

Épidémiologie de la cercosporiose de la laitue (*Lactuca sativa* L.) en République de Côte-d'Ivoire : étude de quelques étapes du cycle épidémiologique

Serge SAVARY

O.R.S.T.O.M., Laboratoire de Phytopathologie, B. P. V51, Abidjan (Côte-d'Ivoire)

RÉSUMÉ

La cercosporiose de la laitue, due à *Cercospora longissima* Sacc., est responsable de pertes considérables en Côte-d'Ivoire. Cette étude apporte des précisions sur quelques étapes du cycle du parasite. En l'absence de rotations culturales, l'inoculum primaire semble provenir au moins en partie du sol, sous une forme qui reste à déterminer. Il paraît être disséminé par effet de rejaillissement des gouttes d'eau de pluie ou d'arrosage contre le sol, sur les feuilles (« splashing »). Les conidies du champignon ne germent qu'en présence d'eau. Par contre, la température ne constitue un facteur limitant de la germination qu'au-delà de 35 °C. Les résultats obtenus permettent d'expliquer l'accroissement du niveau de maladie pendant la saison des pluies.

Mots clés additionnels : *Cercospora longissima* Sacc., inoculum primaire, inoculum secondaire.

SUMMARY

Epidemiology of Cercospora leaf-spot of lettuce (Lactuca sativa L.) in the Ivory Coast : study of some epiphytotic stages.

Cercospora leaf-spot disease of lettuce, caused by *Cercospora longissima* Sacc., is responsible for major crop losses in the Ivory Coast. Soil has been found to be a possible source of primary inoculum when no rotation system is applied, transport of this inoculum being ensured by the splash mechanism. Secondary inoculum production has been followed on infected leaves, through the different stages of lesions extension, up to leaf necrosis. Between 20 and 30 °C, 100 percent R. H. was necessary for abundant sporulation. Conidia were able to germinate only if immersed in water. 35 °C was the upper threshold for germination. The results obtained have explained the disease increase which occurs during the rainy season.

Additional key words : *Cercospora longissima* Sacc., primary inoculum, secondary inoculum.

I. INTRODUCTION

La laitue figure parmi les plantes maraîchères les plus fréquemment cultivées en Côte-d'Ivoire. Plusieurs maladies affectent cette production ; la cercosporiose, due à *Cercospora longissima* Sacc., est, en particulier, à l'origine de pertes de rendement en poids considérables, qui peuvent atteindre 50 à 60 p. 100. Au cours d'une période de 5 mois d'observation dans le Sud de la Côte-d'Ivoire, du début de la saison des pluies au début de la saison sèche, la cercosporiose de la laitue est constamment observée, provoquant des pertes importantes, avec une gravité plus marquée lors du maximum des pluies.

La présente étude a pour but de préciser l'origine de l'inoculum primaire, les conditions de formation de l'inoculum secondaire, ainsi que quelques-uns des facteurs qui conditionnent le succès des infections.

Le maintien éventuel du parasite dans le sol est envisagé dans un 1^{er} essai. Le rôle du sol en tant que milieu de conservation du parasite et source d'inoculum primaire est assez rarement évoqué dans la littérature en ce qui concerne le genre *Cercospora*. Il a cependant été analysé dans le cas de *C. beticola* Sacc. (NAGEL, 1936 et 1938 ; VERMA *et al.*, 1975) et l'on a démontré que ce champignon est capable de croître et de sporuler sur ce milieu. Il en est de même pour *C. cruenta* Sacc. (VERMA *et al.*, 1975). En ce qui concerne les autres parasites fongiques tropicaux de la laitue, on a montré que les résidus de récolte infectés et présents sur le sol des parcelles constituent une source d'infections primaires par *Septoria lactucae* Pass. Les spores de ce parasite qui peuvent contaminer les graines sont, de plus, capables d'assurer l'infection des jeunes plants (FOURNET, 1976).

ORSTOM Fonds Documentaire
N° : 31.999.881
17 MAI 1991
Cote : B

M M
PST

II. MATÉRIEL ET MÉTHODES

Les observations qui suivent ont été effectuées dans le périmètre maraîcher d'Adiopodoumé, situé dans un bas-fond proche de la lagune Ébrié. La laitue et particulièrement la variété Batavia « Blonde de Paris », y est cultivée en permanence ainsi que d'autres plantes maraîchères, selon des techniques traditionnelles. La culture en pépinière dure environ 4 semaines et la récolte a lieu 5 à 6 semaines après le repiquage. Le semis et le repiquage sont effectués sur des planches billonnées d'environ 50 cm de haut. Du fait de l'absence de système de rotation, cette culture revient le plus souvent sur la même planche pendant plusieurs cycles culturaux successifs.

A. Étude de l'origine de l'inoculum primaire

1. Essai en plein champ

Des bacs métalliques de 20 cm de côté et 12 cm de hauteur sont remplis de terre et installés sur des bâches de plastique de 1,2 m de côté. Huit plantes saines (var. « Blonde de Paris »), provenant de graines mises à germer au laboratoire, sont repiquées dans chaque bac. Deux lots de 2 bacs sont préparés : les 1^{ers} sont remplis de terre prélevée superficiellement (à moins de 5 cm) sur une planche qui a porté récemment des plantes infectées, les 2^e contiennent le même sol, stérilisé au four à 120 °C pendant 48 h. Les plantes sont arrosées au pied, sans provoquer de projections, pendant 2 jours.

Les bacs sont ensuite installés en plein champ. Les plantes sont alors exposées à la pluie et à l'arrosage par aspersion, donc au rejaillissement de gouttelettes de pluie contre la terre des bacs (« splashing »). Elles peuvent aussi être contaminées par voie aérienne. Les contaminations extérieures en provenance du sol de la parcelle sur laquelle les bacs sont installés peuvent être écartées *a priori* grâce à la mise en place de l'essai sur des bâches.

2. Essai en serre

Un dispositif similaire est installé en serre, c'est-à-dire qu'il comporte 2 bacs de terre non traitée et 2 bacs de terre stérilisée, dans lesquels 8 plantes saines sont repiquées. On apporte à ces plantes un arrosage au pied qui ne provoque pas d'effet de rejaillissement.

L'expérience comprend donc 4 traitements qui sont représentés chacun par 2 bacs, soit 16 plantes. Après 25 j. le nombre de feuilles présentant des symptômes est compté dans chaque traitement. Par ailleurs, le nombre de lésions par unité de surface foliaire (estimée par $S = \pi a.b/4$, où a et b représentent la longueur et la largeur de la feuille en cm) est calculé pour la feuille la plus vieille de chaque plante. La moyenne de cette variable (X) est calculée pour les 4 traitements.

B. Techniques d'étude de la production d'inoculum secondaire

1. Stades de développement des lésions

L'évolution des lésions provoquées par *C. longissima* sur les feuilles de laitue présente un certain nombre de caractères réguliers qui nous ont permis de définir des stades de développement, dont la description, à la face supérieure des feuilles est la suivante :

Stade 1 : point d'infection initial, brun rougeâtre. Diamètre inférieur à 1 mm.

Stade 2 : début de brunissement de la lésion, qui s'affaisse par rapport à la surface de l'épiderme.

Stade 3 : apparition d'une zone décolorée, au centre de la lésion. Diamètre de l'ordre de 1 mm.

Stade 4 : la zone décolorée centrale prend une forme circulaire et s'entoure d'une marge brun-sombre. Diamètre généralement compris entre 1 et 2 mm.

Stade 5 : la marge brune périphérique s'étend rapidement. Diamètre variant de 2 à 5 mm.

Stade 6 : tache dépassant 5 mm dans sa plus grande dimension. Son centre est fréquemment déchiré ou perforé.

2. Évolution de la sporulation en fonction des stades de développement des lésions

Deux méthodes ont été utilisées afin de déterminer la capacité de sporulation des lésions à leurs différents stades de croissance :

Méthode 1 : Découpage et agitation (Agitateur Heidolph Type DSG 304) des taches dans 100 μ l d'une solution à 1 p. 100 (v/v) de Triton X-100 pendant 20 mn, puis comptage des spores en suspension dans une cellule de Nageotte. Le nombre de spores présentes sur les 2 faces des taches peut ainsi être estimé.

Méthode 2 : Comptage des spores et des conidiophores adhérent à des fragments de ruban adhésif préalablement appliqués sur les taches, puis plongés dans du bleu coton lactique et placés entre lame et lamelle. Cette méthode permet de comparer l'intensité de la sporulation sur les 2 faces des taches.

Quelle que soit la méthode employée, 25 comptages ont été réalisés pour chaque stade de développement.

3. Évolution de l'intensité de la sporulation au cours du temps dans une parcelle infestée

Des prélèvements quotidiens sont effectués à 8 h., 12 h 30 et 17 h 30 sur une parcelle infestée. A chaque prélèvement, un échantillon de 8 taches est analysé (méthode 1). Les lésions prélevées se trouvent à la fin du stade 5 ou au début du stade 6. La variable suivie au cours du temps est le nombre moyen de spores décomptées par unité de surface des lésions. Au cours de cette observation, un thermohygrographe, placé au sol sous un abri de 1 m de côté environ au milieu de la parcelle suivie, a permis de connaître les variations d'humidité et de température.

4. Effet de la température et de l'humidité sur la sporulation

Des feuilles présentant des lésions de stade 5 à 6 sont lavées à l'eau courante afin d'éliminer les spores qui se trouvent à leur surface, puis séchées avec un papier filtre. Les échantillons sont ensuite exposés à une humidité saturante ou à 80 p. 100 R. H. environ (conditions du laboratoire) et aux températures suivantes : 20, 25, 30 et 37 °C. Après 15 h. d'incubation, des échantillons de 20 taches sont prélevés dans chacun des 8 traitements et les comptages sont effectués suivant la méthode 1.

5. Évolution dans le temps du potentiel de sporulation de feuilles nécrosées

Afin d'évaluer la durée de conservation de la source d'inoculum que constituent les feuilles entièrement nécrosées, un échantillonnage de celles-ci est conservé dans les

conditions du laboratoire (80 p. 100 R. H. et 25 °C environ) pendant 1, 2, 4 et 6 semaines.

A chaque observation, 3 demi-feuilles sont incubées pendant 8 h. à 100 p. 100 R. H., tandis que les moitiés correspondantes sont maintenues dans les conditions d'hygrométrie du laboratoire. Dix prélèvements à l'emporte-pièce suivis de comptages (méthode 1) sont effectués sur chaque demi-feuille. La comparaison entre les nombres de spores décomptées permet d'estimer la capacité de sporulation des échantillons. Celle-ci est fondée sur le calcul du rapport :

$$\frac{X_H - X_T}{X_T} \times 100$$

X_H = nombre moyen (30 comptages) relevé à 100 p. 100 R. H.,

X_T = nombre relevé à 80 p. 100 R. H.

Les suspensions obtenues sont conservées pendant 8 h. à 25 °C afin d'évaluer le pourcentage de germination des conidies.

6. Relevés hebdomadaires effectués sur une parcelle infestée

Au cours d'un cycle cultural, l'évolution de la maladie est suivie chaque semaine sur 5 plantes appartenant à une même planche. La surface de chaque feuille ainsi que le nombre et les dimensions des lésions observées sont notés. Le rythme d'émission foliaire ainsi que la défoliation d'origine parasitaire sont également pris en compte au cours de ce suivi.

C. Influence de quelques facteurs sur la germination des spores

1. Effet de la température sur la germination

Des gouttes de suspension de spores sont déposées sur des boîtes d'agar-eau et incubées à 22, 25, 30, 32 et 35 °C. Après 4 et 24 h., les pourcentages de germination (sur 100 spores) et les longueurs des hyphes de germination émis sont mesurés.

2. Effet de l'humidité sur la germination

Des solutions saturées de $\text{CaCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$; $\text{Ca}(\text{NO}_3)_2 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$; NaCl et KCl sont préparées afin de réaliser des conditions d'humidité relative variables (respectivement : 35, 55, 76 et 86 p. 100 R. H.) en atmosphère confinée afin d'y étudier la germination des spores. Un traitement à 100 p. 100 R. H. est également réalisé en n'utilisant que de l'eau distillée.

Des suspensions de spores sont déposées sur des lames de verre ainsi que sur des morceaux de papier filtre, qui sont placés au-dessus des différentes solutions. L'emploi de papier filtre permet en effet de réduire le temps de séchage des conidies.

Les pourcentages de germination sont relevés dans chacun des 10 traitements (papier filtre ou lame de verre et 35, 55, 76, 86 ou 100 p. 100 R. H.) après 4 et 24 h. d'incubation à 20 °C.

3. Germination sur des feuilles mises en survie à 20 °C

Des gouttes de suspension de spores sont déposées sur des feuilles de laitue placées dans des boîtes de Petri recouvertes intérieurement de papier filtre imbibé d'eau. Les spores sont observées après coloration au bleu coton lactique, à la surface des fragments de feuille.

III. RÉSULTATS

A. Origine de l'inoculum primaire

Le dispositif mis en place vise à comparer le niveau d'infection de plantes cultivées sur sol stérilisé ou non, soit sur les parcelles infestées, soit en serre. Ce dispositif doit permettre de distinguer l'effet de contaminations provenant du sol, ou celles provenant de cultures voisines touchées par la maladie (dissémination de spores par voie aérienne).

Le tableau 1 indique que des infections ne sont constatées que dans 2 traitements sur 4 (1 : sol non stérilisé, au champ ; 2 : sol stérilisé, au champ) et que le niveau d'infection est le plus élevé pour le motif 1.

TABLEAU 1

Effet de la stérilisation du sol et de l'exposition à la pluie sur le niveau d'attaque parasitaire observé sur des plantes de 25 jours (16 plantes par traitement).

Effect of soil sterilization and of rainfall exposure on the disease level of 25-day old plants (16 plants in each treatment).

Traitements	1	2	3	4
	Au champ		En serre	
	Sol non stérilisé	Sol stérilisé	Sol non stérilisé	Sol stérilisé
% de feuilles touchées	60,3	31,1	0	0
Nombre moyen de lésions par cm ²	0,90	0,20	0	0

La comparaison des valeurs moyennes de X (test de Student pour la comparaison des petits échantillons) pour les traitements 1 et 2 permet de conclure à une différence très significative (au seuil de 1 p. 100) entre ces valeurs.

B. Production d'inoculum secondaire

1. Évolution de la sporulation en fonction du développement des lésions

La production de spores s'accroît progressivement à partir du stade 3 pour atteindre un maximum au stade 5 (fig. 1, A). Au stade 6 correspond une diminution de cette, variable pouvant sans doute s'expliquer par la grande vitesse d'extension des taches à ce stade qui ne serait pas accompagnée immédiatement par une forte sporulation sur les zones récemment nécrosées. Une analyse identique découle des résultats concernant la formation des conidio-phores (méthode 2, fig. 1, C). La 2^e méthode de comptage nous permet également de constater qu'il n'y a pas de différence significative entre les productions des 2 faces des taches.

2. Évolution de l'intensité de la sporulation au cours du temps au champ

L'expérience a pour but de mettre en évidence l'existence éventuelle d'un rythme circadien dans l'intensité de la sporulation. Elle est réalisée, en saison sèche, durant 6 j. au cours desquels la pluviométrie est nulle.

Le nombre moyen de spores décomptées sur les taches présente des variations quotidiennes assez régulières (fig. 2). Graphiquement, ces variations peuvent être asso-

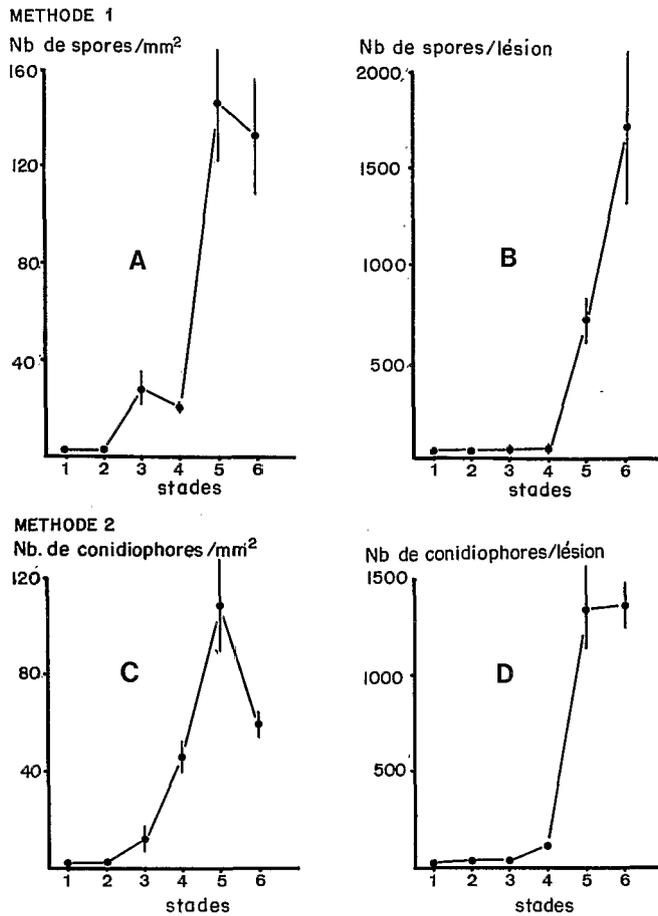


Figure 1

Évolution de la production de spores au niveau des lésions en fonction de leur stade de développement.

Méthode 1 : mise en suspension de spores.

Méthode 2 : application d'un ruban adhésif.

A = Nombre de spores produites par mm² en fonction du stade de développement des lésions (Méthode 1).

B = Nombre moyen de spores produites au niveau d'une lésion, en fonction de son stade de développement (Méthode 1).

C = Nombre de conidiophores produits par mm² en fonction du stade de développement des lésions (Méthode 2).

D = Nombre moyen de conidiophores produits par une lésion en fonction de son stade de développement (Méthode 2).

Les barres verticales indiquent la valeur de l'intervalle de confiance à 95 p. 100 pour chaque échantillon.

Inoculum production during the different stages of spot development.

1st method = preparation of a spore suspension.

2nd method = by use of scotch tape.

A = Number of conidia produced per mm² during the different stages of growth of the spots (1st method).

B = Mean number of conidia produced by a spot during the different stages of growth (1st method).

C = Number of conidiophores produced per mm² during the different stages of growth of the spots (2nd method).

D = Mean number of conidiophores produced by a spot during the different stages of growth (2nd method).

Vertical lines indicate the value of the confidence interval at 95 per cent in each sample.

ciées à celles de l'humidité relative enregistrée pendant la même période (fig. 2) ; les périodes où celle-ci se maintient à 100 p. 100 (la nuit) correspondent, en effet, aux augmentations du nombre de spores.

3. Effet de la température et de l'humidité sur la sporulation

Les résultats obtenus (fig. 3) indiquent qu'une humidité saturante favorise la sporulation à toutes températures, sauf

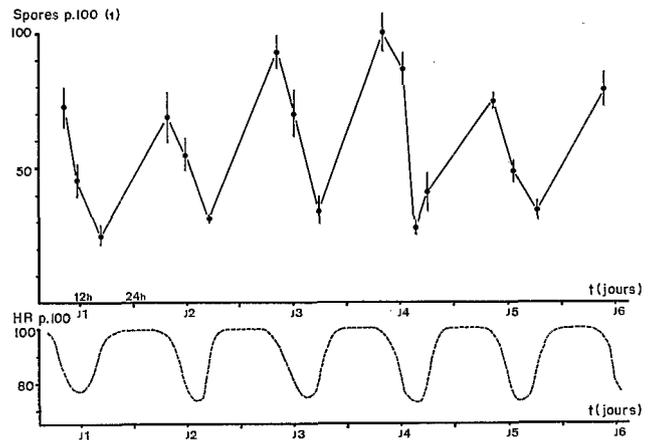


Figure 2

Évolution du nombre de spores à la surface des lésions et de l'humidité au cours du temps.

(I) : En p. 100 par rapport à la valeur la plus basse enregistrée. Les barres verticales indiquent la valeur de l'erreur standard pour chaque échantillon.

H. R. p. 100 : évolution de l'humidité en p. 100 de saturation.

Number of conidia present on lesion surfaces and atmospheric humidity during 6 days.

(I) : Percentages of the lowest recorded value.

Vertical lines indicate the value of the standard error in each sample.

H. R. p. cent : atmospheric humidity in percent of saturation.

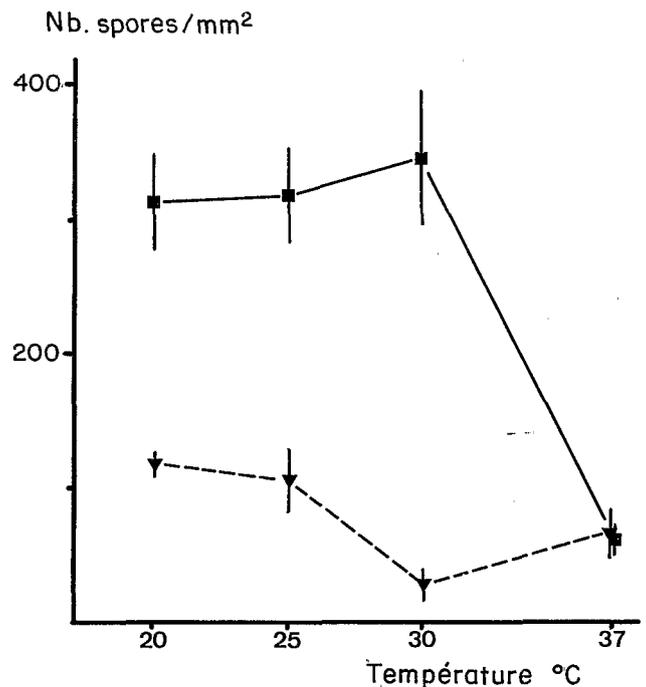


Figure 3

Effets de la température et de l'humidité sur la sporulation au niveau des lésions.

Les barres verticales indiquent la valeur de l'erreur standard pour chaque échantillon.

■ : 100 p. 100 R. H.

▼ : 80 p. 100 R. H.

Effect of temperature and relative humidity on sporulation on lesions.

Vertical lines indicate the value of the standard error in each sample.

■ : 100 % R. H.

▼ : 80 % R. H.

à 37 °C, où elle est très faible. La production de spores dans une humidité saturante demeure élevée à 20 °C.

4. *Évolution du potentiel de sporulation de feuilles nécrosées (tabl. 2)*

Des comptages effectués sur des feuilles nécrosées encore fixées à la plante fournissent une valeur moyenne de 58,4 spores présentes par mm² au moment de leur récolte. Cette valeur est nettement plus faible que celle obtenue simultanément pour des nécroses au stade 5 (136,8 spores/mm²). Cependant, en la ramenant à la surface concernée (une feuille entière), nous sommes conduit à conclure qu'il y a, au niveau des feuilles nécrosées, une production d'inoculum considérable.

TABLEAU 2

Évolution de la capacité de sporulation de feuilles nécrosées au cours du temps.

(1) : $\frac{\bar{X}_H - \bar{X}_T}{\bar{X}_H} \times 100$ (voir texte)

(2) : sur 100 spores observées.

Sporulation capacity on necrotic leaves.

(1) : $\frac{\bar{X}_H - \bar{X}_T}{\bar{X}_H} \times 100$ (see text)

(2) : from 100 conidia.

Temps de conservation (semaines)	1	2	4	6
Capacité de sporulation (1)	77,7	77,4	5,7	8,7
% de germination (2)	89	93	49	38

La capacité de sporulation sur les feuilles détruites par le parasite ainsi que le pourcentage de germination se maintiennent à un niveau assez élevé pendant environ 2 semaines (tabl. 2). Après un mois de conservation, il se produit une chute importante de ces paramètres.

5. *Évolution du potentiel d'inoculum au champ, au cours d'un cycle cultural*

Les résultats obtenus permettent d'estimer le nombre de spores présentes sur les surfaces nécrosées des plantes infectées. Chaque relevé hebdomadaire permet en effet de connaître les surfaces qu'occupent les différents types de lésions décrits ci-dessus (stades 1 à 6 et « feuilles détruites »). On peut alors effectuer les produits de ces surfaces par leurs productivités respectives en spores (fig. 1 A), ce qui fournit le nombre de spores présentes sur les plantes en fonction des types de lésions. La somme de ces dernières valeurs donne le résultat recherché. Ce calcul, effectué pour chaque relevé d'un cycle, aboutit au tableau 3.

Les valeurs du tableau 3 ne sont qu'indicatives et ne peuvent être considérées que comme des estimations permettant de donner une idée du potentiel d'inoculum présent à un instant donné au niveau d'une parcelle infestée. Nous effectuons en effet plusieurs extrapolations au cours de ce calcul et nous avons montré, d'autre part, que le nombre de spores présentes sur les taches est susceptible de varier.

TABLEAU 3

Évolution du nombre estimé de spores présentes au niveau d'une plante infectée au cours d'un cycle cultural (moyenne sur 5 plantes). Estimated number of conidia produced by a diseased plant during the crop period (mean of 5 observed plants).

Temps (jours)	1 (repiquage)	8	15	22	27	34 (récolte)
Nombre de spores (en millions)	0,06	0,44	0,63	2,02	4,21	10,66

Enfin, il n'est pas tenu compte du potentiel d'inoculum du sol.

C. *Influence de quelques facteurs sur la germination des spores*

Les résultats indiqués dans la figure 4 indiquent que le Triton X. 100 n'a d'effet ni sur le pourcentage de germina-

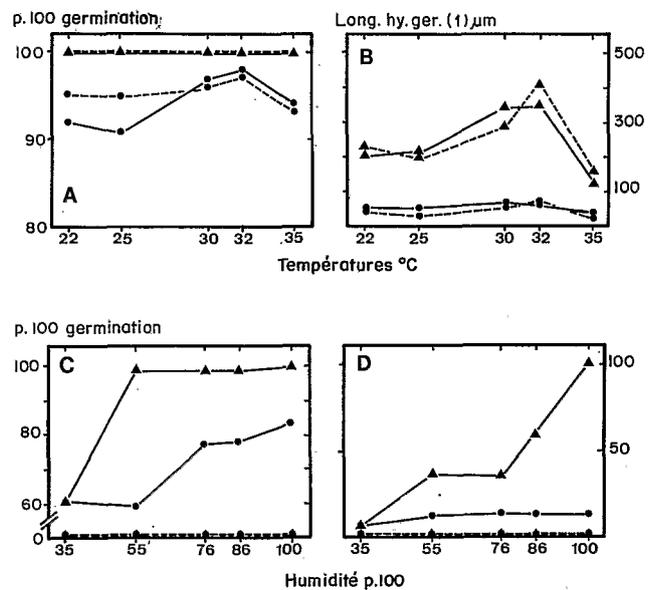


Figure 4 Effets de la température et de l'humidité sur la germination des spores.

(1) : Longueur des hyphes de germination (moyenne).

A, B : Effet de la température :

- : dans l'eau
- - - : dans une solution de Triton X-100 à 0,1 p. 100
- : après 4 h.
- ▲ : après 24 h.

C, D : effet de l'humidité :

- : sur lame de verre
- - - : sur papier filtre
- : après 4 h.
- ▲ : après 24 h.

Effect of temperature and humidity on conidial germination.

(1) : Length of germ tubes (mean)

A, B : effect of temperature :

- : in water
- - - : in 0.1 % Triton X-100
- : after 4 h.
- ▲ : after 24 h.

C, D : effect of humidity :

- : on microscope slides
- - - : on filter paper
- : after 4 h.
- ▲ : after 24 h.

tion (A), ni sur la longueur des hyphes de germination (B). L'emploi de ce produit, qui permet d'obtenir des suspensions concentrées de spores, a donc été maintenu ultérieurement au cours de ces essais.

La température optimale de germination est de l'ordre de 32 °C (A et B). Néanmoins, les pourcentages de germination demeurent très élevés aux températures extrêmes testées (22 et 35 °C), même après 4 h. d'incubation.

Les essais réalisés sur papier filtre (fig. 4, C et D) montrent que la germination des spores de *C. longissima* est impossible en l'absence d'eau sous forme liquide, même à 100 p. 100 R. H. D'autre part, les essais réalisés sur lame de verre à 35 p. 100 R. H. (C) montrent qu'une courte période d'immersion (moins de 2 h.) suffit à assurer la germination d'une forte proportion (60 p. 100) de spores. Par contre, si l'eau des gouttelettes s'évapore, la croissance des hyphes de germination s'arrête, ainsi que le montre le résultat obtenu pour 35 p. 100 R. H. (fig. 4 D) : après 24 h. d'incubation, la longueur des hyphes de germination n'a pas varié (8 µm) par rapport à celle mesurée après 4 h.

Sur feuille mise en survie à 20 °C, un réseau déjà très dense d'hyphes de germination peut être observé après 24 h. d'incubation (fig. 5). Toutes les cellules des conidies semblent également aptes à émettre un hyphe de germina-

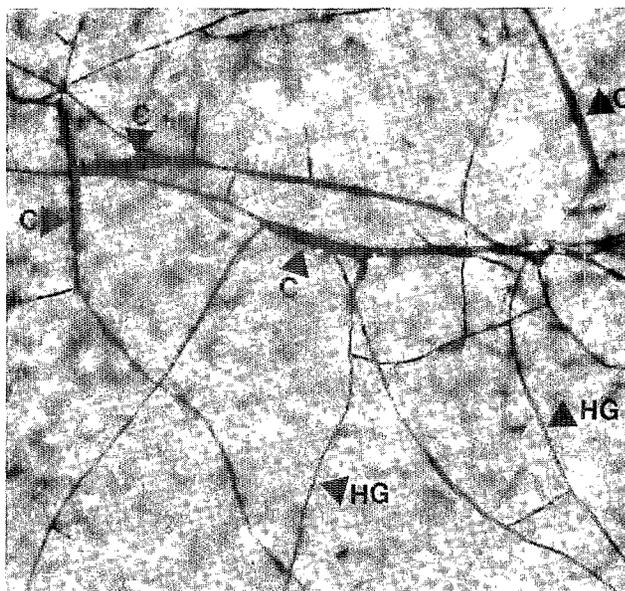


Figure 5
Germination des spores à la surface de l'épiderme après 24 h. d'incubation (x250)

c : conidies
h. g. : hyphe de germination.

Conidial germination on the epidermum surface after 24 h. of incubation (x250)

c : conidial
h. g. : germ tube.

tion, mais les cellules apicales et basales germent généralement plus vite. Des pénétrations peuvent dès lors être observées : un hyphe mycélien passe entre 2 cellules de garde d'un stomate et pénètre dans la cavité stomatique (fig. 6). Cette étape s'accompagne parfois d'un certain épaississement de l'hyphe, mais aucun organe de pénétration (appressorium) n'a pu être observé.

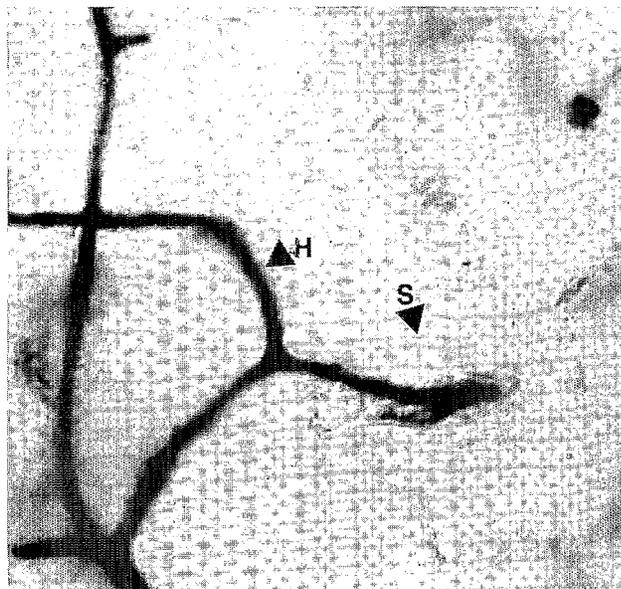


Figure 6
Après 24 h. d'incubation : pénétration d'un hyphe dans la lumière d'un stomate (x 1 000)

h : hyphe mycélien
s : stomate.

After 24 h. of incubation : penetration of infection hypha into a stomatal aperture (x 1 000)

h : infection hypha
s : stoma.

IV. DISCUSSION - CONCLUSION

L'essai relatif à l'origine de l'inoculum primaire permet d'envisager le rôle possible du sol dans sa conservation. De plus, l'absence d'infection sur les plantes arrosées au pied (tabl. 1) indique que le phénomène de « splashing » permet la contamination des plantes. Il est possible de conclure de cette expérience que le sol peut jouer le rôle de réservoir d'inoculum primaire, qui est disséminé par l'effet de rejaillement de l'eau de pluie ou d'arrosage (en cas d'arrosage par aspersion).

Une étude plus approfondie est nécessaire pour préciser comment et sous quelle forme *C. longissima* se maintient dans le sol (à l'état libre ou sur résidus de récolte infectés, sous forme de stroma mycéliens ou de conidies).

Cependant, le pourcentage important (31,1 p. 100) de feuilles touchées ainsi que le nombre relativement élevé de lésions par unité de surface dans le motif 2 (sol stérilisé, exposition à la pluie, tabl. 1), permet de constater que le sol n'est pas, dans la pratique, la seule source d'inoculum primaire. Ces infections doivent être attribuées à des contaminations dues à des spores transportées par le vent, provenant de planches voisines, où le niveau de maladie est élevé.

Il faut souligner que l'absence de symptômes dans les motifs 3 et 4 (sol stérilisé et sol non stérilisé, en serre, tabl. 1) ne tient pas à l'impossibilité de l'apparition de la maladie en serre (en raison de conditions microclimatiques, par exemple). Des inoculations artificielles y ont en effet été réalisées avec succès.

Les observations effectuées sur des feuilles nécrosées par le parasite (tabl. 2), bien que les conditions choisies au cours de cet essai soient très différentes de celles régnant au niveau d'une parcelle cultivée, permettent de considérer qu'un inoculum efficace peut s'y maintenir pendant une période d'au moins 1 mois.

Au cours du développement des macules foliaires dues au parasite, il apparaît que les stades 5 et 6 correspondent à un maximum de la capacité de sporulation (fig. 1). Par ailleurs, les prélèvements effectués dans une parcelle infestée révèlent l'existence d'un rythme quotidien du nombre de spores présentes sur les taches (fig. 2), ce qui peut s'interpréter de 2 manières :

— La sporulation est un phénomène continu, alors que la dissémination est périodique au cours de la journée.

— La sporulation ainsi que la dissémination connaissent un rythme quotidien.

En effet, seule une dissémination périodique permet d'expliquer la chute quotidienne du nombre de conidies présentes sur les nécroses (fig. 2). Le vent en est probablement l'un des agents. Cependant, l'abondance des rosées matinales au cours de cette période permet également d'envisager un transport de spores par ruissellement.

En fait, la production d'inoculum secondaire au niveau de lésions étendues (stades 5 ou 6), ou des feuilles nécrosées apparaît principalement liée à l'humidité. Les périodes favorables à la production d'inoculum secondaire sont en effet celles où la température est comprise entre 20 et 30 °C et où l'humidité est saturante (fig. 3). En saison sèche, ces conditions sont réunies durant la nuit en Basse Côte-d'Ivoire, ce qui explique le maintien de la maladie à un niveau économiquement dommageable pendant cette époque de l'année. Le phénomène de sporulation connaît donc probablement un rythme circadien. Il y aurait, de plus, une périodicité quotidienne de la dissémination.

L'effet de rejaillissement (« splashing ») de la pluie au contact du sol est une cause possible d'infections primaires. L'existence d'un niveau de maladie plus élevé en saison

humide permet de supposer que la pluie est également un vecteur de dissémination important de l'inoculum secondaire. Les données de la littérature, concernant la dissémination des *Cercospora* spp. font aussi bien état du rôle de la pluie (pour *C. zebrina* Pass., *C. medicaginis* Ell. & Ev. et *C. davisii* Ell. & Ev. selon BERGER & HANSON, 1963 ; pour *C. musae* Lesch. selon BRUN, 1963 ; pour *C. purpurea* selon RONDON-GARNIER, 1973, par exemple) que de celui du vent (pour *C. hayi* Calpouzos selon KAISER & LUKEZIC, 1966 ; pour *C. beticola*, selon MEREDITH, 1967). BERGER (1973) a démontré l'intervention de ces 2 modes de transmission pour *C. apii* Fres. Par ailleurs, pour la laitue, on a démontré que *Septoria lactucae* est disséminé par la pluie et, à faible distance, par le vent (FOURNET, 1976).

Nous avons montré que la germination des spores de *C. longissima* ne peut s'effectuer que dans l'eau. De plus, l'élongation des hyphes de germination s'arrête si celle-ci s'évapore (fig. 4). Cette exigence constitue un facteur limitant prépondérant pour l'évolution des épiphyties.

Ces résultats soulignent l'intérêt que présenteraient, pour la production de laitue en Côte-d'Ivoire, l'instauration d'une rotation des cultures ainsi que la destruction des résidus de récolte, mesures qui contribueraient à une réduction de l'inoculum primaire.

Reçu le 18 février 1983.

Accepté le 18 mai 1983.

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier l'ensemble du laboratoire de Phytopathologie du Centre ORSTOM d'Adiopodoumé et particulièrement M. Daniel NANDRIS, pour l'aide et les conseils qui m'ont été apportés au cours de la réalisation de ce travail.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Berger R. D., 1973. Early blight of celery. Analysis of disease spread in Florida. *Phytopathology*, **63**, 1161-1165.
- Berger R. D., Hanson E. W., 1963. Pathogenicity, host parasite relationships and morphology of some forage legume *Cercosporae* and some factors related to disease development. *Phytopathology*, **53**, 500-508.
- Brun J., 1963. *La cercosporiose du bananier en Guinée. Étude de la phase ascosporee du Mycosphaerella musicola Leach*. Thèse Doct., Fac. Sciences, Univ. Paris. Centre d'Orsay N° 35, 196 p.
- Fournet J., 1976. Possibilité d'amélioration de la lutte contre la septoriose de la laitue par l'étude des épidémies. *Ann. Phytopathol.*, **8** (1), 41-50.
- Kaiser W. J., Lukezic F. L., 1966. Influence of certain environmental conditions on spore dispersal and survival of *Cercospora hayi* from Banana. *Phytopathology*, **56**, 1290-1293.

- Meredith D. S., 1967. Conidium release and dispersal in *Cercospora beticola*. *Phytopathology*, **57**, 889-893.
- Nagel C. H., 1936. The influence of *Cercospora* infected soil in relation to the epidemiology of *Cercospora* leaf-spot on sugarbeet (Abstr.). *Phytopathology*, **26**, 103.
- Nagel C. H., 1938. The longevity of *Cercospora beticola* in soil. *Phytopathology*, **28**, 342-350.
- Rondon-Garnier A. J., 1973. Etude sur la cercosporiose de l'avocatier en Côte-d'Ivoire. *Fruits*, **28** (4), 279-284.
- Verma P. R., Agnithotri J. P., Patel P. N., 1975. Survival of *Cercospora cruenta* Sacc. and *Cercospora beticola* Sacc. through non crop periods. *Phytopathol. méditerran.*, **14**, 23-24.