Analyse de Risque Phytosanitaire

Version simplifiée

Dasheen mosaic virus

Référence : ARA-v1

Cette analyse de risque a été réalisée en utilisant les principes de la norme CIPV (NIMP n°11), sous la forme du "système pour l'évaluation du risque phytosanitaire" mise au point par l'OEPP, mais certaines questions ont été peu renseignées, par manque de données ou dans une volonté de simplification. Les données principales sont reprises selon un plan simplifié proposé par l'OEPP, favorisant une présentation rapide de l'organisme nuisible et du risque lié à son introduction : **aux Antilles, en Guyane et à la Réunion.**

Evaluation du risque

Risque d'introduction : **fort**

Entrée : **fort**
Etablissement : **fort**

Impact économique : **moyen**

Autres impacts : **non identifié**

Degré d'incertitude : **faible**

Organisme à réglementer

Organisme nuisible	***Dasheen mosaic virus***
Zone de l'ARP :	**Antilles, Guyane et Réunion**
Evaluateur	Emmanuelle Muller – Cirad
Date :	Septembre 2003

1. INITIATION

1.1. Justification de l'étude — La réglementation phytosanitaire est en cours de révision.

1.2. Taxonomie — Genre *Potyvirus*
Famille *Potyviridae*

Nom commun : en anglais — *Dasheen mosaic virus* (DsMV)

2. PROBABILITE D'INTRODUCTION

2.1. Entrée

2.1.1. Répartition géographique

Le DsMV est largement répandu dans les régions tropicales et subtropicales. Il a été signalé en Egypte, en Floride, en Europe, au Brésil, au Porto Rico, au Vénézuela, en Afrique du Sud, en Inde, au Japon, en Chine, en Nouvelle Zélande et en Océanie (Chagas *et al*., 1993, Chen, 1996, Pandit *et al*., 2001, Pearson *et al*., 1998, Zettler *et al*., 2001, Zettler *et al*., 1986a).

2.1.2. Plantes hôtes et symptômes

Hôtes naturels :
Le virus a été signalé pour la première fois en 1970 aux USA sur un tubercule de *Zantedeschia elliottiana* importé de Hollande (Zettler *et al*., 1970).
Il a été signalé dans des espèces appartenant à 16 genres de la famille des Araceae :
Aglaonema, Alocasia, Amorphophallus, Anthurium, Arisaema, Caladium, Colocasia, Cryptocoryne, Cyrtosperma, Dieffenbachia, Monstera, Philodendron, Richardia, Spathiphyllum, Xanthosoma et *Zantedeschia.*
Le DsMV provoque principalement des mosaïques plus ou moins sévères et des symptômes de distorsion des feuilles. Certaines feuilles de la plante infectée peuvent rester sans symptômes.

Sur l'espèce *Philodendron selloum* utilisée comme plante de propagation du virus et plante test pour la transmission par puceron, le DsMV provoque une chlorose systémique des nervures 2-3 semaines après inoculation de jeunes plants puis une mosaïque sévère et la déformation des nouvelles feuilles.
L'espèce *Philodendron verrucosum* est signalée comme étant un hôte sur lequel on n'observe que des lésions locales (Zettler *et al*., 2001).

Gamme d'hôte expérimentale (Zettler *et al*., 1986a).
Sur 15 familles testées, 5 contiennent des hôtes sensibles.
Plantes inoculées expérimentalement et sensibles au DsMV :
Aglaonema, Alocasia, Amorphophallus, Arisaema, Caladium hortulanum, Chenopodium amaranticolor, Chenopodium ambrosioides, Chenopodium quinoa, Colocasia esculenta, Cryptocoryne, Cyrtosperma, Dieffenbachia picta, Nicotiana benthamiana, Philodendron selloum, Philodendron verrucosum, Richardia, Saponaria vaccaria, Spathiphyllum, Tetragonia tetragonioides, Xanthosoma caracu, Zantedeschia elliottiana.

Plantes inoculées expérimentalement mais non sensibles :
Amaranthus caudatus, Apium graveolens, Beta vulgaris, Brassica oleracea var. acephala, Brassica oleracea var. botrytis, Capsicum annuum, Carica papaya, Cassia occidentalis, Chenopodium amaranticolor, Chenopodium quinoa, or Crotalaria spectabilis, Cucumis sativus, Cucurbita moschata, Cucurbita pepo, Dahlia pinnata, Datura stramonium, Gomphrena globosa, Lupinus angustifolius, Lycopersicon esculentum, Nicotiana benthamiana, Nicotiana clevelandii, Nicotiana debneyi, Nicotiana glutinosa, Nicotiana glutinosa × N. clevelandii, Nicotiana langsdorffii, Nicotiana megalosiphon, Nicotiana rustica, Nicotiana tabacum, Nicotiana × edwardsonii, Petunia × hybrida, Phaseolus vulgaris, Physalis floridana, Pisum sativum, Sorghum bicolor, Spinacia oleracea, Tetragonia tetragonioides, Tropaeolum majus, Vicia faba, Vigna unguiculata, Zea mays, Zinnia elegans.

Familles contant des hôtes sensibles :
Araceae (16/16), Caryophyllaceae (1/1), Chenopodiaceae (3/5), Solanaceae (1/15), Tetragoniaceae (1/2).

Familles contant des hôtes non sensibles :
Amaranthaceae (2/2), Caricaceae (1/1),Chenopodiaceae (2/5), Compositae (2/2), Cruciferae (2/2), Cucurbitaceae (3/3), Gramineae (2/2), Leguminosae-Caesalpinioideae (1/1), Leguminosae-Papilionoideae (6/6), Solanaceae (14 /15), Tetragoniaceae (1/2), Tropaeolaceae (1/1), Umbelliferae (1/1).

Remarque : Les rapports ne sont pas concordants concernant la sensibilité des plantes non-aroides, dans des études faites en Europe, certaines sont sensibles alors que dans des études conduites en Floride et au Venezuela, les plantes non-aroides ne sont pas infectées (Zettler and Hartmann, 1986).

2.1.3. Filières d'introductions possibles

L'importation de plantes ornementales de la famille des Aracées est relativement développée dans les DOM, soit pour la mise en culture par des professionnels, soit pour la vente directe aux particuliers.
Des aracées alimentaires sont importées de la Caraïbe vers la Martinique et la Guadeloupe.

Le DsMV est transmis par puceron (*Myzus persicae, Aphis craccivora* et *Aphis gossypii*) sur le mode semi-persistant et par la sève (Zettler *et al*., 2001). La transmission par la graine n'a pas été observée pour les espèces *Caladium hortulanum, Dieffenbachia picta et Xanthosoma caracu* (Hartman *et al.,* 1972).
Le DsMV peut se transmettre par inoculation mécanique mais pas par contact entre les plantes.

Complément concernant la biologie de l'espèce

Les particules virales sont trouvées dans le cytoplasme des cellules du mésophylle, de l'épiderme et très probablement du phloème (Zettler *et al*., 1986).

Caractéristiques moléculaires
Le DsMV est un virus filamenteux flexueux non enveloppé d'une longueur approximative de 750nm. Son génome est un ARN linéaire simple brin de polarité positive.
Le premier isolat séquencé de DsMV provient de l'espèce *Zantedeschia aethiopica* et comprend 9 991 nucléotides (Cheng *et al*., 2001).
Dans la sève de *Philodendron selloum* infecté, le virus est inactivé par chauffage pendant 10 min à 60-65°C à la dilution 10^{-2}, ou bien en le conservant plus de 75h à 26°C. (Zettler *et al*., 2001).
Pas distinction entre isolats observée sauf de légères différences dans les symptômes induits par deux isolats provenant de Fiji et de Floride sur *Philodendron selloum* (Abo El-Nil *et al*., 1977).
Plusieurs études ont mis en évidence une variabilité moléculaire dans la partie N-terminale de la Coque protéine (CP) qui se traduit par la traduction de protéines de tailles différentes et par des variations dans le pourcentage d'identité en acides aminés allant de 81 % à 97 % pour les isolats pris deux à deux (Pappu *et al*., 1994, Li *et al*., 1998, Chen *et al*., 2001).
Une parenté sérologique du DsMV a été décrite avec le *Blackeye cowpea mosaic virus* et le *Tobacco etch virus* (Abo El-Nil *et al*., 1977).
Des études phylogénétiques groupent le DsMV avec le ZYMV(*Zucchini yellow mosaic virus*), le BCMV (*Bean common mosaic virus*) et le SMV (*Soybean mosaic virus*) (Chen *et al*., 2001).

Assainissement
Des techniques de cultures de tissus ont été utilisées pour assainir des plants de *Caladium*, *Colocasia*, et *Xanthosoma* (Hartman, 1974). La plupart des espèces peuvent être multipliées actuellement par culture de tissus mais la culture de plants issus de culture *in vitro* qui représente un coût supplémentaire important n'est pas rentable pour les Araceae comestibles (Zettler and Hartman, 1987).

2.1.4. Inspection et méthodes de détection

Diagnostic
Il peut se faire par inoculation sur les plantes tests décrites plus haut.
L'appartenance du DsMV au genre Potyvirus doit permettre sa détection par PCR ou IC-PCR à l'aide d'amorces polyvalentes Potyvirus.
La détection du DsMV par ultramicro-ELISA a été mise au point (Dottin *et al* ., 1997). Un kit de détection par ELISA est disponible auprès de la société Agdia, Inc (Indiana, USA).

2.2. <u>Etablissement</u>

2.2.1. Cultures à risque dans la zone ARP

Potentiellement toutes les plantes citées plus haut dans la gamme d'hôte expérimentale et plus particulièrement toutes les plantes ornementales et comestibles de la famille des Araceae.

2.2.2. Similitudes climatiques entre la zone étudiée et l'aire de répartition actuelle de l'organisme nuisible

La présence du virus à l'intérieur des tissus le met à l'abri des contraintes climatiques. D'autre part, des vecteurs sont présents dans les quatre DOM.

Le virus ayant été détecté dans les Caraïbes, et considéré comme « mondialement présent « , il est possible qu'il soit déjà présent dans certains DOM.

2.2.3. Aspects de la biologie pouvant favoriser son établissement

La transmission par pucerons, si les espèces impliquées sont présentes, et l'utilisation de la propagation par voie végétative favorise fortement l'établissement de ce virus. En effet, la propagation par les semences n'est pas commercialement acceptable car les plants issus de graines ont des phénotypes très hétérogènes par rapport à la plante mère (Zettler & Hartmann, 1987).

2.2.4. Caractéristiques de la zone ARP (autres que climatiques) pouvant favoriser l'établissement

Les conditions climatiques entre la zone ARP et la zone de répartition actuelle sont similaires.

2.2. Quelle partie de la zone ARP peut-être considérée comme menacée

Zone ARP dans son ensemble.

3. EVALUATION DE L'IMPACT ECONOMIQUE

3.1. Description des dégâts

Les mosaïques et les déformations des feuilles rendent les plantes ornementales non commercialisables (en particulier pour les genres *Dieffenbachia* et *Zantedeschia*). Les pertes de rendement sur les genres *Calladium*, *Dieffenbachia, Philodendron* et *Zantedeschia* peuvent atteindre jusqu'à 60 % (Zettler and Hartman, 1987).
Sur les cultures de Xanthosoma et Colocasia (aracées alimentaires), l'impact des symptômes foliaires sur le rendement et la croissance n'a pas été clairement évaluée mais n'est jamais décrite comme quelque chose de spectaculaire.

3.2. Impact économique dans la zone de présence de l'organisme nuisible

Pour les espèces des genres *Dieffenbachia* et *Zantedeschia*, l'impact économique est important mais peut être partiellement diminué par l'utilisation de plants issus de culture *in vitro*.
Pour les espèces comestibles, l'impact économique du DsMV est faible car ces cultures ne sont pas cultivées industriellement.
Le contrôle de la maladie n'est cependant pas facile car l'absence de symptômes ne signifie pas nécessairement que la plante n'est pas infectée ; une recherche par ELISA est nécessaire mais coûteuse.

Culture traditionnelle aux Antilles - Superficies : plus de 500 ha à la Martinique, environ 250 ha en Guadeloupe, 200 ha en Guyane.(Recensement agricole - 2000).

3.3. Impact économique potentiel dans la zone de l'ARP

Même impact que dans la zone de présence de l'organisme.

Autres impacts potentiels

Non identifiés.

4. CONCLUSIONS DE L'ARP

4.1. Résumé des facteurs

4.2. Estimation de la probabilité d'entrée

Forte.

4.3. Estimation de la probabilité d'établissement

Forte.

4.4. Estimation de l'impact économique potentiel

Moyen.

4.5. Degré d'incertitude

Faible.

5. CONCLUSION GENERALE DE L'EVALUATEUR

Si le virus n'est pas déjà présent dans les DOM, sa probabilité d'entrée puis d'établissement est forte mais son impact économique peut être partiellement diminué par l'utilisation de plants issus de cultures *in vitro* dans le cas des Araceae ornementales.

Bibliographie :

Abo El-Nil M.M., Zettler F.W. & Hiebert, E. (1977). Purification, serology and some physical properties of dasheen mosaic virus. Phytopathology **67,** 1445-1450.

Chagas C.M., Colariccio A., Galleti S.R. & Kitajima E.W. (1993) Natural infection of Amorphophallus konjac with dasheen mosaic virus in Brazil. - Infeccao natural de Amorphophallus konjac pelo virus do mosaico do inhame no Brasil. Fitopatologia Brasileira, **18**, 551-554.

Chen J.L.D. (1996) Dasheen mosaic virus from thirteen Araceae crops in China. Weishengwu Xuebao, **36**, 126-131.

Chen J., Chen J., Chen J. & Adams M.J. (2001) Molecular characterisation of an isolate of Dasheen mosaic virus from Zantedeschia aethiopica in China and comparisons in the genus Potyvirus. Archives of Virology, **146**, 1821-1829.

Dottin M., Hernandez R., Pichardo T., Agramonte D. & Jimenez F. (1997) [Optimization of Dasheen Mosaic Virus (DMV) diagnosis by UM-ELISA [ultramicro ELISA]. Incidence in micropropagated and field plants] - Optimizacion del diagnostico del Dasheen Mosaic Virus (DMV) mediante UM-ELISA [ultramicro ELISA]. Incidencia en plantas micropropagadas y de campo. Cuadernos de Fitopatologia, 95-99.

Hartman, R.D., Zettler, F.W., Knauss J.F. & Hawkins, E.M. (1972). Seed propagation of *Caladium* and *Dieffenbachia*. Proc. Fla . State Hort. Soc. 85, 404-409.

Hartman, R.D. (1974). Dasheen mosaic virus and other phytopathogens eliminated from caladium, taro, and cocoyam by culture of shoot tips. Phytopathology **64**, 237-240.

Li R.H., Zettler F.W., Purcifull D.E. & Hiebert E. (1998) The nucleotide sequence of the 3'-terminal region of dasheen mosaic virus (Caladium isolate) and expression of its coat protein is Escherichia coli for antiserum production. Archives of Virology, **143**, 2461-2469.

Pandit M.K., Nath P.S., Mukhopadhyay S., Devonshire B.J. & Jones P. (2001) First report of Dasheen mosaic virus in elephant foot yam in India. Plant Pathology, **50**, 802.

Pappu S.S., Pappu H.R., Lastra R. & Niblett C.L. (1994) Variability in the length of the amino terminal sequence contributes to the capsid protein diversity among dasheen mosaic potyvirus isolates. Archives of Virology, **136**, 407-413.

Pearson M.N., Bussell W.T. & Scheffer J.J.C. (1998) New plant disease record in New Zealand: dasheen mosaic potyvirus infecting taro (Colocasia esculenta Schott). New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science, **26**, 69-70.

Zettler, F.W., Foxe, M.J., Hartman, R.D., Edwardson, R.D. & Christie, R.G. (1970). Filamentous particles infecting dasheen and other araceous plants. Phytopathology **60,** 983-987.

Zettler, F.W. & Hartman, R.D. (1986). *Dasheen mosaic virus* and its control in cultivated aroids. Pages 91-102 in : Virus Diseases of Horticultural Crops in the Tropics and Subtropics. FFTC Book Ser. 33. Food and Fertilizer Technology Center for the Asian and pacific Region, Tapei, Taiwan, Republic of China. 193 pp.

Zettler F.W., (collator), Hiebert E., (collator) & Rodoni B., (collator) (1986a). 00.057.0.01.023 Dasheen mosaic virus. In ICTVdB: The Universal Virus Database of the International Committee on Taxonomy of Viruses [Online] (ed C. Büchen Osmond), pp. 8 p. ICTV.

Zettler F.W., (collator), Hiebert E., (collator) & Rodoni B., (collator) (1986b). Dasheen mosaic *potyvirus*. In Plant Viruses Online: Descriptions and Lists from the VIDE Database (Version: 20th August 1996) (eds A.A. Brunt, K. Crabtree, M.J. Dallwitz, A.J. Gibbs, L. Watson & E.J. Zurcher), pp. 9 p.

Zettler F.W. & Hartman R.D. (1987) Dasheen mosaic virus as a pathogen of cultivated aroids and control of the virus by tissue culture. Plant Disease **71** (11), 958-963.

Zettler, F.W., Jackson, G.V.H. and Frison, E.A (eds.). 1989. *FAO/IBPGR Technical Guidelines for the Safe Movement of Edible Aroid Germplasm.* Food and AgricultureOrganization of the United Nations, Rome/International Board for Plant Genetic Resources, Rome.

Zettler F.W., Abo El Nil M.M. & Hartman R.D. (2001) Dasheen mosaic virus [Online]. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses, 8 p.