

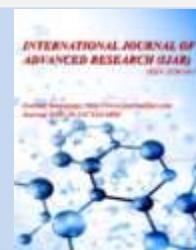


Journal Homepage: - www.journalijar.com

INTERNATIONAL JOURNAL OF ADVANCED RESEARCH (IJAR)

Article DOI: 10.21474/IJAR01/11148

DOI URL: <http://dx.doi.org/10.21474/IJAR01/11148>



RESEARCH ARTICLE

SENSIBILITÉ DE MYCOSPHAERELLA FIJIENSIS AUX DIFFÉRENTES MATIÈRES ACTIVES FONGICIDES UTILISÉES EN BANANERAIES CONTRE LA MALADIE DES RAIES NOIRES EN CÔTE D'IVOIRE DE 2016 À 2017

Kouamé Kouassi James Joseph¹, Karidia Traore¹, Tonessia Charlotte¹, Siaka Traore², N'goran Aby², Olivier Atsin², Adélaïde N'guetta², and Kobenan Kouman²

1. Laboratoire D'amélioration de la Production Agricole, UFR Agroforesterie de l'Université Jean Lorougnon Guédé (UJLoG), BP 150 Daloa.
2. Laboratoire de Défense de Culture du Centre National de Recherche Agronomique (CNRA) Station Bimbresso, 01 BP 1538 Abidjan 02 Côte D'Ivoire.

Manuscript Info

Manuscript History

Received: 10 April 2020

Final Accepted: 12 May 2020

Published: June 2020

Key words:-

Sensitivity, Mycosphaerella Fijiensis,
Fungicides, Sigatoka, Banana

Abstract

Mycosphaerella fijiensis sensitivity was evaluated with samples of banana leaves Grand Nain with conidia and collected in twelve industrial plantations covering 3059 ha. In the laboratory observations on sampled conidia were made 48 hours after their incubation on agar amended fungicides (methyl thiophanate 5 ppm, tebuconazole, difenoconazole and epoxiconazole at 0.003; 0.01; 0.1 and 1 ppm and azoxystrobin 1 and 10 ppm and trifloxystrobin 0.1 and 3 ppm). The observations were made under a microscope and consisted in determining the normal germinating conidia rate (benzimidazoles) and the growth inhibition rates of the germ tube of conidia (triazoles and strobilurins). From these observations the existence of resistance to triazoles used in most plantations except Rouchard (31%), ELIMA (28%), EGLIN Agboville (34%), SPDCie (33%), Batia (34%) and Siapa (34%) of tébuconazole, and Rouchard (29%) for époxiconazole. For strobilurins only mushroom DICONNE (81%) and AKRESSI (78%) were resistant to Trifloxystrobin then DICONNE (83%) for azoxystrobin. But for the benzimidazoles resistant strains of fungus was observed in all sampled plantations.

Copy Right, IJAR, 2020.. All rights reserved.

Introduction:-

La cercosporiose noire (Maladie des Raies Noires, MRN), causée par le champignon Ascomycète Mycosphaerella fijiensis MORELET (Stover, 1980 [1]) et la cercosporiose jaune (Maladie de Sigatoka, MS), causée par Mycosphaerella musicola constituent deux contraintes majeures pour la production de bananes dessert destinées à l'exportation. Ces maladies foliaires menacent tous les pays producteurs de bananes dans le monde puisque la production de bananes destinées à l'exportation repose sur l'utilisation de cultivars (Cavendish) qui en sont très sensibles. La maladie des raies noire du bananier, est la maladie foliaire la plus préjudiciable à la production de bananes à travers le monde (Pasberg-Gaulh et al., 2000 [2]). Elle a connu une expansion rapide dans les différents pays producteurs de bananes où elle a progressivement remplacé la Maladie de Sigatoka. Aujourd'hui, quasiment tous les pays producteurs de bananes sont touchés par la cercosporiose noire, à l'exception de quelques îles dans les Caraïbes où M. fijiensis n'est pas encore présent, et des îles Canaries, où la pluviométrie très faible empêche le

Corresponding Author: -Kouamé. Kouassi. James. JOSEPH

Address:- Laboratoire D'amélioration de la Production Agricole, UFR Agroforesterie de l'Université Jean Lorougnon Guédé (UJLoG), BP 150 Daloa.

développement de ces champignons pathogènes. En Côte d'Ivoire, cette maladie détectée en 1985 dans la région d'Aboisso (**Mourichon&Fullerton, 1990 [3]**), est aujourd'hui présente dans toutes les zones de culture du bananier notamment dans la région des 18 montagnes où elle cohabite avec la cercosporiose jaune (**Camara, 2011 [4]**). Cette maladie provoque la maturité précoce des bananes (**Ramsey et al 1990 [5]** ; **Chillet et al 2009 [6]**), entraînant des pertes de rendement pouvant atteindre les 100%.

Afin de lutter efficacement contre le parasite, les fongicides de synthèse de la famille des benzimidazoles, des triazoles et des strobilurines sont essentiellement utilisés. L'utilisation massive de ces fongicides dans les plantations industrielles de banane a entraîné l'émergence et le développement rapide de souches résistantes qui est devenu un problème majeur (**Brent, 1995 [7]**). La résistance aux fongicides est un ajustement stable et héritable, aboutissant à la réduction de la sensibilité à ces fongicides dans les populations pathogènes (**Scheinflug, 1987 [8]**; **Ma et Michailides, 2005 [9]**). Au Cameroun, l'utilisation intensive de certains fongicides a entraîné l'émergence rapide et la généralisation de la résistance chez les populations de *M. fijiensis* et une perte de contrôle de la maladie (**Essoh, 2006 [10]**). Au champ, ce phénomène se définit comme la persistance de la maladie, malgré l'application correcte de fongicides (**Ganry et Laville, 1983 [11]**). Les fongicides systémiques notamment les benzimidazoles (**anti-mitotiques**) ont été introduits dans les bananeraies ivoiriennes depuis les années 1970, suivis des triazoles (**IBS** : inhibiteurs de la biosynthèse des stérols) au milieu des années 1980 (**Ganry et Laville, 1983 [11]**). D'aussi longues périodes d'utilisation, souvent sans respect des principes d'alternance entre familles de fongicides à résistance croisée négative peuvent engendrer des conséquences désastreuses sur l'environnement, la santé humaine et animale si les conditions de formulation, de transport, de stockage et d'utilisation ne sont pas respectées. Face à toutes ces difficultés, de nombreuses actions sont menées en vue de réduire l'action des fongicides sur l'homme et l'environnement mais surtout éviter les résistances au champ. Dans cette optique, la surveillance des bananeraies afin de détecter et suivre l'évolution des souches résistantes aux différentes familles de matières actives s'est avérée indispensable. Cette étude a donc été menée afin de mettre en évidence l'impact du mauvais usage des fongicides sur la sensibilité des champignons afin de proposer des alternatives pour réduire ces effets néfastes.

Materiel Et Methode :-

Zone d'étude

L'échantillonnage a été fait dans 12 plantations réparties en 4 zones de productions couvrant une superficie de 3059 ha. Elles sont situées, d'une part, entre les 5^{ème} et 6^{ème} degré de latitude Nord, et d'autre part, entre les 3^{ème} et 5^{ème} degré de longitude Ouest.

Matériel végétal

L'étude a été menée sur les feuilles de bananier, *Musa sp.*, du cultivar "Grande naine" AAA (banane de dessert ; qui représente environ 80 % des clones en exploitation dans les bananeraies ivoiriennes (**Gnonhour et al., 2009 [12]**) présentant les symptômes typiques de stades 2 à 4 (**Fouré, 1984 [13]**) de cercosporioses.

Matériel fongique

Le matériel fongique est constitué de conidies de *Mycosphaerella fijiensis* issues des feuilles de bananiers portant les symptômes de la cercosporiose provenant des localités d'Aboisso, de Bassam, d'Agboville, d'Azaguié, de Dabou et de Tiassalé.

Fongicides utilisés

Ce sont des fongicides unisites (**systémiques**) appartenant à trois familles utilisées dans les bananeraies Ivoiriennes.

Tableau I:- Différents fongicides utilisés.

Famille	Nom commerciale	Matière active	Formulation	Dose	Mode d'emploi
Triazoles	Inhibiteur de Biosynthèse des Stérols, DMI				
	Folicur 250 EW/Junior	Tébuconazole	250 g/l	0,4 l/ha	
	Opus 075 EC	Epoxiconazole	75 g/l	1 l/ha	
	Sico 250 EC	Difenoconazole	250 g/l	0,3-0,4 l/ha	
Benzimidazoles	Antimitotique, MBC Peltis/Calis	Méthyl-thiophanate	400 g/l	320 g/ha	
Strobilurines	Inhibiteur de la respiration, QoI Bankit	Azoxystrobine	400 g/l	0,4 l/ha	
	Téga 075 EC	Trifloxystrobine	75 g/l	75g/ha	

Méthodes:-**Échantillonnage:**

Une enquête portant sur la succession des fongicides utilisés dans les plantations de 2016 à février 2017 a été menée. Les prélèvements de feuilles ont été faits dans les plantations (selon la méthode décrite par **Kobenane et al, 2009 [14]**) à des postes d'observations sur 25 à 30 bananiers aux feuilles portant les stades 3 et 4 de la maladie. Le nombre d'échantillons varie avec la surface des plantations à raison d'un échantillon pour 50 ha. Des échantillons témoins ont été aussi prélevés dans les plantations villageoises, à une distance d'environ 10 Km des plantations industrielles.

Les échantillons de feuilles sont conditionnés dans des emballages plastiques et transportés au laboratoire pour les analyses. Le prélèvement est effectué au moins 2 à 3 semaines après le dernier traitement au fongicide. Pendant l'échantillonnage, des observations sont faites sur l'état sanitaire des plantations. Le niveau d'entretien de la plantation a également fait l'objet d'observation.

Méthode d'analyse au laboratoire

La méthode d'analyse utilisée pour tester la sensibilité de *Mycosphaerella fijiensis* à ces trois familles de fongicides est une modification de celle décrite par **Van Den Berg Loridat en 1989 [15]** (**Essis et al., 2010 [16]**). Elle comporte les étapes suivantes :

Préparation des solutions mère

Les solutions mère sont obtenues en dissolvant les fongicides à l'état brut dans l'eau distillée stérile. On dissout 0,1 ml de méthyl thiophanate (benzimidazoles), 0,16 ml de propiconazole (triazoles) et d'azoxystrobine (strobilurines) dans 40 ml d'eau distillée stérile pour obtenir une concentration de 1000 ppm pour chaque fongicide. Les autres (100, 10, 5 ppm...etc.) sont obtenues par dilutions successives. Toutes ces solutions sont conservées au réfrigérateur à 4° C.

Préparation du milieu de culture

Les milieux gélosés à 2 % d'agar (soit 20 g d'agar pour 1 litre d'eau distillée) sont préparés dans des Erlenmeyers et sont mis à l'autoclave à 121°C pendant 20 minutes sous une pression de 1 bar. Après l'autoclavage, en fonction de la concentration voulue, les dilutions sont effectuées. Le mélange est ensuite bien homogénéisé à l'aide d'un agitateur et coulé dans des boîtes de Pétri à raison de 10 à 15 ml par boîte. Les doses étudiées sont de 5 ppm de Méthyl-thiophanate (Benzimidazoles) et de 0,003, 0,01, 0,1, 1 ppm de difénoconazole, époxiconazole et tébuconazole (Triazoles) puis 1 et 10 ppm d'azoxystrobine et 0,1 puis 3 de trifloxystrobine (Strobilurines). Le témoin est constitué de milieu gélosé à 2 % sans fongicide (0 ppm).

Production de conidies

Par échantillon, des fragments de feuilles malades sont prélevés et placés dans des boîtes de Pétri, face inférieure vers le haut (vers le couvercle). Les boîtes de pétri sont munies de papier filtre humidifié, afin qu'un filet d'eau recouvre en surface les fragments. Les boîtes de pétri sont ensuite mises en incubation pendant 48 heures à

température ambiante. Au terme des 48 heures, les fragments sont observés au microscope photonique afin de s'assurer de la production effective de conidies.

Ensemencement des conidies et incubation

Les fragments de feuilles malades ayant produit beaucoup de conidies sont découpés en fragments de 1 à 2 cm² à l'aide d'une paire de ciseaux. La face inférieure des fragments est appliquée sur la surface du milieu gélosée (16 fragments de feuilles en moyenne par boîte de Pétri) fraîchement préparé et amendé de fongicide.

L'incubation est faite dans des boîtes de Pétris durant 48 heures à température ambiante pour permettre au champignon de pousser.

Lecture au microscope

La lecture est faite au microscope optique (LeitzLaborlux k) 48 heures après la mise en contact des conidies avec le milieu contenant ou non le fongicide. Elle consiste :

Pour les benzimidazoles, à observer la germination normale des conidies (sans aucune déformation) ou anormale (avec déformation des tubes germinatifs) et à considérer aussi les conidies non germées. Le comptage est fait à l'aide d'un compteur mécanique (ferrari-statitest, typ : 8 nr. 84110281) et d'un microscope optique au grossissement g x 10. Au total, 50 conidies sont observées pour chaque concentration (5 ppm). Après le comptage des différentes conidies, le taux de germination normale est déterminé en divisant le nombre de conidies germées par le nombre total de conidies observées. Le seuil de laboratoire pour déclarer la résistance est fixé à 20 % de germination normale à la concentration de 5 ppm.

$$T_{GN} = \frac{N_{GN}}{N_{TO}} \times 100; T_D = \frac{N_D}{N_{TO}} \times 100, \text{ et } T_{NG} = \frac{N_{NG}}{N_{TO}} \times 100$$

T_{GN} = Taux de germination normale ; T_D = Taux de conidies déformées ; T_{NG} = Taux de conidies non germées ; N_{TO} = nombre total de conidies observées ; N_{GN} = nombre de conidies à germination normale ; N_{NG} = nombre de conidies non germées et N_D = nombre de conidies déformées

Pour les triazoles et les strobilurines, il s'agissait de mesurer la longueur des tubes germinatifs réduits et normaux (sans fongicide) des conidies à l'aide d'un microscope optique au grossissement g x 40 muni d'un micromètre-objet gradué de 0,01 mm en 0,01 mm que l'on place sur la platine de l'appareil. Pour chaque concentration, une longueur moyenne des tubes germinatifs de 50 conidies est déterminée. Les taux de réduction de la croissance par rapport au témoin sur un milieu sans fongicide sont ainsi déterminés. Les taux de croissance ont été calculés selon la formule suivante :

$$TI = \frac{LM_0 - LM_T}{LM_0} \times 100 \quad \text{et} \quad TC = 100 - TI, \quad TC = \frac{LM_T}{LM_0} \times 100$$

TI = taux d'inhibition ; LM_0 = longueur moyenne des tubes germinatifs (témoins) ; LM_T = longueur moyenne des tubes germinatifs des différents traitements, TC = taux de croissance.

Le seuil de laboratoire pour déclarer la résistance est fixé, en ce qui concerne les Triazoles à 35% de taux de croissance à 0,1 ppm et à 75 % du témoin, pour les Strobilurines selon les recommandations du FRAC (Knight et al., 2002 [17]).

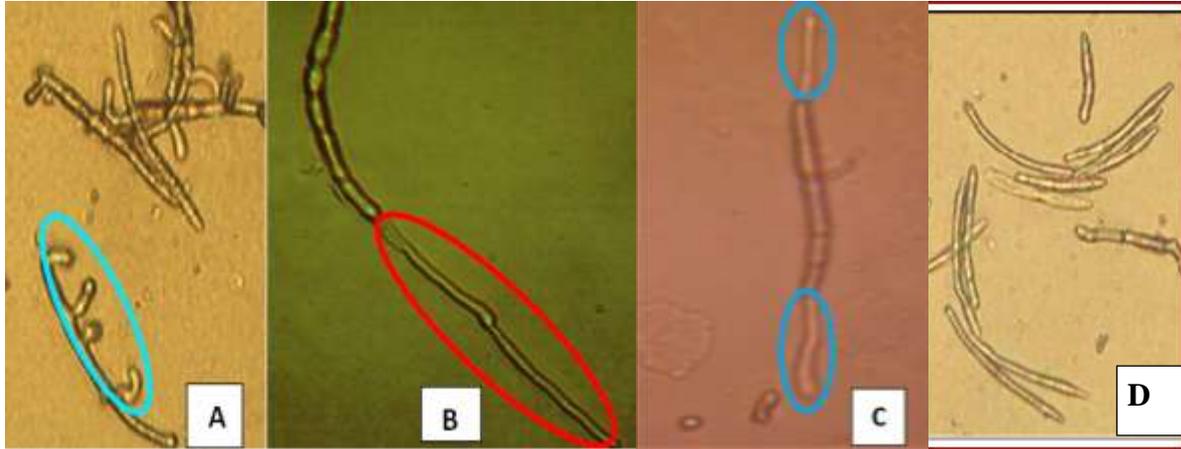


Figure 1:- Exemples de conidies à tubes germinatifs déformés(A), germés normale (B), réduits (C) et des conidies non germées (D).

Resultats :-

Etat sanitaire des plantations

Toutes les plantations visitées sont suivies par des équipes phytosanitaires. En général dans la plupart des plantations, le désherbage et le drainage sont mieux contrôlés. De même, l'état nutritionnel des plantations à vue d'œil semble très satisfaisant et les parties nécrosées des feuilles sont régulièrement supprimées. Le suivi de l'état sanitaire des plantations lui aussi est régulier grâce aux équipes phytosanitaires qui sont chargées de suivre l'état d'évolution de la maladie dans les plantations de façon stricte avec des données numérisées.

Fongicides utilisés dans les différentes zones de production

La succession mensuelle des applications de fongicides en bananeraies montre que différentes matières actives sont utilisées soit simultanément soit les uns après les autres (**Tableau II**) de septembre 2016 à février 2017. Dans les plantations SAKJ (Aboisso), le fongicide Thirame (Banguard) est utilisé chaque mois en alternance avec deux autres fongicides (Chlorothalonil (Balear) et difénoconazole (Difecor) en septembre, Dodine (Sillit) et Chlorothalonil en octobre puis fenpropimorphe (Volley) et difénoconazole dans le mois de novembre).

Dans la plantation ROUCHARD DABOU, mancozeb (Dithane) et Thirame sont utilisés chaque mois. Cependant, en septembre, mancozeb a été utilisé 2 fois en alternance avec Thirame tandis que ce dernier a été utilisé 2 fois en novembre. A BATIA et MOTOBE BASSAM, Chlorothalonil a été utilisé 2 fois respectivement en septembre et février 2017.

Tableau II :- différents fongicides utilisés dans les plantations de septembre 2016 à février 2017.

Plantations		Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	Jan-2017	Févr-2017
Aboisso SAK AJ	ELIMA, DICONNE, DIBY, SBMK	Chlorothalonil Thirame Difénoconazole	Dodine, Chlorothalonil, Thirame	Thirame, Fenpropimorphe, Difénoconazole			
ROUCHARD ATINGUE		Mancozeb, Thirame Mancozeb	Epoxiconazole + Fenpropimorphe, Mancozeb Thirame	Mancozeb, Thirame (2) Dodine	Mancozeb, fenpropimorphe + Difénoconazole Thirame		
EGLIN	AGBOVILLE	Difénoconazole Spiroxamine	Epoxiconazole	Fenpropimorphe + pyraclostrobine			

	AZAGUIE	Cumora Impulse	Epoxiconazole				
BATIA		Fenpropimorphe + pyraclostrobine, Fenpropimorphe Chlorotalonil (2) Pyriméthanil	Pyriméthanil				
SPDCie DABOU						Difénoconazole	Spiroxamine
MOTOBÉ BASSAM					Difénoconazole Spiroxamine	Mancozeb Thirame	Chlorothalonil (2)

Comet plus : m. a.= fenpropimorphe+ pyraclostrobine, Folicur : m. a.= triadimefon, Opal : m. a = époxiconazole, Volley : m. a. = fenpropimorphe, Impulse : m. a.= spiroxamine, Dithane : m. a = mancozeb (multi sites), Balear : m. a.= Chlorothalonil (multi sites), Difecor : m. a.= difénoconazole, Ecran : m. a.= propiconazole, Pyrus : m. a. = Pyriméthanil, Cumora : m. a. = boscalid, Syllit : m. a. = Dodine, Psycho : m. a. = difénoconazole, Banguard : m. a. = Thirame (2) : fongicideutilisé deux fois dans le mêmemois.

m. a. : matière active, **EC** : Concentré Emulsionnable ; **EW** : Emulsion Aqueuse ; **OL** : Liquide miscible à l'huile ; **SC** : Suspension Concentrée ; **OD** : Poudre à dispersion dans l'huile ; **WG** Granulé Auto-dispersible.

Croissance moyennes des tubes germinatifs des conidies de *M. fijiensis* des plantations visitées:

Les mensurations au microscope montrent que les longueurs moyennes des tubes germinatifs des conidies sans fongicide varient d'une plantation à une autre. Elles sont comprises entre 63 μm et 103 μm . Les longueurs des tubes les plus élevées proviennent de ROUCHARD (Dabou) et les plus faibles de DICONNE (Aboisso) (**Figure 2**).

A l'analyse des longueurs moyennes des tubes germinatifs, il se dégage cinq 5 groupes homogènes statistiquement différents.

1. Le groupe 1 avec ROUCHARD (103 μm) et EGLIN AGBOVILLE (101 μm),
2. Le groupe 2 avec BATIA (88 μm), SPDCie (87 μm), et ELIMA (81 μm),
3. Le groupe 3 composé d'ELIMA (81 μm), SIAPA (74 μm), EGLIN AZAGUIE (73 μm), AKRESSI (72 μm), DIBY (72 μm), SBMK (72 μm) et EGLIN MOTOBÉ (70 μm)
4. Le groupe 4 est constitué de SIAPA, EGLIN AZAGUIE, AKRESSI, DIBY, SBMK, EGLIN MOTOBÉ et du SAUVAGE (70 μm),
5. Et le groupe 5 comprend EGLIN AZAGUIE, AKRESSI, DIBY, SBMK, EGLIN MOTOBÉ SAUVAGE et DICONNE (63 μm).

Au niveau des plantations telles qu'Elima (81 μm) qui est intermédiaire entre b et c, il n'y a aucune différence significative entre les groupes b et c, il en est de même pour SIAPA (74 μm) qui est intermédiaire entre c et d où aucune différence significative n'est notable entre c et d. Le même cas se présente pour le groupe de plantation EGLIN AZAGUIE, AKRESSI, DIBY, SBMK et EGLIN MOTOBÉ qui sont toutes intermédiaire entre c, d et e ainsi il n'y a aucune différence significative entre c, d et e (**Figure 2**).

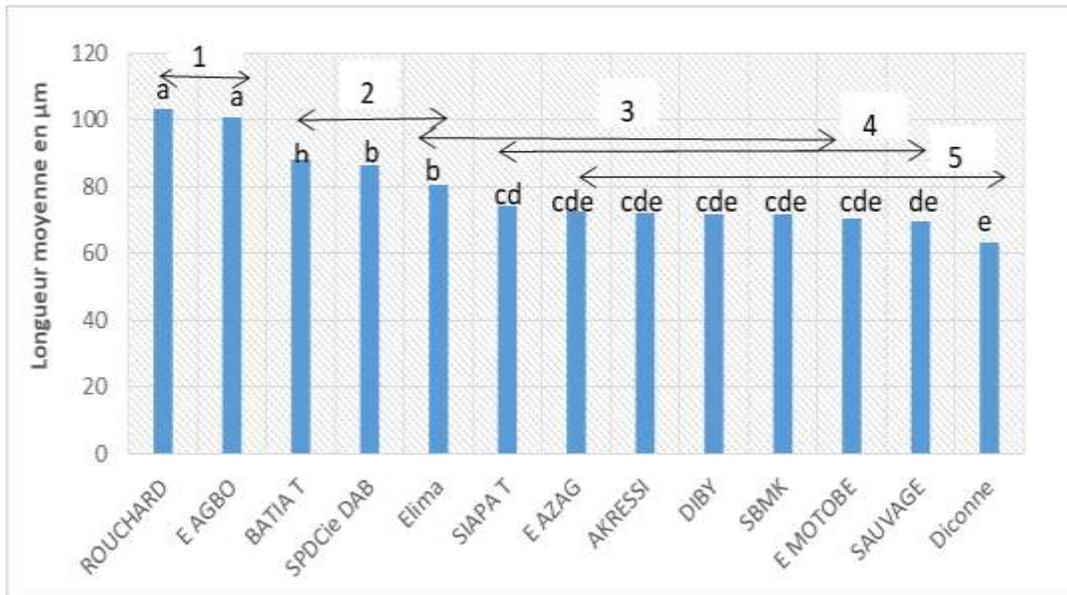


Figure 2:- Longueur moyenne de croissance des tubes germinatifs des conidies de Mycosphaerella fijiensis des différentes plantations sur milieu gélosée sans fongicides (témoins).

Effets des fongicides sur la germination des conidies:

Effets des Triazoles:

L'action des Triazoles sur la croissance des tubes germinatifs des conidies est moyenne dans l'ensemble des plantations.

Sensibilité des conidies aux triazoles:

Sensibilité au difénoconazole : les taux de croissance des tubes germinatifs des conidies des plantations Elima (28%),ROUCHARD (31%) et SPDCie à DABOU (33%), EGLIN AGBOVILLE (34%), BATIA et SIAPA (34%) sont en dessous du seuil de résistance (35%) alors que ceux des autres plantations lui sont supérieurs. Bien qu'étant en dessous du seuil de résistance, les taux de croissance de ces conidies lui sont très proches. L'échantillon sauvage (49 %) serait aussi résistant (Figure 3).

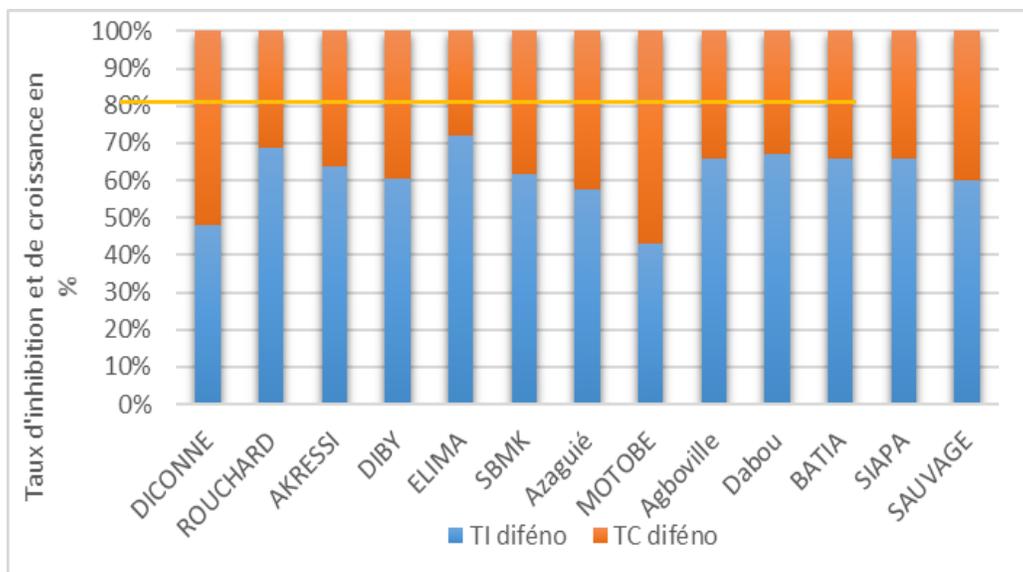


Figure3 :Taux d'inhibition et de croissance des conidies de Mycosphaerella fijiensis sur milieu gélosés amendés de difénoconazole à 0,1 ppm

Sensibilité au tébuconazole : pour cette triazole, les taux de croissance de tous les échantillons sont supérieurs au seuil de résistance (**Figure 4**). Donc toutes les conidies sont résistantes au Difénoconazole.

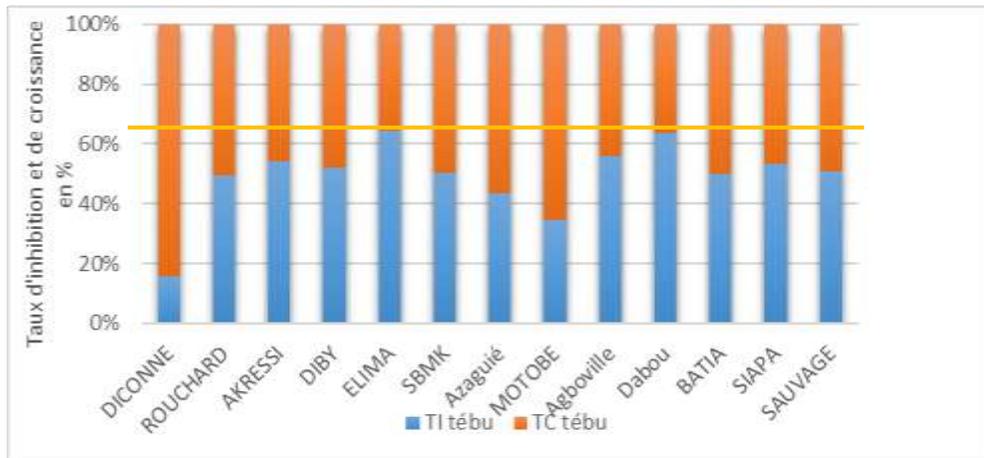


Figure 4:- Taux d'inhibition et de croissance des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieu gélosés amendés de tébuconazole à 0,1 ppm.

Sensibilité à l'époxyconazole : hormis les plantations ROUCHARD (29%) et BATIA (35%), toutes les conidies, même les sauvages (37 %) ont un niveau de croissance supérieur au seuil de résistance. Il faut noter que les conidies de ROUCHARD ont un taux d'inhibition certes en dessous du seuil mais pas trop éloigné du seuil par contre celui de BATIA lui est égal

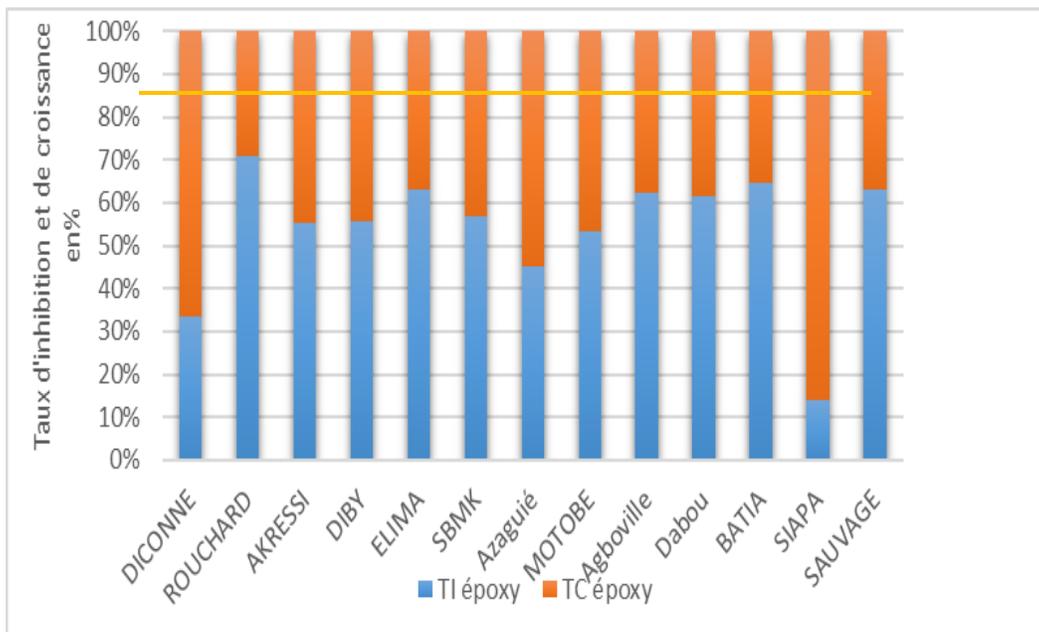


Figure 5:- Taux d'inhibition et de croissance des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieu gélosés amendés d'époxyconazole à 0,1 ppm.

Sensibilité des conidies aux Strobilurines

Pour le Trifloxystrobine, seules les plantations DICONNE (81%) et AKRESSI (78%) ont des conidies ayant des taux de croissance de leurs tubes germinatifs supérieurs au seuil qui est de 75% (**Figure 6**).

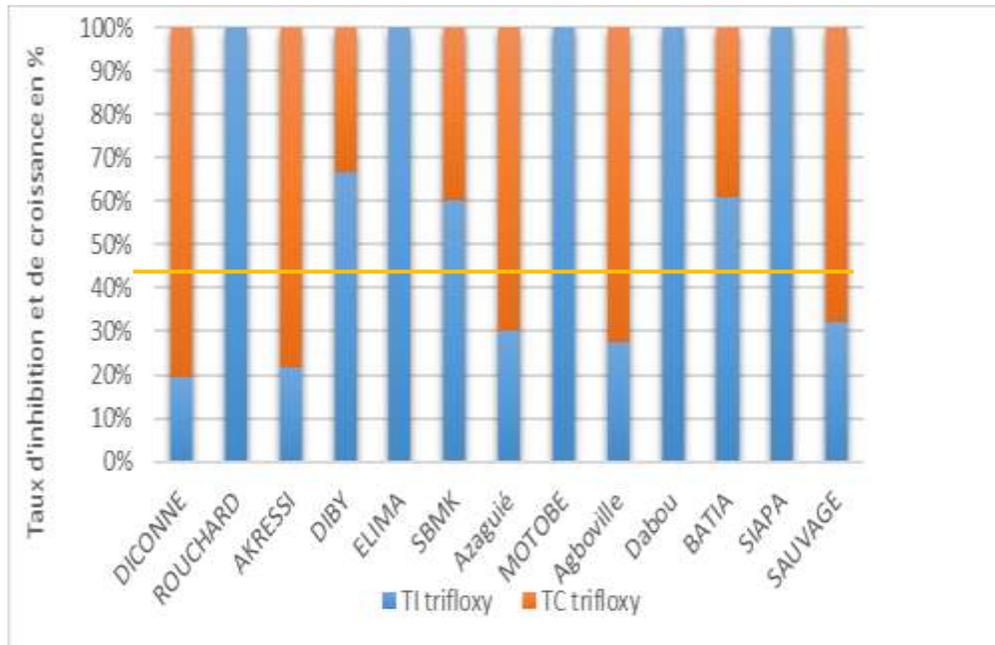


Figure 6:- Taux d’inhibition et de croissance des conidies de Mycosphaerella fijiensis sur milieux gélosés amendés de Trifloxystrobine à 0,1 ppm.

Concernant l’Azoxystrobine, c’est uniquement les conidies de la plantation DICONNE (83%) qui possède un taux de croissance de tubes germinatifs plus élevé que le seuil de résistance (**Figure 7**).

Les échantillons de DICONNE et AKRESSI résistent à la trifloxystrobine et seul l’échantillon de DICONNE a montré une résistance à l’azoxystrobine.

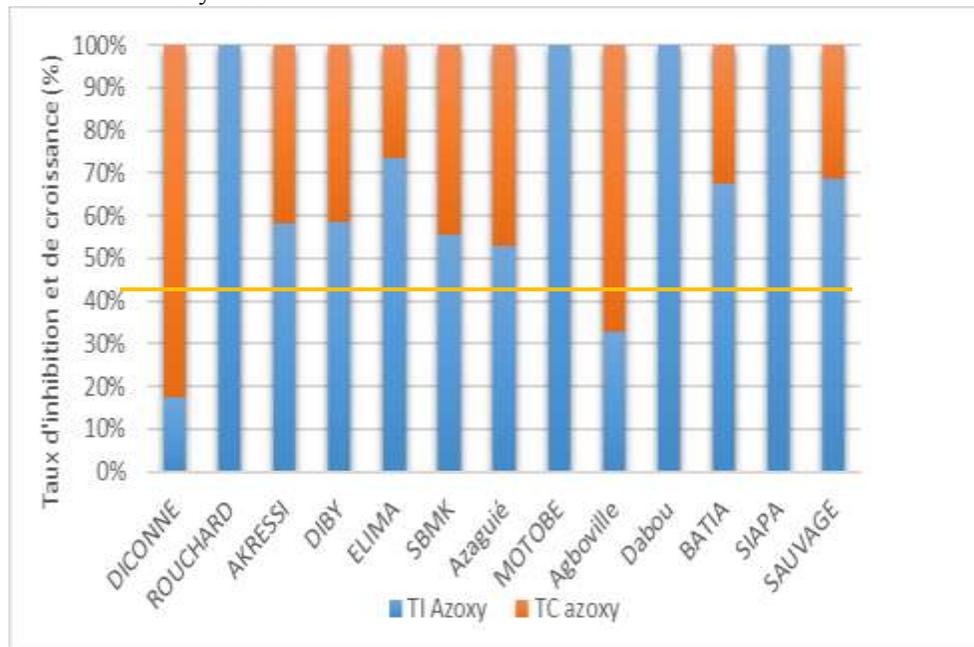


Figure 7:- Taux d’inhibition et de croissance des conidies de Mycosphaerella fijiensis sur milieux gélosés amendés d’Azoxystrobine à 1s ppm.

Sensibilité des conidies aux Benzimidazoles:

Pour la majorité des plantations, le taux de germination normale est nul à l'exception de MOTOBE où il est de 14% et de BATIA avec 1% et dans l'ensemble aucune plantation n'a atteint le seuil de résistance qui est de 20% même si MOTOBE y est proche (**Figure 8**).

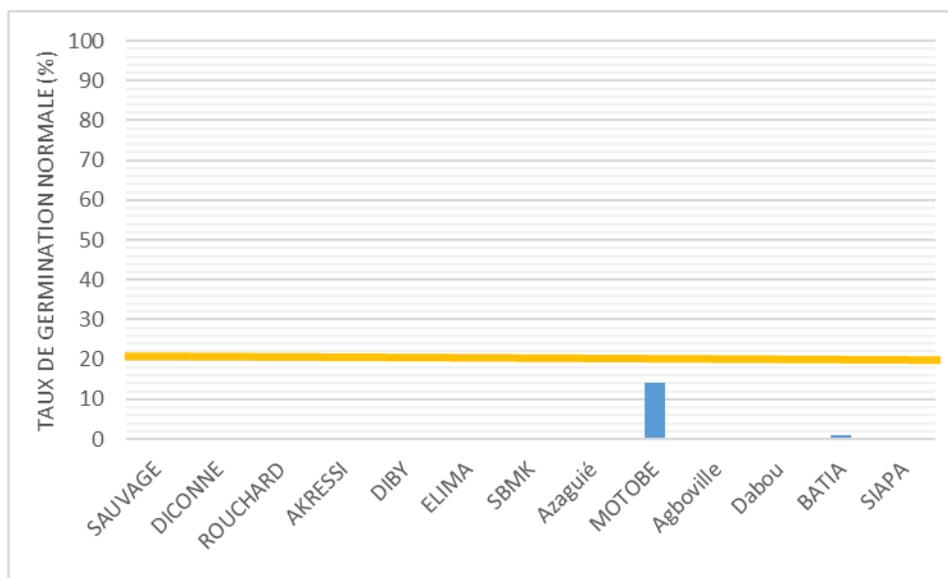


Figure 8 :- Taux de germination normale des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* sur milieux gélosés amendés de Benzimidazoles à 5 ppm.

Discussion:-

Dans l'ensemble pour toutes les plantations, il y a une bonne maîtrise des observations de la maladie sur le terrain conformément aux recommandations sur le respect de la technique de la lutte par avertissement selon **Kermarrec (1990 [18])**. Notamment la suppression des parties nécrosées des feuilles atteintes de la cercosporiose et le suivi de l'état d'évolution de la maladie etc... L'état sanitaire des plantations est bon dans l'ensemble. Les bordures des plantations sont dégagées. L'enherbement est moyennement contrôlé. Les drains sont curés dans l'ensemble des plantations, seule la succession des fongicides reste à revoir car il existe des plantations dans lesquelles les mêmes fongicides sont utilisés de façon récurrente (Thirame dans les plantations SAKJ et Thirame et Mancozeb dans la plantation ROUCHARD) et dans le cas des fongicides de contact, il n'existe pas de risque de résistance mais plutôt de toxicité. Tous ces acquis sont le fruit de campagnes successives de Monitoring cercosporiose qui ont permis un suivi strict des plantations depuis son institution. L'observation au champ s'est aussi intéressée à l'examen et la détection régulière des foyers d'infection qui permettent un meilleur contrôle de la maladie sur le terrain, par l'élaboration de courbes d'état d'évolution, du choix de la famille de fongicides et de la mise en œuvre des applications des fongicides. Les éléments observables tels que les microclimats variant d'une zone à l'autre, les cours d'eau, les retenues d'eau pour l'irrigation, et les canaux de drainage pourraient expliquer la variation de l'état d'évolution de la cercosporiose. Mais avec la présence d'équipes phytosanitaires et d'équipements appropriés il peut y avoir une meilleure gestion de la maladie.

L'utilisation de plusieurs fongicides au cours d'une même application dans certaines plantations (Fempropimorphe + Difénoconazole en décembre puis l'époxiconazole + Fempropimorphe en Octobre à ROUCHARD DABOU) constitue un danger pour l'ensemble des plantations locales car cela peut entraîner l'émergence de souches résistantes difficiles à gérer. En effet les deux fongicides associés dans chaque cas sont des inhibiteurs de la biosynthèse des stérols donc pas de raison valable pour faire cette combinaison. Nos résultats sont conformes avec ceux d'**Essoh (2014 [19])** qui montre qu'au Cameroun l'utilisation intensive de certains fongicides a entraîné l'émergence rapide et la généralisation de la résistance chez les populations de *M. fijiensis* et une perte de contrôle de la maladie. La résistance peut également être le résultat d'utilisation répétée d'un même fongicide ou d'une utilisation systémique (Thirame dans les plantations SAKJ ABOISSO et Thirame et Mancozeb à ROUCHARD DABOU). Au Cameroun, la généralisation de la résistance aux fongicides a entraîné l'abandon de la stratégie de lutte avec les fongicides systémiques au profit d'une méthode de lutte systématique basée sur des fongicides de

contact (**De Lapeyere De Bellaire et al., 2005 [20]**). On pourrait donc affirmer que la résistance au champ est due à la mauvaise utilisation des fongicides et/ou à l'existence préalable de souches mutées dans les populations présentes de champignons qui avec la diminution des autres souches sensibles aux fongicides ont proliférés.

En somme, les observations au champ ne peuvent permettre d'affirmer la présence de souches résistantes, mais plutôt de la gravité de la maladie. C'est pour cela qu'une analyse au laboratoire est nécessaire.

Ainsi des analyses au laboratoire, il ressort que :

La vitesse de croissance des tubes germinatifs des conidies sans fongicide est variable d'une plantation à l'autre. Il existerait donc une variabilité certaine au sein des populations locales du champignon. Quatre groupes ont été mis en évidence en fonction de la vitesse de croissance des tubes germinatifs des conidies.

Tubes germinatifs à croissance rapides (ROUCHARD avec 103 μm en 48 heures et EGLIN Agboville 101 μm),

Tubes germinatifs à croissance moyenne (Compris entre 88 μm pour BATIA et 81 μm pour Elima),

1. Tubes germinatifs à croissance intermédiaire (compris entre 74 μm pour SIAPA et 70 μm pour le Témoin),
2. Tubes germinatifs à croissance lente (DICONNE 63 μm).
3. Les conidies provenant des plantations de la zone d'Aboisso ont des longueurs des tubes germinatifs très proches (ces plantations appartiennent à une même société de production et donc ont le même programme de traitement)
4. Par contre les tubes germinatifs des conidies des deux plantations de la zone de Tiassalé n'ont pas les mêmes vitesses de croissance (elles appartiennent à deux sociétés de production différentes avec différents programmes de traitements)

Les zones à forte humidité et à luminosité faible sont favorables à une croissance rapide des conidies (**Etebuet al., 2005 [21]**), c'est le cas de ROUCHARD à Atingué.

Le taux de germination normale des conidies des *Mycosphaerella fijiensis*, à la concentration de 5 ppm de méthyl-thiophanate est nul dans presque toutes les plantations à l'exception de MOTOBE (14%) où il n'est pas très éloigné du seuil de résistance et à BATIA (1 %) où il est très faible. Il est aussi nul pour l'échantillon sauvage. Ces résultats sont conformes à ceux de la dixième campagne Monitoring selon lesquels les Benzimidazoles ont eu un bon niveau d'efficacité sur les conidies exceptées celles d'EGLIN MOTOBE (27,4 %) (**Kobenanetal., 2013 [22]**). Ainsi les fongicides de la famille des Benzimidazoles utilisés ont une efficacité *in vitro* très remarquable sur la germination des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* quelle que soit la zone de prélèvement. La sensibilité de ce champignon à ce fongicide (méthyl-thiophanate) serait due au fait que cette famille (Benzimidazoles) serait rarement utilisée dans la majorité des plantations étudiées. Par contre sur la plantation de MOTOBE, cette famille de fongicides doit être utilisée avec beaucoup de précautions pour éviter une résistance éventuelle. Ainsi, pour toutes les plantations, il est important de continuer à surveiller l'efficacité des Benzimidazoles au champ à cause de leur action unisite (**Cronshaw et Akers, 1989 [23]**). Ce fait peut induire à tout moment des souches pathogènes résistantes, si cette famille de fongicide est utilisée de façon abusive comme en Amérique Centrale deux ans seulement après son introduction (**Mourichon, 1995 [24]**).

Les Triazoles à la concentration de 0,1 ppm qui est la référence au champ, l'efficacité varie d'une plantation à une autre et selon le fongicide utilisé

Pour le difénoconazole, à la concentration de 0,1 ppm, seules les plantations ROUCHARD (31%), ELIMA (28%), EGLIN Agboville (34%), SPDCie (33%), BATIA (34%) et SIAPA (34%) ont un taux de croissance des tubes germinatifs des conidies en dessous du seuil de résistance (35%). Donc les conidies venant des autres plantations (DICONNE, AKRESSI, DIBY, SBMK, EGLIN AZAGUIE, et MOTOBE) ainsi que l'échantillon sauvage ayant un taux de croissance supérieur à 35% sont résistantes au difénoconazole.

Pour le tébuconazole, à la concentration de 0,1 ppm les taux d'inhibitions de toutes les conidies sont en dessous du seuil de résistance (65%). Donc les conidies issues de toutes les plantations sont résistantes au tébuconazole.

Pour l'époxyconazole, la plupart des conidies ont des taux de croissance plus élevés que le seuil de résistance (35%) à l'exception de ROUCHARD (29%) et de BATIA (35%). Au vu de ces résultats, nous pouvons dire que toutes les souches testées à l'époxyconazole sont résistantes à l'exception de celles de ROUCHARD.

En général, l'on remarque que les conidies qui ont une vitesse de croissance rapide sur milieu sans fongicide sont plus sensibles aux Triazoles. Cela sous-entend qu'il pourrait exister un lien entre la vitesse de croissance, des tubes germinatifs, les modes de traitements et la sensibilité des conidies.

Au vu des résultats de la dixième campagne du Monitoring (**Kobenanet al., 2013 [22]**), selon lesquels CDBCI Tiassalé (actuelle BATIA) a été la seule plantation, qui a eu un taux d'inhibition (64,4 %) en deçà du seuil de résistance (65 %), nos résultats devraient interpeller les producteurs quant à l'usage des triazoles. En effet, notre étude a révélé une perte d'efficacité de cette famille de fongicide au laboratoire. Cette perte d'efficacité pourrait être due à une utilisation répétée des Triazoles. Il serait donc souhaitable de suspendre leur utilisation.

Concernant les Strobilurines, pour le trifloxystrobine, les conidies des plantations DICONNE (81%) et AKRESSI (78%) ont des taux de croissance de tube germinatif supérieurs au seuil de résistance (75%). Les conidies de ces plantations sont donc résistantes à cette matière active. L'azoxystrobine s'est révélée inefficace seulement à DICONNE avec un taux de croissance de 83% supérieur au seuil qui est 75%. Seules les conidies de DICONNE sont résistantes à l'azoxystrobine. Cela signifie que les Strobilurines ont une bonne efficacité sur la germination des tubes germinatifs des conidies dans l'ensemble et cela est conforme aux résultats de la dixième campagne Monitoring (**Kobenanetal., 2013 [22]**) qui ont révélé que les Strobilurines inhibent considérablement la germination des conidies (0 % et 69,86 %).

Conclusion:-

Notre étude a été menée en deux phases, celle de l'observation au champ et l'autre de l'analyse au laboratoire. La première qui consistait à faire des observations au champ nous a permis de constater un bon état sanitaire de l'ensemble des plantations et un suivi régulier des plantations, mais une mauvaise utilisation des fongicides dans certaines plantations malgré les nombreux avertissements. L'analyse au laboratoire a contribué à la mise en évidence d'une perte d'efficacité des Triazoles dans la majorité des plantations. Et un bon niveau de sensibilité des conidies de *Mycosphaerella fijiensis* aux Strobilurines et aux Benzimidazoles sur l'ensemble des plantations, les Benzimidazoles ont surtout été efficaces sur toutes les souches. Toutes fois, il convient de suivre les Strobilurines de très près car elles montrent des niveaux de résistances préoccupants des souches d'AKRESSI avec 78% de taux de résistance au trifloxystrobine, mais surtout celles de DICONNE qui ont des taux de résistances de 81% au trifloxystrobine et 83% à l'azoxystrobine.

Remerciements:-

Nos remerciements vont à l'endroit des planteurs pour leur coopération et du FIRCA (Fonds Interprofessionnel pour la Recherche et le Conseil Agricole) pour son aide financière.

Références:-

1. Stover R. H., 1980. - Sigatoka leaf spot of bananas and plantains. *PlantDisease* 64: 750-755.
2. Pasberg-gauhl C, and Gauhl F, 2000. - Response to east African Highland Bananas to black leaf streak sigatoka and *Cladosporium* leaf speckle under tropical humid forest and conditions in West Africa. In: *Banana and Plantain for Africa*. K. Craenen et al (Eds). Proc. I. Int. Symp Acta Hort. 540 p.
3. Mourichon X., and Fullerton R, 1990. - Geographical distribution of two species *Mycosphaerella musicola* Leach (*Cercosporomusae*) and *M. fijiensis* morelet (*Cercospora fijiensis*), respectively agents of Sigatoka and Black leaf streak diseases in bananas and plantains. *Fruits* 45: 213-218
4. Camara B.-2011.- Caractérisation des parasites fongiques foliaires et telluriques en Côte d'Ivoire chez les bananiers (*Musa* sp.) et recherche de méthodes de lutte. Thèse de Doctorat Unique. Laboratoire de Physiologie Végétale, UFR biosciences, Université de Cocody-Abidjan. 219 p
5. Ramsey MD, Daniells JW, Anderson VJ, 1990.- Effects of sigatoka leaf spot (*Mycosphaerellamusicola* Leach) on fruit yield, field ripening and greenlife of bananas in North Queensland. *Scientia Horticulturae* 41: 305-313
6. Chillet M, Abadie C, Hubert O, Chilin-Charles Y, de Lapeyre de Bellaire L, 2009.-Sigatoka disease reduces the green life of bananas. *Crop Protection*, 28 (1): 41-45
7. Brent K. J., 1995. - Fungicide Resistance in Crop Pathogens, How Can it be Managed. Global Crop Protection Federation, FRAC Monograph No. 1 (second, revised edition) Brussels, Belgium p 60.
8. Scheinplug H., 1987. - Fungal resistance to sterol biosynthesis inhibitors: a new challenge. *Plant Disease*,71, 1066-1074.

9. Ma Z., Michailides T. J., 2005.-Advances in understanding molecular mechanisms of fungicide resistance and molecular detection of resistant genotypes in phytopathogenic fungi. *Crop Protection*,24, 853-863.
10. Essoh N. J., De Lapeyre De Bellaire L. et Foure E., 2006. - La lutte chimique raisonnée contre la maladie des raies noires des bananiers au Cameroun : évolution de la résistance des fongicides. In : 8^{ème} Conférence Internationale sur les maladies des plantes. 8, 2006-12-05/2006-12-06, Tours, France.
11. Ganry J. et Laville E., 1983.- Les cercosporioses des bananiers et leurs traitements. Evolution des méthodes de traitements : 1) - Généralités, 2) - traitements fongicides, 3) - avertissement. *Fruits*, 38 (1) : 3 - 20 et 38 (2) : 75 - 82.
12. Gnonhoui G. P., Adiko A., Kobenan K. et Ake S., 2009.- Longévité des bananeraies industrielles en relation avec le parasitisme des nématodes *Radopholus similis* et *Pratylenchus coffeae* en Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences* 19 : 1100 – 1111 ISSN 1997–5902
13. Fouré E., 1984.- Etude de la sensibilité variétale des bananiers et des plantains à *Mycosphaerella fijiensis* Morelet et de quelques caractéristiques biologiques de la maladie au Gabon. *Fruits* 39, 365-378.
14. Kobenan K., Traoré S. et Essis B., 2009.- Niveaux de sensibilité du champignon responsable de la cercosporiose noire aux fongicides systémiques dans les plantations industrielles de bananiers en Côte d'Ivoire en 2008. Premier rapport d'étape Convention FIRCA/CNRA. Abidjan (Côte d'Ivoire) 22p.
15. Van Den B (Joanna)1989.- Méthode de surveillance des populations de *Mycosphaerella musicola*, devenant plus ou moins résistantes aux fongicides utilisés dans les bananeraies martiniquaises. *Fruits*,44 (11) 599-602.
16. Essis B, Kobenan K, Traoré S, Koné D et Yatty J., 2010.- Sensibilité au laboratoire de *Mycosphaerella fijiensis* responsable de la cercosporiose noire des bananiers vis-à-vis des fongicides couramment utilisés dans les bananerais ivoiriennes. *JAPS* 7 : 822-833.
17. Knight S., Wirz M., Amil A., Hall A. et Shaw M. 2002. - The role of managing resistance to fungicides in maintaining strategies to control black leaf streak diseases. In: L. Jacome, P. Lepoivre, D. Marin, R. Ortiz, R. Romero and J. V. Escalant editors, Pp303 – 307 *Mycosphaerella* leaf spot diseases of bananas: present status and outlook. Proceeding of the 2nd International workshop on *Mycosphaerella* leaf spot diseases held in San José Costa Rica, 20 – 23 May 2002
18. Kermarrec D., 1990.- L'avertissement cercosporiose. Lutte contre la cercosporiose jaune du bananier sur avertissement biologique. Manuel du planteur. Abidjan (Côte d'Ivoire): CIRAD-IRFA, 81 p
19. Essoh N. J., 2014.- Sélection et évolution de la résistance aux fongicides systémiques chez *Mycosphaerella fijiensis* agent causal de la maladie des raies noires des bananiers. Thèse de Doctorat. Centre international d'études supérieures en sciences agronomiques, Montpellier (France), 144p.
20. De Lapeyre de Bellaire L., Ngando E. J. et Fouré E., 2005.- Evolution de la résistance aux fongicides utilisés pour lutter contre la maladie des raies noires dans les plantations Agro-industrielles des bananes au Cameroun. 1^{er} symposium international sur la protection intégrée des cultures dans la zone CMAC, systématique et diagnostic des maladies, 6-9 décembre 2005. Dschang, Cameroun, 30 p.
21. Etebu E., Pasberg-Gauhl C., Gauhl F. et Daniel-Kalio L., 2005.- Effet de la lumière et de la circulation de l'air dans la sporulation et la croissance de *Mycosphaerella fijiensis*. *Info musa*, 171p.
22. Kobenan K., Traoré S. et Essis B., 2013.- Niveaux de sensibilité du champignon responsable de la cercosporiose noire aux fongicides systémiques appliqués sur les bananiers en plantations industrielles en Côte d'Ivoire en Mars 2013. Dixième rapport d'étape Convention FIRCA/CNRA MONITORING CERCOSPORIOSE DU BANANIER. Abidjan (Côte d'Ivoire), 34p
23. Cronshaw D. K. et Akers A., 1989. - Mode of action of tridemorph and sensitivity of *Mycosphaerella fijiensis*. In: Fullerton; R.A. et Stover; R. H. Sigatoka leaf spot diseases of Bananas, proceedings of an international workshop, San José, Costa Rica, 28 Mars – 1 Avril 1989.
24. Mourichon X., 1995. - Les cercosporioses des bananiers et plantains : éléments sur la biologie des interactions et les stratégies de lutte. In : Savary Serge (ed.). Modélisation en protection des cultures. Paris : ORSTOM, 1995, (Colloques et Séminaires). Modélisation en Protection des Cultures : Séminaire International, Montpellier (France), p. 83-91.