Analyse de Risque Phytosanitaire

Version simplifiée

Tomato spotted wilt virus

Référence : SOL-v5

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 :
Dans les DOM.

Evaluation du risque

Risque d'introduction : **fort**
Entrée : **fort**
Etablissement : **fort**

Impact économique : **fort**

Autres impacts : **non identifié**

Degré d'incertitude : **faible**

Organisme à réglementer

Organisme nuisible *Tomato spotted wilt virus*
Zone de l'ARP : Guadeloupe, Guyane
Evaluateur Michel Peterschmitt – Cirad
Date : Juillet 2003

1. INITIATION

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

1.2. Taxonomie Genre *Tospovirus*
Famille *Bunyaviridae*
Nom commun : en anglais *Tomato spotted wilt virus* (TSWV).

2. PROBABILITE D'INTRODUCTION

2.1. Entrée

2.1.1. Répartition géographique

Alors que dans le passé, le TSWV était principalement détecté dans des régions tropicales et sub-tropicales, depuis les années 1980, le TSWV a fait son apparition en hémisphère nord avec notamment de fortes attaques sur des espèces n'appartenant pas à la famille des Solanacées. Cette progression du TSWV s'explique par une dissémination de *Frankliniella occidentalis*, un vecteur efficace du TSWV, tout d'abord aux USA et au Canada, puis en Europe (Marchoux 1990).
Le TSWV a une distribution mondiale en régions tempérées et sub-tropicales. Le TSWV se propage en Afghanistan, Algérie, Argentine, Australie, Autriche, Belgique, Bolivie, Brésil, Bulgarie, Canada, Chili, Chine, Côte d'Ivoire, Chypre, l'ancienne Tchécoslovaquie, Egypte, France, Allemagne, Grèce, Guyane, Haïti, Hawaï, Inde, Irlande, Israël, Italie, Jamaïque, Japon, Libye, Madagascar, Malaisie, Malte, Maurice, Mexique, Népal, Pays Bas, Nouvelle Zélande, Niger, Nigeria, Pakistan, Papouasie Nouvelle Guinée, Paraguay, Pologne, Portugal, Porto Rico, **Réunion**, Roumanie, Sénégal, Afrique du Sud, Espagne, Sri Lanka, Suriname, Suède, Suisse, Taiwan, Tanzanie, Thaïlande, Turquie, Royaume Uni, USA, l'ancienne URSS, Ouganda, Uruguay, l'ancienne Yougoslavie, Zaïre, Zimbabwe.
TSWV a été détecté ultérieurement en Iran sur arachide et soja (Golnaraghi *et al.,* 2001a,b), et en Slovénie (Mavric & Ravnikar 2001).

2.1.2. Plantes hôtes et symptômes

Hôtes naturels :
De nombreuses espèces sont des hôtes naturels du TSWV. En voici une liste non exhaustive : *Ananas comosus, Bidens pilosa, Capsicum annuum, Chrysanthemum sp.,Datura stramonium, Helianthus annuus, Ipomoea congesta, Lactuca sativa, Malva parviflora, Nicandra physalodes, Phaseolus vulgaris, Physalis peruviana, Zinnia elegans, Arachis hypogaea, Canavalia gladiata, C. obtusifolia, C. occidentalis, Crotalaria juncea, Desmodium triflorum, Glycine max, Pisum sativum, Tephrosia purpurea, Vicia faba, Vigna mungo, V. radiata, V. unguiculata, Lycopersicon esculentum, Nicotiana tabacum, Solanum melongena, S. capsicastrum, S. tuberosum*.
La liste des hôtes du TSWV ne cesse de se rallonger. Récemment, le TSWV a été détecté sur *Valeriana officinalis* en Italie (Bellardi *et al.,* 1999). La recherche d'espèces adventices naturellement infectées par le TSWV en Macédoine (Grèce) a aboutit à l'identification de 86 espèces hôtes dont 39 décrites pour la première fois (Chatzivassiliou *et al.,* 2001). La plupart de ces espèces hôtes font partie de la famille *Compositae*. TSWV a été detecté sur *Melampodium divaricatum* (Holcomb & Valverde 2000), sur basilique (Ocimum basilicum) (Holcomb *et al.* 1999), *Capsicum chinense* et *C. frutescens* en Floride (Momol *et al.,* 2000), *Amaryllidaceae praecox subsp. orientalis* (Wilson *et al.,* 2000), espèces du genre *Agapanthus* (Pionnat & Favre 2000), et *Weigela florida* cv. Variegata Nana (Ruter & Gitaitis 1993).

Le TSWV provoque des symptômes de lésions locales nécrotiques et chlorotiques, flétrissement généralisé, nécrose, tacheture, stries, mosaïque, marbrure, malformation de la forme des feuilles, jaunissement des nervures, tâches en anneau, lignes, lignes jaunes formant un réseau, décoloration sur fleur.

Gamme d'hôtes expérimentale

Le TSWV est facilement transmissible par voie mécanique.

Plantes sensibles au TSWV :

Amaranthus caudatus, *Amaranthus retroflexus*, *Ananas comosus*, *Arachis hypogaea*, *Belamcanda chinensis*, *Bidens pilosa*, *Brassica oleracea var. botrytis*, *Calendula officinalis*, *Canavalia gladiata*, *Canavalia obtusifolia*, *Canavalia occidentalis*, *Capsella bursa-pastoris*, *Capsicum annuum*, *Cassia occidentalis*, *Cassia tora*, *Catharanthus roseus*, *Cheiranthus cheiri*, *Cichorium endiva*, *Crotalaria juncea*, *Cucumis sativus*, *Dahlia pinnata*, *Datura stramonium*, *Desmodium triflorum*, *Glycine max*, *Gomphrena globosa*, *Helianthus annuus*, *Hippeastrum hybridum*, *Hyoscyamus niger*, *Ipomoea congesta*, *Lactuca sativa*, *Lathyrus odoratus*, *Lupinus mutabilis*, *Lycopersicon esculentum*, *Lycopersicon pimpinellifolium*, *Malva parviflora*, *Matthiola incana*, *Nicandra physalodes*, *Nicotiana bigelovii*, *Nicotiana clevelandii*, *Nicotiana glutinosa*, *Nicotiana rustica*, *Nicotiana sylvestris*, *Nicotiana tabacum*, *Papaver nudicaule*, *Petunia × hybrida*, *Phaseolus vulgaris*, *Phlox drummondii*, *Physalis peruviana*, *Pisum sativum*, *Solanum capsicastrum*, *Solanum melongena*, *Solanum nigrum*, *Solanum nodiflorum*, *Solanum tuberosum*, *Sonchus oleraceus*, *Spinacia oleracea*, *Stellaria media*, *Tephrosia purpurea*, *Trifolium subterraneum*, *Tropaeolum majus*, *Vicia faba*, *Vigna mungo*, *Vigna radiata*, *Vigna unguiculata*, *Zinnia elegans*,

Plantes inoculées avec le TSWV mais non sensibles :

Apium graveolens, *Coriandrum sativum*, *Nicotiana debneyi*, *Nicotiana glutinosa*,

Familles contenant des hôtes sensibles au TSWV :
La famille pour laquelle le plus d'hôtes sensibles ont été détectés est la famille *Solanaceae* : 18 espèces sensibles sur 20 espèces testées. Les autres familles sont les suivantes :
Amaranthaceae (3/3), *Amaryllidaceae* (1/1), *Apocynaceae* (1/1), *Bromeliaceae* (1/1), *Caryophyllaceae* (1/1), *Chenopodiaceae* (1/1), *Compositae* (8/8), *Convolvulaceae* (1/1), *Cruciferae* (4/4), *Cucurbitaceae* (1 /1), *Iridaceae* (1/1),

Leguminosae-Caesalpinioideae (2/2), *Leguminosae-Papilionoideae* (17/17), *Malvaceae* (1/1), *Papaveraceae* (1/1), *Polemoniaceae* (1/1), *Tropaeolaceae* (1/1).

Familles contenant des hôtes non sensibles au TSWV :
Solanaceae (2/20), *Umbelliferae* (2/2).

2.1.3. Filières d'introductions possibles

Transmission mécanique :
Le TSWV est facilement transmissible mécaniquement. Cependant aucune transmission mécanique n'a été décrite par simple contact entre plante. D'un point de vue physique et chimique, le TSWV est un des virus de plantes les plus instables. La température d'inactivation du virus sur une période de 10 minutes est de 40-46°C dans une extrait brut de plante. Sa stabilité à température ambiante est limitée à une période de 2 à 5 heures et la dilution limite entraînant la perte du pouvoir infectieux se situe entre $2x10^{-2}$ et 10^{-3}. Le pouvoir infectieux du TSWV décroît très rapidement à des pH inférieurs à 5. Le TSWV se maintient le mieux à pH7.

Transmission par vecteur :
Le TSWV est transmis par plusieurs espèces de thrips (Thysanoptères) : *Thrips tabaci, T. setosus, T. palmi, Frankliniella schultzei, F. occidentalis, F. fusca*, *F. intonsa*, *F. bispinosa*, *Scirtothrips dorsalis*. *F. occidentalis* s'est montré plus efficace dans la transmission du TSWV que *F. schultzei*, *F. intonsa*, et *T tabaci*. (Wijkamp *et al.,* 1995). Dans des tests de laboratoire, aucune différence d'efficacité de transmission du TSWV n'a été détecté entre *F. occidentalis* et *F. fusca* (Eckel et al. 1996). En Caroline du Nord, *F. fusca* est considéré comme le vecteur principal du TSWV sur tabac alors que les deux espèces *F. fusca* et *F. occidentalis* sont d'importants vecteurs sur tomate et poivron. En Grèce, *F. occidentalis* est l'espèce commune de thrips sur les cultures en serre (laitue et plantes ornementales) alors que *T. tabaci* est le seul vecteur du TSWV sur tabac en plein champ (Chatzivassiliou *et al.,* 2001).
Le virus est acquis par les larves mais pas par les adultes. Il n'est pas éliminé au moment de la mue. Seul les adultes sont capables de transmettre le TSWV. La transmission n'est donc possible qu'avec des adultes qui se sont nourris sur une plante infectée au stade larvaire. TSWV se multiplie dans son vecteur (Ullman *et al.,* 1993, Wijkamp *et al.,* 1993, Pappu *et al.,* 1998). Le temps minimum d'alimentation déterminé pour *T. tabaci* est de 15 minutes. La période d'incubation est de 4 à 10 jours en fonction de l'espèce vectrice. La rétention du pouvoir infectieux est de 22 à 30 jours après acquisition ; les vecteurs peuvent rester infectieux à vie. Pas de transmission du virus à la descendance.
L'efficacité de transmission du TSWV par F. occidentalis dépend de l'origine des populations de thrips (van de Wetering *et al*., 1999) . Par exemple, 75 % des individus adultes sont capables de transmettre le TSWV dans une population d'Israël par rapport à 18 % dans une population des USA.

Autres modes de transmission :
Le TSWV est transmis par greffage. Le TSWV a été détecté par la technique ELISA sur des semences récoltées sur des cultures maraîchères naturellement infectées par le virus (Gera *et al.,* 2000). Par contre aucune transmission par semence n'a été démontrée. Pas de transmission par pollen signalée.

Conclusion :
Le risque d'introduction du TSWV est principalement lié aux transports de plantes infectées. Le mode de transmission du TSWV par thrips étant persistant (circulant et multipliant), le risque d'introduction est également lié au déplacement de thrips infectieux.

Complément concernant la biologie de l'espèce

Morphologie et composition du TSWV :
Le TSWV est un virus enveloppé, sphérique, légèrement « pleomorphic » de 80 à 100 nm de diamètre. Les virions contiennent trois nucléocapsides par enveloppe. Les nucléocapsides ont une forme filamenteuse de 200 à 3 000 nm de long et de 2 à 2,5 nm de large. La longueur totale du génome est de 16600nt. Il est divisé en 3 fragments, un grand fragment de 8900nt (ARN-L, L pour « large »), un moyen de

4800nt (ARN-M) et un petit de 2900nt (ARN-S, S pour « small »).

Diagnostic avec des plantes indicatrices :
Le diagnostic du TSWV peut se faire par inoculation de plantes indicatrices telles que :
- *Petunia hybrida* cvs Pink Beauty et Minstrel ; lésions local nécrotiques 2-4 jours après inoculation, pas d'infection systémique.
- *Nicotiana tabacum* cv. Sansum NN (tabac), *N. clevelandii* et *N. glutinosa*; lesions locales nécrotiques suivies d'un symptômes de nécrose systémique et déformation foliaire.
- *Cucumis sativus* (concombre) ; des taches chlorotiques localisées présentant en leur centre une nécrose se développent sur les cotylédons 4-5 jours après inoculation.
- *Vinca rosea* ; des taches noires localisées apparaissent 10-14 jours après inoculation, parfois les feuilles jaunissent et tombent, apparition de mosaïque systémique et déformation.
- *Tropaeolum majus* ; les feuilles inoculées ne présentent pas de symptôme. Il apparaît après 8-12 jours, un symptôme de mosaïque systémique sous forme de petites tâches jaunes et vert foncé, parfois avec des taches nécrotiques.

Plantes réservoirs :
L'efficacité de transmission du TSWV de Datura stramonium au Petunia, a été réalisée avec une efficacité de 27 % (Gera *et al.* 2000). Des plantes adventices telles que *Sonchus oleraceus* et des plantes ornementales tels que le chrysanthème semble jouer un rôle important dans la survie de TSWV et de ses vecteurs (Adams & Kegler 1994).

Importance relative du TSWV par rapport aux autres Tospovirus des cultures :
Quatre sérogroupes ont été distingués au sein des tospovirus à l'aide d'anticorps dirigés contre la protéine de capside N (De Avila *et al.,* 1993, Adams & Kegler 1994, Mumford *et al.,* 1996). Sur la base des séquences de N, plusieurs espèces de Tospovirus ont été distinguées comme par exemple, l'*Impatiens necrotic spot virus* (INSV), le *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV) le *Groundnut ringspot virus* (GRSV) et le *Watermelon silver mottle virus* (WSMoV), sans compter le TSWV.

Le TSWV est un tospovirus parmi d'autres qui affecte les cultures. Une enquête a été menée pendant 6 ans sur la recherche de tospovirus dans différentes cultures maraîchères de l'état de Sao Paulo au Brésil (Coloariccio *et al.,* 2001). Des tests sérologiques basés sur les techniques de TAS-ELISA et de DAS-ELISA ont permis de détecter non seulement la présence du TSWV mais également du *Tomato chlorotic spot virus* (TCSV), du *Groundnut ringspot virus* (GRSV), et du Chrysanthemum stem necrosis virus. Le TCSV était l'espèce dominante dans cette enquête. Egalement au Brésil une enquête sur cultures ornementales révèle que les plantes sont souvent infectées par au moins deux des Tospovirus suivants : Chrysanthemum stem necrosis virus, GRSV, TCSV, TSWV (Alexandre *et al.* 1999). Aucune prévalence d'un tospovirus sur un autre n'a été mis en évidence. Un enquête menée en Afrique du Sud sur des cultures d'arachide montre également que parmi les virus communément détecté figurent non seulement le TSWV mais également le GRSV (Cook *et al.* 1999). Une enquête menée dans la Vallée de San Fransisco et dans le District Fédéral montre que sur plusieurs centaines d'échantillons de tomate et de poivron testés par la technique DAS-ELISA, 53,5 % était infecté par le GRSV, 11,6 % par le TSWV et 1,9 % par le *Chlorotic spot virus* (Lima *et al.* 2000). Un nouvelle espèce de tospovirus a été décrit en Australie sur poivron et tomate. Ce tospovirus provisoirement appelé Capsicum chlorosis virus (CaCV), surmonte la résistance Sw-5 chez la tomate et la résistance à TSWV chez certaines accessions de poivron (Mc Michael *et al.* 2002). En Argentine les symptômes habituellement attribués au TSWV sur tomate laitue et poivron, sont en fait causés par trois tospovirus, GRSV, TSWV et TCSV (Gracia *et al.,* 1999).
Technique de contrôle des thrips vecteurs :
F. occidentalis et *T. tabaci*, vecteurs du TSWV sont des ravageurs dont l'importance est croissante en agriculture. Le contrôle de ces thrips est difficile, les

traitements doivent être répétés fréquemment avec des problèmes de résidus. Des travaux ont été menés pour identifier des ennemis naturels des thrips pour réduire la population de ces ravageurs et l'incidence du TSWV (Riudavets 1995).

2.1.4. Inspection et méthodes de détection

Diagnostic sérologique et moléculaire :
Le test de détection sérologique le plus utilisé pour le TSWV, est basé sur une technique ELISA double sandwich (DAS-ELISA) en utilisant par exemple des anticorps préparés contre la protéine de capside (Adams & Kegler 1994). Des kits de détection sont disponibles sur le marché. Un méthode de détection du TSWV de type DAS-ELISA a été validée par le LNPV en relation avec l'ASTREDHOR sur la base d'un test inter-laboratoires (Allex *et al.* 2003). Les kit ELISA vendus sur le marché ne seraient pas assez sensibles pour détecter le TSWV dans le chrysanthème (Vasquez *et al.,* 1999). Ces auteurs ont produit de nouveaux antisérums qui donneraient de meilleurs résultats. Un test immunologique sur membrane a également été développé (Whitfield *et al.,* 2003). Des techniques RT-PCR et d'hybridation par dot-blot permettant une détection à spectre large des tospovirus sont disponibles (Mumford *et al*. 1996, Eiras *et al.* 2001, Chu *et al.,* 2001). La technique RT-PCR permet de détecter le TSWV dans son vecteur *Frankliniella occidentalis* (Mason *et al*., 2003).

2.2. Etablissement

2.2.1. Cultures à risque dans la zone ARP

Cultures maraîchères et ornementales.

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

Le climat des DOM est favorable au développement des thrips vecteurs de TSWV. Il ne faut pas oublier qu'à l'origine le TSWV était principalement détecté en région (sub)tropical.

2.2.3. Aspects de la biologie pouvant favoriser son établissement

Transmission persistante (circulante multipliante) du TSWV par thrips. Difficulté de repérer visuellement le vecteur qui est de très petite taille.

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

Les cultures hôtes du TSWV sont menées sur toute l'année sans interruption.

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

L'ensemble de la zone ARP, ainsi que les filières de production de plants dans les DOM qui sont déjà contaminé par le TSWV.

3. EVALUATION DE L'IMPACT ECONOMIQUE

3.1. Description des dégâts

Flétrissement généralisé, nécrose, chlorose, malformation de la forme des feuilles, décoloration sur fleur. Le TSWV déprécie fortement les productions horticoles (Allex *et al.,* 2003).

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

Le TSWV est à l'origine de l'une des plus importantes viroses sur tomate conduisant parfois à des pertes de récolte de 100 % (Rosello *et al.,* 1996). Le TSWV continue à être une contrainte majeur sur les productions de tomate, *Capsicum annuum*, arachide et tabac dans le Sud Est des USA (Momol *et al.* 2000, Mc Pherson *et al.,* 1999).

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

Impact potentiel fort sur des cultures de première importance dans les DOM (maraîchage et plantes ornementales).

Autres impacts potentiels	Pas d'autre impact identifié.

4. CONCLUSIONS DE L'ARP

4.1. Résumé des facteurs de risque	Le TSWV est considéré comme une menace importante sur de nombreuses cultures. Il est transmis de façon persistante par thrips.
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	Fort.
4.5. Degré d'incertitude	Faible.
5. CONCLUSION GENERALE DE L'EVALUATEUR	Le TSWV constitue une grave menace pour les DOM.

Bibliographie :

Adam G., Kegler H. 1994. Tomato spotted wilt virus and related tospoviruses. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, **28** (6): 483-504.

Alexandre M.A.V., Duarte L.M.L., Rivas E.B., Chagas C.M. 1999. Mixed infection by Tospovirus species in ornamental crops in Sao Paulo State, Brazil. *Summa Phytopathologica*, **25** (4): 353-356.

Allex D., Winocq M.L., Caily M., Feinberg M., Hostachy B. 2003. Validation of an official operating procedure - Mise en oeuvre d'un test inter-laboratoires pour la détection des tospovirus (TSWV et INSV). 1 - Validation d'un mode operatoire officiel. *Phytoma, La Défense des Végétaux*, **560**: 6-10.

Chu Fang-Hua, Chao Chia-Hung, Chung Min-Hsun, Chen Ching-Chung, Yeh Shyi-Dong. 2001. Completion of the genome sequence of Watermelon silver mottle virus and utilization of degenerate primers for detecting tospoviruses in five serogroups. *Phytopathology*, **91** (4): 361-368.

Colariccio A., Eiras M., Chaves A.L.R., Roggero P., Chagas C.M. 2001. Diversity of tospoviruses in different vegetable crops in Sao Paulo State, Brazil. *Summa Phytopathologica*, **27** (2): 177-182.

Cook G., Kasdorf G.G.F., Pietersen G. 1999. Synopsis of a virus survey on groundnut in South Africa. *African Plant Protection*, **5** (1): 1-3.

De Avila, A.C., DeHaan P., Kormelink R., Resende R. de O., Goldbach R.W., Peters D. 1993. Classification of tospoviruses based on phylogeny of nucleoprotein. *Journal of General Virology* **74**, 153-159.
Eiras *et al.* 2001

Gera A., Kritzman A., Cohen J., Raccah B., Antignus Y. 2000. Tospoviruses infecting vegetable crops in Israel. *Bulletin OEPP*, **30** (2): 289-292.

Golnaraghi A.R., Shahraeen N., Pourrahim R., Ghorbani S., Farzadfar S. 2001. First report of a tospovirus infection of peanuts in Iran. *Plant Disease*, **85** (12): 1286 (1p.).

Golnaraghi A.R., Shahraeen N., Pourrahim R., Ghorbani S., Farzadfar S. 2001. First report of tomato spotted wilt virus on soybean in Iran. *Plant Disease*, **85** (12): 1290 (1p.).

Gracia O., De Borbon C.M., De Millan N.G., Cuesta G.V. 1999. Occurrence of different tospoviruses in vegetable crops in Argentina. *Phytopathologische Zeitschrift.*, **147** (4): 223-227.

Holcomb G.E., Valverde R.A. 2000. First report of Oidium sp. powdery mildew and tomato spotted wilt virus on Melampodium divaricatum. *Plant Disease*, **84** (10): 1152 (1p.).

Ineke W., Almarza N., Goldbach R., Peters D. 1995. Distinct levels of specificity in thrips transmission of tospoviruses. *Phytopathology*, **85** (10): 1069-1074.

Lima M.F., Avila A.C.d., Resende R.d.O., Nagata T. 2000. Survey and identification of Tospovirus species in tomato and pepper fields in the San Francisco Valley and Federal District. - Levantamento e identificacao de especies de Tospovirus em tomateiro e pimentao no Submedio do Vale Sao Francisco e no Distrito Federal. *Summa Phytopathologica*, **26** (2): 205-210.

Marchoux, G. 1990. La transmission de virus par Frankliniella occidentalis et autres thrips. *Phytoma* **422**, 40-45.

Mason G., Roggero P., Tavella L. 2003. Detection of Tomato spotted wilt virus in its vector Frankliniella occidentalis by reverse transcription-polymerase chain reaction. *Journal of Virological Methods*, **109** (1): 69-73.

Mavric I., Ravnikar M. 2001. First report of tomato spotted wilt virus and Impatiens necrotic spot virus in Slovenia. *Plant Disease*, **85** (12): 1288 (1p.).

McMichael L., Persley D., Thomas J. 2002. A new tospovirus serogroup IV species infecting capsicum and tomato in Queensland, Australia. *Australasian Plant Pathology*, **31** (3): 231-239.

McPherson R.M., Pappu H.R., Jones D.C. 1999. Occurrence of five thrips species on flue-cured tobacco and impact on spotted wilt disease incidence in Georgia. *Plant disease.*, **83** (8): 765-767.

Momol M.T., Pappu H.R., Dankers W., Rich J.R., Olson S.M. 2000. First report of tomato spotted wilt virus in habanero and tabasco peppers in Florida. *Plant Disease*, **84** (10): 1154 (1p.).

Mumford R.A., Barker I., Wood K. R. 1996. An improved method for the detection of Tospoviruses using the polymerase chain reaction. *Journal of Virological Methods*, **57** (1): 109-115.

Pappu H.R., Todd J.W., Culbreath A.K., Bandla M.D., Sherwood J. L. 1998. First report on the multiplication of tomato spotted wilt tospovirus in tobacco thrips, Frankliniella fusca. *Plant Disease*, **82** (11): 1282 (1p.).

Pionnat J.C., Favre S. 2000. Virus detection in Agapanthus - Des virus et des fleurs : Détection de virus dans des cultures de production et de collection d'agapanthes : Cultures ornementales. *Phytoma, La défense des végétaux*, **529**: 23-25.

Riudavets J. 1995. Predators of *Frankliniella occidentalis* (Perg.) and Thrips tabaci Lind.: a review. *Biological control of thrips pests.*, **95** (1): 43-87.

Rosello S., Diez M.J., Nuez F. 1996. Viral diseases causing the greatest economic losses to the tomato crop. I. The tomato spotted wilt virus - a review. *Scientia Horticulturae*, **67** (3/4): 117-150.

Ruter J.M., Gitaitis R.D. 1993. First report of tomato spotted wilt virus on bedding plants in Georgia. *Plant Disease*, **77** (1): 101 (1p.).

Ullman, D.E., German, T.L, Sherwood, J.L., Westcot D.M., Cantone F.A. 1993. Tospovirus replication in insect vector cells: Immunocytochemical evidence that the non-structural protein encoded bythe S RNA of tomato spotted wilt tospovirus is present in thrips vector cells. *Phytopathology* **83,** 456–463.

van de Wetering F, van der Hoek M, Goldbach R., Mollema C., Peters D. 1999. Variation in tospovirus transmission between populations of Frankliniella occidentalis (Thysanoptera: Thripidae). *Bulletin of Entomological Research*, **89** (6): 579-588.

Vasquez S., Angarita A., Fischer G. 1999. Production of a polyclonal antiserum against two tospoviruses of Chrysanthemum (Dendranthema grandiflora): Tomato Spotted Wilt Virus (TSWV) and Impatiens Necrotic Spot Virus (INSV). *Acta Horticulturae*, **482**: 203-208.

Whitfield A.E., Campbell L.R., Sherwood J.L., Ullman D.E. 2003. Tissue blot immunoassay for detection of Tomato spotted wilt virus in Ranunculus asiaticus and other ornamentals. *Plant Disease*, **87** (6): 618-622.

Wijkamp I, Van Lent J, Kormelink R, Goldbach R, Peters D. 1993. Multiplication of tomato spotted wilt virus in its insect vector, *Frankliniella occidentalis*. *Journal of General Virology* **74**: 341–349.

Wijkamp I., Almarza N., Goldbach R., Peters D. 1995. Distinct levels of specificity in thrips transmission of tospoviruses. *Phytopathology*, **85** (10): 1069-1074.

Wilson C.R., Wilson A.J., Pethybridge S.J. 2000. First report of tomato spotted wilt virus in common Agapanthus. *Plant Disease*, **84** (4): 491 (1p.).