 00 du cigare les premiers symptômes sont observés sur une feuille de rang X, aux stades 02 et 04, on aura  $X < PJFT > X-1$  et aux stades 06 et 08,  $PJFT = X-1$ . Concernant les nécroses observées avant le stade III, elles sont en rapport avec les phénomènes de coalescence des stades II de la maladie FOURE (1982).

Concernant l'étude de la cladosporiose, nous avons décrit les symptômes chez le cultivar Figue Sucrée uniquement du fait de sa grande sensibilité à la maladie. C'est ce que nous avons également observé lors de nos prospections. L'expression des symptômes est comparée entre les cultivars Figue Sucrée (AA), Grande Naine (AAA), Orishele et Corne (AAB).

Les premiers symptômes se présentent sous forme de ponctuations liées au brunissement des cellules de garde des stomates. Leur évolution peut être décrite selon 6 stades répartis en 4 phases: phase de ponctuation (stade I), de tiret (stade II), présence de taches à contour mal délimité avec la sortie des conidiophores (stade III), phase de jaunissement et de brunissement (stades V et VI). Malgré sa grande sensibilité, le cultivar Figue Sucrée présente une période d'incubation plus longue, liée au déploiement du cigare.

Le cycle de la cladosporiose, allant de l'apparition des premiers symptômes foliaires à leur nécrose, est plus court au stade 02 qu'au stade 00 du cigare. La période d'incubation est plus courte chez les cultivars triploïdes (Orishele et Corne 1) par rapport au diploïde (cv Figue Sucrée). Les symptômes ont été caractérisés en tenant compte des paramètres PJFTCl, PJFNCl, PJF3Cl, PJFENCl. Les rangs foliaires correspondant à ces paramètres sont différents et se présentent comme suit :  $1 \leq PJFTCl \leq 3$ ;  $4 \leq PJFNCl \leq 7$ ;  $3 \leq PJF3Cl \leq 4$ ;  $5 \leq PJFENCl \leq 7$ . Chez les cultivars de bananiers Cavendish et Plantain, à cause du blocage des symptômes au stade I, seule la PJFT est notée. Il n'y a ni stade III, ni nécrose, sauf dans les conditions d'humidité très favorables.

Nos expériences ont montré que les paramètres caractérisant l'apparition des symptômes de la cercosporiose noire (PJFT) et ceux de la

cladosporiose (PJFTCl) sont étroitement liés. Les deux maladies sont très fréquentes en bananeraie. Les premiers symptômes de cladosporiose sont exprimés avant ceux des cercosporioses. Ceci est en rapport avec la période d'incubation plus courte de la cladosporiose (7 à 11j) par rapport à celle de la cercosporiose noire (14 à 21 j).

Concernant les études biologiques, nous avons déterminé les conditions de germination des conidies et de croissance des tubes de germination chez les souches de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae*. Chez ces deux champignons, la croissance mycélienne et la sporulation sont favorisées par les milieux riches en éléments minéraux et les milieux à pH acide. Ensuite lorsque l'on dispose de souches sporulantes, l'étalement des fragments mycéliens sur milieu de culture PDA produit des quantités de conidies suffisantes pour les inoculations.

Les conidies de *Mycosphaerella fijiensis* commencent à germer au bout de 10 h. La croissance des filaments germinatifs, lente, s'étale sur plus de 20 h et les colonies sont visibles entre 4 et 6 jours. Les souches obtenues présentent des différences phénotypiques au niveau de la coloration du thalle, des dimensions des conidiophores et des conidies, puis au niveau du nombre de conidies par conidiophore. Ce qui est en rapport avec la variabilité des isolats de *Mycosphaerella fijiensis*, variabilité qui pourrait être liée à la diversité pathogénique (FULLERTON et OLSEN, 1993). Chez l'isolat 2, les conidies sont obtenues au niveau des zones sporulantes.

Chez *Cladosporium musae*, les différences observées en plantation entre les conidiophores tant en milieu de culture que sur les feuilles confirment le caractère très polymorphe de ce champignon (DE VRIES, 1955). Les colonies de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* ont des vitesses de croissance variables selon la composition du milieu et son pH. La croissance et le développement *in vitro* de ces champignons sont favorisées par l'apport de micro et macro-éléments et les milieux à pH acide. Le pH optimum est de 5 à 6 selon les souches. En effet, à partir

du pH 6, toute augmentation de pH entraîne une diminution de la vitesse de croissance des colonies. Aussi, la pathogénicité est faible chez les souches à forte vitesse de croissance (STOVER, 1977).

En rapport avec les interactions hôtes-pathogènes, l'inoculation de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* sur les cultivars Orishele et Grande Naine nous a permis de confirmer les observations faites en plantation sur l'expression des symptômes occasionnés par ces champignons.

- En inoculation simple, nous avons décrit les étapes précédant l'apparition des symptômes: germination, croissance et développement des champignons et nous avons montré que chez les cultivars Orishele et Corne 1, les symptômes dus à *Mycosphaerella fijiensis* se développent tandis que ceux dus à *Cladosporium musae* sont bloqués au stade I de la maladie.

- En inoculation mixte, en plus des aspects déjà notés en inoculation simple, nous avons montré qu'aucun des deux champignons n'influçait l'expression et l'évolution des symptômes de l'autre.

Chez *Mycosphaerella fijiensis*, la germination des spores est plus rapide sur fragment de feuilles (entre 6 et 8 h) par rapport au milieu de culture (10 h) à cause de l'humidité maintenue à la surface des premières. Les taches se nécrosent plus rapidement chez le cultivar Grande Naine par rapport au cultivar Orishele. Ce qui démontre la grande sensibilité de ce cultivar.

Chez *Cladosporium musae*, les conidies issues des filaments mycéliens sont formées en chaînes sur des conidiophores courts. La formation des conidiophores confirme le caractère polymorphe de *Cladosporium musae*. La pénétration est suivie d'un épaissement de la paroi indiquant une réaction de résistance de la plante.

Concernant les inoculations mixtes, les étapes précédant l'observation des premiers symptômes sont comparables à celles des inoculations simples. Nous avons montré qu'après l'inoculation de

*Cladosporium musae* et *Mycosphaerella fijiensis* sur les mêmes feuilles, le premier n'influence pas l'expression des symptômes du second. En revanche, l'influence de ce dernier se manifeste, 10 jours après que les deux champignons soient présents sur la même feuille. Cette influence se traduit par la réduction du nombre de stomates pénétrés, par rapport aux inoculations simples. Mais, la période d'incubation de la cladosporiose est la même en inoculation simple comme en inoculation mixte car les premiers symptômes sont observés en moins de 10 jours.

*Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae*, sont les deux principaux parasites foliaires rencontrés en bananeraie en raison de la fréquence de leurs attaques. Parmi les champignons qui leurs sont associés, nous avons observé: *Chloridium musae*, *Cordana musae*, *Deightoniella torulosa*, *Zygophyala jamaicensis*.

## **B- PERSPECTIVES**

Nous avons montré que la cladosporiose est répartie dans toute la bananeraie ivoirienne. Quant aux cercosporioses, leur répartition est liée à l'altitude. La cercosporiose jaune est la seule observée sur les bananiers Plantain aux altitudes > 200 m et la cercosporiose noire est observée aux altitudes < 200 m. Compte tenu aussi de la moindre fréquence des hôtes dans certaines localités, des prospections doivent être envisagées aux périodes favorables et défavorables à l'évolution de ces maladies dans le but de mieux appréhender leur développement.

IL serait utile de mettre des observatoires afin de palier à cette faible fréquence. Ces observatoires seront des parcelles de cultivars de bananiers diploïdes et triploïdes. Au niveau de ces observatoires, sera installé un dispositif de météorologie . Les composantes climatiques seront pris en compte lors de la notation des paramètres caractérisant la sévérité des attaques. Les localités seront ainsi réparties selon la sévérité des attaques des cercosporioses et de la cladosporiose. Ces dispositions peuvent aider à la mise en place d'un système d'avertissement qui tiendra compte des conditions climatiques de chaque localité.

En plantation, nous avons montré que chez les cultivars Grande Naine, Orishele et Corne, très sensible à la cercosporiose noire, la PJFT est déterminée en fonction des stades de déroulement du cigare. Les cultivars présentent une différence au niveau du nombre de spores sexuées produites. Les critères déterminant les différences de comportement entre les cultivars doivent être d'avantage recherchées par exemple au niveau de l'épaisseur des limbes. Ainsi à ce niveau, les corrélations pourront être établies entre l'épaisseur des limbes et la sensibilité à la maladie. La mise en place d'essai comportant des variétés sensibles et des variétés résistantes (incluant les diploïdes, les triploïdes et les tétraploïdes) permettra de retenir l'épaisseur du limbe comme meilleur critère dans l'étude de l'évolution des cercosporioses. Ces études doivent prendre en compte les paramètres climatiques afin de mieux élucider leur impact.

En rapport avec la cladosporiose, chez les cultivars triploïdes, les symptômes de stade 1 sont les seuls observés tandis que chez les



diploïdes, notamment le cultivar Figue Sucrée, tous les stades de la maladie son rencontrés. Les observations doivent être étendues à d'autres cvs diploïdes, triploïdes et tétraploïdes pour déterminer leur réaction à la maladie en prenant en compte les paramètres climatiques, afin d'étudier la dynamique saisonnière de la cladosporiose.

Concernant les souches de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae*, nous avons isolé deux souches différentes par leur croissance et les dimensions de leurs fructifications. L'isolement d'autres souches de caractéristiques culturales différentes doit pouvoir être étendue pour *Cladosporium musae*.

Suite aux inoculations, nous avons montré que l'expression des symptômes varie selon les champignons. Les expériences n'ayant eu lieu que sur les cultivars triploïdes, elles doivent être envisagées sur les diploïdes afin de mieux caractériser les symptômes dûs aux différents champignons. En microscopie électronique, la sensibilité ou la résistance des cultivars sera mise en rapport avec la constitution de leurs assises cellulaires. Les observations ultra fines doivent aussi mettre en évidence la présence ou non des organites cellulaires et l'état des parois cellulaires, à différents stades de l'évolution des symptômes. Les observations doivent être faites à partir d'échantillons prélevés en plein champ à différents stades de l'évolution des symptômes. Les comparaisons seront faites avec les symptômes décrits avec les souches pures.

Aussi, il serait utile d'étudier les relations entre les composantes biochimiques et la résistance des cultivars aux différentes pathologies. Dans ce même ordre d'idée, la présence ou non de composés toxiques produits par *Mycosphaerella fijiensis* et *Cladosporium musae* doit être élucidée en déterminant la nature de ces composés. ce qui permettra de déterminer leur influence dans la pathogenèse.

**INDEX BIBLIOGRAPHIQUE**

- AKE ASSI, L. (1984). Flore de Côte d'Ivoire: Etude descriptive et biogéographique, avec quelques notes ethnobotaniques".  
Catalogue des plantes vasculaires. Tome II. Thèse présentée à la faculté des sciences et techniques de l'Université Nationale de Côte d'Ivoire pour obtenir le grade de Docteur es Sciences Naturelles. 1067 p
- ABO, K. (1994). Contribution à l'étude épidémiologique de *Mycosphaerella musicola* Leach ex Mulder, *Mycosphaerella fijiensis* Morelet et *Cladosporium musae* Mason, parasites foliaires des bananiers (*Musa* sp).  
Mémoire DEA d'Ecologie tropicale, option végétale FAST  
Université nationale de Côte d'Ivoire 68p.
- ACHIBY S.F. (1913). Banana diseases in Jamaïca.  
Bull. Dep. agric., Jamaïca, S-2.2. 95-128.
- ADIKO, A (1988). Plant parasitic nematodes associates with plantain (AAB) in the Ivory Coast. Révue de nématologie 11:109-113.
- ANNO, A. (1981). Etude des caractéristiques de croissance, en relation avec la floraison, de *Musa corniculata* L. Thèse d'Etat. Université Nationale de Côte-d'Ivoire. 1981, N° d'ordre 62, 207 p.

- ARANGO BERNAL, L. G. (1985). Evaluacion del dano causado por la sigatoka amarilla (*Mycosphaerella musicola*) en un cultivo de platano (*Musa* AAB SIMMONDS). (Evaluation des dommages causés par le Cercospora jaune (*Mycosphaerella musicola*) sur une culture de plantain (*Musa* AAB SIMMONDS). Cenicafé (COL.), SPA, (Rés. SPA; ENG.). Vol. 36, (3), 79-88 réf. 15, tabl. 2, graph. 2.
- AREVALO, P. E; (1986). A differential medium for the identification of races 1 and 4 of *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense* . Letters in applied microbiology, ENG. Vol. 6, (3), 51-54 réf. 4, Tabl.2; illus., 2.
- BELALCAZAR CARJAVAL, S et GOMEZ, P. L. (1988). Reformulacion del plan nacional de investigaciones en platano, 1988-1993 ICA, Bogota 220 p. (mimeographed).
- BELALCAZAR CARJAVAL, S.; MERCHAN, V.; BAENA, V. M.; ARANGO, H.; MARTINEZ G. A. (1990). Epidemiologia amalarilla. Epidemiologie de la sigatoka jaune. COMITE CAFE, INIBAP. Montpellier. Ed. 1 CA, Bogota (Col.), SPA, 9397, illus. 1.
- BERLESE, A.N. (1895). Morphologie et biologie de *Cladosporium* et *Dematium*. Bull. Soc. Myc. France
- BATEMAN, D. F., Hydrolytic and tras eliminative degradation of pectic substrates by extracellular enzymes of *Fusarium solani* f phaseoli. Phytopathology 56 (238-244).

- BEVERAGGHI, A. (1993). Host-parasites interaction in susceptible and resistant bananas inoculated with *Cercospora fijiensis*, Pathogen of black leaf streak disease. in : GANRY, J (1993): breeding Banana and plantain for resistance to diseases and pests diseases, Proceedings of the International symposium on genetic improvement of banana for resistance to diseases and pests. Organized by CIRAD-FLHOR. Montpellier, France, 7-9 Sept. 1992. p.
- BLAKE C.D. (1961). Behaviour of the fungus *Rhizoctonia solani* KUHN in the soil. Ann. Appl. Biol. 30. 118-1127.
- ✓ BUREAU, E.; GANRY, J.; ZAPATER, M. F., LAVILLE, E. (1982)  
Les cercosporioses du bananier et leurs traitements.  
Evolution des populations pathogènes.  
Distribution géographique et évolution des populations de *Mycosphaerella musicola* résistantes aux benzimidazoles dans les zones bananières de Guadeloupe.  
Fruits, vol. 37, n° 11, p. 441-447.
- BRUN, J. (1958). Etudes sur l'action des fongicides huileux dans la lutte contre la cercosporiose.  
Note préliminaire, Fruits, 13, (1), p. 3-14.
- BRUN, J.; 1959. Etude de l'action des fongicides huileux dans la lutte contre la cercosporiose. Action des traitements huileux sur la germination et la pénétration des ascospores de *Mycosphaerella musicola* LEACH.  
Fruits, 14 (10), p. 419-422.

- BRUN, J., (1963). La cercosporiose du bananier en Guinée.  
Etudes présentées à la faculté des Sciences de l'Université de Paris, centre d'Orsay pour obtenir le grade de Docteur es Sciences. Paris, France. 196 p.
- BRUN, J. et CHAMPION, J. (1955). La culture bananière au Cameroun britannique. *Fruits*, vol. 10, n°4.
- BRUN, J. et LAVILLE, E. (1965). Etude de la mycoflore des racines du bananier "poyo" (suite) de la Côte d'Ivoire, de la Guadeloupe , du Mali. *Fruits* 20, (3), 123-128.
- BRUN, J. et SIOUSSARAM, D. (1968). Etude de la mycoflore des racines du bananier poyo. Inoculation et traitements expérimentaux en buses. *Fruits*, vol. 23, n° 4.
- BRYCE, G., (1921). The bunchy-top plantain disease.  
Dep. Agric., Ceylon, Leaflet.
- ✕ BUREAU, E.; GANRY, J.; ZAPATAR, M.; LAVILLE, E.; 1982.  
Les cercosporioses du bananier et leurs traitements.  
Evolution des populations pathogènes.  
Distribution géographique et évolution des populations de *Mycosphaerella musicola* résistantes aux benzimidazoles dans les zones bananières de Guadeloupe.  
*Fruits*, vol. 37, n° 11, p. 441 - 447.
- BUREAU, E. (1985) . L'avertissement climatique dans le cadre d'une stratégie nouvelle de traitement contre la cercosporiose du bananier en Guadeloupe.  
*Fruits* vol. 39, n°7-8; p. 441-447.

- CALPOUZOS, L. (1955). Study of the Sigatoka disease of bananas and its fungus pathogen.  
Ed, Atkins garden and Research laboratory Cienfuegos, Cuba, 70p.
- CARDENOSA, R. (1954). El genero *Musa* en Colombia.  
Public., Techn., Estac., Agric., Exper., Palmira, ouvr.
- CARLIER, J; GONZAEZ DE LEON C.D.; MOURICHON, X; ZAPATER, M;F. (1993). Genetic diversity of *Mycosphaerella fijiensis*, causal agent of black leaf streak disease. in: GANRY, J (1993): breeding Banana and plantain for resistance to diseases and pests. diseases, Proceedings of the International symposium on genetic improvement of banana for resistance to diseases and pests. Organized by CIRAD-FLHOR. Montpellier, France, 7-9 Sept. 1992. p. 171-12.
- CHATAIGNER, J. et TANO, K. (1980). L'économie de la banane plantain en Côte d'Ivoire. in : Production et commercialisation de la banane plantain en Côte d'Ivoire.  
Centre ivoirien de recherche économique et sociale, décembre, 1980.
- CHAKRAVARTY, T. (1957). Anthrachnose of banana (*Gloeosporium musarum* Cke & Mass.) with special reference to latent Trans. But Mycol. Soc., 40, 3, p. 337-345.
- CHAMPION, J. (1963). Le bananier. Ed. G-P. maisonneuve et Larose. Paris. 263 p.

- CHORIN, M et ROTEN, J. (1961). Fruits diseases of the Cavendish in Israël.  
Ktavim, 11, n° 1.
- CORBAZ, R. (1990). Principes de phytopathologie et de lutte contre les maladies des plantes.  
Presses phytotechniques et universitaires romandes 1<sup>ère</sup> éd. CH-1015 Lausanne
- CORBAZ, R. (1961). Considérations sur l'épidémie de mildiou du Tabac (*Perenospora tabacina* Adam) en Europe.  
Phytopathol., 1: 42; 39-44.
- CUILLE, J. (1950). Recherche sur le charançon du bananier *Cosmopolites sordidus*, GER.  
Série tech. 4. Inst., Fruits agr. Col., 225 p.
- COUSIN, H.H. (1912). Ann. Repts. Jamaïca. Dept. Agric.
- D'ARC DE LIMA, R., FERRAZ, S., DOS SANTOS, J.M. (1986). Problemas causados por fitonematoïdes em bananera.  
Informe agropecuario. Vol 12 (133), 55-60, ref. 28.
- DE LAPEYRE DE BELLAIRE, J. (1987).  
La cercosporiose du bananier en Guadeloupe.  
Stratégie de lutte actuelle. Perspectives.  
Mémoire DAA Agronomie tropicale, ENSAM, Montpellier (FRA), 2133 Doc., BAN., ARC., 43p.
- DE VRIES (G. A.). 1952. Contribution to the knoweldge of the genus *Cladosporium* LINK EX FR.. 121 P.



- DIAZ, E. (1986). Una alternativa de solution al problema de la Sigatoka negra en la production de platanos en Panama. Carta Bananera, 2-3: 29-32.
- ESCALANT, J. V.; TAPIA FERNANDEZ, A. C.; SANDOVA, F. J. (1989). Cals, suspensions cellulaires et possibilités de régénération chez *Musa* spp après pression de sélection. ACORBAT 89 Merida (VEN), 2ème ed-29., SPA
- FAROW, W.M. (1954). Tropical soil fungi. Mycologia, vol. 46 (4), 632-646.
- FIRMAN, I.D. et HOSKIN, P (1970). Spraying bananaa in Fiji to control black leaf streak disease. Annals of Applied biology 66, 293-300.
- FOUCARDE, I. et LAVILLE, E. (1973). Obtention *in vitro* des souches résistantes au benomyl chez *Cercospora musae* ZIM. Fruits, 28 (2), 103-106.
- FOURE, E. (1982). Les cercosporioses du bananier et leurs traitements. Comportement des variétés, étude de la sensibilité variétale des bananiers et "plantain" à *Mycosphaerella fijiensis* MORELET au Gabon (I). Incubation et évolution de la maladie (II). Etude de quelques paramètres. Fruits 37, (12), 749-770.
- FOURE (E.). 1983. Les cercosporioses du bananier et leurs traitements. Sélection de molécules fongicides nouvelles. Fruits, 38 (1): 21-34.

- FOURE, E. (1985). Etude de la sensibilité variétale des bananiers et plantains à *Mycosphaerella fijiensis* MORELET au Gabon (II) Fruits vol 40 (6), 339-348.
- FOURE, E. (1986). Rapport analytique d'activités. Programme de recherche sur bananiers (phytopathologie); IRA; Centre de recherche agronomique de Nyombé (Cameroun)
- FOURE E. (1989). Stratégies de lutte chimique contre la cercosporiose noire des bananiers au Cameroun: efficacités comparées de différentes molécules fongicides, stratégies d'alternance.  
in: Sigatoka leaf spot diseases of bananas: Proceedings of an International Workshop- FULLERTON; R.A. (ed.); STOVER R.H. (ed.) International Workshop on Sigatoka leaf spot diseases of bananas, San José (CRI), 1989/03/28-04/01, FRE INIBAP, Montpellier (FRA) 1990, 135-158.
- FOURE, E. (1992). Etude de la dynamique saisonnière de *Mycosphaerella fijiensis* au Cameroun. Doc. int. CRBP.
- FOURE, E. et MANSER, P.D., (1982). Note sur l'apparition au Gabon d'une maladie virale des bananiers et plantains, le bunchy-top. Fruits, 37, 409-414.
- FOURE, E. et GRISONI, M. (1984) Les cercosporioses du bananier et leurs traitements.  
Activité de nouvelles molécules fongicides sur *Mycosphaerella fijiensis* MORELET agent de la maladie des raies noires des bananiers et plantain au Gabon (III) Fruits vol 39, p. 427-440.

- FOURE, E. et LESCOT, T. (1988). Variabilité génétique des *Mycosphaerella* inféodés au genre *Musa*. Mise en évidence de la présence au Caméroun sur bananier et plantain d'une cercosporiose (*Mycosphaerella musicola*) au comportement pathogène atypique. Fruits, vol. 43 (7-8) 407-415, réf.18, tabl. 3, illus. 6.
- FOURE, E; MOULIOM PEFOURA, A et MOURICHON, X (1990). Etude de la sensibilité variétale des bananiers et des Plantain à *Mycosphaerella fijiensis* MORELET au Cameroun. Caractérisation de la résistance au champ de bananiers appartenant à divers groupes génomiques (Fruits, 45 (4), 339-345
- FOURE, E et MOREAU, A. (1992). Contribution à l'étude épidémiologique de la cercosporiose noire dans la région de Mounjo au Cameroun de 1987 à 1989. Fruits, vol., 47 (1), 3-16, réf. 38, tabl. 6, graph.8; illus2.
- FREEMAN, B. and TURNER, D. (1985). The epicuticular Waxes on the organs in response to leaf pathogens. Indian Phytopathology 21, 43-48.
- FROSSARD, D. (1963). Une cladosporiose du bananier en Côte d'Ivoire. Fruits, vol., 18, n° 10.
- FROSSARD, P. (1980). Apparition d'une nouvelle et grave maladie foliaire des bananiers et plantains au Gabon, la maladie des raies noires, *Mycosphaerella fijiensis* MORELET. Fruits, 35 (9): 519-527.

- FULLERTON, R.A. et OLSEN, T.L. (1991). Pathogenic in *Mycosphaerella fijiensis* MORELET.  
in: Banana diseases in Asia and the Pacific (INHIBAP, FRA).
- FULLERTON, R.A. (1989). Study on *Mycosphaerella fijiensis* MORELET in the pacific Island. in : FULLERTON, R.A. and STOVER, R.H. (1989). Sigatoka leaf spot diseases of bananas: Proceedings of an International Workshop.  
INHIBAP. International Workshop on Sigatoka leaf spot diseases of bananas, San Jose (CRI), 1989/03/28-04/01.  
INIBAP, Montpellier (FRA) 1990, 374.
- FULLERTON, R.A. and STOVER, R.H. (1989). Sigatoka leaf spot diseases of bananas: Proceedings of an International Workshop.  
INHIBAP. International Workshop on Sigatoka leaf spot diseases of bananas, San Jose (CRI), 1989/03/28-04/01.  
INIBAP, Montpellier (FRA) 1990, 374.
- FULLERTON, R.A. ed. and OLSEN, T.L. (1993). Pathogenic diversity in *Mycosphaerella fijiensis* MORELET. in: GANRY, J (1993): breeding Banana and plantain for resistance to diseases and pests. diseases, Proceedings of the International symposium on genetic improvment of banana for resistance to diseases and pests.Organized by CIRAD-FLHOR. Montpellier, France, 7-9 Sept. 1992. p. 171-12.

- GANRY, J. (1980). Action de la température et du rayonnement d'origine solaire sur la vitesse de croissance des feuilles du bananier (*Musa acuminata* COLLA). Thèse Université PARIS VII.
- GANRY, J. et MEYER, J.P. (1972). La lutte contre la cercosporiose aux Antilles.  
Bases climatiques de l'avertissement.  
Techniques d'observation et de numérotation de la maladie. Fruits, vol. 27, n° 11, 767-774.
- GANRY, J. et LAVILLE, E. (1983). Les cercosporioses des bananiers et leurs traitements.  
Evolution des méthodes de traitement:  
1- traitements fongicides,  
2- l'avertissement.  
Fruits, vol. 38, pp 3-20.
- GARRET, S.D. (1949). A study of violet root-rot. Effect of various soil factors on *Helicobasidium purpureum* PAT colonies in the soil. Trans., brit., mycol., soc., 32, (3-4), 217-223.
- GRAHAM K.M. (1968). A simple way to distinguish black leaf streak from sigatoka on banana.  
Unpublished manuscript, dep, Agric Fidji.
- GONSALVEZ, R (1987). Reacciones de lineas de banana mejoradas a la raya Negra (*Mycosphaerella fijiensis*).  
Memoria de la reunion reginal de INIBAP para America latina y el Caribe. Turrialba, Costa Rica, 1987, 218-223.

- GUYOT, H. et CUILLE, J. (1954). Les formules fongicides huileuses pour le traitement des bananeraies. *Fruits*, 9, p.
- GUYOT, H. et CUILLE, J. (1955). Les formules fongicides des bananeraies. III Résultats pratiques obtenus en Guadeloupe lors des applications de brouillards légers huileux. *Fruits*, 11, 4. p. 141-150
- HAFIZ, A. (1952). Basis of resistance in grain to *Mycosphaerella* blight. *Phytopathology*, 42, 422-424.
- HENRY, G. T. (1994). Inventaire floristique du centre international de recherche à Adiopodoumé. *Semperviva* 1. Centre suisse de recherches scientifiques en Côte d'Ivoire (C.S.R.S.) 87 p.
- HIRST, J. M. (1952). An automatic volumetric spore trap. *Ann., appl., Biol.*, 39 (257-265).
- HORRY, J.P. (1989). Chimiotaxonomie et organisation génétique dans le genre *Musa*. Thèse présentée pour le titre de docteur en Sciences.
- HORRY, J.P.; BAKRY, F.; TEISSON, G.; TEZENAS DU MONTCEL, H.; GANRY, J.(1990). L'amélioration génétique des bananiers à l'IRFA/CIRAD. *Fruits*, numéro spécial bananes, 130p.
- HUGON, R. et PICARD, H. (1988). Relations spatiales entre taches, nécroses racinaires et nématodes chez le bananier. *Fruits*, vol 43 (9), 491-498.

- HULL, R. and WILSON, A.R. (1946). Distribution of violet root-rot (*Helicobasidium purpureum* PAT) of sugar by preliminary experiment on factors affecting the disease. Ann. appl. Biol., 33, 420-433.
- ✓ ISKRA M.L., GARNIER, M. et BOVE, J.M. (1989). Purification of banana bunchy-top virus (B.B.T.V.). Fruits vol. 44, n°2.
- JACQUES, J. E. (1941). Studies in the genus *Heterosporium*. Inst. Bot. Montréal. Rev. de Bot. Appl.
- JONES, R.K. and MILNE D.L. (1982). Nematodes pest of Bananas.p.30-37 in KEETCH. D.P. and HEYNES, J. (ed), nematology in Southern Africa fisheries. Republic of south Africa. 170 p.
- JONES, D.R. et TEZENAS DU MONTCEL, H. (1993). Sécurité des mouvements de matériels génétique de *Musa* . INFOMUSA, vol. 2, n°. 2, p. 3-4.
- KEHE, M. (1983). Un ravageur nouveau du bananier en Côte d'Ivoire, *Heterolygus meles* BILLBERG (coléoptère, dynastinae).
- KEHE, M. (1986). *Hanseniella ivorensis* (JUBERTHE et KEHE) (symphyllle, Myriapodes) et le dépérissement racinaire de l'ananas en Côte d'Ivoire. thèse de Doctorat Ingénieur. Université Nationale de Côte d'Ivoire, 1987, 219p

- KOBENAN, K.(1989). Résistance aux fongicides dans la protection des cultures. Synthèses bibliographiques. February 19-24.
- KOBENAN, K.(1990).Etude de la mycoflore racinaire des bananiers et "plantain" en Côte d'Ivoire (IRFA). Mise en évidence du pouvoir pathogène des genres *Cylindrocladium* et *Zythia* Doc. interne IRFA.
- KOBENAN, K.; AKE, S; KONE, D. S. (1995). Etude de la dynamique saisonnière de la cercosporiose due à *Mycosphaerella musicola* en conditions non contrôlées en Côte d'Ivoire : Evaluation des possibilités d'avertissement. Agronomie Africaine VII (2)/ 141-151.
- KONE, D. (1991). Etude des anomalies de type pathologique sur la croissance et le développement des bananiers et Plantain en Côte-d'Ivoire. Mise en évidence du pouvoir pathogène des genres *Cylindrocladium* et *Zythia* Mémoire de DEA, laboratoire de physiologie végétale.
- KONE, D.S.; KOBENAN, K.; AKE, S.(1992). Resistance of banana to soil parasites: Effect of pathogenic genera *Cylindrocladium* and *Zythia* on plantain. in : GANRY, J (1993): breeding Banana and plantain for existence to diseases and pests. diseases, Proceedings of the International symposium on genetic improvment of banana for resistance to diseases and pests.Organized by CIRAD-FLHOR. Montpellier, France, 7-9 Sept. 1992. p.



- LASSOUDIÈRE (A.). 1978. Le bananier et sa culture en Côte-d'Ivoire (Première partie). Connaissance de la plante. Interaction avec le milieu, écologie. Institut de Recherches sur les fruits et Agrumes (IRFA). Abidjan, Côte-d'Ivoire. 104 p.
- LASSOUDIÈRE , A. (1979). The economic repercussions of banana hyphen mosaïc in Ivory Coast. Possibility and control by eradication. Fruits, 34, 3-34.
- LAVILLE, E. (1964). Etude de la mycoflore des racines du bananier poyo . Fruits, vol. 29, 169-177.
- LAVILLE, E. et MELIN P. (1974). La "marbrure" du bananier au Cameroun. Fruits, 39, 169-177.
- LAVILLE, E. (1983). Les cercosporioses des bananiers et leurs traitements. Comportement des variétés. Généralités. Fruits, vol. 38, n°3, p.147-151.
- LEACH, R. (1946). Bananas leaf spot investigation. The basis of control. Dep. Sci. Agri. Jamaica Bull., 26, 1-8.
- LEPOIVRE, P. and ACUNA, Ch.P. (1989). Production of toxins by *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis* and induction of antimicrobial compounds in banana: their relevance in breeding for resistance. in: Sigatoka leaf spot disease of banana/Proceedings of an International workshop . FULLERTON, R.A. (ed); STOVER, R.H. (ed). International WORKshop on Sigatoka leaf spot disease of banan, San José (CRI), 1989/03/28-04/01, ENG. INIBAP, Montpellier (FRA), 1990, 208-230.

- LIANOS M.C. (1967). Una nueva enfermedad del platano en el Nalle del causa : la bacteriosis. *Agricultura trop.*, 23, 806-812.
- LOOS, C.A. (1962). Factors affecting incidence of rhizome rot caused by *Erwinia carotovora* of "Gros Michel" and Lacatan banana. *Phytopathology*, 52, 2, feb.
- LORIDAT, P.(1986). Contribution à l'étude des facteurs limitant le rendement en bananeraie martiniquaise. Mémoire d'étude ENSA Versailles.
- LORIDAT, P. et GANRY, J.(1989). Etude de la microflore fongique et des nématodes associés aux nécroses de l'appareil souterrain du bananier en Martinique. Mise en évidence du pouvoir pathogène du genre *Cylindrocladium*. *Fruits*, (vol)44, (11).
- LORIDAT, P. et GANRY, J.(1989). Mise en évidence d'une interaction nématode-champignon (*Radopholus similis/ Cylindrocladium* sp) comme composante du parasitisme tellurique du bananier en culture industrielles aux Antilles. IXème réunion ACORBAT IRFA/CIRAD, FRANCE.
- MAGEE, (1927). Investigation on the bunchy-top disease of banana. *Bull. Conn., sei., industr. Res. Res. Aust.*, 30, 64.
- MALLESSARD, (A). 1966. Etude de la mycoflore des racines du bananier poyo. *Fruits*, (21), (10), 343-352.
- MATORJA, R. et MATORJA-PIERSON, M. (1967). Masson et Cie, Editeurs 120, bd St germain, PARIS-VI

- MAYORGA, P.M., (1983). Informe anual de actividades.  
Programa fitopatologia-ICA, regional 4, tulenapa, 43 p.  
(mimeographed).
- MAYORGA, P.M., (1984). Informe anual de actividades.  
Programa fitopatologia-ICA, regional 4, tulenapa, 30 p.  
(mimeographed).
- MAYORGA, P.M., (1985). Informe anual de actividades.  
Programa fitopatologia-ICA, regional 4, tulenapa, 33 p.  
(mimeographed).
- ✓ Mc DONALD, B.A.; Mc DERMOTT, M.; GOODWIN, S.B.;  
ALLARD, W. (1989). The population biology of host-  
x pathogen interaction. Annual Review of pathology. 27; 71-  
94.
- MERCHAN, V. V. M. (1989). Update of research on  
*Mycosphaerella* sp in Colombia. in : FULLERTON, R.A. and  
STOVER, R.H. (1989). Sigatoka leaf spot diseases of  
bananas: Proceedings of an International Workshop.  
INHIBAP. International Workshop on Sigatoka leaf spot  
diseases of bananas, San Jose (CRI), 1989/03/28-04/01.  
INIBAP, Montpellier (FRA) 1990, 374.
- MEREDITH, D. S. and LAWRENCE, J. S. (1969). Black leaf  
streak disease of banana (*Mycosphaerella fijiensis*)  
symptoms of disease in Hawaiï and notes of the causal  
fungus. Trans; mycol. Soc., 52, 419-476.

- MEREDITH, D. S. (1970). Banana leaf spot disease (Sigatoka) caused by *Mycosphaerella musicola* LEACH. Phytopathological paper n°11, commonwealth Mycological Institute Kew, Surrey, U.K.
- MEREDITH, D. S. and LAWRENCE, J. S. (1970). Black leaf streak disease of banana (*Mycosphaerella fijiensis*) susceptibility of cultivars. Tropical Agriculture Trinidad vol. 47, n°4, P.275-287.
- MESSIAEN, C.M. et LAFON, R. (1970). Les maladies des plantes maraîchères. INRA; Paris, publ. 6-70.
- MOBAMBO, K. N., NAKU, M. et NGANGA, Z. (1993). Situation de la maladie des raies noires des bananiers et Plantain au Zaïre. INFOMUSA , vol 2, n° 2.
- MOLOT, P.M. et SIMMONDS, J. (1970). Influence de la fumure et des amendements organiques sur le développement de *Rhizoctonia violacea*. Rev. Zool. agric. et pathol. vég.
- MOLOT, P.M (1973). Mise au point sur *Rhizoctonia violacea*. Biologie du parasite, technique d'inoculation artificielle, possibilité de lutte. Eucarpia 4<sup>ème</sup> réunion asperge Versailles p.77-78.
- MONNIER, E. (1986). Variabilité génétique des *Mycosphaerella* inféodés au genre *Musa*. Essai de mise en évidence d'échange d'information par fusion de cellules végétatives. Fruits(4)(1) 15-23.

- MORELET, M. (1969). Micromycète du Var et d'ailleurs (2<sup>ème</sup> note). Annales de la société des sciences naturelles et archéologique de Toulon et du Var, 21, 104-108.
- MOULIOM PEFOURA, A. et MOURICHON, X. (1990). Développement de *Mycosphaerella musicola* (maladie de Sigatoka) et *Mycospherella fijiensis* (malaldie des raies noires). Etude du cas particulier des productions d'altitudes. Fruits, vol. 45 (1), 17-24, réf. 26 tabl. 4, graph. 3.
- MOURICHON, X. et BEUGNON, M. (1983). Efficacité comparée Propiconazole-Nuarimol-Méthylthiophanate en traitement systématique sur la cercoporiose du bananier. Fruits, vol. 38, n° 7-8, p. 521-522.
- MOURICHON, X.; PETER, D.; ZAPATER, M.F. (1987). Inoculation expérimentale de *Mycosphaerella fijiensis* MORELET à de jeunes plantules de bananiers issus de culture in vitro. FRUITS, 42: 195-198.
- MOURICHON, X.; BEVERAGGI, A.; SALLE, G. (1989). Performed substances as protectants against *Mycosphaerella fijiensis* in banana leaves : presence of performed compounds toxic for *Mycosphaerella fijiensis* . in : FULLERTON, R.A. and STOVER, R.H. (1989). Sigatoka leaf spot diseases of banana. Proceedings of an International workshop at san José, Costa Rica, March 28 April 1.

- ✓ MOURICHON, X. et FULLERTON, R. A. (1990). Geographical distribution of the two species *Mycosphaerella musicola* Leach (*Cercospora musae*) and *Mycosphaerella fijiensis* (*Cercospora fijiensis*) respectively agents of Sigatoka disease and black leaf steak disease in banana and plantain. *Fruits* 45(3) 413-418.
- MULDER, J. L. and STOVER, R.H. (1976). *Mycosphaerella* species causing banana leaf spot. *Trans. Br. Mycol. SOC.*; p. 77-82.
- MÜLLER, R. PASBERG-GAUHL, C. GAUHL, F., KAEMMER, D. et KAHL, G. (1995). Etude des polymorphismes des microsattelites chez la population nigériane de *Mycosphaerella fijiensis*. *INFOMUSA*, Vol 4, n° 1. p. 9-11.
- NATURAL, M.P. (1989). An update on the development of an *in vitro* screening procedure for resistance to Sigatoka leaf spot diseases of bananas. in: Sigatoka leaf spot diseases of bananas/ Proceeding an International workshop. FULLERTON, R.A. (ed.); STOVER, R.H. (ed.). international workshop on Sigatoka leaf spot disease of bananas, San José (CRI), 1989/03/28-04/01, ENG. 208-230.
- ✓ OSTMARK, H.E. (1974). Economic insect pest of banana. *Ann. Rev. Entomol.*, 19, 161-176.
- PHILIPPEAU, G. (1986). Comment interpréter les résultats d'une analyse en composantes principales. Service des études statistiques Institut technique des cérélaes et des fourrages. 8 avenue du Président Wilson 75116 Paris.

- PHILLIPS, P. J. (1984). Effect of temperature on *Monilia fructicola* conidia produced on fresh stones. *Fruits, Plant Dis.* 68, 610-612.
- PLAKIDAS, A.G. (1942). *Venturia acerina*, the perfect stage of *Cladosporium humile*. *Mycologia* XXXIV, 1, p. 27-34.
- PONT, W. (1960) Thee leaf speckle diseases of the banana in Queensland. *Qd. J. Agric. Sci.*, 17, 4, p. 273-309.
- QUINN (1986). *Pesticide science.* 17 (4), 357-362  
✓ Abstract rev. *Plant Pathology* (66) (2), 51.
- REMILLET, M. (1969). Les coléoptères dynastinae parasites des dioscoreacées en Côte d'Ivoire ORSTOM, serie biol., n°18, 45-56.
- RAEMARKERS, R. (1975). Black leaf streak disease in Zambia.  
✓ *Pans* (21), 396-400.
- RHOADS, A.S. (1932). Clitocybe Mushroom root rot. A new disease of bananas. *Abs. Phytopathology*, 22.
- RHODES, P. L. (1964). A new banana disease in Fiji. *Commonw. Phytopath. New*, 10, 3, 38-41.
- ROMERO, C.R. (1987). Algunos aspectos sobre la enfermedad del virus del mosaico del pepino en banano. ASBANA, San José (CRI), SPA. 14p., ref.5, illus. 7.

- ROMERO CALDERON, R. et GAUHL, F. (1988). Efectos de la Sigatoka en las plantas de banano a diferentes altitudes sobre el nivel del mar.  
ASBANA (CRI), vol. 12 (29), 7-10, réf. 7, tabl. 3, illus. 3.
- SALLE (G.); PICHARD (V.); MOURICHON (X.). 1989.  
Cytological study of interaction between *Mycosphaerella fijiensis* MORELET and three cultivars of *Musa* presenting different levels of resistance.  
in: Sigatoka leaf spot diseases of bananas/ Proceeding an International workshop. FULLERTON, R.A. (ed.); STOVER, R.H. (ed.). International workshop on Sigatoka leaf spot disease of bananas, San José (CRI), 1989/03/28-04/01, ENG. INIBAP, Montpellier (FRA), 1990, 180-190.
- SAKAMOTO, M (1934). Catenulate conidia formation in *Ophiobolus miyabeanus* It et Kur. Trans. S apporo Nat. Soc., XIII, 3.
- SEGUIN , A. et ANNO, A. (1986). Estimation de la surface de chaque type de feuilles de la phase chez le bananier plantain (var. Corne 1).  
Ann. Univ. d'Abidjan, série C Sciences naturelles et biologiques. Lab de physiol. vég. Tome XXII-B 1986-1987, pp. 23-32.
- SERY, D.G. (1988). Rôle de la banane plantain dans l'économie ivoirienne. Fruits, 64 (8): 750-756).



- SHILLINGFORD, C.A.(1989). Use of systemic fungicides to control leaf spot diseases in *Musa*. in: Sigatoka leaf spot diseases of bananas/ Proceeding an International workshop. FULLERTON, R.A. (ed.); STOVER, R.H. (ed.). International workshop on Sigatoka leaf spot disease of bananas, San José (CRI), 1989/03/28-04/01, ENG. INIBAP, Montpellier (FRA), 1990, 75-83.
- SHIN-CHUAN, H. and CHI-LI, C. (1986). A new leaf speckle disease of banana caused by *Acrodotium simplex* in taiwan. Plant prot. Bull. (Taiwan, ROC) 28 n°4, 413-415.6
- SHUKLA, G.S. and KUMAR, K. (1970). A note on the biology of *Odoïporus longicalis*. Sci. cult., 36, 515-516.
- SILAYOI, B. and SINGBURRAUDOM (1989). Meeting on in vitro mutation breeding of banana and plantain. Vienna (AUT), 1989/05/29; 1989/06/02. ENG, 15P ref 11, Tab 5
- SIMMONDS, N. W. and SHEPHERD, K. (1955). The taxonomy and origins of the cultivating Plantain. J. linnean soc., botany, London. n°359 p. 303-311.
- SIMMONDS, N. W. 1959 (1960).. Bananas. 2<sup>ème</sup> éd Longmans ed London.
- STAHEL, G. (1937). Note on *Cercospora* leaf spot on banana (*C musae*). Trop. Agric. Trin., 39, 4, 327-338.
- STOVER, R.H. (1962). Fusarial wilt (Panama disease of banana) and other *Musa* species. Broc. of cmmomnw. Mycolog. Instit. Kew. Phytopathol., paper, n°4, 117p.

- STOVER, R.H. (1971a). Ascospores survival in *Mycosphaerella musicola*. *Phytopathology* 61: 139-141.
- STOVER, R.H. (1972). Banana plantain and abaca disease. *Commonw., Mycol., Instit., kew.*
- STOVER, R.H. (1976). Distribution and cultural characteristics of the pathogens causing banan leaf spot. *Tropical agriculture (Trinidad)* 53, 111-114.
- STOVER, R.H. (1977). Behaviour of benomyl tolerant strains of the black sigatoka pathogen in the field. *Proceedings American phytopathology society*, 4, 180-187.
- STOVER, R.H. (1978). Distribution and probable origine of *Mycosphaerella fijiensis* in Southeast Asia. *Trop., Agric. Trin.* 55, 65-68.
- STOVER, R.H. (1980). Sigatoka leaf spot of banana and Plantain. *Proc; Sigatoka workshop, La Lima*, p. 1-18.
- STOVER, R.H. (1983). The effect of temperature on ascospores germ tube growth of *Mycosphaerella musicola* and *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*. *Fruits*, vol. 38, n° 9, p. 625-628.
- STOVER, R.H. and WAITE, B.H. (1954). Colonisation of banana roots by *Fusarium oxysporum* F, cubense and the soil fungi, *Phytopathology*, 44, 689-693.

- STOVER, R.H. and DICKSON, J.D. (1970). Leaf spot of *Mycosphaerella* caused by *Mycosphaerella musicola* : Methods of measuring spotting prevalence and severity. Trop. Agric. Trin. 47: 289-302.
- STOVER, R.H. and DICKSON, J.D. (1976). Banana leaf spot caused by *Mycosphaerella musicola* and *Mycosphaerella fijiensis* var. *difformis*: a comparison of the first Central American epidemics. FAO; plant. prot.; Bull, 24 (2), 36-42.
- STOVER, RH and SIMMONDS, NW, (1987). Banana disease including Plantain and abaca. Agricultural series, Third edition Longman. Scient.&Tech. London
- SULLIA, S. B. et MARIA, R, (1985). Acquired cycloheximide resistance in *Neurospora crassa* and *Sclerotium rolfsii*. Abstract Rev. Plant pathology 66 (2).
- SUSAN, D. and PEAKIN, B. S. (1972). Pest controlling banana. Pans manual, n°1, London 128p.
- TEZENAS DU MONTCEL (H.). 1985. Le bananier plantain. Ed. Maisonneuve et Larose. Paris. 140 p.
- TOLLENARD, D. (1985). The control of Sigatoka (banana leaf spot disease) by mistblowing with bnanacobre Sandox. Neth. J. agric. sci., 3 (1), 70-83.
- TRAMIER, R. et BETTACHINI, A. (1974). Mise en évidence d'une souche de *Fusarium oxysporum* F sp *dianthi* résistante aux fongicides systémiques. Ann. Phytopathol., 6 (3), 331-336.

UPADHAYAY, R et STROBEL, G.A. and COVAL, S. (1989).

Some phytotoxins of *Mycosphaerella fijiensis*. in: FULLERTON, R.A. and STOVER, R.H. (1989). Sigatoka leaf spot diseases of bananas: Proceedings of an International Workshop.

INHIBAP. International Workshop on Sigatoka leaf spot diseases of bananas, San Jose (CRI), 1989/03/28-04/01.

INIBAP, Montpellier (FRA) 1990, p 231-236.

VAKILI, G. (1968). Response of *Musa acuminata* species and edible cultivars to infection by *Mycosphaerella musicola*. Tropical agriculture (Trinidad) 45 (1), 13-22.

VALDER, P.G. (1958). The biology of *Helicobasidium purpureum*. PAT. Trans. brit. mycol. Soc., 41 (3), 283-308.

VAN DER BERG LORIDAT J. (1989). Méthode de surveillance des populations de *Mycosphaerella musicola* devenant plus ou moins résistances aux fongicides utilisés dans les bananeraies martiniquaises; Fruits, vol. 44, n°11, p. 559-602.

√ VASQUEZ, N.; TAPIA, A. C. and GALINDO, J. J. (1989).

Ultrastructural studies of the infection process of *Mycosphaerella* on *Musa* cultivars. in : FULLERTON, R.A. and STOVER, R.H. (1989). Sigatoka leafspot diseases of bananas: Proceedings of an International Workshop.

INHIBAP. International Workshop on Sigatoka leaf spot diseases of bananas, San Jose (CRI), 1989/03/28-04/01.

INIBAP, Montpellier (FRA) 1990, 374.

- VEHUNT, E. J. and EDWARDS, D. I. (1968). *Radopholus similis* and other nematode species on banana. In: tropical nematology, pp. 1-19. Eds. C. Smart Jr and V.G. Perry. Univ. Fla. Press, Gainesville.
- ✓ VIENNOT-BOURGIN (G). et FERNIER (H.). 1950. Polymorphisme du genre *Cladosporium*. Laboratoire de Botanique et de Paris, France. Revue Intern. de Bot. Appl., 331-332: 297-306.
- VILARDEBO, A et GUEROUT, R. (1964). *Pulsia chalcytes* esp. (lépidoptère, noctuidae) nuisible au bananier dans les régions côtières de l'ouest africain. Fruits, vol 19, n°4.
- ✓ VILARDEBO, A. (1971). Les nématodes du bananier. In: les nématodes des cultures. ACTA-F.N.G.P.C. Paris, p.481-498.
- WARDLAW, C.W. (1934). Banana diseases. The occurrence of sigatoka disease (*Cercospora musae* ZIM.) on banana in Trinidad. Trop. Agric., Trin., vol. 11, n°7, 175-175.
- WARDLAW, C.W. (1961). Banana diseases including plantain and abaca. Ouvr. Longman, London.
- WARDLAW, C. W. (1972). Banana diseases including plantain and abaca. 2nd ed. Longman, London.
- ZIMMERMAN, A. (1902). Uber einige tropischer Kulturpflanzen beobachte Pulze. Zbl., Bakt., II (8), 216-221.

## ANNEXES

Annexe 1A : Corrélacion entre les stades du cigare, l'altitude et les différents paramètres pris en compte : PJFT, PJFN, stade 3 et PJFEN chez les cv "plantain"

|          |        |          |        |        |        |        |       |
|----------|--------|----------|--------|--------|--------|--------|-------|
|          | cigare | altitude | PJFT   | PJFTCI | PJFN   | Stade3 | PJFEN |
| cigare   | 1      |          |        |        |        |        |       |
| altitude | 0,046  | 1        |        |        |        |        |       |
| PJFT     | -0,427 | -0,184   | 1      |        |        |        |       |
| PJFTCI   | -0,426 | 0,097    | 0,723  | 1      |        |        |       |
| PJFN     | 0,017  | 0,388    | 0,491  | 0,485  | 1      |        |       |
| Stade3   | -0,002 | -0,961   | -0,338 | -0,247 | -0,293 | 1      |       |
| PJFEN    | 0,017  | 0,002    | 0,313  | 0,204  | 0,427  | 0,078  | 1     |

Annexe 1B : Corrélacion entre les stades du cigare, l'altitude et les différents paramètres pris en compte : PJFT, PJFN, stade 3 et PJFEN chez les cv de bananiers de dessert

|          |        |          |       |        |        |        |       |
|----------|--------|----------|-------|--------|--------|--------|-------|
|          | cigare | altitude | PJFT  | PJFTCI | PJFN   | Stade3 | PJFEN |
| cigare   | 1      |          |       |        |        |        |       |
| altitude | -0,136 | 1        |       |        |        |        |       |
| PJFT     | -0,685 | -0,033   | 1     |        |        |        |       |
| PJFTCI   | -0,322 | 0,037    | 0,472 | 1      |        |        |       |
| PJFN     | -0,308 | 0,371    | 0,388 | 0,252  | 1      |        |       |
| Stade3   | 0,134  | -0,57    | 0,216 | 0,045  | -0,162 | 1      |       |
| PJFEN    | -0,006 | -0,296   | 0,387 | 0,21   | 0,227  | 0,479  | 1     |

Annexe 1C: Corrélacions entre les paramètres chez les cultivars Grande Naine, Orishele et Corne

| Paramètres   | Stade cigare |       |       | PJFT  |       |       | Stade 3 |       |       | PJFN |     |       |
|--------------|--------------|-------|-------|-------|-------|-------|---------|-------|-------|------|-----|-------|
|              | GN           | ORI   | CORNE | GN    | ORI   | CORNE | GN      | ORI   | CORNE | GN   | ORI | CORNE |
| Stade cigare | 1            | 1     | 1     |       |       |       |         |       |       |      |     |       |
| PJFT         | 0,359        | 0,649 | 0,622 | 1     | 1     | 1     |         |       |       |      |     |       |
| Stade3       | 0,079        | 0,084 | 0,309 | 0,205 | 0,154 | 0,283 | 1       | 1     | 1     |      |     |       |
| PJFN         | 0,294        | 0,078 | 0,434 | 0,269 | 0,101 | 0,452 | 0,377   | 0,225 | 0,545 | 1    | 1   | 1     |

Annexe 1 D : Corrélacions entre les paramètres PJFT et PJFTCI chez les cvs Orishele, Corne et Grande naine

|        |          |        |        |          |       |       |          |       |    |
|--------|----------|--------|--------|----------|-------|-------|----------|-------|----|
|        | cigare   |        |        | PJFT     |       |       | PJFTCI   |       |    |
|        | Orishélé | Corne  | GN     | Orishélé | Corne | GN    | Orishele | Corne | GN |
| cigare | 1        | 1      | 1      |          |       |       |          |       |    |
| PJFT   | -0,685   | -0,662 | -0,359 | 1        | 1     | 1     |          |       |    |
| PJFN   | -0,538   | -0,583 | 0,179  | 0,778    | 0,821 | 0,767 | 1        | 1     | 1  |

PJFT (PJT) : Plus jeune feuille touchée  
 PJFTCI : plus jeune feuille touchée par la cladosporiose  
 PJFN (PJN): Plus jeune feuille nécrosée  
 (S3): Stade 3  
 CIG: Stades de déroulement du cigare  
 GN: Grande naine.  
 ORI: Orishélé

Annexes 2 : Vitesses de croissance des souches de *Mycosphaerella fijiensis* et de *Cladosporium musae* sur différents milieux de culture

2A  
 Isolot 1 de *Mycosphaerella fijiensis*

| Temps | Pulpe de |        |      |        |
|-------|----------|--------|------|--------|
|       | Feuilles | banane | PDA  | Amidon |
|       | 4        | 4      | 4    | 4      |
| 5     | 8        | 10,8   | 9,8  | 11,2   |
| 10    | 13,4     | 16,8   | 17,8 | 21,2   |
| 15    | 21,4     | 22,8   | 26,8 | 32     |
| 20    | 30,4     | 28,8   | 35,8 | 42,4   |
| 25    | 37,4     | 35,8   | 44,8 | 52,6   |
| 30    | 44,4     | 41,8   | 51,8 | 64,6   |
| 35    | 51,4     | 47,8   | 58,4 | 72,8   |
| 40    | 58,4     | 53,8   | 66,4 | 81     |

2B  
 Isolot 2 de *Mycosphaerella fijiensis*

| Temps | Pulpe de |        |      |        |
|-------|----------|--------|------|--------|
|       | Feuilles | banane | PDA  | Amidon |
|       | 4        | 4      | 4    | 4      |
| 5     | 6,2      | 6,2    | 6,2  | 7,4    |
| 10    | 5,8      | 8,8    | 9,6  | 11,4   |
| 15    | 6,8      | 10,4   | 13,2 | 17,2   |
| 20    | 7,8      | 11,6   | 17   | 22,6   |
| 25    | 8,8      | 14,2   | 20,8 | 24,4   |
| 30    | 10,4     | 16,2   | 24,2 | 25,8   |
| 35    | 11,4     | 17,2   | 28   | 27,8   |
| 40    | 12,4     | 20     | 31,4 | 29,4   |

2C  
 Isolot de *Cladosporium musae*

| Temps | Pulpe de |        |      |        |
|-------|----------|--------|------|--------|
|       | Feuilles | banane | PDA  | Amidon |
|       | 4        | 4      | 4    | 4      |
| 8,6   | 8        | 7,4    | 8,8  |        |
| 14,8  | 13,8     | 15,6   | 17,6 |        |
| 22,6  | 21,8     | 22,6   | 26,4 |        |
| 27,6  | 27       | 30     | 32,2 |        |
| 35    | 34,6     | 38,6   | 41,4 |        |
| 42    | 42,2     | 46,4   | 49,4 |        |
| 46,4  | 48       | 54     | 59,4 |        |
| 47,8  | 51       | 61,8   | 67,4 |        |

Annexes 3 : Vitesses de croissance des souches de *Mycosphaerella fijiensis*  
et de *Cladosporium musae* sur milieu PDA à pH différents

Isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis*

| Temps | pH des milieux |      |      |      |      |      |      |
|-------|----------------|------|------|------|------|------|------|
|       | 3,88           | 4,94 | 5,84 | 6,71 | 7,44 | 7,62 | 8,41 |
|       | 4              | 4    | 4    | 4    | 4    | 4    | 4    |
| 5     | 9,8            | 10,8 | 9,6  | 9,8  | 9,4  | 8    | 6,4  |
| 10    | 16,6           | 18,4 | 17,2 | 17   | 17   | 13,6 | 11,8 |
| 15    | 24,4           | 25   | 24,2 | 23,4 | 23   | 20   | 18,6 |
| 20    | 31,2           | 30,6 | 33   | 28,6 | 29   | 25,2 | 23,6 |
| 25    | 38,2           | 38   | 41   | 36,4 | 36,6 | 31,4 | 29,6 |

Isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis*

| Temps | pH des milieux |      |      |      |      |      |      |
|-------|----------------|------|------|------|------|------|------|
|       | 3,88           | 4,94 | 5,84 | 6,71 | 7,44 | 7,62 | 8,41 |
|       | 4              | 4    | 4    | 4    | 4    | 4    | 4    |
| 5     | 6,8            | 7    | 6,6  | 7,2  | 7    | 6    | 6    |
| 10    | 11,8           | 11,6 | 10,4 | 10,8 | 7    | 7,2  |      |
| 15    | 14             | 17,2 | 16,2 | 13,6 | 13,2 | 9,8  | 8    |
| 20    | 17,2           | 22,6 | 19,2 | 18,4 | 15,2 | 11,8 | 8,6  |
| 25    | 21,8           | 27,6 | 23,6 | 22,4 | 20,4 | 15,6 | 9    |

Isolat de *Cladosporium musae*

| Temps | pH des milieux |      |      |      |      |      |      |
|-------|----------------|------|------|------|------|------|------|
|       | 3,88           | 4,94 | 5,84 | 6,71 | 7,44 | 7,62 | 8,41 |
|       | 4              | 4    | 4    | 4    | 4    | 4    | 4    |
| 5     | 8,2            | 8,6  | 7,8  | 8,4  | 7    | 6,2  | 6,6  |
| 10    | 15,2           | 14,8 | 16,2 | 16,2 | 11,4 | 13,8 | 12,6 |
| 15    | 22             | 23,5 | 24,2 | 24,4 | 17,8 | 18,8 | 18   |
| 20    | 27,6           | 30,6 | 31,4 | 31,6 | 24   | 24,8 | 24,6 |
| 25    | 36             | 37,2 | 38,6 | 37,6 | 30   | 30,4 | 30,6 |

Annexe 4 A: Corrélation entre le diamètre des colonies et leur poids chez l'isolat 1 de *Mycosphaerella fijiensis*.

|     | Diàmetre des colonies<br>(DIA) | Poids de Mycélium<br>(PDS) | pH    |
|-----|--------------------------------|----------------------------|-------|
| DIA | 1,000                          |                            |       |
| PDS | 0,836                          | 1,000                      |       |
| pH  | - 0,705                        | - 0,731                    | 1,000 |

Annexe 4B: Corrélation entre le diamètre des colonies et leur poids chez l'isolat 2 de *Mycosphaerella fijiensis*.

|     | DIA    | PDS     | pH    |
|-----|--------|---------|-------|
| DIA | 1,000  |         |       |
| PDS | 0,950  | 1,000   |       |
| pH  | - 0,74 | - 0,778 | 1,000 |

Annexe 4 C: Corrélation entre le diamètre des colonies et leur poids chez l'isolat de *Cladosporium musae*

|     | DIA     | PDS     | pH    |
|-----|---------|---------|-------|
| DIA | 1,000   |         |       |
| PDS | 0,939   | 1,000   |       |
| pH  | - 0,688 | - 0,830 | 1,000 |