

Choanephora cucurbitacearum Curr., un nouveau champignon pathogène de l'Amarante au Congo

Casimir Makambila, Jean-Baptiste Goma

L'Amarante, dont la consommation annuelle par habitant varie entre 1 et 16 kg se situe avec la tomate parmi les produits les plus importants au Congo. Elle est très appréciée en Afrique centrale, principalement au Zaïre, au Centrafrique, au Gabon et au Cameroun. En 1990, les premières affections dues à *Choanephora cucurbitacearum* Curr. ont été identifiées dans plusieurs centres maraîchers à Brazzaville, à partir de fragments de tissus infectés. Le genre *Choanephora*, décrit par Currey, comprend plusieurs espèces dont les plus connues sont *C. cucurbitarum* ou *C. cucurbitacearum* (Curr.), *C. infundibulifera* (Curr.) et *C. trispora* (Thaxt). Sinhu appelé aussi *Blakeslea trispora* (Thaxt).

La gamme d'hôtes de ces champignons est large et comprend les Cucurbitacées, *Capsicum* et *Colocasia*, le sorgho, le manioc, le niébé et le gombo [1, 2]. Les dégâts causés par *C. cucurbitacearum* ont surtout été signalés aux États-Unis, en Inde et aux Antilles. En Afrique, le seul pays concerné jusqu'à présent était le Nigeria [3, 4].

L'Amarante constitue, en Afrique centrale et au Congo, le principal hôte de *C. cucurbitacearum*.

Étant donné le rôle alimentaire de l'Amarante et l'importance des dégâts observés, cet article décrit l'agent pathogène et ces symptômes de la maladie, tente de reproduire ces symptômes par inoculation artificielle,

et étudie le mode de conservation de l'agent pathogène dans les exploitations maraîchères.

Les symptômes dus à *C. cucurbitacearum* ont été décrits à partir des plantes d'Amarante infectées, prélevées dans cinq centres maraîchers. Trois cents plantes ont été observées en novembre 1991 et le pourcentage des plantes infectées a été évalué.

L'isolement de l'agent pathogène est réalisé sur un milieu malt (10 g/l), agar (14 g/l) autoclavé, auquel a été rajouté 150 mg de streptomycine. Le milieu estensemencé en boîte de Petri avec de petits fragments de tissus infectés. Les cultures de *C. cucurbitacearum* sont obtenues après 48 heures. L'agent pathogène isolé à partir des tissus atteints a été identifié par le *Centraal bureau voor schimmelcultures* de Baarn (Pays-Bas). Les insectes constituant l'entomofaune de l'Amarante ont été identifiés à Brazzaville par le Laboratoire d'entomologie agricole de l'ORSTOM.

Les inoculations artificielles sont réalisées sur plantes entières en piquant la tige dans la région apicale à l'aide d'une aiguille. Dans la première série, 10 plantes sont blessées puis inoculées avec une suspension conidienne du champignon pathogène. Une deuxième série de 10 plantes non blessées sert de témoin. Les plantes sont ensuite introduites dans des boîtes en plexiglass avec un taux d'humidité relative élevé obtenu grâce à du coton hydrophile imbibé d'eau stérile.

Ces boîtes sont placées à 28° C pendant cinq jours dans une enceinte éclairée (14 h/j).

En vue de préciser le mode de conservation de *C. cucurbitacearum*, des feuilles issues des plantes maraîchères (chou, oseille de Guinée, gombo, melon, tomate) abandonnées sur les sillons après récolte sont collectées.

Ces feuilles, humidifiées par de l'eau stérile, sont introduites dans des boîtes de Petri, puis incubées à 28° C à l'obscurité, et enfin observées après cinq jours, pour noter la présence éventuelle de *C. cucurbitacearum*.

Les symptômes dus à *C. cucurbitacearum* se développent d'une part au niveau de la région apicale et subapicale de la tige, et d'autre part sur les pétioles et les limbes des feuilles situées à ce niveau.

Sur tiges, les symptômes débutent par la formation d'une petite nécrose brunâtre au niveau du point d'insertion du pétiole (*photo 1 : 1*). En période humide, la nécrose s'étend longitudinalement, affecte les tissus superficiels de la tige et gagne le bourgeon apical et la région subapicale (*photo 1 : 2*). Les tissus nouvellement affectés sont légèrement brunâtres (*photo 1 : 3*). Le bourgeon apical atteint se dessèche et meurt.

Sur les variétés sensibles, la tige atteinte se tord (*photo 1 : 4 et 5*) et la croissance s'interrompt. Les feuilles apicales et subapicales atteintes sont situées sur la partie infectée de la tige. La nécrose débute au point d'insertion du pétiole, elle se propage ensuite et atteint le limbe de la feuille (*photo 1 : 2 et 3*) qui s'enroule, se dessèche et finalement se détache.

Sur les variétés moins sensibles, les

C. Makambila, J.-B. Goma : Laboratoire de phytopathologie, Faculté des sciences, Université de Brazzaville, BP 69, Brazzaville, Congo.

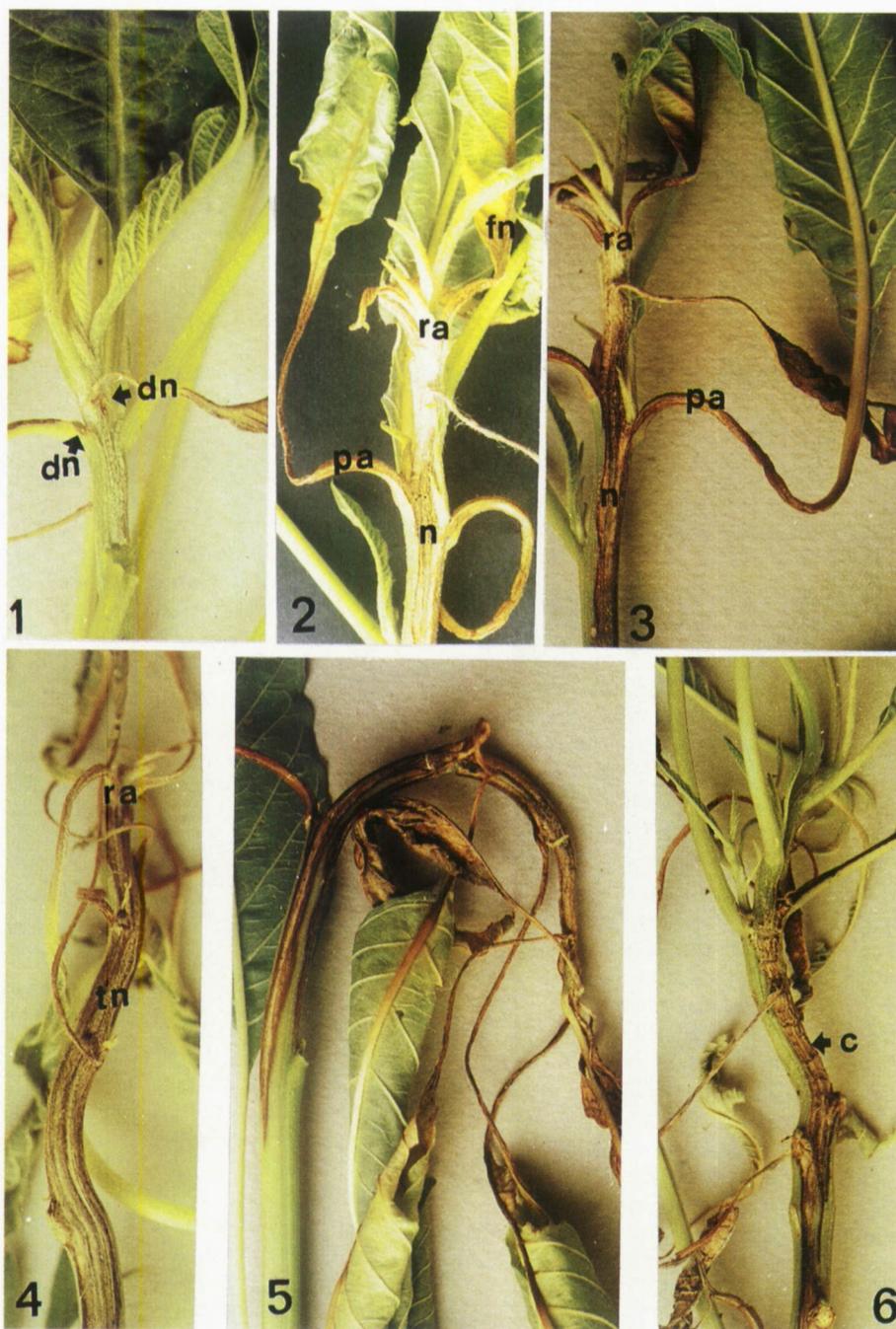


Photo 1. Les symptômes de l'antracnose sur l'Amarante.
 dn : début de nécrose, pa : pétiole atteint, n : nécrose, ra : région apicale, fn : feuille nécrosée, tn : tige nécrosée, c : cicatrisation.
 1. Début de la formation d'une nécrose.
 2. Nécrose apicale de la tige présentant des feuilles en début de dessèchement.
 3. Nécrose de la tige.
 4 et 5. Plante atteinte au niveau de la région apicale et subapicale.
 6. Cicatrisation d'une nécrose.

Photo 1. Symptoms of anthracnosis on *Amaranthus*.
 dn : early necrosis, pa : petiole affected, n : necrosis, ra : apical region, fn : necrotic leaf, tn : necrotic stem, c : cicatrization.
 1. Start of necrosis formation.
 2. Stem-tip necrosis showing leaves beginning to desiccate.
 3. Stem necrosis.
 4 and 5. Plant affected at the apical and sub-apical regions.
 6. Cicatrization of necrotic tissue.

nécroses sur tiges se cicatrisent dans la région subapicale et plusieurs nouveaux bourgeons se développent à la place du premier bourgeon apical atteint (*photo 1 : 6*).

Les résultats des prospections effectuées en novembre 1991 sont présentés dans le *tableau 1*. On observe la présence de la maladie dans les cinq centres maraîchers prospectés : les pourcentages de plantes infectées variant entre 13 et 74,6. Les centres les plus atteints sont ceux d'Agricongo et de la rive droite du Djoué pour lesquels les taux de plantes infectées atteignent respectivement 74,6 et 69 %.

L'observation des thalles obtenus après isolement de *C. cucurbitacearum* montre un système de filaments siphonnés et ramifiés. Les seuls organes de reproduction différenciés sur le thalle sont les conidiocystes, qui se forment à l'extrémité de conidiophores verticaux. Ils ont une forme de losange et sont limités extérieurement par une paroi permettant d'observer les conidies qu'ils contiennent. Les mesures effectuées sur 200 conidiocystes ont donné une longueur comprise entre 5 et 24 μm , avec 82,5 % ayant une longueur comprise entre 5 et 14,5 μm . Les conidies ont une forme de losange ou d'ovale, leur longueur varie entre 1,2 et 2,7 μm (74,5 % ayant une longueur comprise entre 1,2 et 1,7 μm). L'observation des débris de feuilles cultivées en boîtes de Petri montre que

Tableau 1

Pourcentage des plantes d'Amarante infectées dans les centres maraîchers prospectés à Brazzaville en novembre 1991

Centres maraîchers prospectés	Plantes infectées (%)
Moukondo	40
Rive de droite du Djoué	69,6
Agri-Congo	74,6
Kombé	13
Talangai	52

Percentage of infected *Amaranthus* plants found in the vegetable production centres prospected in Brazzaville in November 1991

des conidiophores porteurs de conidiocystes se développent sur feuilles de chou. Observés au microscope, ces conidiocystes et ces conidies présentent les mêmes caractéristiques que ceux produits par le thalle de *C. cucurbitacearum* en culture pure.

Lors des inoculations artificielles de *C. cucurbitacearum*, des nécroses accompagnées d'une perte de feuilles sont observées. Elles débutent tout autour de la blessure et se propagent longitudinalement sur la tige et le long des pétioles des feuilles situées au voisinage de la blessure. Les nécroses se recouvrent d'un feutrage mycélien formé de conidiophores porteurs de conidiocystes noirs. Les dimensions moyennes des nécroses obtenues sur les plantes inoculées après sept jours sont comprises entre 5 et 45 mm. Les inoculations artificielles réalisées sur des plantes non blessées ne forment ni nécrose, ni feutrage mycélien porteur de conidiocystes.

C. cucurbitacearum est donc un nouveau champignon provoquant des nécroses sur tiges et pétioles des feuilles d'Amarante au Congo. La maladie est importante en divers centres maraîchers et due à la présence importante de débris de feuilles de chou, abandonnés après récolte, constituant un réservoir saprophytique de l'agent pathogène.

L'Amarante représente pour le moment la seule plante-hôte parasitée par *C. cucurbitacearum*. Les conidies constituent le principal inoculum assurant la propagation de la maladie. La pénétration de l'agent pathogène dans les tissus de la tige nécessite la présence d'une blessure, et un taux d'humidité relative élevé, comme dans le cas de *Colletotrichum gloeosporioides* Penz, agent de l'antracnose du manioc [5].

Pour cette anthracnose, la blessure résulte, dans les conditions naturelles, d'une piqûre de punaise, *Pseudotherapus devastans* [6]. Dans le cas de *C. cucurbitacearum* sur Amarante, la blessure est due à un insecte cucurliionide : *Gasteroclisis auritus*, variété *fraternus*. Le cycle infectieux de *C. cucurbitacearum* pourrait comprendre les phases suivantes :

— une phase de contamination, au cours de laquelle les conidies de

l'agent pathogène polluent les tiges des plantes d'Amarante ;

— une phase de pénétration dans les tissus des tiges favorisée par les blessures causées par *Gasteroclisis auritus* ;

— une phase de développement de l'agent pathogène, avec différenciation de fructifications asexuées au niveau des plages présentant des symptômes ;

— une phase de conservation de l'agent pathogène sur les déchets de chou sur lesquels *C. cucurbitacearum* mène une vie saprophytique ;

— une nouvelle phase de fructification sur les déchets de feuilles de chou en période d'humidité élevée, par exemple après une pluie. Ces fructifications, disséminées par le vent, contaminent alors les plantes d'Amarante.

Ces différentes phases constituent le cycle court de la maladie. Il existe également un cycle long où l'agent pathogène passe en outre par une phase de conservation dans les déchets de feuilles de chou.

Les conidies étant les principaux organes de propagation et d'infection de l'Amarante, une réduction de la présence d'inoculum dans les centres maraîchers pourrait diminuer la maladie, soit en éradiquant les plantes infectées, soit en éliminant les feuilles de chou abandonnées sur le sol qui assurent la conservation de *C. cucurbitacearum* ■

Références

1. Roger L. *Phytopathologie des pays chauds*. Encycl Mycol, Lechevalier, Paris, 1953 ; tome 2.
2. Sinha S. A wet rot of leaves of *Colocasia antiquorum* due to secondary infection by *C. cucurbitacearum* Thaxter and *C. trispora* Thaxter. *Proc Indian Acad Sci Sec B* 1940 ; 11 : 167-76.
3. Messiaen CM. In : *Le potager tropical. Techniques vivantes*. Paris : ACCT, 1989 ; 580 p.

Summary

Choanephora cucurbitacearum Curr. : a new pathogenic fungus of *Amaranthus* in the Congo

C. Makambila, J.-P. Goma

Choanephora cucurbitacearum Curr. is a pathogenic fungus causing necrosis on stalks and petioles of *Amaranthus* in the Congo since 1990. In the vegetable-production centres prospected, the percentage of infected plants varied between 13 % and 74.6 %. Asexual spores (conidia) are the major source of propagation and contamination. They are formed on cabbage debris left over in furrows after the cabbage harvest. During the rainy season, the leaf debris produces conidia which disseminate and contaminate the *Amaranthus* plants. Artificial inoculation produced symptoms similar to those found under natural conditions, provided the relative humidity was high and a wound had been made on the stalk by an insect bite.

Cahiers Agricultures 1993 ; 2 : 217-9.

4. Ikediugwu FEO. A shoot disease of *Amaranthus* spp. in Nigeria associated with *Choanephora cucurbitacearum*. *J Hort Sci* 1981 ; 56 : 289-93.

5. Makambila C, Bakala KL. Inoculation artificielle des tiges de manioc avec *Colletotrichum manihotis* Henn. *L'Agron Trop* 1982 ; 37 : 172-5.

6. Makambila C. *Étude de l'Anthracnose du manioc (Manihot esculenta Crantz) et son agent pathogène Colletotrichum gloeosporioides* Penz. Thèse de doctorat d'État, Université Clermont II, Clermont-Ferrand, 1987 ; 130 p.