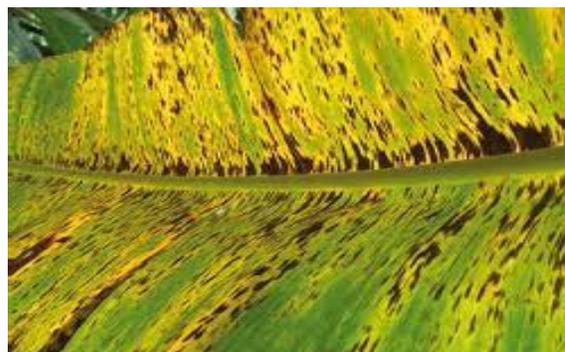




Peut-on imaginer une lutte intégrée
contre la cercosporiose noire du
bananier dans les Antilles Françaises ?



Contexte

La production des bananes dans les Antilles Françaises est concentrée en Guadeloupe et Martinique^[1,2]. La superficie moyenne des exploitations agricoles est de 13 ha dont 9 ha de banane en Martinique et de 8 ha dont 4,5 ha de banane en Guadeloupe^[3].

Les bananes des Antilles Françaises^[4,2]

- Valeur \$75 M/ans
- Production de 250 000 T/ans
- 18% de la consommation nationale
- Premier produit agricole des îles

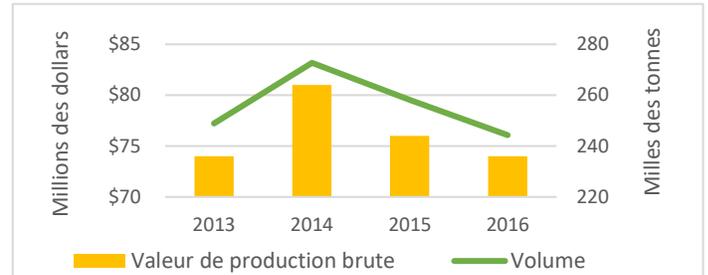


Figure 1: Production de banane annuelle en Guadeloupe et Martinique^[1]

Dès 2011 en Martinique^[4] et 2012 en Guadeloupe^[5] la **cercosporiose noire**, aussi nommée **black Sigatoka**, menace la production de bananes. Cette maladie est causée par le champignon ascomycète ***Pseudocercospora fijiensis***. Cet organisme polycyclique est présent pendant toute l'année et attaque le bananier à tous ses stades de développement, surtout en périodes humides. Il a une reproduction sexuée par les ascospores qui ont une dispersion à longue distance et asexuée par les conidies qui infectent localement la plante.^[6]

Les conséquences^[6,7,8]

- Baisse du rendement : 35% à 50%
- Fruits non commercialisables à cause d'une maturation avancée
- Contrôle : 30% du cout de production
- 38 à 50 applications de fongicides par an
- La production destinée à l'exportation repose sur les cultivars Cavendish qui sont très sensibles

Trouver une alternative pour lutter contre cette maladie est **un enjeu vital pour toute la filière d'exportation**.



Figure 2 : Développement et épidémiologie de *Pseudocercospora fijiensis*.^[6,7]

Stratégies de lutte mises en place

Une stratégie de **lutte chimique** reposant sur une utilisation raisonnée en alternance de **fongicides systémiques** (benzimidazoles, triazoles, strobilurines) et **pénétrants** mélangés à des huiles de raffinerie a été mise en place jusqu'en 2009^[9]. Cependant, le mode d'action unisite des fongicides systémiques a généré **l'apparition de souches résistantes**^[8]. De plus, **l'évolution de la réglementation française** autorise seulement deux fongicides appartenant à la famille des triazoles (Difenoconazole, Propiconazole) qui peuvent être utilisés en traitement aérien^[10].

Afin de contrôler ou réguler la maladie, l'utilisation de variétés hybrides présentant un comportement de **résistance durable est un levier majeur**.

L'amélioration de la résistance des variétés commerciales n'a pas abouti dû au long temps de génération et à la stérilité de la banane triploïde. Une des sources potentielles d'identification de gènes de résistance est l'étude de la variabilité génétique qui s'exprime notamment au niveau du comportement des différents cultivars de banane vis à vis du pathogène (Figure 3).

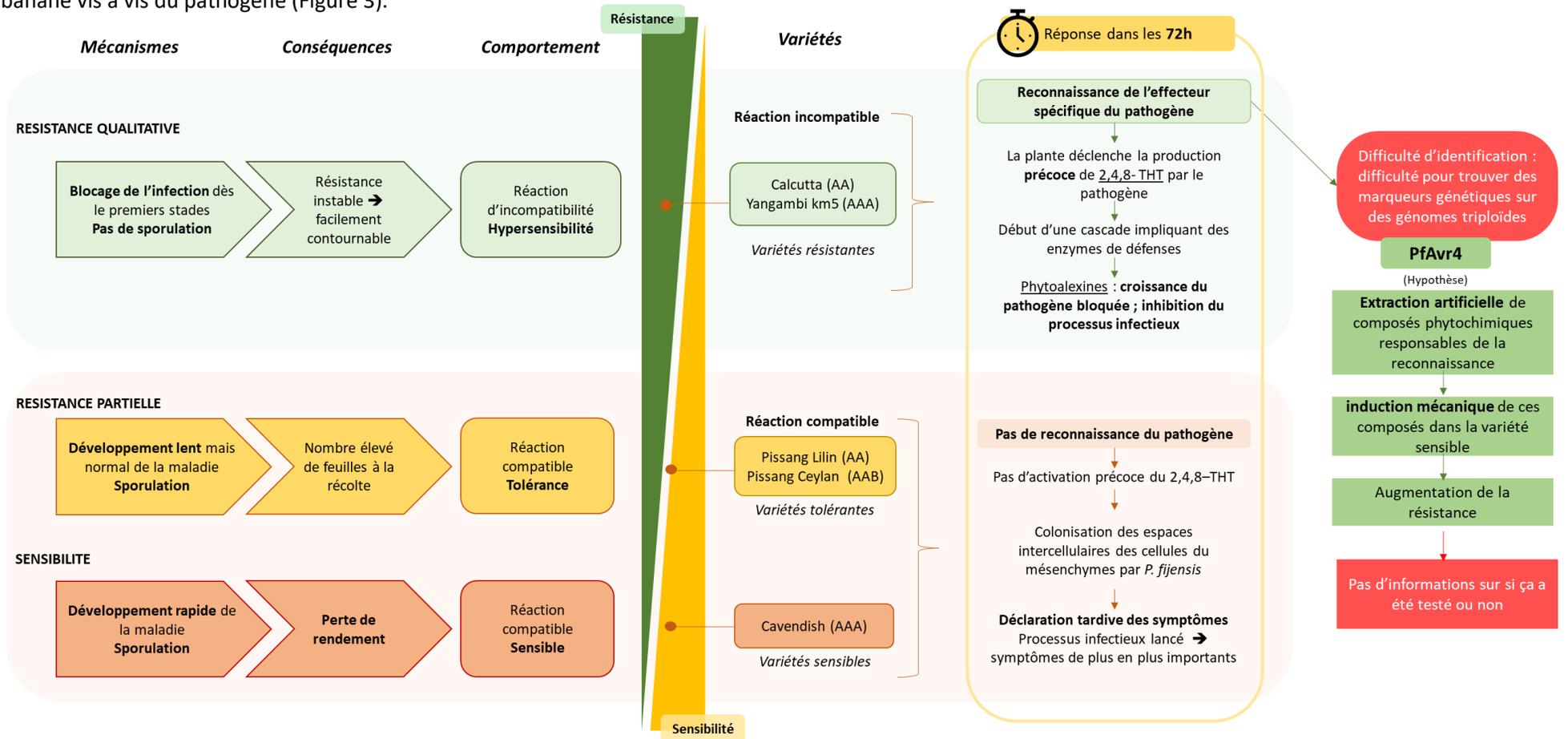


Figure 3 : Comportement de *P. fijiensis* vis à vis de cultivars de banane (Génotype AAA, AA : banane désert, Génotype AAB : banane Plantin)^[11]. Focus sur la mise en place de la réaction d'hypersensibilité et une piste d'amélioration possible^[11-18] Légende : La variété clone Cavendish est celle la plus consommée pour les bananes dessert. PfAvr4 : effecteur spécifique de *P. fijiensis* ; 2,4,8-THT : 2,4,8- trihydroxytetralone substance post infectieuse produite par le pathogène.

Hormis une reconnaissance spécifique du pathogène par les variétés résistantes d'autres mécanismes moins spécifiques peuvent être mis en place dans la plante. La figure 4 présente certains de ces mécanismes, les pistes d'amélioration envisagées et leurs limites actuelles.

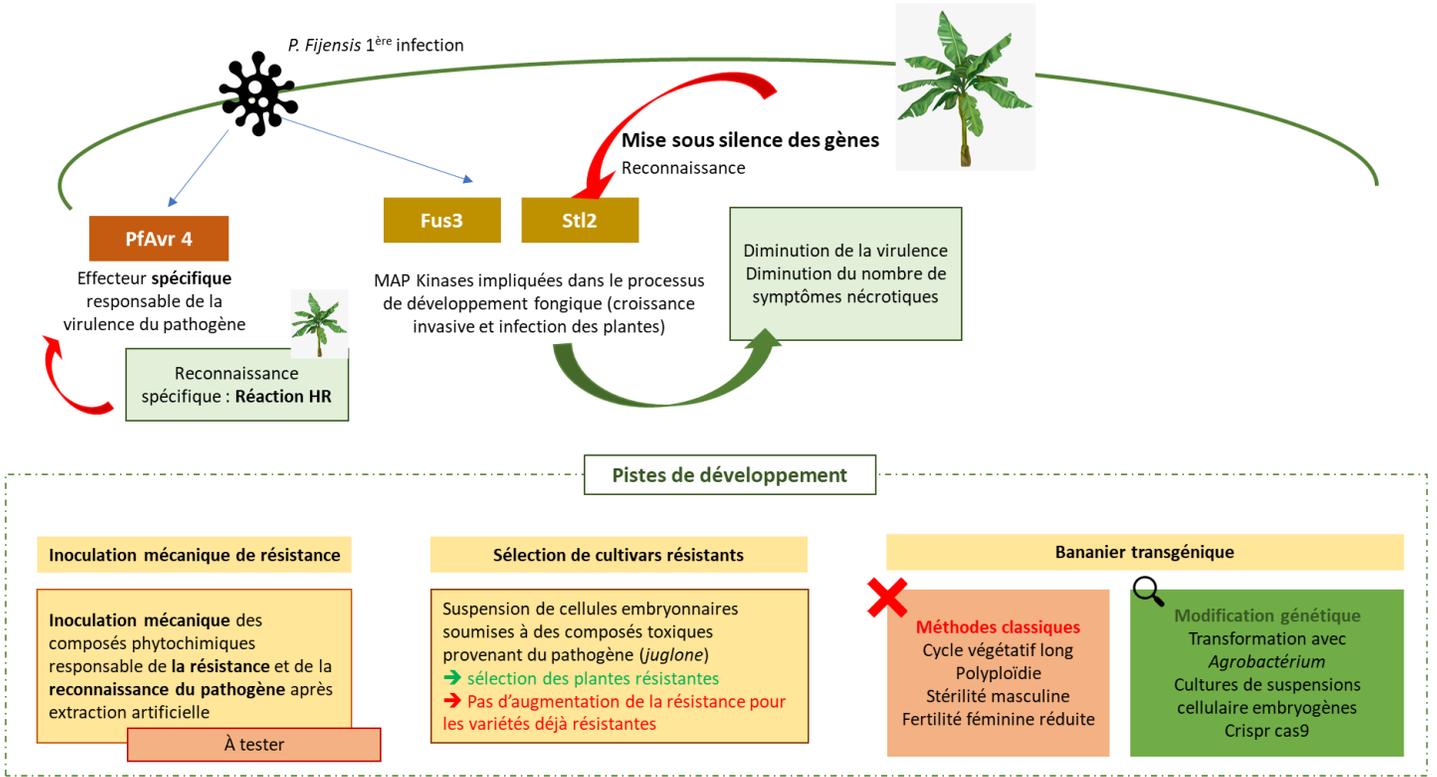


Figure 4 : Mécanismes impliqués dans la résistance à *P. fijiensis*, pistes d'améliorations possibles et leurs limites^[11-13]

CIRAD 925 est une nouvelle variété de banane dessert naturellement résistante à plusieurs maladies, en particulier aux cercosporioses. Elle est uniquement commercialisée en Guadeloupe et en attente des autorisations de marché pour 2020.

⇒ Beaucoup de **confidentialité** à son sujet

De nouvelles variétés résistantes ont été trouvées. Cependant, le pathogène *P. fijiensis* peut les contourner rapidement ce qui présente un risque au déploiement de ces variétés résistantes.

Risques de contournement de la résistance

La capacité d'un pathogène pour contourner les mécanismes de résistance de la plante est fortement influencée par des facteurs évolutifs et génétiques, spécialement la reproduction sexuée (recombinaison), un taux de mutation élevé et une migration fréquente entre différentes populations^[19]. La diversité des populations caribéennes de *Pseudocercospora fijiensis*, ainsi que les sources de variation génétique du pathogène, accroissent le risque de contournement de la résistance des nouvelles variétés^[20-23]. Un déploiement adéquat des variétés accompagné par plusieurs stratégies de la gestion est nécessaire pour faire face à la diversité génétique de ce pathogène.



Figure 6 : La diversité génétique des populations de *P. fijiensis* dans les Caraïbes et l'agressivité des souches présentes dans cette région augmentent le risque de contournement de résistance des nouvelles variétés.^[19-23]

Le risque de contournement des résistances étant réel, il pourrait être intéressant de combiner diverses variétés présentant des résistances multiples à *P. fijiensis* au sein d'un paysage. Le modèle Landsepi propose un modèle de stratégies de déploiement des résistances et permet d'estimer le risque et le temps de contournement de la stratégie adoptée en fonction de nombreux paramètres^[24].

Modélisation des stratégies de déploiement des résistances : Landsepi

Modèle stochastique spatio-temporel permet le suivi épidémiologique du pathogène pour une stratégie de déploiement des variétés résistances dans **un paysage**. L'évaluation de la performance de stratégie de déploiement va faciliter la **prévision de sa durabilité** par rapport à la dynamique évolutive du pathogène^[25].

Entrée du modèle

Structure du paysage et stratégie de déploiement des résistances

Choix des cultivars*	Type de résistances	Stratégie de déploiement	Proportion et agencement
CIRAD925	Résistance partielle	Mixture : plusieurs sources de résistances dans plusieurs cultivars au sein d'une même parcelle	¼ Fragmenté
Yangambi Km5	Résistance totale		¼ Fragmenté
Cavendish	Aucune sensible		2/4 Fragmenté

*se basant sur au moins deux sources de résistances

Interaction hôte-pathogène + conditions initiales et saisonnalité

Coût infectieux et d'agressivité pour le pathogène sur le cultivar sensible

Probabilité de mutation

Efficiéce des **gènes de résistance majeur** sur son taux infection

Efficiéce de la **résistance quantitative** sur son agressivité...

Comportement de *P. fijiensis*

Composants de l'agressivité :
taux infection, période de latence : 25 à 70 jours, durée de période d'infection : 10 à 14 jours, taux de production de propagule...

Paramètres de dispersion :
par le vent et l'eau

Simulation du modèle

Proportion des cultivars résistants et agencement spatial

Stratégie de déploiement

Nombre de cultivar

Simulation sur 10 ans

`simul_landsepi(seed=1, idLan=1, propSR=1/4, isoSR=1, propRR=1/4, strat="MI", Nhost=3, nYears=10, resistance1=c(1,0,0,0,0,0,0,0), resistance2=c(0,1,0,0,0,0,0,0), costInfect=0.5, taumut=10e-6)`

Vecteurs de résistances pour les cultivars

Coût infectieux pour le pathogène pour un hôte

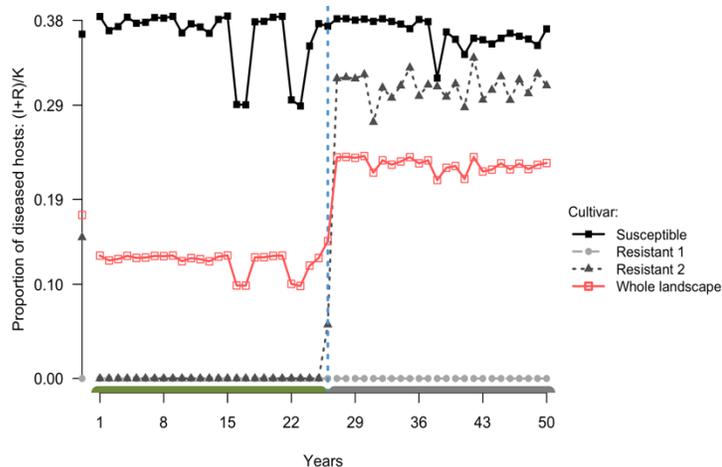
Probabilité de mutation

Sorties du modèle

Mesure des performances globales de déploiement de la stratégie sur 10 ans au niveau de sa **durabilité**, du **niveau et vitesse d'érosion des résistances quantitatives** et de la **sévérité de l'épidémie** :

→ **Green Leaf Area (GLA)** : moyenne du nombre d'hôte sain par unité de temps et de surface pour chaque cultivar

→ **Area Under Disease Progress Curve (AUDPC)** : moyenne des proportions des hôtes malades relatif à la capacité de supporter la maladie pour chaque cultivar : présente la sévérité de la maladie



La sortie du modèle permet d'évaluer la stratégie mise en œuvre. Le mélange variétal choisi pourra ensuite s'inscrire dans une vision plus large et intégrative des pratiques agricoles. Une combinaison de leviers variés permettra une **gestion durable** du pathogène.

Une vision intégrative des pratiques : la lutte vis-à-vis du cycle du pathogène

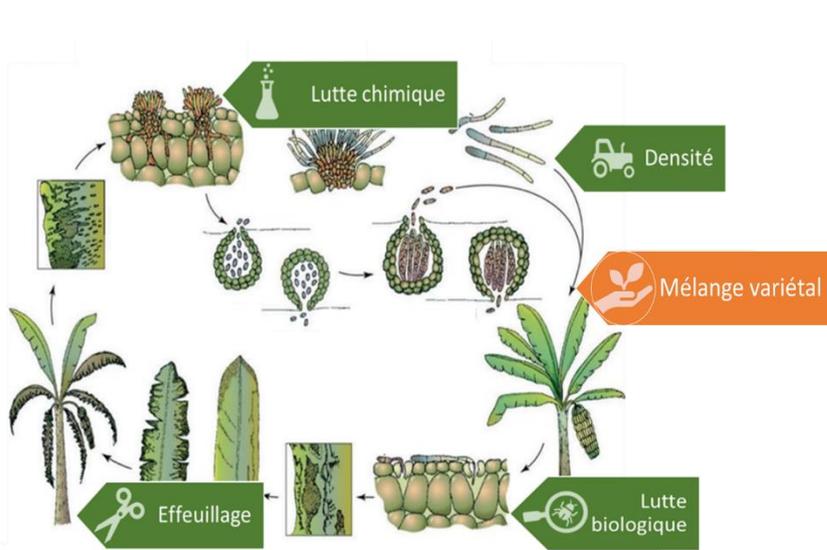


Figure 7 : Intégration des pratiques de gestion de *P. fijiensis*

Intégration des leviers pour une résistance durable^[26]

1. Choisir une **densité adéquate** pour **diminuer la dispersion des conidies** dans la parcelle
2. Planifier le déploiement des variétés résistantes avec un **mélange variétale** pour **diluer la dissémination des ascospores** à l'échelle du paysage
3. Utiliser des **auxiliaires microbiologiques** avant ou au début de l'infection
4. **Éliminer** les feuilles qui montrent **nécrose** pour réduire la source d'inoculum secondaire
5. Lutte chimique raisonnée pour réduire les dégâts dans la plantation

Leviers et freins à l'adoption du système proposé

LEVIERS

Identifier une stratégie de déploiement **adaptée au terrain** (Landsepi)

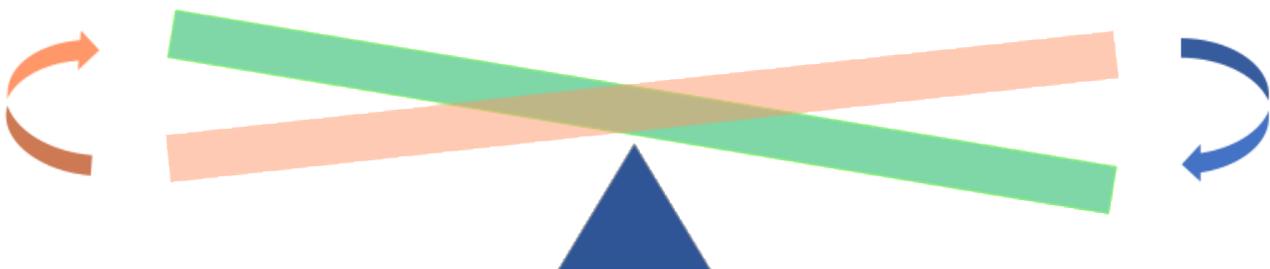
Adoption d'un mélange variétal à l'**échelle du paysage**
 → **baissier la pression de sélection** sur les différentes souches pour **éviter un contournement rapide des résistances**
 → **Effet de dilution** : moins de maladie
 → Peu ou pas de recours aux produits phytosanitaires (diminution des coûts et du temps d'application ...)

Tester le mélange dans un réseau d'expérimentation au sein de l'Union des groupements de producteurs de banane (UGPBAN)

FREINS

Modèle **théorique** assez complet mais basé sur des cultures des céréales contre la rouille → à ajuster
 Difficulté d'obtention des données sur la biologie du pathogène (capacité de sporulation/jour/lésion..)
 Pas de prise en compte des **indices climatiques** et du **cycle de phénologie** de la banane

Difficultés techniques d'adoption par les agriculteurs du mélange variétale : récolte, temps de travail..
 Difficultés d'**acceptation sociale** par les agriculteurs
 Difficultés de travailler à l'**échelle du paysage**
Débouchés commerciales des variétés résistantes



Bibliographie

1. Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2018). Base de données FAOSTAT. Rome, Italie: FAO. Consulté 28 septembre 2019, à l'adresse <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QV>
2. Les Français ont mangé plus de bananes en 2018—Outre-mer la 1ère. (18 juin 2019). Consulté 28 septembre 2019, à l'adresse <https://la1ere.francetvinfo.fr/francais-ont-mange-plus-bananes-2018-722372.html>
3. Agreste Primeur. (2011). La banana en Guadeloupe et en Martinique. No. 262, pp 2
4. Ios R., Hubert J., Abadie C., Duféal D., Opdebeeck G., Iotti J. (2011). First report of black Sigatoka disease in banana caused by *Mycosphaerella fijiensis* on Martinique Island. *Plant Disease* 95(3), p 359. <http://dx.doi.org/10.1094/PDIS-11-10-0850>
5. Hubert, J. (2012). La cercosporiose noire aux Antilles Françaises. Bulletin d'Information no. 5. Laboratoire de la Santé des Végétaux, ANSES (FR), p 4.
6. Marín, D. H., Romero, R. A., Guzmán, M., & Sutton, T. B. (2003). Black Sigatoka: An Increasing Threat to Banana Cultivation. *Plant Disease*, 87(3), 208-222. <https://doi.org/10.1094/PDIS.2003.87.3.208>
7. Agrios. (2005). « Banana leaf spot or Sigatoka disease » in *Plant Pathology*. Elsevier, 5th Edition. Pp 459- 460
8. CIRAD. (2016). Maladies et ravageurs du bananier. *Fruitrop*, 240, 109-117. Consulté 28 septembre 2019, à l'adresse <https://www.fruitrop.com/Articles-par-theme/Agronomie/2016/Maladies-et-ravageurs-du-bananier>
9. CEMAGREF. (2011). Lutte contre les cercosporioses du bananier aux Antilles françaises. Consulté le 4 Octobre 2019, à l'adresse http://www.ecophytopic.fr/sites/default/files/PlaqueOptiBan_DGAL_MAAPRAT-14Juin11.pdf
10. L'épandage aérien de fongicides à nouveau autorisé pour la banane – LSA Conso. (17 octobre 2012). Consulté 5 octobre 2019, à l'adresse <https://www.lsa-conso.fr/l-epandage-aerien-de-fongicides-a-nouveau-autorise-pour-la-banane,134024>
11. Onautshu Odimba, D. (2013). *Caractérisation des populations de Mycosphaerella fijiensis et épidémiologie de la cercosporiose noire du bananier (Musa spp.) dans la région de Kisangani (RDC)* (Doctoral dissertation, UCL-Université Catholique de Louvain).
12. Onyilo, F., Tusiime, G., Tripathi, J. N., Chen, L.-H., Falk, B., Stergiopoulos, I., Tushemereiw, W., Kubiriba, J. & Tripathi, L. (2018). Silencing of the Mitogen-Activated Protein Kinases (MAPK) Fus3 and Slr2 in *Pseudocercospora fijiensis* Reduces Growth and Virulence on Host Plants. *Frontiers in Plant Science*, 9. <https://doi.org/10.3389/fpls.2018.00291>
13. Isaza, R. E. A., Diaz-Trujillo, C., Dhillon, B., Aerts, A., Carlier, J., Crane, C. F., & Ferreira, C. F. (2016). Combating a global threat to a clonal crop: banana black Sigatoka pathogen *Pseudocercospora fijiensis* (synonym *Mycosphaerella fijiensis*) genomes reveal clues for disease control. *PLoS genetics*, 12(8), e1005876.
14. Churchill, A. C. L. (2011). *Mycosphaerella fijiensis*, the black leaf streak pathogen of banana: progress towards understanding pathogen biology and detection, disease development, and the challenges of control. *Molecular Plant Pathology* 12 (4), 307-328
15. Lepoivre, P., Busogoro, J.P., Etame, J.J., El Hadrami, A., Carlier, J., Harelimana, G., Mourichon, X., Panis, B., Stella Riveros, A., Sallé, G., Strosse, H., Swennen, R., (n.d.). *Mycosphaerella* leaf spot diseases of bananas : present status and outlook . Session 3, p. 151-159.
16. Portal, O., Izquierdo, Y., De Vleeschauwer, D., Sanchez-Rodriguez, A., Mendoza-Rodriguez, M., Acosta-Suarez, M., Ocana, B., Jiménez, E., Höfte, M., (2011). Analysis of expressed sequence tags derived from a compatible *Mycosphaerella fijiensis* – banana interaction. *Plant Cell Rep* 30, p. 913-928.
17. Torres, J.M., Calderon, H., Rodriguez-Arango, E., Morales, J.G., Arango, R., (2012). Differential induction of pathogenesis-related proteins in banana in response to *Mycosphaerella fijiensis* infection. *Eur J Plant Pathol*, 133, p. 887-898.
18. Hoss, R., Helbig, J., Bochow, H., (2000). Function of host and fungal metabolites in resistance response of banana and plantain in the Black Sigatoka Disease pathosystem (*Musa* spp. – *Mycosphaerella fijiensis*). *Phytopathology* 148, p. 387-394.
19. Burdon J.J. (1993). Genetic Variation in Pathogen Populations and its Implications for Adaptation to Host Resistance. In: Jacobs T., Parlevliet J.E. (eds) *Durability of Disease Resistance*. Current Plant Science and Biotechnology in Agriculture, vol 18. Springer, Dordrecht
20. Halkett, F., Coste, D., RIVAS PLATERO, G. G., Zapater, M. F., Abadie, C., & Carlier, J. (2010). Genetic discontinuities and disequilibria in recently established populations of the plant pathogenic fungus *Mycosphaerella fijiensis*. *Molecular Ecology*, 19(18), 3909-3923.
21. Manzo-Sánchez, G., Orozco-Santos, M., Islas-Flores, I., Martínez-Bolaños, L., Guzmán-González, S., Leopardi-Verde, C. L., & Canto-Canché, B. (2019). Genetic variability of *Pseudocercospora fijiensis*, the black Sigatoka pathogen of banana (*Musa* spp.) in Mexico. *Plant Pathology*, 68(3), 513-522.
22. Rivas, G. G., Zapater, M. F., Abadie, C., & Carlier, J. (2004). Founder effects and stochastic dispersal at the continental scale of the fungal pathogen of bananas *Mycosphaerella fijiensis*. *Molecular Ecology*, 13(2), 471-482.
23. Halkett, F., Coste, D., RIVAS PLATERO, G. G., Zapater, M. F., Abadie, C., & Carlier, J. (2010). Genetic discontinuities and disequilibria in recently established populations of the plant pathogenic fungus *Mycosphaerella fijiensis*. *Molecular Ecology*, 19(18), 3909-3923.
24. Rimbaud L, Papaix J, Rey J-F, Barrett LG, Thrall PH (2018) Assessing the durability and efficiency of landscape-based strategies to deploy plant resistance to pathogens. *PLoS Comput Biol* 14(4): e1006067. <https://doi.org/10.1371/journal.pcbi.1006067>
25. Rimbaud L, Papaix J, Rey J-F. (2019). Package 'landsepi'. Consulté 3 octobre 2019, à l'adresse <https://cran.r-project.org/web/packages/landsepi/landsepi.pdf>
26. Bennett, R.S. and P.A. Arneson. 2003. Black Sigatoka. The Plant Health Instructor. DOI:10.1094/PHI-I-2003-0905-01