

ÉVALUATION DU COMPORTEMENT DES CULTIVARS LOCAUX DE PLANTAIN VIS-A-VIS DE *MYCOSPHAERELLA FIJIENSIS*, MORELET AGENT CAUSAL DE LA CERCOSPORIOSE NOIRE AU SUD-BÉNIN

E. C. TOGBÉ*, A. F. AHOHOUEUDO*, A. F. DEGBE* & B. C. AHOHUENDO*

* Unité de Recherche en Phytopathologie, Laboratoire de Biologie Végétale, Ecole des Sciences et Techniques de Production Végétale, Faculté des Sciences Agronomiques, Université d'Abomey-Calavi, 01 BP 526 Recette Principale, Cotonou 01, Tél. : (+229)96693699, République du Bénin - email : euloge.togbe@yahoo.fr

RÉSUMÉ

La cercosporiose noire dont l'agent causal est le champignon *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, est une maladie qui sévit sur les plantains dans toutes les zones de production au Bénin. Cette maladie provoque des nécroses, un dessèchement du limbe, une diminution de la surface foliaire active, un ralentissement et une diminution de la croissance du plant, la maturation précoce des fruits et la perte des rendements. L'objectif de l'étude était d'évaluer le comportement des cultivars locaux de plantain vis-à-vis de la cercosporiose noire. Kpahissi, Aloğa à chair jaune, Aloğa 2 mains, Aloğa 2 régimes, Gnivlan et deux cultivars témoin dont Orishélé témoin sensible et Pita3 témoin résistant, et cinq cultivars locaux de plantain ont été inoculés par une souche de *Mycosphaerella fijiensis*. Le temps de développement de la maladie, la période d'incubation et l'indice de sévérité ont été évalués. Les résultats ont montré une variation du comportement des cultivars locaux vis-à-vis de cette maladie, le cultivar Kpahissi étant le plus sensible et Aloğa 2 mains le plus tolérant. La plus courte période d'incubation a été enregistrée (14,33±0,28 jours) avec le cultivar Orishélé plus sensible, alors que le cultivar Pita 3, plus résistant, a eu la période d'incubation la plus élevée (36,5±0,40 jours). Les cultivars Orishélé, Aloğa à chair jaune, Gnivlan, Kpahissi, Aloğa à 2 régimes ont atteint le stade 5 de la maladie (apparition des tâches grises au centres sec) entre le 48^{ème} et le 52^{ème} jour après l'inoculation, alors que les cultivars Aloğa 2 mains et Pita 3 n'ont présenté aucun stade évolué de la maladie. Ces résultats suggèrent que Kpahissi est le cultivar le plus sensible à la cercosporiose noire, et Aloğa 2 mains, plus tolérant. Le cultivar Aloğa 2 mains peut être recommandé aux producteurs en vue de réduire significativement les pertes de récolte dues à la cercosporiose noire.

Mots clés : Cercosporiose noire, *Mycosphaerella fijiensis*, cultivars sensibles, sévérité.

ASSESSMENT OF LOCAL PLANTAIN CULTIVARS BEHAVIOR AGAINST *MYCOSPHAERELLA FIJIENSIS* MORELET, CAUSAL AGENT OF BLACK SIGATOKA IN SOUTHERN BÉNIN

ABSTRACT

Black Sigatoka, whose causative agent is the fungus *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, is a disease that affects plantains in all production areas in Benin. This disease causes necrosis, desiccation of the leaf blade, a decrease in active leaf area, a slowdown and decrease in plant growth, early fruit maturity and therefore loss of yields. The objective of the study was to evaluate the behaviour of local plantain cultivars towards black Sigatoka. Kpahissi, yellow-fleshed Aloğa, two-handed Aloğa, two-bunched Aloğa, Gnivlan and two control cultivars including susceptible control Orishélé and resistant control Pita 3, five local plantain cultivars were inoculated with a strain of *Mycosphaerella fijiensis*. Disease development time, incubation period and severity index were evaluated. Results showed a variation in the behaviour of local cultivars towards this disease, the cultivar Kpahissi being the most susceptible, and Aloğa, the most tolerant to black Sigatoka. The shortest incubation time (14.33±0.28 days) was recorded with Orishélé while the highest incubation period (36.5±0.40 days) was recorded with Pita 3. The cultivars Orishélé, Aloğa with yellowish flesh, Gnivlan, Kpahissi, Aloğa with two bunches reached stage 5 of the disease (appearance of grey spots in the dry center) between 48 and 52 days after inoculation; while Aloğa two hands and Pita 3 did not show an advanced stage of the disease. These results suggest that Kpahissi is the cultivar most susceptible to black Sigatoka, and Aloğa 2 mains, more tolerant. The Aloğa 2 mains cultivar can be recommended to farmers to significantly reduce crop losses due to black Sigatoka.

Keywords : Black Leaf Streak Disease, *Mycosphaerella fijiensis*, sensitive cultivars, severity.

INTRODUCTION

Au Bénin, la production de la banane et du plantain est estimée à 22.167 tonnes en 2018 (FAO, 2019). Le plantain occupe une place de choix dans l'alimentation des populations des pays d'Afrique de l'Ouest et du Centre (Fouepe *et al.*, 2019). Ce produit est consommé principalement sous forme de fruits frais, d'aliments cuits ou transformés, de confiseries et intervient également dans la stabilisation de la bière locale (Chabi *et al.*, 2018). Cependant, le plantain comme toute autre culture, est confronté à de nombreuses contraintes parasitaires telles que la cercosporiose noire causée par le champignon *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, la maladie du Bunchy Top causée par le Banana Bunchy top virus (BBTV), transmis principalement par un aphididae, *Pentalonia nigronervosa* Coquerel, la fusariose causée par le champignon *Fusarium oxysporum f. sp. Cubense* et le nématode *Radopholus similis* Cobb, qui affectent considérablement le rendement (Kassi *et al.*, 2014). Parmi ces contraintes, la cercosporiose noire constitue la maladie foliaire la plus destructrice du plantain et est présente dans toutes les zones de production du plantain (Tuo et al., 2017). Le champignon attaque les feuilles et provoque des lésions foliaires, cause de la diminution des capacités photosynthétiques des feuilles et d'une maturation précoce des fruits. Les pertes de rendement dues à cette maladie sont estimées entre 20 et 50% et peuvent atteindre 100% à partir du deuxième cycle de culture (Zandjanakou-Tachin *et al.*, 2013). Afin de lutter efficacement contre cette maladie, des méthodes de lutte sont utilisées par les producteurs dont l'effeuillage, les pratiques culturales (l'association des cultures, l'utilisation des variétés résistantes, le drainage et le désherbage) et la lutte chimique. Parmi ces méthodes, la lutte chimique est la plus utilisée dans les plantations industrielles avec l'emploi des fongicides de synthèse (Essis *et al.*, 2010). L'utilisation de ces fongicides provoque des effets désastreux pour l'environnement et la santé humaine (Gangemi *et al.*, 2016).

Au Bénin, les producteurs de plantain sont conscients de la présence des symptômes de la cercosporiose noire dans leur plantation (Ahohouendo *et al.*, 2022), mais n'associent pas ces symptômes à une maladie ; du coup très peu de ces producteurs ont développé une méthode de lutte contre la cercosporiose noire (Ahohouendo *et al.*, 2020). La plupart des producteurs pratiquent l'effeuillage comme méthode de lutte et parfois utilisent des variétés tolérantes à la maladie. Parmi ces variétés, Pita 3 et FHIA 21 (des variétés hybrides de plantain) ont été vulgarisées à cause de leur productivité élevée et de leur bonne résistance à la cercosporiose noire (Tenkouano *et al.*, 2019). Malheureusement, très peu de producteurs ont adopté ces variétés. Ce faible taux d'adoption est dû à l'inadéquation entre le paquet technique et technologique de production de la variété et les conditions d'utilisation de cette variété, au contexte local de production et/ou aux besoins des agriculteurs (Mabah *et al.*, 2013; Janvry *et al.*, 2015 ; Angbo-Kouakou *et al.*, 2017). Ainsi, pour lutter efficacement contre cette maladie au Bénin, il est donc nécessaire de sélectionner les cultivars locaux qui présentent une résistance naturelle à

Mycosphaerella fijiensis, facilement adoptables par les producteurs et d'en faire la promotion dans les différentes zones agro écologiques de production du plantain. L'objectif de la présente étude a été d'évaluer la virulence et la sévérité de la cercosporiose noire sur des cultivars locaux de plantain indispensables à la réduction des pertes de la productivité de plantain locale par l'utilisation des cultivars locaux plus résistants à la cercosporiose noire.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

La présente étude s'est effectuée en deux phases dont la première a constitué à produire l'inoculum à partir d'une souche de *Mycosphaerella fijiensis* au niveau du Laboratoire de Biologie Végétale de la Faculté des Sciences Agronomiques (FSA) de l'Université d'Abomey-Calavi (UAC). La seconde a consisté à la mise en place d'un essai sous serre afin d'évaluer le comportement des cultivars locaux vis-à-vis de la cercosporiose noire.

Cadre de l'étude

L'étude a été conduite sous serre à l'Unité de Recherche en Phytopathologie du Laboratoire de Biologie Végétale de la FSA/UAC qui est située au Sud-Bénin dans la commune d'Abomey-Calavi dans le département de l'Atlantique entre les parallèles 6°22' et 6°30' de latitude Nord et les méridiens 2°15' et 2°22' de longitude Est.

Matériel végétal et fongique

Le matériel fongique utilisé a été constitué d'une souche de *Mycosphaerella fijiensis* isolé à partir des feuilles de plantain présentant des lésions foliaires sur la face inférieure de stade 3-4 caractéristiques de la cercosporiose noire.

Le matériel végétal utilisé a été constitué des vivo-plants des 5 cultivars (Aloga à chair jaune, Gnivlan, Kpahissi, Aloga à 2 régimes et Aloga à 2 mains) de plantains locaux les plus adoptés par les producteurs dans les grandes zones de production du plantain au Bénin. Les cultivars témoin sensible Orishélé et témoin résistant FHIA21 à la maladie ont été aussi utilisés comme des témoins de référence dans le cadre de cette étude. Les vivo-plants utilisés ont été produits par la méthode « Plants Issus de Fragment de tiges » (PIF).

Méthodes

Préparations des milieux de culture

Les trois milieux de culture suivants ont été préparés selon la méthodologie utilisée par Traoré (2008) :

- Milieu Agar-Agar : 20 g d'Agar-agar ont été mélangés à 1 litre d'eau distillée. Le mélange a été stérilisé à l'autoclave à 121 °C pendant 15 min et coulé dans des boîtes de Pétri sous hotte à flux laminaire.
- Milieu PDA (Potato Dextrose Agar) : 39 g de PDA (Potato Dextrose Agar) ont été mélangés à 1 litre d'eau distillée et stérilisée à l'autoclave à 121

°C pendant 15 min. Après autoclavage, le milieu a été additionné de 0,80 g de pénicilline et 0,10 g de streptomycine et coulé dans des boîtes de Pétri sous hotte à flux laminaire.

- Milieu de culture " V8" : 200 mL de V8, 0,3 g de carbonate de calcium (Caco 3), 20 g d'Agar-Agar et 800 mL d'eau distillée ont été mélangés et stérilisés à l'autoclave à 121 °C pendant 15 min. Le milieu après l'autoclavage a été additionné de 100 mg de sulfate de streptomycine pour éliminer les bactéries avant d'être coulé dans des boîtes de Pétri.

Isolement du pathogène

L'isolement du champignon *Mycosphaerella fijiensis* a été fait après le piégeage des conidies sur le milieu Agar-agar. En effet, des échantillons de feuilles de plantain présentant les lésions caractéristiques de la cercosporiose noire ont été collectés sur le site expérimental de l'Unité de Recherche en Phytopathologie du Laboratoire de Biologie Végétale de la FSA à Sékou. Ces feuilles ont été découpées en de petits fragments d'environ 1 cm². Les lésions de stade 3-4 repérées sur la face inférieure de ces fragments (Figure 1) ont été légèrement grattées afin de détacher les conidies. Les fragments ont été appuyés contre le milieu Agar- Agar 20 g/L dans des boîtes de Pétri pour piéger les conidies. Les conidies ont été repérées et prélevées sous un microscope optique (grossissement x 10) à l'aide d'un micro scalpel. Elles ont été mises en germination sur milieu PDA (Potato Dextrose Agar) additionné d'acide citrique (2 g/L). Des conidies d'un même échantillon ont été mises dans une boîte de Pétri. La germination a eu lieu entre 4 à 8 jours. Chaque conidie germée représentait un isolat. En cas de contamination le mycélium a été transféré dans une nouvelle boîte de Pétri pour avoir un isolat pur (Traoré, 2008 ; Mora, 2011).

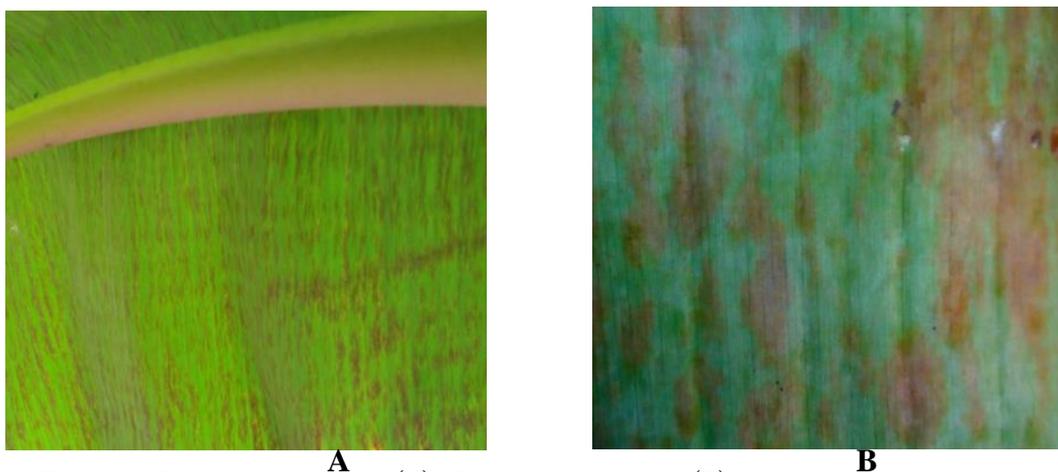


Figure 1. Lésions au stade 3 (A) ; Lésions au stade 4 (B) de la cercosporiose noire

Conservation des souches

Le mycélium a été prélevé et repiqué sur le milieu PDA (Potato Dextrose Agar) dans des tubes à essai en position inclinée. Les tubes ont été exposés pendant dix (10) jours dans une salle d'incubation (à 25 °C) afin d'amorcer la croissance du mycélium. Les tubes ont par la suite été transférés au réfrigérateur à 4°C pour une conservation pour des utilisations futures (Traoré, 2008).

*Production d'inoculum de *Mycosphaerella fijiensis**

Les tubes ont été retirés du réfrigérateur et déposés dans la salle d'incubation à 25 °C pendant 7 jours afin de relancer la croissance du mycélium. L'inoculum a été préparé à partir de colonies pures sur un milieu "V8". Des fragments mycéliens ont été prélevés et broyés dans un mortier en présence de sable de lagune préalablement stérilisé à l'autoclavage. Une quantité de 10 mL d'eau distillée stérile a été ajoutée au broyat dans le mortier. Le mélange a été agité, filtré et soigneusement répandu sur le milieu V8 dans les boîtes de Pétri. Les boîtes de Pétri ont été scellées et conservées à une température de 25 °C. Après 14 jours, le milieu de culture a été prélevé et broyé dans de l'eau distillée stérile. Le broyat a été filtré sur un tamis de 80 µm de diamètre de maille pour éliminer les gros fragments. La concentration de conidies a été vérifiée à l'aide d'une cellule de comptage de Malassez, et l'inoculum (suspension de conidies) a été ajusté au besoin à la concentration de 2.10^5 spores par mL (Traoré, 2008). Il a été ajouté par la suite 0,5 % de gélatine à la suspension pour favoriser l'adhésion des conidies aux limbes des feuilles (Figure 2).



Figure 2. Inoculum de *Mycosphaerella fijiensis*

Dispositif expérimental

L'expérimentation a été conduite sous serre suivant un dispositif en bloc complètement aléatoire avec 1 facteur étudié (cultivars) et 4 répétitions. L'unité expérimentale est constituée de 3 plants de chaque cultivar. Le nombre de plants utilisés pour cet essai est de 84 plants (Figure 3).



Figure 3. Dispositif expérimental

Inoculation des jeunes plants

L'inoculation a été faite sous serre (milieu contrôlé). Les plants au stade 5 à 6 feuilles ont été sélectionnés pour être inoculés. L'inoculation a été réalisée à l'aide de micro-pulvérisateurs. Sur chaque plant les 2 dernières feuilles ont été inoculées sur la face inférieure. Les feuilles ont été maintenues à 50 cm perpendiculairement au jet d'inoculum de manière à ce que la distribution soit homogène. La quantité de l'inoculum est de 2 mL par feuille. Pour éviter la dispersion des conidies sur les autres feuilles de l'étage supérieur, ces dernières ont été recouvertes avec du plastique pendant l'inoculation. Les plants inoculés ont été maintenus sous une couverture dans la serre avec une humidité relative de 100 % pendant une semaine à l'aide d'humidificateur, une photopériode de 12 h et une température jour et nuit respectivement de 28 et 25 °C (Abadie, 2008). Après une semaine, l'humidité a été réduite à 80 % (Figure 4).



Figure 4. Inoculation des feuilles (C) ; Plants inoculés avec un humidificateur (D)

Collecte des données

Les observations ont été effectuées sur les 2 feuilles inoculées entre le 10^{ème} et le 24^{ème} jour après l'inoculation du pathogène avec une fréquence de 2 jours. Les paramètres ci-après ont été évalués sur chaque plant :

- la période d'incubation : a été le temps entre l'inoculation et l'apparition des premiers symptômes, en jours ;
- le temps de développement de la maladie (TDM) : a été le temps qu'il faut à la souche de *Mycosphaerella fijiensis* pour atteindre les lésions de stade 5 sur les 2 feuilles de chaque plant inoculé. ;
- l'indice de sévérité (IS) de chaque plant, évalué sur les 2 feuilles : a été calculé selon la formule suivante à chaque collecte de donnée (Carlier *et al.*, 2002) :

$$IS = \frac{\sum n.b}{(N-1)T} \times 100,$$

Où : *n* est le nombre de feuilles pour chaque degré de l'échelle, *b* est le degré de l'échelle, *N* est le nombre de degré de l'échelle et *T* est le nombre total de feuilles évaluées (Tableau 1).

Tableau 1. Echelle d'évaluation du développement des symptômes sur des plants *Musa* obtenus par PIF et inoculé avec suspensions mycéliennes de *Mycosphaerella fijiensis* sous serre

Stade	Description
0	Symptômes foliaires pour la plupart absents
1	Taches rougeâtres sur la face inférieure des feuilles. Pas de symptômes sur la face supérieure.
2	Taches circulaires rougeâtres régulières ou irrégulières sur la face inférieure des feuilles. Pas de symptômes sur la face supérieure.
3	Taches circulaires marron clair régulières ou diffuses sur la face supérieure des feuilles.
4	Taches circulaires noires ou brunes, éventuellement avec un halo jaune ou une chlorose du tissu adjacent sur la surface supérieure des feuilles. Zones de tissu vert parfois présentes.
5	Taches noires avec centre sec ou couleur grise. Feuilles complètement nécrotiques, parfois pendantes.

Source : (Alvarado Capó *et al.*, 2003)

Analyse statistique

Le traitement des données a été fait sur la base d'une matrice de données comprenant quatre variables dont trois quantitatives (Temps de développement de la maladie, période d'incubation et indice d'infection) puis une qualitative (cultivar). Une analyse de la variance a été réalisée afin de vérifier si la période d'incubation, le temps de développement de la maladie et l'indice de sévérité de la maladie varient d'un cultivar local à un autre. Le critère d'appréciation utilisé a été celui de la probabilité avec un seuil de significativité $\alpha = 5\%$. En cas d'effet significatif des paramètres étudiés, les différentes moyennes obtenues suivant les cultivars ont été comparées grâce au posthoc test SNK (Student Newman Keuls) au seuil de 5%. Ces différentes analyses ont été réalisées sous divers packages tels que lawstat, PMCMR, ggplot2 et agricolae. Les analyses statistiques ont été faites à l'aide du logiciel statistique R version 4.0.2 (Core.team.2019).

RÉSULTATS

Évaluation de la virulence de la cercosporiose noire sur les cultivars de plantain testés

Période d'incubation

L'analyse des variances (Tableau 2) montre qu'il y a une différence très hautement significative ($p < 0,001$) en ce qui concerne la période d'incubation de la maladie. De même, l'interaction cultivars*répétitions a influencé significativement ($p < 0,001$) la période d'incubation de la cercosporiose noire.

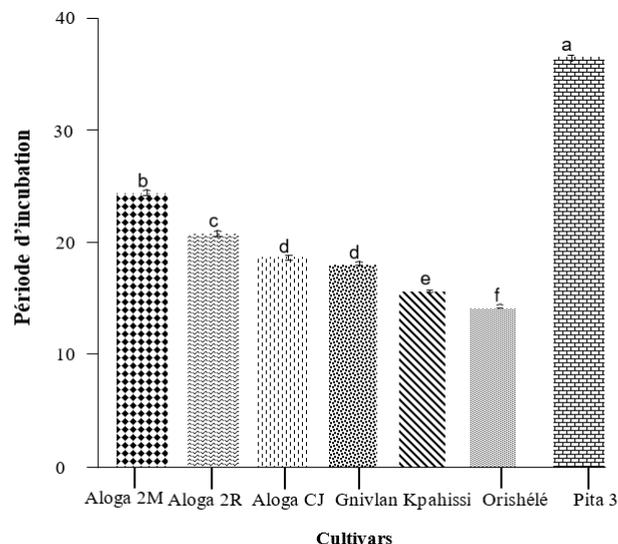
Tableau 2. Effet de la Période d'incubation (PI) de la cercosporiose noire sur les cultivars

Période d'incubation			
	ddl	F value	Pr(>F)
Cultivars	6	555,541	< 0,00001***
Répétitions	3	0,949	0,418779
Cultivars x Répétitions	18	2,669	0,000662***

*** très hautement significatif ($p < 0,001$)

Les différents cultivars de plantain utilisés s'étaient différemment comportés vis-à-vis de la cercosporiose noire (Figure 5). Ainsi, le cultivar témoin sensible Orishélé a présenté la période d'incubation la plus courte ($14,33 \pm 0,28$ jours) et le cultivar témoin résistant Pita3 la période d'incubation la plus élevée ($36,50 \pm 0,40$ jours) comparativement aux autres cultivars. Parmi les cultivars locaux testés, les premières lésions de la maladie étaient apparues plus tardivement avec le cultivar Aloga à 2 mains avec une moyenne de la période d'incubation de $24,41 \pm 0,41$ jours, suivi du cultivar Aloga à 2 régimes ($20,83 \pm 0,41$ jours). Statistiquement, aucune différence significative ($p > 0,05$) n'a été notée entre les dates d'apparition des premières lésions au niveau des cultivars

Gnivlan et Aloga à chair jaune. La période d'incubation la plus faible ($15,67 \pm 0,23$ jours) a été enregistrée avec le cultivar Kpahissi.



Les cultivars précédés de la même lettre ne sont pas significativement différents au seuil de 5%

Figure 5. Période d'incubation (PI) de la cercosporiose noire en fonction des cultivars

4.1.2. Temps de développement de la maladie

L'analyse de la variance du Temps de Développement de la Maladie (TDM) a montré une variation hautement significative ($p < 0,001$) du TDM entre les cultivars testés (Tableau 3). L'interaction cultivars*répétitions n'a pas été significative ($p > 0,05$).

Tableau 3. Effet du Temps de Développement de la Maladie (TDM) sur les différents cultivars

TDM	ddl	F value	Pr (>F)
Cultivars	6	68,138	< 0,00001***
Répétition	3	2,289	0,0811
Cultivar x Répétition	18	0,695	0,8120

*** très hautement significatif ($p < 0,001$)

Concernant l'évolution des stades de la maladie chez les cultivars, les lésions foliaires ont dépassé le stade 1 au niveau de tous les cultivars de plantain testés (Figure 6). Les cultivars Orishélé, Aloga à chair jaune, Gnivlan, Kpahissi, Aloga à 2 régimes ont été ceux ayant atteint le stade 5 de la maladie (apparition des tâches grises au centres sec). Les délais d'apparition du stade 5 variaient du 4^e au 52^e jours après inoculation (Figure 6). Seuls les cultivars Kpahissi et Orishélé ont été ceux présentant le stade 5 de la maladie dès le

48^{ème} jour après l'inoculation. A l'opposé, les cultivars Aloga 2 mains et Pita3 n'ont pas présenté de stade évolué de la maladie (Figure 6).

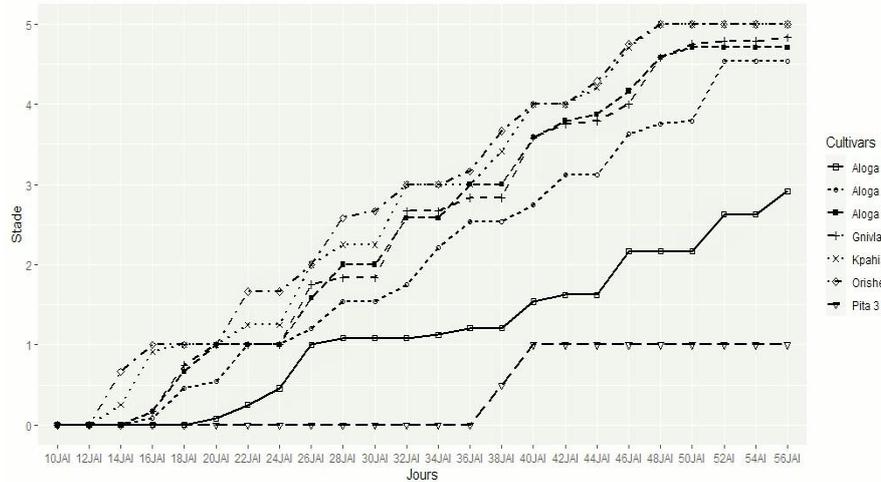


Figure 6. Evolution des stades de la maladie dans le temps chez les différents cultivars

Évaluation de la sévérité de la cercosporiose noire sur les cultivars locaux

Suite à l'analyse de variance de la sévérité vis-à-vis de la cercosporiose noire sur les cultivars une différence très hautement significative ($p < 0,001$) a été notée entre les cultivars testés (Tableau 4). De même, l'interaction cultivars*répétitions a eu un effet significatif ($p < 0,001$) sur la période d'incubation de la cercosporiose noire (Tableau 4).

Tableau 4. Sévérité de la cercosporiose noire sur les cultivars de plantain

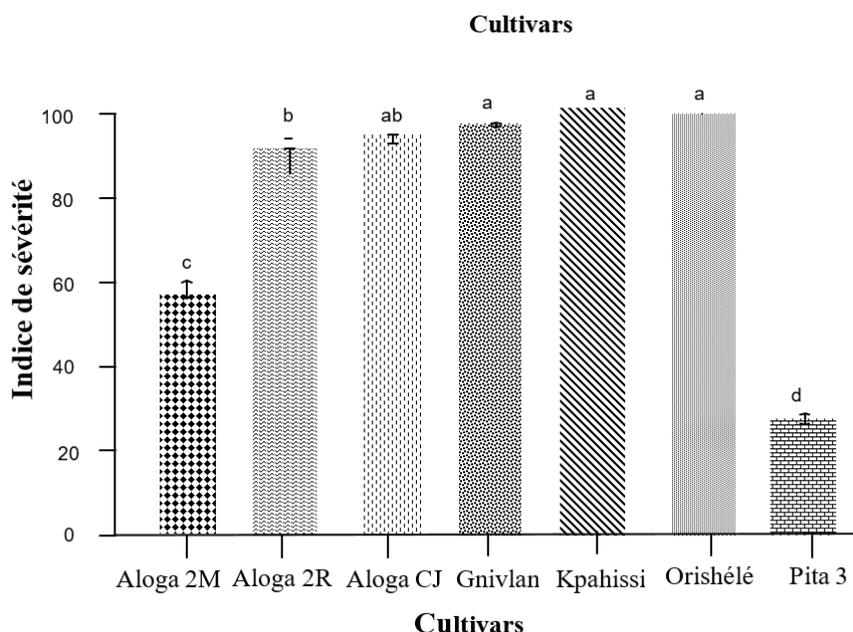
Indice de Sévérité			
	ddl	F value	Pr(>F)
Cultivars	6	286,593	< 0,0001***
Répétition	3	0,833	0,48ns
Cultivars x Répétition	18	2,377	0,002**

ns (non significatif $p > 0,05$) ; ** (hautement significatif ($p < 0,01$)) ; *** (très hautement significatif ($p < 0,001$)).

Une différence significative ($p < 0,05$) de la sévérité de la cercosporiose noire a été notée entre les différents cultivars testés (figure 8). En effet, le cultivar Pita3 témoin résistant a présenté l'indice de sévérité le plus faible ($27,5 \pm 1,9$). Les indices de sévérité des cultivars locaux Kpahissi et Gnivlan ainsi que du cultivar Orishélé témoin sensible n'étaient pas statistiquement différents ($p > 0,05$). Le cultivar Aloga chair jaune a présenté un indice de sévérité ($94,16 \pm 1,79$) plus ou moins différente de celui du cultivar Aloga 2 régimes ($90,83 \pm 1,98$) et des cultivars Kpahissi, Gnivlan et Orishélé. Parmi les cultivars

locaux, le cultivar Aloga à 2 mains a présenté l'indice de sévérité le plus faible ($58,33\pm 3,16$) et le cultivar Kpahissi le plus élevé (100 ± 0).

Les paramètres phytopathologiques utilisés pour l'évaluation du comportement des cultivars locaux vis-à-vis de la cercosporiose noire ont permis d'identifier le cultivar Kpahissi comme étant le plus sensible et Aloga 2 mains le plus tolérant à la cercosporiose noire.



Les cultivars affectés de la même lettre ne sont pas significativement différents au seuil de 5%

Figure 7. Sévérité de la cercosporiose noire sur les cultivars de plantain

DISCUSSION

Le présent travail permet d'évaluer le comportement de cinq cultivars locaux et de deux témoins (un sensible et un résistant) vis-à-vis de la cercosporiose noire à travers la période d'incubation, le temps de développement de la maladie et l'indice de sévérité.

Évaluation de la virulence de la cercosporiose noire sur 5 cultivars locaux de plantain

La présence des symptômes caractéristiques de la cercosporiose noire sur l'ensemble des cultivars évalués permet de confirmer les bonnes conditions de l'inoculation artificielle à l'aide de suspensions de conidies (Traoré, 2008 ; Mora, 2011). Le stade 1 de la maladie est observé sur tous les cultivars, mais les périodes d'apparition diffèrent significativement. En effet, la période d'incubation varie de 14 à 36 jours à partir de 10 jours après l'inoculation de *Mycosphaerella fijiensis*. Des études antérieures, aussi bien en champ que sous serre (inoculation à l'aide des suspensions de conidies), ont démontré

également que la période d'incubation variait de manière significative entre les cultivars ayant différents niveaux de résistance partielle à *Mycosphaerella fijiensis* (Abadie et al., 2008). Cependant, en inoculant la souche de *Mycosphaerella fijiensis* (CCIBP-Pf80) sur différents cultivars de plantain, Mora (2011) a conclu qu'il n'y a pas une différence significative à propos de la période d'incubation sur les différents cultivars.

Le temps de développement de la maladie varie de 48 à 52 jours après 10 jours d'inoculation. Ces résultats sont différents de ceux de Mora (2011) qui ont enregistré une variation de 54 à 56 jours chez les cultivars sensibles Grande naine (S) et Pisang Awak (S). De plus, le constat est qu'il y a eu une variation significative du temps de développement de la maladie dans les conditions naturelles, lors de l'évaluation de certains cultivars tels que : FHIA-01, FHIA-17, FHIA-21, Gros Michel et Dominico Hartón vis-à-vis de la cercosporiose noire (Molina et Castaño, 2003), de même qu'au niveau de l'évaluation globale de la résistance des bananiers aux maladies foliaires causées par *Mycosphaerella fijiensis* (Carlier et al., 2003).

Les différents résultats issus de ces études peuvent être dus d'une part à la virulence des différentes souches et d'autre part aux cultivars utilisés. En effet, les interactions cultivar/*Mycosphaerella fijiensis*, de même que les mécanismes de défenses des plantes contre les agents pathogènes, et les facteurs tels que l'humidité et l'âge des feuilles influencent le comportement des cultivars vis-à-vis des infections par *Mycosphaerella fijiensis* (Odimba, 2013). Aussi, la période d'incubation et le temps de développement de la maladie varient-ils en fonction des facteurs tels que la densité stomatique, l'épaisseur de la cuticule de la feuille, la taille et l'emplacement des plus petits stomates, la teneur plus élevée en cires dans les feuilles, ainsi que la présence éventuelle de phytoanticipines. Ces facteurs peuvent interférer avec le processus de pénétration du tube germinatif des structures infectieuses de *Mycosphaerella fijiensis* (Nyssens, 2012 ; de Lapeyre de Bellaire, 2014). Togbé et al. (2023) ont rapporté 10 souches de *Mycosphaerella fijiensis* dont les plus virulentes sont Mf. 502, Mf. 404 et Mf. 410 avec un temps d'incubation inférieur à 15 jours. Ces trois souches présentent un temps de développement de la maladie très court.

Sévérité de la cercosporiose noire en fonction des cultivars locaux de plantain

L'indice de sévérité révèle des différences dans la réponse des cultivars vis-à-vis de la cercosporiose avec une réponse compatible des cultivars Orishélé (témoin sensible), Kpahissi et Gnivlan. A l'opposé, les cultivars Aloga 2 mains et Pita3 (témoin résistant) présentent une réponse incompatible vis-à-vis de *Mycosphaerella fijiensis*. Fouré et al. (1990) ont souligné que la sensibilité se traduit par un développement complet du cycle infectieux jusqu'aux stades de nécroses. Les travaux de Mora (2011) ont montré une réponse compatible des cultivars Grands nains, Pisang Awak et Pisang lilin, vis-à-vis de *Mycosphaerella fijiensis* (CCIBP-Pf80). De même, Krishnamoorthy et al.

(2004), ont réussi à différencier la réponse de 11 hybrides de bananier ainsi que de leurs progénitures vis-à-vis de *Mycosphaerella fijiensis* dans des conditions naturelles. Des réponses similaires ont été rapportées par Traoré (2008) et Odimba *et al.* (2013) après l'évaluation de la sévérité de diverses souches de *Mycosphaerella fijiensis* sur différents cultivars.

La réponse compatible des cultivars Orishélé, Kpahissi et Gnivlan semble être caractérisée par un développement complet du cycle infectieux de *Mycosphaerella fijiensis*. Le développement du cycle infectieux du champignon est généralement rapide (Bodjona *et al.*, 2021). Le taux de la sporulation des lésions est élevé lorsque les conditions météorologiques sont favorables pour le développement de la maladie (Abadie *et al.*, 2008). Ainsi, l'incompatibilité des cultivars Aloa 2 mains et Pita3 peut être caractérisée par un blocage dans le développement des symptômes et l'absence de sporulation (sexuée ou asexuée). En outre, après la pénétration de l'agent pathogène, la plante déclenche des réactions de défense inhibant le développement de la maladie, ce qui se traduit dans la plupart des cas, par la mort rapide des cellules infectées et la formation de lésions nécrotiques localisées autour des sites de pénétration du pathogène (Benhamou & Rey, 2012 ; Cheval, 2013 ; Lecomte, 2013). La compatibilité du cultivar Orishélé face au *M. fijiensis* obtenu dans la présente étude est conforme aux résultats de Togbé *et al.* (2023). Ces derniers ont identifié cette variété comme sensible à la cercosporiose noire. Dans cette étude, les témoins issus du programme d'amélioration génétique du plantain par l'IITA conservent leur capacité de résistance (Pita3) et de sensibilité (Orishélé) vis-à-vis de la cercosporiose noire.

CONCLUSION

L'étude permet d'évaluer le comportement des cultivars locaux de plantain les plus résistants à la cercosporiose noire. Les résultats indiquent la présence des symptômes caractéristiques de la cercosporiose noire sur les différents cultivars. Ensuite, la période d'incubation du cultivar Aloa 2 mains est significativement supérieure à celui des autres cultivars locaux. Sa sévérité est significativement la plus faible de tous les autres cultivars locaux. Les résultats obtenus de l'étude permettent de désigner le cultivar Kpahissi comme étant le plus sensible et Aloa 2 mains comme le plus tolérant à la cercosporiose noire. L'utilisation de ce cultivar tolérant par les producteurs va permettre de réduire significativement les pertes de récolte due à la cercosporiose noire afin d'augmenter la production. Toutefois, il est important que la même étude soit conduite dans des conditions naturelles afin de mieux évaluer le comportement des cultivars locaux vis-à-vis de la cercosporiose noire. De même, une caractérisation génétique des cultivars locaux va permettre d'avoir une meilleure réponse des cultivars locaux vis-à-vis de la cercosporiose noire.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ABADIE C., ZAPATER M., PIGNOLET L., CARLIER J., MOURICHON X. 2008. Artificial inoculation on plants and banana leaf pieces with *Mycosphaerella* spp, responsible for Sigatoka leaf spot diseases. *Fruits*, 63(5), 319–323. <https://doi.org/10.1051/fruits>.
- AHOHOUENDO F. A., TOGBÉ C. E., AGBOVOEDO F. R., AHOHUENDO B. C. 2020. Farmers' Knowledge, Perceptions and Management of Black Sigatoka in Small Plantain-Based Farms in Southern Benin. *American Journal of Life Sciences*, 8(5), 172-182. doi: 10.11648/j.ajls.20200805.23
- AHOHOUENDO F. A., TOGBE C. E., TRAORE S., AHOHUENDO B. C. 2022. Gestion de la cercosporiose noire dans les exploitations de plantain en Afrique de l'Ouest : Etat des lieux et perspectives de lutte intégrée incluant *Trichoderma* spp. *Agronomie Africaine*, 34(1), 143-153.
- ALVARADO-CAPÓ Y., LEIVA-MORA M., DITA-RODRÍQUEZ M. A., ACOSTA M., CRUZ M., PORTAL N., GÓMEZ-KOSKY R., GARCÍA L., BERMÚDEZ I., PADRÓN J. 2003. *Mycosphaerella* leaf spot diseases of bananas : present status. In JACOME L., LEPROIVE P., MARTIN D., ORTIZ R., ROMERO R., & ESCALANT J. V. (Eds.), Proceedings of the 2nd International workshop on *Mycosphaerella* leaf spot diseases held in San José, Costa Rica, 20-23 May 2002.
- ANGBO-KOUAKOU E., TEMPLE L., MATHÉ S., ASSEMIEN A., 2016. Plateformes d'innovation comme dispositif d'orientation des trajectoires technologiques des filières agricoles. Cas de la filière banane plantain en Côte d'Ivoire. *ISTE OpenScience*, 17(2), 1–18. <https://doi.org/10.21494/iste.op.2017.0107>
- BENHAMOU N., REY P. 2012. Stimulateurs des défenses naturelles des plantes : une nouvelle stratégie phytosanitaire dans un contexte d'écoproduction durable. *Phytoprotection*, 92(1), 24–35. <https://doi.org/10.7202/1013299ar>
- BODJONA B. P. T., ODAH K., KPEMOUA K. E., PITEKELABOU R., BOKOBANA A., GBOGBO K. A., 2021. Épidémiologie de la cercosporiose noire du bananier (*Musa* spp.) dans la zone écologique IV du Togo. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 9(1), 123-129.
- CARLIER J., WAELE DE D., ESCALANT J. 2002. Evaluation globale de la résistance des bananiers à la fusariose, aux maladies foliaires causées par les *Mycosphaerella* spp. et aux nématodes. In VÉZINA A. & PICQ C. (Eds.), Guides techniques INIBAP 6. (p. 68).
- CHABI M., DASSOU A., DOSSOU-AMINON I., OGOUCHORO D., AMAN B., DANSI A., 2018 : Banana and plantain production systems in Benin : ethnobotanical investigation, varietal diversity, pests, and implications for better production. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 1, 1–18.
- CHEVAL C. 2013. Contribution d'une "Calmodulin-like protein" CML9, et d'un facteur de transcription de type GARP PRR2, à la mise en place des réactions de défense chez *Arabidopsis thaliana* ED. Université Toulouse 3 Paul Sabatier.
- de LAPEYRE de BELLAIRE L. 2014 : Comprendre les effets des pratiques culturales sur le fonctionnement des agrosystèmes : une étape vers la protection intégrée des cultures Le cas des maladies fongiques des bananiers. Mémoire, Ecole Doctorale « Systèmes Intégrés en Biologie, Agronomie, Géosciences, Hydrosociences, Environnement », Université Montpellier II, France, 109 pages.
- ESSIS B., KOBENAN K., TRAORÉ S., KONÉ D., YATTY J., 2010. Sensibilité au laboratoire de *Mycosphaerella fijiensis* responsable de la Cercosporiose noire des bananiers vis-à-vis de fongicides couramment utilisés dans les bananeraies ivoiriennes. *Journal of Animal & Plant Sciences*, 7(2), 822–833.

- FAO. 2019. Banana fusarium wilt disease. In: FAO Food Chain Crisis [en ligne]. Rome. [Cité le 15 septembre 2019]. <http://www.fao.org/food-chain-crisis/how-we-work/plant-protection/banana-fusarium-wilt/en/>
- FOUEPE G. H. F., BIKOIA A., FOLEFACK D. P., TIECHE I., NOUPADJA P., 2019. Analyse socioéconomique du système de commercialisation de la banane plantain dans la région de l'Ouest Cameroun. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 13(4), 2259–2274. <https://doi.org/10.4314/ijbcs.v13i4.30>
- FOURÉ E., MOULIOM PEFOURA A., MOURICHON X., 1990. Etude de la sensibilité variétale des bananiers et des plantains à *Mycosphaerella fijiensis* Morelet au Cameroun. Caractérisation de la résistance au champ de bananiers appartenant à divers groupes génétiques. *Fruits*, 45(4), 339–345.
- GANGEMI S., MIOZZI E., TEODORO M., BRIGUGLIO G., DE LUCA A., ALIBRANDO C., POLITO I., LIBRA M. 2016. Occupational exposure to pesticides as a possible risk factor for the development of chronic diseases in humans (Review). *Molecular Medicine Reports*, 14(5), 4475–4488. <https://doi.org/10.3892/mmr.2016.5817>
- HERNÁNDEZ R. 1995. Selección in vitro de clones de Musasp. para la evaluación de su resistencia a la Sigatoka negra (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet).
- JANVRY A., SADOULET E., KYLE E., DAR M., 2015. L'adoption des technologies agricoles : quelles leçons tirer des expérimentations. *De Boeck Supérieur*, 23, 129–153.
- KASSI F., BADOU O., TONZIBO Z., SALAH Z., AMARI L., KONE D. 2014. Action du fongicide naturel NECO contre la cercosporiose noire (*Mycosphaerella fijiensis* Morelet) chez le bananier plantain (AAB) en Côte d'Ivoire. *Journal of Applied Biosciences*, 75(1), 6192. <https://doi.org/10.4314/jab.v75i1.3>
- KRISHNAMOORTHY V., KUMAR N., SOORIANATHASUNDARAM K., 2004. Evaluation of new banana hybrids against black leaf streak disease. *InfôMusa*, 13(1), 25.
- LECOMTE M. 2013. Analyse des mécanismes de défense de la carotte (*Daucus carota*) face au champignon pathogène *Alternaria dauci*, responsable de l'alternariose ou brûlure foliaire. Université d'Angers.
- MABAH L. G. T., LUDOVIC T., HAVARD M. 2013. Les déterminants de l'adoption d'innovations techniques sur maïs à l'Ouest Cameroun, une contribution à la sécurisation alimentaire. In : AGRAR-2013 : 1re conférence de la recherche africaine sur l'agriculture, l'alimentation et la nutrition. Yamoussoukro, Côte d'Ivoire, 4-6 juin 2013. L'agriculture face aux défis de l'alimentation et de la nutrition en Afrique : quels apports de la recherche dans les pays cotonniers. Les Presses Agronomiques de Gembloux. pp. 283-291. URL : www.pressesagro.be. D/2015/1665/138. ISBN : 978-2-87016-138-8. <https://agritrop.cirad.fr/572698/7/TEMPLE%20p.283.pdf>.
- MOLINA TIRADO O. I., CASTAÑO ZAPATA J. 2003. Résistance des hybrides FHIA aux *Mycosphaerella* spp. *INFOMUSA*, 12(2), 25–27.
- MORA M. L. 2011. Evaluación temprana de la respuesta de Musa spp. a *Mycosphaerella fijiensis* Morelet en casa de cultivo. Université Centrale "Marta Abreu" de Las villa.
- MOURICHON X., PETER D., ZAPATER M. F. 1987. Inoculation expérimentale de *Mycosphaerella fijiensis* Morelet sur des jeunes plantules de bananiers issues de cultures in vitro. *Fruits*, 42, 195-198.
- NYSENS T. 2012. Détermination des densités de populations de CMA dans les systèmes bananiers de Martinique. Mémoire de Bio-ingénieur en agronomie, Faculté d'ingénierie biologique, agronomique et environnementale, Université catholique de Louvain, Belgique, 108 pages
- ODIMBA D. O., LEGRÈVE A., DJAILO B. D. 2013. Caractérisation des populations de *Mycosphaerella*

- fijiensis et épidémiologie de la cercosporiose noire du bananier dans la région de Kisangani, RDC Didy Onautshu Odimba, Anne Legrève , Benoît Dhed' A.
- TENKOUANO A., LAMIEN N., AGOGBUA J., AMAH D., SWENNEN R., TRAORÉ S., THIEMELE D., ABY N., KOBENAN K., GNONHOURI G., YAO N., ASTIN G., SAWADOGO-KABORE S., TARPAGA V., ISSA W., LOKOSSOU B., ADJANOHOUN A., AMADJI, G. L., ADANGNITODE S., ... ORTIZ R. 2019. Promising High-Yielding Tetraploid Plantain-Bred Hybrids in West Africa. *International Journal of Agronomy*, vol 2019, 8 pages. <https://doi.org/10.1155/2019/3873198>
- TOGBÉ E. C., N'KOUÉ C. D., AHOHUENDO A. F., AHOHUENDO B. C., 2023. Étude de la variabilité pathogénique des souches de *Mycosphaerella fijiensis* Morelet, agent causal de la cercosporiose noire du bananier au sud-bénin. *Rev. Ivoir. Sci. Technol.*, 42, 199 – 220.
- TRAORÉ S. 2008. Contribution à l'étude de comportement d'hybrides de bananiers de dessert et de bananiers plantain (*Musa* sp.) Vis-a-vis des parasites foliaires (*Mycosphaerella* spp., *Cladosporium musae*) et racinaires (*Zythia* Sp., *Radopholus similis*, *Pratylenchus coffeae*). Université de Cocody abidjan.
- TUO S., AMARI L. D. G. E., CAMARA B., KASSI F. M., OUÉDRAOGO S. L., TRAORÉ, S., LORNG, J.-P., KOUAKOU A. E., KONÉ D. 2015. Effet de l'association de différents cultivars de bananiers (*Musa* spp.) tolérants sur l'incidence de la cercosporiose noire chez le cultivar sensible "Orishele" en côte d'ivoire. *European Scientific Journal*, 11(24), 70–94.
- ZANDJANAKOU-TACHIN M., OJIAMBO P. S., VROH-BI I., TENKOUANO A., GUMEDZOE Y. M., BANDYOPADHYAY R., 2013. Pathogenic variation of *Mycosphaerella* species infecting banana and plantain in Nigeria. *Plant Pathology*, 62(2), 298–308. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3059.2012.02650.x>