

VÍRUS E VIRÓIDES QUARENTENÁRIOS PARA O BRASIL - REVISÃO, DIAGNOSE E PERSPECTIVAS FUTURAS

Paulo Sergio Torres Brioso¹ & Luciana Pozzer²

¹*Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Instituto de Biologia, Departamento de Entomologia e Fitopatologia, Laboratório de Virologia Vegetal e Viróides, Caixa Postal 74585, 23851-970 - Seropédica, RJ. brioso@bighost.com.br; ²Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento/ Serviço de Inspeção e Sanidade Vegetal/ SFA – RJ, Av. Rodrigues Alves, 129/1513, 20081-250, Rio de Janeiro, RJ, luciana.pozzer@agricultura.gov.br*

RESUMO

Esta revisão aborda tópicos relacionados com o risco de introdução de espécies exóticas no país; a posição do Brasil no comércio internacional de vegetais e produtos vegetais diante dos organismos e acordos internacionais relacionados à sanidade vegetal; detalha informações de cada uma das espécies de vírus e viróides presentes na lista de pragas quarentenárias ausentes para o Brasil; relaciona aspectos relativos à diagnose e discorre sobre as tendências futuras quanto ao risco de introdução dessas pragas.

SUMMARY

QUARENTENARY VIRUSES AND VIROIDS FOR BRAZIL – REVIEW, DIAGNOSIS AND FUTURE PERSPECTIVES

This review approaches topics related with the risk of introducing exotic species in the country, the position of Brazil in international trade of plants and plant products regarding the organizations and international agreements related with vegetal sanity; describes information of each species of viruses and viroids on the list of quarantine species absent to Brazil; relates aspects concerning the diagnosis and suggests the future trends regarding the risk of introducing pests.

INTRODUÇÃO

A condição dos países em desenvolvimento na busca da sustentabilidade, particularmente aqueles de megadiversidade, depende da habilidade em proteger seus ecossistemas, economia e

saúde pública. Infelizmente, invasões de espécies exóticas trazem uma significativa e sem precedente ameaça aos recursos desses países (MMA, 2013). As espécies invasoras exóticas ocorrem em todos os maiores grupos taxonômicos, que vão desde vírus a mamíferos, passando por plantas e invertebrados; elas são a segunda maior ameaça à diversidade biológica global, podendo afetar a saúde humana, e contribuir para a instabilidade social e da economia (Dias et al., 2002). De acordo com o Secretariado da Convenção sobre Diversidade Biológica, mais de 120 mil espécies exóticas de plantas, animais e microrganismos já invadiram os Estados Unidos, Índia, Inglaterra, Austrália, África do Sul e Brasil. Considerando essas informações, estimou-se que aproximadamente 480 mil espécies exóticas já foram introduzidas nos diversos ecossistemas da Terra. Se imaginarmos que 20 a 30% dessas espécies introduzidas são consideradas pragas e que estas são responsáveis por grandes problemas ambientais enfrentados pelo ser humano, é fácil imaginar o tamanho do desafio que, forçosamente, teremos de enfrentar para o seu controle, monitoramento, mitigação e erradicação (MMA, 2013).

Os países que realizam estudos permanentes sobre impacto sócio-econômico causado pela entrada de pragas em seus territórios apresentam dados alarmantes que justificam a tomada de medidas de erradicação e controle destes organismos indesejados. Porém, na maior parte das vezes, a erradicação falha e as tentativas, ainda que ineficazes, são caras (Dias et al., 2002). Nos Estados Unidos, os custos governamentais para a erradicação e/ou controle de pragas em áreas agrícolas, urbanas e florestais alcançam a cifra de US\$ 32.404 bilhões por ano (Michereff Filho, 2013). Levantamentos realizados nos Estados Unidos, Índia, Inglaterra, Austrália, África do Sul e Brasil atestam que as perdas econômicas anuais decorrentes da introdução de pragas nas culturas, pastagens e nas áreas de florestas atingem cifras que se aproximam dos 250 bilhões de dólares. Da mesma forma, cálculos sobre as perdas ambientais anuais relativas à introdução de pragas nesses mesmos países indicam que o montante ultrapassa os 100 bilhões de dólares (MMA, 2013).

A preocupação quanto ao ingresso de pragas exóticas no Brasil continua sendo um assunto extremamente atual. Graziano (2013), em artigo publicado no jornal “O Estado de São Paulo” menciona que “... *basta verificar a história mais recente da agricultura nacional para verificar a incessante chegada de novas encrencas biológicas. O bicudo do algodoeiro, voraz besourinho, desembarcou no Brasil em 1983, causando grande desastre na cotonicultura. Na bananeira, o mal da sigatoka negra, a mais temida doença fúngica do mundo, surgiu em 1998, adentrando pela Amazônia, apavorando os fruticultores nacionais. Na citricultura, a doença do amarelinho, também conhecida como clorose variegada dos citros, constatou-se nos pomares paulistas pela primeira vez em 1987. Na Bahia, a terrível doença da vassoura-de-bruxa, descoberta em 1991, quase destruiu a cacauicultura nacional*”. Adiciona-se a estes, o exemplo mais recente que ocorreu na safra 2012/2013 de soja e algodão, culturas que sofreram grandes prejuízos devido a uma praga até então desconhecida no país, a lagarta *Helicoverpa armigera*.

Perdas estimadas em um bilhão de reais foram relatadas em Goiás, Mato Grosso, Minas Gerais, Paraná e, especialmente, no oeste baiano.

COMÉRCIO INTERNACIONAL X SANIDADE VEGETAL

O transporte e o estabelecimento de espécies, proporcionados pelo aumento e desenvolvimento do comércio mundial, têm beneficiado a sociedade moderna em todas as regiões do mundo. Várias atividades do setor primário, como agricultura, reflorestamento e pesca, dependem, atualmente, de espécies não nativas encontradas em áreas distintas do mundo. No entanto, tal incremento entre países e continentes tem potencializado o risco de introdução acidental e dispersão de pragas originalmente restritas às suas respectivas áreas de origem. Espécies que antes se dispersariam em pequenas distâncias, por processos naturais ou pelo homem, podem ser transportadas inadvertidamente entre países ou regiões geográficas pelas rápidas ligações de transporte e comercialização internacional (Dias et al., 2002).

Com a crescente globalização e o conseqüente aumento do comércio internacional, espécies exóticas são translocadas, intencionalmente ou não, para áreas onde não encontram predadores naturais, tornando-se mais eficientes que as espécies nativas no uso dos recursos. Dessa forma, multiplicam-se rapidamente, ocasionando o empobrecimento dos ambientes, a simplificação dos ecossistemas e a própria extinção de espécies nativas (MMA, 2013).

As mudanças mundiais no agronegócio vêm exigindo cada vez mais competitividade, redução dos custos e aumento da qualidade de produtos e serviços, como resultado das exigências crescentes dos consumidores. Para atendimento destas demandas, o comércio internacional de produtos agrícolas aumentou significativamente, em termos de volume e frequência de trânsito e transporte, impondo medidas e diretrizes nesse novo cenário (Michereff Filho, 2013).

A Organização Mundial do Comércio (OMC) foi criada em 1994, e é o único organismo internacional que lida com as relações comerciais entre as nações. O seu poder emana de acordos assinados pelos países membros, os quais estabelecem as regras básicas para o comércio internacional (Curti, 2005). Os países signatários submeteram-se às suas regras e seus acordos, o que veio facilitar o comércio internacional e, ao mesmo tempo, impedir que barreiras injustificadas ao mesmo fossem erguidas. A OMC lançou mão de acordos para estabelecer as regras internacionais para o comércio de mercadorias, como o Acordo sobre Aplicação de Medidas Sanitárias e Fitossanitárias (APS – Agreement on the Application of Sanitary and Phytosanitary Measures) que veio dar nova e substancial importância à sanidade e fitossanidade dos países para conquistar e manter os mercados internacionais. Com o surgimento da OMC e de seus acordos, o status fitossanitário de um país passou a ser de fundamental importância para que este possa conquistar mercados e mantê-los, no tocante a exportação de produtos vegetais

ou de origem vegetal. Para isso o país terá que possuir um controle, o mais completo, e sempre baseado em informações científicas, das pragas existentes em seu território (Palma, 2002).

PRAGAS REGULAMENTADAS

A Convenção Internacional de Proteção dos Vegetais (CIPV), aprovada pela 29ª Sessão da Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO), em 1997, é um tratado internacional com o objetivo de impedir a propagação e a introdução de pragas das plantas e dos produtos derivados, assim como promover medidas apropriadas para controlá-las (Palma, 2002). O seu texto revisto foi promulgado pelo Decreto nº 5.759, de 17 de abril de 2006.

A CIPV elabora as Normas Internacionais para Medidas Fitossanitárias (NIMF), as quais servem como diretrizes e princípios para que os países formulem sua legislação fitossanitária, de forma harmonizada.

Na NIMF nº 5 (*Glossário de Termos Fitossanitários*), praga é definida como “*Qualquer espécie, estirpe ou biótipo de planta, animal ou agente patogênico nocivo às plantas ou aos produtos vegetais*”. O termo **pragas regulamentadas** engloba as Pragas Quarentenárias Ausentes (ou A1), as Pragas Quarentenárias Presentes (ou A2) e as Pragas não Quarentenárias Regulamentadas. Entende-se como Praga Quarentenária Ausente (ou A1) aquela praga de importância econômica potencial para uma área em perigo; porém, não presente no território nacional; enquanto que Praga Quarentenária Presente (A2) é aquela praga já presente no país, mas que não se encontra amplamente distribuída, e apresenta importância econômica potencial para uma área em perigo, e que está sob programa de controle oficial. Enquanto isso, Pragas não Quarentenárias Regulamentadas são aquelas cuja presença em plantas ou, em partes de plantas, para plantio, influi no uso proposto com impactos econômicos inaceitáveis.

As diretrizes e os critérios para a categorização de uma praga quarentenária, ausente ou presente, têm como base a realização de Análise de Risco de Praga (ARP), seguindo as orientações da NIMF nº 2 (*Sistema de Análise de Risco de Pragas*) e da NIMF nº 11 (*Análise de Risco de Pragas para Pragas Quarentenárias, Incluindo Análise de Riscos Ambientais e de Organismos Vivos Modificados*). ARP é o processo de avaliação biológica ou outra evidência científica e econômica para determinar se um organismo é uma praga, se ela deve ser regulamentada, e também a intensidade de qualquer medida fitossanitária a ser adotada contra ela.

Ressalta-se a importância do estabelecimento do *status* de cada praga, pois de acordo com a CIPV as partes contratantes não exigirão medidas fitossanitárias para as pragas não regulamentadas; enquanto que as pragas regulamentadas são passíveis de regulamentação por parte do país importador, ou seja, para evitar a entrada e disseminação delas, um país pode

exigir medidas fitossanitárias, as quais são estabelecidas pelas partes contratantes, com base em padrões internacionais. Qualquer medida fitossanitária adotada (uma legislação, regulamento ou procedimento oficial) com objetivo de prevenir a introdução e/ou dispersão de pragas sem base científica poderá vir a se tornar uma barreira (Curti, 2005). Do ponto de vista do país exportador, este terá que demonstrar tecnicamente que tem condições de cumprir as medidas fitossanitárias exigidas, ou que não possui as pragas regulamentadas, que o país importador quer impedir a entrada, em seu território (Palma, 2002). Todas as medidas aplicadas pelos países devem ser transparentes, justificadas cientificamente e não discriminatórias, de modo que os obstáculos impostos sejam aqueles estritamente necessários para a proteção da saúde humana, animal e vegetal.

Uma barreira é um obstáculo ao comércio colocado por um país para impedir a entrada de um produto que é produzido e exportado por outros países. A barreira pode ser alfandegária ou tarifária quando são colocados obstáculos como taxas que aumentam o preço do produto importado, ou subsídios aos produtos nacionais, diminuindo os preços destes, tornando-os mais competitivos em relação ao similar importado. As barreiras podem ser também sanitárias, zoossanitárias ou fitossanitárias. Estas barreiras dizem respeito às condições sanitárias dos produtos que estão sendo comercializados. Um país pode proibir a entrada de determinado produto se achar que este representa risco para a saúde de seus cidadãos (barreira sanitária), de seus rebanhos e fauna (barreira zoossanitárias) ou de suas lavouras, pomares e flora (barreira fitossanitária) (Palma, 2002). Para evitar barreiras injustificadas ao comércio, os requisitos fitossanitários adotados pelos países importadores deverão ser estabelecidos através de ARP. É por isso que é usual se dizer que o Acordo da OMC aboliu as barreiras tarifárias e ou alfandegárias e que, hoje, no comércio internacional, restaram apenas as barreiras sanitárias e fitossanitárias. Um país, para estabelecer uma barreira sanitária através da exigência de uma medida fitossanitária, terá que provar que seu território sofrerá alterações em seu *status* sanitário com a possibilidade de ingresso de pragas que não existem ou estão sob controle oficial (Curti, 2005).

O Brasil, por ser signatário da OMC e país membro da CIPV/FAO, deve seguir as diretrizes internacionais de comércio estabelecidas entre os países. Desta forma, a importação de vegetais ou de partes de seus produtos, passíveis de abrigar pragas, são realizadas sob determinadas condições. A importação de espécies vegetais, suas partes, produtos e subprodutos pelo Brasil, sob o aspecto fitossanitário, é regulamentada pela Instrução Normativa nº 06, de 16 de maio de 2005. Complementando a essa, são publicados na forma de Instruções Normativas, os requisitos fitossanitários para a importação de vegetais e suas partes, de acordo com a espécie vegetal, a parte dela, o uso proposto desse material e o país de origem. Por exemplo, a Instrução Normativa nº 62/2004 determina que bulbos de tulipa com origem no Chile, apresentem, entre outras exigências, as declarações de que o material se encontra livre de *Lily symptomless virus* e

Tulip breaking virus de acordo com o resultado da análise oficial de laboratório ou que o local de produção desses bulbos foi oficialmente inspecionado durante o período de cultivo e se encontra livre desses vírus. De acordo com o princípio da transparência, toda essa legislação está disponível na página eletrônica do MAPA (<http://www.agricultura.gov.br>).

LISTA DE PRAGAS REGULAMENTADAS

A NIMF nº 19 (*Diretrizes sobre listas de pragas regulamentadas*) descreve os procedimentos para preparar, manter e disponibilizar as listas de pragas regulamentadas.

A Organização Nacional de Proteção Fitossanitária (ONPF) brasileira é representada pelo Departamento de Sanidade Vegetal (DSV – MAPA), que é responsável pelos procedimentos para estabelecer a lista de pragas regulamentadas, bem como pela sua manutenção, atualização, registro apropriado e pelo fornecimento dessas listas às partes contratantes, se requisitadas. Tais listas auxiliam na prevenção da introdução e/ou disseminação de pragas e também facilitam o comércio seguro, garantindo a transparência.

A Lista de Pragas Regulamentadas de um país não é fixa ou permanente. A atualização dessas listas é necessária quando pragas forem adicionadas ou excluídas, quando a categoria das pragas listadas é alterada ou quando as informações para as pragas listadas forem modificadas (mudança da taxonomia, por exemplo). A atualização das listas de pragas deve ser feita assim que a necessidade de modificação for identificada, devido aos levantamentos, notificações de ocorrência e realização de ARP.

A atual Lista de Pragas Quarentenárias Ausentes (A1) e de Pragas Quarentenárias Presentes (A2) do Brasil consta dos Anexos I e II, respectivamente, da Instrução Normativa nº 52 (publicada no Diário Oficial da União em 21 de novembro de 2007), os quais sofreram nova redação pela Instrução Normativa nº 41 (publicada no Diário Oficial da União em dois de julho de 2008). Observa-se que nessa listagem, não constam vírus e viróides como Pragas Quarentenárias Presentes (A2).

A Lista de Pragas Quarentenárias Ausentes (A1) consta de 489 pragas, assim distribuídas: plantas infestantes e parasitas (66); acarinos (22); coleópteros (63); dípteros (20); hemípteros (22); hymenopteros (7); lepidópteros (59); thysanopteros (9); fungos (110); nematóides (41); procariontes (27); viróide (2) e vírus (41). No entanto, dois viróides e 41 vírus integram a lista de Pragas Quarentenárias Ausentes (A1).

Nessa revisão, serão abordados apenas os vírus e viróides considerados como Pragas Quarentenárias Ausentes. A seguir, serão repassadas algumas informações básicas de cada uma dessas pragas, ressaltando que em função do considerável número de espécies, não será feita uma revisão exaustiva de cada uma. Ademais, registra-se que as informações, principalmente

quanto à distribuição geográfica, são muito dinâmicas em função de novos registros, retificação de relatos e até de erradicação da praga na área.

Até 2012, são conhecidas 988 espécies virais que infectam vegetais, sendo distribuídas em diferentes Ordens, Famílias, Subfamílias e Gêneros bem como 32 espécies de viróides, sendo distribuídos em diferentes Famílias e Gêneros. A posição taxonômica atual (King *et al.*, 2012) dos vírus e viróides associados a espécies botânicas e tidos como Pragas Quarentenárias Ausentes para o Brasil pode ser visualizada na Tabela 1, sendo que, a constante atualização destas espécies (e possíveis espécies) virais e de viróides pode ser visualizada no endereço eletrônico do ICTV (*International Committee on Taxonomy of Viruses*), <http://ictvonline.org/virusTaxonomy.asp?version=2011>.

Tabela 1. Relação dos *taxons* reconhecidos e referendados pelo ICTV (*International Committee on Taxonomy of Viruses*), até 2012, associados a espécies (e possíveis espécies) de vírus e de viróides que infectam espécies botânicas tidos como Pragas Quarentenárias Ausentes para o Brasil

ORDEM	FAMÍLIA	SUBFAMÍLIA	GÊNERO	ESPÉCIES (sequência disponível)*
<i>Picornavirales</i>	<i>Secoviridae</i>	<i>Comovirinae</i>	<i>Fabavirus</i>	<i>Broad bean wilt virus</i>
	<i>Secoviridae</i>	<i>Comovirinae</i>	<i>Nepovirus</i>	<i>Arabis mosaic virus</i> ; <i>Arracacha virus B</i> ; <i>Artichoke Italian latent virus</i> ; <i>Artichoke yellow ringspot virus</i> ; <i>Blueberry leaf mottle virus</i> ; <i>Peach rosette mosaic virus</i> ; <i>Tomato black ring virus</i> (= <i>Tobacco black ring virus</i>); <i>Tomato ringspot virus</i>
	<i>Secoviridae</i>		<i>Sequivirus</i>	<i>Strawberry latent ringspot virus</i>
<i>Tymovirales</i>	<i>Alphaflexiviridae</i>		<i>Potexvirus</i>	<i>Pepino mosaic virus</i>
	<i>Betaflexiviridae</i>		<i>Carlavirus</i>	<i>Lily symptomless virus</i> ; <i>Poplar mosaic virus</i>

	<i>Betaflexiviridae</i>		<i>Tepovirus</i>	<i>Potato virus T</i>
	<i>Tymoviridae</i>		<i>Tymovirus</i>	<i>Andean potato latent virus</i>
0	<i>Bromoviridae</i>		<i>Alfamovirus</i>	Potato yellowing virus
	<i>Bromoviridae</i>		<i>Anulavirus</i>	<i>Perlargonium zonate spot virus</i>
	<i>Bromoviridae</i>		<i>Cucumovirus</i>	<i>Peanut stunt virus</i>
	<i>Bromoviridae</i>		<i>Ilarvirus</i>	<i>Citrus leaf rugose virus;</i> <i>Citrus variegation virus</i>
	<i>Bunyaviridae</i>		<i>Tospovirus</i>	<i>Impatiens necrotic spot virus</i>
	<i>Caulimoviridae</i>		<i>Badnavirus</i>	<i>Cacao swollen shoot virus</i>
	<i>Geminiviridae</i>		<i>Begomovirus</i>	<i>African cassava mosaic virus</i>
	<i>Geminiviridae</i>		<i>Curtovirus</i>	<i>Beet curly top virus</i>
	<i>Nanoviridae</i>		<i>Babuvirus</i>	<i>Banana bunchy top virus</i>
	<i>Potyviridae</i>		<i>Potyvirus</i>	<i>Artichoke latent virus;</i> <i>Banana bract mosaic virus;</i> <i>Clover yellow vein virus;</i> <i>Peanut stripe virus;</i> <i>Plum pox virus;</i> <i>Potato virus A;</i> <i>Tulip breaking virus</i>
	<i>Reoviridae</i>	<i>Spinareovirinae</i>	<i>Fijivirus</i>	<i>Fiji disease virus</i>
	<i>Tombusviridae</i>		<i>Carmovirus</i>	<i>Melon necrotic spot virus</i>
	<i>Tombusviridae</i>		<i>Panicovirus</i>	<i>Panicum mosaic virus</i> (= St. Augustine

				decline virus)
	<i>Tombusviridae</i>		<i>Tombusvirus</i>	<i>Artichoke mottled crinkle virus; Tomato bushy stunt virus</i>
	<i>Virgaviridae</i>		<i>Hordeivirus</i>	<i>Barley stripe mosaic virus</i>
	<i>Virgaviridae</i>		<i>Pomovirus</i>	<i>Potato mop-top virus</i>
	<i>Virgaviridae</i>		<i>Tobravirus</i>	<i>Tobacco rattle virus</i>
	0		0	Citrus impietratura vírus**
0	<i>Pospiviroidae</i>		<i>Cocadviroid</i>	<i>Coconut Cadang-cadang viroid</i>
	<i>Pospiviroidae</i>		<i>Pospiviroid</i>	<i>Potato spindle tuber viroid (= Tomato bunchy top viroid)</i>

*NCBI (National Center of Biotechnology Information - <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/>);

**Sem sequência disponível.

1. *African cassava mosaic virus* (ACMV)

VÍRION: Partículas geminadas, apresentando 20 nm de diâmetro por 30 nm de comprimento. Cada partícula contém uma molécula de DNA circular de fita simples e o genoma consiste de duas moléculas circulares do mesmo tamanho.

GAMA DE HOSPEDEIRAS: ACMV é encontrado infectando naturalmente, além de *Manihot esculenta*, *Combretum confertum*, *Hewittia sublobata*, *Jatropha multifida*, *Laportea aestuans*, *Leucana leucocephala*, *Manihot glaziovii* e *Senna occidentalis*. Outras espécies hospedeiras, obtidas em condições experimentais, são *Nicotiana benthamiana*, *N. clevelandii*, *N. debneyi*, *N. glutinosa*, *N. rustica*, *N. tabacum*, *Datura stramonium*, *D. ferox*, *Nicandra physaloides*, *Solanum nigrum*, *Ricinus communis* (Batista et al., 2002c; Alabi et al., 2008).

SINTOMAS: Os sintomas podem variar de folha para folha, ramo para ramo, mesmo dentro da mesma variedade. A variação de sintomas se deve principalmente a diferenças de isolados do

vírus, à sensibilidade do genótipo hospedeiro, idade da planta e fatores ambientais, como fertilidade do solo, umidade, radiação e temperatura. Os sintomas da doença incluem mosaico discreto que aparece em áreas das folhas nos primeiros estágios do desenvolvimento. A clorose foliar pode ser amarelo-pálido quase branco, com apenas um ligeiro toque de verde. As regiões cloróticas são geralmente bem demarcadas, e podem afetar a folha inteira ou apenas aparecer como pequenos pontos. Nos folíolos, o mosaico aparece principalmente na base das folhas. Distorção, redução na área foliar e enfezamento generalizado aparecem como sintomas secundários associados à severidade da doença (Batista et al., 2002c). Pode causar severo mosaico em mandioca, acarretando 60 a 80% de queda na produção de tubérculos (Bock & Harrison, 1985).

TRANSMISSÃO: ACMV é transmitido pela mosca branca (*Bemisia tabaci*) de forma persistente. O vírus é mantido no vetor após a “muda”, e não é transmitido congenitamente para sua prole. Também pode ser transmitido mecanicamente através de inoculação e estaquia, mas não é transmitido pela semente. É disseminado através de estacas oriundas de plantas infectadas (Batista et al., 2002c). Não houve transmissão através de *Cuscuta gronovii* ou *C. subinclusa* (Bock & Harrison, 1985).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Camarões, Congo, Costa do Marfim, Índia, Madagascar, Malawi, Mauritius, Nigéria, Quênia, Uganda, Seychelles, Sri Lanka, Sudão, Tanzânia, Zâmbia, Zanzibar (Batista et al., 2002c).

2. Andean potato latent virus (APLV)

VÍRION: Partícula não envelopada, isométrica, com diâmetro de 30 nm. O genoma completo tem 6.500 nucleotídeos e consiste de RNA linear, fita simples (ICTVdB, 2006p).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: A hospedeira natural mais comum de APLV é a batata (*Solanum tuberosum*), mas também foi relatado em *Ullucus tuberosus* (Lizirraga & Jayasinghe, 1996). Sob condições experimentais, encontram-se hospedeiras ao vírus nas famílias *Amaranthaceae*, *Chenopodiaceae*, *Cucurbitaceae* e *Solanaceae* (ICTVdB, 2006p).

SINTOMAS: Plantas de *Ullucus tuberosus* e *Solanum tuberosum* infectadas pelo APLV apresentam-se, em geral, assintomáticas; porém, em alguns casos, apresentam de suave a severo mosaico. Os sintomas variam com a estirpe do vírus, cultivar de batata e condições de crescimento. As hospedeiras infectadas experimentalmente mostram-se sintomáticas, com manchas necróticas e clorose sistêmica em *Chenopodium quinoa*, e mosaico severo em *Nicotiana bigelovii*, *N. clevelandii*, *N. debneyi*, *N. megalosiphon* (ICTVdB, 2006p; Lizirraga & Jayasinghe, 1996).

TRANSMISSÃO: O vírus é transmitido por inoculação mecânica; transmitido por enxertia; facilmente transmitido pelo contato entre plantas hospedeiras; transmitido por sementes (menos que 1% em *Solanum tuberosum*). APLV é transmitido de maneira não persistente por

artrópodos da ordem *Coleoptera*, *Epithrix* sp. No comércio internacional, APLV pode ser transportado pelos tubérculos ou pela semente verdadeira de batata (ICTVdB, 2006p).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Argentina, Bolívia, Chile, Colômbia, Equador e Peru (Lizirraga & Jayas-inghe, 1996; ICTVdB, 2006p).

3. *Arabid mosaic virus* (ArMV)

VÍRION: ArMV apresenta partículas isométricas, não envelopadas, com 25-30 nm de diâmetro. O genoma consiste de RNA linear, fita simples, com tamanho total de 13.1 kb. O genoma é bipartido, distribuído entre dois tipos de partículas (Brunt et al., 1996).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Ocorre naturalmente em muitas espécies de monocotiledôneas e de dicotiledôneas, nativas e cultivadas (Murat, 1970). Apresenta amplo círculo de plantas hospedeiras nas famílias botânicas *Amaranthaceae*, *Amaryllidaceae*, *Asparagaceae*, *Boraginaceae*, *Buxaceae*, *Campanulaceae*, *Cannabidaceae*, *Caryophyllaceae*, *Celastraceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cruciferae*, *Cucurbitaceae*, *Cupressaceae*, *Grossulariaceae*, *Labiatae*, *Leguminosae-Papilionoideae*, *Liliaceae*, *Oleaceae*, *Plantaginaceae*, *Polemoniaceae*, *Polygonaceae*, *Primulaceae*, *Ranunculaceae*, *Rosaceae*, *Sambucaceae*, *Saxifragaceae*, *Scrophulariaceae*, *Solanaceae*, *Tetragoniaceae*, *Thymelaeaceae*, *Tropaeolaceae*, *Umbelliferae*, *Urticaceae* e *Vitidaceae* (Brunt et al., 1996).

SINTOMAS: A maioria das plantas infectadas experimentalmente mostra mosaico, mosqueado, anéis, lesão local clorótica ou necrótica, redução do crescimento (Brunt et 1996).

TRANSMISSÃO: Transmitido por nematóide da família *Dorylamidae*, sendo *Xiphinema diversicaudatum* a principal espécie vetora; mas também ocorre transmissão por *X. bakeri* e *X. coxi*. Tanto a larva como o adulto de *X. diversicaudatum* transmitem o vírus, mas o adulto não passa o vírus para sua progênie e nem retém o vírus após a muda. O vírus é transmitido facilmente por inoculação mecânica; por enxertia; pelas sementes (até 100% de infecção), sendo que muitas plantas infectadas através da semente não mostram sintomas. *Cuscuta subinclusa* e *C. californica* transmitem frequentemente o vírus, enquanto *C. campestris* só ocasionalmente. Não é transmitido através do contato entre plantas (Murant, 1970; Brunt et al., 1996).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: África do Sul, Alemanha, Austrália, Áustria, Bélgica, Bulgária, Canadá, Chile, China, Chipre, Croácia, Dinamarca, Espanha, Eslovênia, Eslováquia, Estados Unidos, Finlândia, França, Holanda, Hungria, Índia, Itália, Irã, Israel, Japão, Líbano, Lituânia, Luxemburgo, México, Nova Zelândia, Noruega, Polônia, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Sérvia, Síria, Suécia, Suíça, Turquia, Ucrânia, antiga Rússia, antiga Iugoslávia (Brunt et al., 1996; CABI, 2010a).

4. *Arracacha virus B* (AVB)

VÍRION: A partícula é isométrica, com diâmetro de 26 nm. O genoma de RNA fita simples é bipartido, distribuído entre dois tipos de partículas.

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Além de mandioquinha salsa (*Arracacia xanthorrhiza*), o vírus é encontrado em infecção natural em *Oxalis tuberosa* e *Solanum tuberosum* (Jones & Kenten, 1983). Em condições experimentais, suscetibilidade ao vírus foi achada nas famílias *Amaranthaceae*, *Chenopodiaceae*, *Cucurbitaceae*, *Leguminosae-Papilionoideae*, *Oxalidaceae*, *Portulacaceae*, *Solanaceae*, *Tetragoniaceae*, *Umbelliferae* (ICTVdB, 2006i).

SINTOMAS: As plantas de *Arracacia xanthorrhiza*, *Oxalis tuberosae* e *Solanum tuberosum* não apresentam sintomas, quando infectadas. Os principais sintomas nos hospedeiros infectados experimentalmente são lesão local, clareamento de nervuras, mosaico, mosqueado, necrose ou anéis (Jones & Kenten, 1983; ICTVdB, 2006i).

TRANSMISSÃO: AVB é transmitido por inoculação mecânica; por enxertia; pelas sementes (5% a 12%, dependendo da estirpe e do hospedeiro); do pólen para a semente (em *Solanum tuberosum*). Há indicativo que AVB seja disseminado pelos propágulos vegetativos (pedaços de raízes de mandioquinha salsa). Não é transmitido pelo contato entre plantas (ICTVdB, 2006i) e não tem vetor conhecido (Jones & Kenten, 1983).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Bolívia e Peru (Jones & Kenten, 1983).

5. Artichoke Italian latent virus (AILV)

VÍRION: Partícula isométrica, com 30 nm de diâmetro. O genoma é RNA linear, fita simples, tem 12.500 nucleotídeos e está distribuído entre dois tipos de partículas (ICTVd, 2006d).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Infecta naturalmente tanto plantas herbáceas como plantas lenhosas. Além da infecção em alcachofra (*Cynara scolymus*), é relatado em *Cichorium intybus*, *Gladiolus* sp., *Pelargonium zonale*, *Sonchus arvensis*, *Vitis vinifera*. Tem sido detectado também nas plantas daninhas *Crepis neglecta*, *Helminthia echinoides*, *Hypochoeris aetensis*, *Lactuca virosa*, *Lamium amplexicaule*, *Urospermum dalechampii* e *Sonchus* spp., as quais permanecem sem sintomas (Martelli et al., 1977). Em condições experimentais, o número de hospedeiros é bastante amplo, distribuídos em mais de 12 famílias de dicotiledôneas (Gallitelli et al., 2004).

SINTOMAS: Diversas hospedeiras podem não exibir sintomas, quando infectadas. AILV é latente em alcachofra, embora ocasionalmente seja isolado de plantas com crescimento reduzido e suave amarelecimento das folhas. Em *Cichorium intybus* causa mosqueado clorótico, frequentemente acompanhado por manchas amarelas nas folhas; em *Pelargonium zonale* causa severa má formação foliar e redução de crescimento; em videira, induz sintomas semelhantes ao fanleaf (Martelli et al., 1977; ICTVdB, 2006d).

TRANSMISSÃO: É facilmente transmitido por inoculação mecânica para um amplo número de plantas hospedeiras. Tem como vetor nematóides da família *Dorylamidae*, *Longidorus*

apulus (Martelli et al., 1977) e *Longidorus fasciatus* (Brown et al., 1997). Foi observada a transmissão por sementes em hospedeiros herbáceos (Galitelli et al., 2004). Não há registro de transmissão por *Cuscuta* sp.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: AILV ocorre na Bulgária, na Itália (Martelli et al., 1977), na Grécia (Brown et al., 1997) e na Rússia (Galitelli et al., 2004).

6. *Artichoke latent virus* (ArLV)

VÍRION: A partícula é filamentososa, flexuosa, não envelopada, com dimensões de 725-746 nm X 12 nm. O genoma é RNA linear, fita simples e apresenta 9.000 nucleotídeos.

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Encontrado infectando naturalmente *Cynara scolymus*, *C. cardunculus* e *Petunia* × *hybrida*. Sob condições experimentais são encontradas espécies suscetíveis nas famílias *Amaranthaceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Leguminosae-Papilionoideae*, *Solanaceae*. Diversas espécies de *Chenopodium* e de *Nicotiana*, além de *Helianthus annuus*, *Lens culinaris* e *Phaseolus vulgaris* são utilizadas como hospedeiras para fins de diagnose.

SINTOMAS: Plantas de *Petunia* × *hybrida* apresentam mosaico e crescimento reduzido. Em *Cynara scolymus* e *C. cardunculus* a infecção, em geral, é latente; mas pode causar mudanças qualitativas e quantitativas na alcachofra, como descoloração das folhas e brácteas, abertura do ápice da cabeça, atraso da primeira safra, encurtamento do talo, redução da largura da cabeça e uma dramática redução da produção (Rana et al., 1992). A maioria das plantas infectadas experimentalmente desenvolve mosaico, mosqueado, necroses ou lesão local necrótica.

TRANSMISSÃO: ALV é transmitido pelos afídeos *Myzus persicae*, *Aphis fabae*, *Brachycaudus cardui*, de maneira não persistente. Transmitido também por inoculação mecânica e por enxertia, mas não pelas sementes (ICTVdB, 2006l).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Albânia, Argélia, Austrália, Egito, Estados Unidos, França, Grécia, Israel, Itália, Líbano, Malta, Marrocos, Espanha, Tunísia, Turquia (ICTVd, 2006l).

7. *Artichoke mottled crinkle virus* (AMCV)

VÍRION: Partículas isométricas, não envelopadas, com 30 nm de diâmetro. O genoma consiste de RNA, fita simples, linear. O genoma total tem 4.790 nucleotídeos (Molinari et al., 1998).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Infecção natural por AMCV só foi relatada em *Cynara scolymus*. Experimentalmente, *Chenopodium amaranticolor*, *C. quinoa*, *Cucumis sativus*, *Cucurbita pepo*, *Cynara scolymus*, *Gomphrena globosa*, *Nicotiana benthamiana*, *N. clevelandii*, *N. glutinosa*, *Ocimum basilicum*, *Vigna unguiculata* (Brunt et al., 1996).

SINTOMAS: A planta infectada pode apresentar crescimento reduzido, má formação floral, mudança na coloração, manchas cloróticas e enrugamento. Plantas infectadas experimentalmente exibem lesão local necrótica, mosaico, necrose e morte (Brunt et al., 1996).

TRANSMISSÃO: AMCV é transmitido por inoculação mecânica (Brunt et al., 1996). Vetor desconhecido (Galitelli et al., 2004).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Grécia, Itália, Marrocos, Malta, Tunísia (Galitelli et al., 2012).

8. *Artichoke yellow ringspot virus* (AYRSV)

VÍRION: O genoma é RNA linear, fita simples, e está dividido em dois tipos de partículas, as quais são isométricas com aproximadamente 30 nm de diâmetro. O genoma completo tem 11.600 nucleotídeos (ICTVdB, 2006e).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: AYRSV tem amplo círculo de hospedeiras naturais, com mais de 35 espécies botânicas, em diversas famílias de dicotiledôneas, englobando espécies cultivadas (*Cynara cardunculus*, *C. scolymus*, *Cucumis sativus*, *Nicotiana* sp., *Phaseolus vulgaris*, *Anethum graveolens*, *Foeniculum* sp., *Vicia faba*) e muitas plantas daninhas (*Stellaria media*, *Reseda alba*, entre outras). O número de espécies suscetíveis ao vírus é ainda maior em condições experimentais, incluindo quase 60 espécies distribuídas nas famílias *Amaranthaceae*, *Caryophyllaceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cucurbitaceae*, *Leguminosae-Papilionoideae*, *Resedaceae*, *Solanaceae*, *Umbelliferae* (Rana et al., 1983; Kyriakopoulos et al., 1984; Avgelis & Vovlas, 1989; Galitelli et al., 2004; ICTVdB, 2006e).

SINTOMAS: são observados sintomas como mosaico, mosqueado, anéis, redução do crescimento, má formação das folhas, encurtamento dos entrenós (Kyriakopoulos et al., 1984; Avgelis & Vovlas, 1989; ICTVd, 2006e).

TRANSMISSÃO: Facilmente transmitido para hospedeiros herbáceos através de inoculação mecânica. Transmitido através da semente em taxas que variam de 15 a 100%, em plantas infectadas artificialmente. Transmissão do pólen para a semente ocorre em *Datura stramonium*, *Nicotiana clevelandii*, *N. glutinosa*, *N. tabacum*, *Petunia x hybrida* e transmissão do pólen para a planta polinizada foi observada em *N. clevelandii* (Rana et al., 1983; ICTVdB, 2006e). A transmissão do vírus pela semente e pólen provavelmente desempenha um papel importante na transmissão natural e distribuição de AYRSV (Rana et al. 1983; Kyriakopoulos et al., 1984). Embora AYRSV seja classificado como um nepovírus, nenhum vetor é conhecido (ICTVdB, 2006e).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Grécia e Itália (Kyriakopoulos et al., 1984)

9. *Banana bract mosaic virus* (BBrMV)

VÍRION: As partículas são filamentosas, geralmente flexuosas, medindo 660 - 760 nm X 15 nm. O genoma é RNA fita simples, com aproximadamente 10.000 nucleotídeos (Brunt et al., 1996).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: BBrMV ocorre naturalmente em banana e plátano, da família *Musaceae* (Brunt et al., 1996). Mais recentemente, foram relatadas infecção de BBrMV em *Alpinia purpurata* (Wang et al., 2010) e *Elettaria cardamon* (Siljo et al., 2012), ambas espécies da família *Zingiberaceae*.

SINTOMAS: A expressão dos sintomas pode variar ao longo do tempo e depende do genótipo e variedade da banana, bem como da temperatura. As perdas na produção podem ser superiores a 40% em banana com genoma ABB. O sintoma mais típico é mosaico nas brácteas (Baker et al., 2008), mas também inclui riscas descontínuas nas brácteas, estrias fusiformes espalhadas irregularmente ao longo do pecíolo, descoloração do pseudocaule (Rodoni et al., 1997). *Alpinia purpurata* infectada apresenta mosaico severo, riscas nas folhas, flores com significativo escurecimento, redução no tamanho e na vida útil (Wang et al., 2010), enquanto as plantas de *Elettaria cardamon* mostram riscas cloróticas (Siljo et al., 2012).

TRANSMISSÃO: BBrMV é transmitido pelos afídeos (*Homoptera: Aphididae*) *Aphis gossypii*, *Rhopalosiphum maidis*, *Pentalonia nigronervosa* e *Aphis craccivora*, de maneira não persistente (Selvarajan et al., 2006; Thomas et al., 2000). À longa distância, BBrMV pode ser dispersado através do comércio internacional de material de propagação vegetativa, particularmente mudas micropropagadas (Baker et al., 2008).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Equador (Quito-Avila et al., 2013), Estados Unidos, limitado ao Hawaii (Wang et al., 2010), Filipinas, Índia, Sri Lanka, Tailândia, Vietnã, Samoa (CABI, 2000a).

10. *Banana bunchy top virus* (BBTV)

VÍRION: As partículas do vírus são isométricas, não envelopadas, com diâmetro de 18-20 nm. O genoma é composto de DNA circular de fita simples (Batista et al., 2002b), com três partes: as duas primeiras com 1.3 kb cada uma e a terceira com 1.171 kb (Brunt et al., 1996).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: As hospedeiras naturais encontram-se basicamente na família *Musaceae*, incluindo bananas cultivadas, bananas silvestres e plátano. As principais hospedeiras são as cultivares de banana derivadas de *Musa acuminata* e *M. acuminata* x *M. balbisiana*. Todas cultivares dos grupos genômicos AA e AAA mostraram-se suscetíveis. Há evidência de hospedeiros fora da família *Musaceae*, como *Canna indica*, *Carica papaya*, *Colocasia esculenta*, *Hedychium coronarium*, mas alguns desses registros apresentam divergências (CABI, 2013).

SINTOMAS: Doença conhecida como topo em leque da bananeira. O vírus é encontrado no tecido do floema de plantas infectadas, nos estágios de florescimento, frutificação e vegetativo e

também nas folhas, frutos e inflorescências. Sintomas severos de infecção incluem a formação de roseta devido ao nanismo e encurtamento dos internódios, com as folhas se tornando progressivamente mais estreitas, curtas e verticais. Os sintomas foliares ocorrem principalmente em folhas jovens emergentes após a infecção e incluem enrolamento e amarelecimento marginal das bordas, com riscas verde-escuras na nervura central e no pecíolo. Pontuações verde-escuras são claramente visíveis ao longo das nervuras menores (Batista et al., 2002b).

TRANSMISSÃO: A transmissão é persistente e ocorre apenas através de um afídeo vetor, *Pentalonia nigronervosa*. O vírus permanece no vetor durante a muda, apesar de não ser transmitido à progênie do inseto. Não é possível a transmissão do BBTV por inoculação mecânica (Batista et al., 2002b). O vírus é disseminado a longa distância através de material propagativo.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Angola (Lavakumar et al., 2008), Austrália, Bangladesh, Burundi, Camboja, China, Congo, Egito, Estados Unidos (somente no Hawaí), Filipinas, Índia, Indonésia, Japão, Malásia, Paquistão, Papua-Nova Guiné, República da África Central, Sri Lanka, Taiwan, Vietnã, Gabão, Laos, Malawi, Mianmar, Ruanda, Samoa Americana, Samoa, Fiji, Guam, Tonga (Batista et al., 2002b; CABI, 2001a), Benin (Lokossou et al., 2012), Nigéria (Adegbola et al., 2013).

11. *Barley stripe mosaic virus* (BSMV)

VÍRION: A partícula tem forma cilíndrica ou tubular, sem envelope, com 112-150 nm de comprimento e 18-24 nm de diâmetro. O genoma consiste basicamente de três RNAs (RNAa, RNAb e RNAg) de fita simples, encapsidados separadamente, com peso molecular de 4 kb, 3.289 kb e 3.164 kb, respectivamente (Marinho et al., 2004).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: O círculo de hospedeiros naturais restringe-se à cevada (*Hordeum vulgare*), aveia (*Avena sativa*), trigo (*Triticum aestivum*) e ocasionalmente, *Avena fatua*. Experimentalmente, são encontrados muitos hospedeiros suscetíveis ao vírus, principalmente na família *Gramineae*, mas também algumas espécies em *Chenopodiaceae*, *Solanaceae*, *Amaranthaceae* e *Primulaceae* (Atabekov & Novikov, 1989; Brunt et al., 1996; Marinho et al., 2004).

SINTOMAS: A expressão de sintomas depende do isolado do BSMV e de fatores ambientais (favorecida por temperaturas que variam de 24 a 30°C), da estirpe do vírus e do hospedeiro. A severidade da doença pode variar de um leve mosaico até necrose letal. Os sintomas vão desde pequenos mosaicos em faixas até faixas alongadas que cobrem quase toda a superfície foliar, variando de verde claro até clorótico ou necrótico. As sementes infectadas freqüentemente são menores e enrugadas, originando plantas com sintomas de enfezamento. Pode ocorrer aborto das flores (Atabekov & Novikov, 1971, Marinho et al., 2004). Plantas infectadas experimentalmente apresentam, em geral, mosaico em faixa nas espécies monocotiledôneas, e lesão local clorótica

em dicotiledôneas, como em *Chenopodium amaranticolor*, *C. quinoa*, *C. album*, *Beta vulgaris* e *Nicotiana tabacum* cv. Samsun (Brunt et al., 1996).

TRANSMISSÃO: Em condições naturais, BSMV é facilmente transmitido para plantas sadias devido ao contato com as plantas infectadas, parecendo ser esta a via comum de disseminação do mesmo. Esse vírus é eficientemente transmitido por sementes chegando, em alguns casos, a 100% de transmissão. Pode ser transmitido por inoculação mecânica para mais de 250 espécies de plantas, e também pelo pólen. Nenhum vetor é relatado (Atabekov & Novikov, 1989; Brunt et al., 1996; Marinho et al., 2004; Lee et al., 2012).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Ampla distribuição, embora em alguns países a localização seja restrita. África do Sul, Alemanha, Argentina, Austrália, Bulgária, Canadá, China, Coreia do Sul, Dinamarca, Egito, Estados Unidos, França, Grécia, Hungria, Israel, Iugoslávia, Japão, Jordânia, Líbano, México, Moldova, Noruega, Nova Zelândia, Paquistão, Peru, Polônia, Portugal, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Rússia, Síria, Suíça, Turquia, Tunísia, Ucrânia (CABI, 1972; Marinho et al., 2004).

12. Beet curly top virus (BCTV)

VÍRION: Partículas isométricas, sem envelope, com aproximadamente 20 nm de diâmetro, ocorrendo isoladas ou em pares (geminadas) (Thomas & Mink, 1979). O genoma consiste de DNA, fita simples, circular, com tamanho de 2.8 kb (Brunt et al., 1996).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: BCTV tem um grande círculo de hospedeiros, incluindo mais de 300 espécies em 44 famílias somente de dicotiledôneas, especialmente em *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cruciferae*, *Cucurbitaceae*, *Leguminosae* e *Solanaceae*. Em termos econômicos, destacam-se batata, tomate, feijão e beterraba. Diversas plantas daninhas também são relatadas: *Atriplex* spp., *Capsella bursa-pastoris*, *Chenopodium* spp., *Datura ferox*, *Polygonum* spp., *Rumex* spp., *Stellaria media* (Thomas & Mink, 1979; Wintermantel, 2009).

SINTOMAS: a severidade da doença depende dos fatores climáticos que influenciam a prevalência de plantas daninhas hospedeiras do vírus e da capacidade de reprodução e migração do vetor (Wintermantel, 2009). Clareamento e algum grau de inchaço das nervuras, juntamente com distorção das folhas mais jovens é o sintoma inicial e mais universal, ocorrendo na maioria dos hospedeiros. Outros sintomas incluem rápido colapso e morte; rigidez, nanismo e amarelecimento da planta; enrolamento foliar; necrose do floema; exudação de fluido do floema. Diversas hospedeiras não apresentam sintomas e não é conhecida nenhuma que apresente lesão local (Brunt et al., 1996; Thomas & Mink, 1979).

TRANSMISSÃO: é transmitido, de maneira persistente, por duas espécies de cigarrinhas (*Cicadellidae*), *Circulifer tenellus* e *C. opacipennis*, nas quais o vírus circula, sem se multiplicar. O vírus é restrito ao floema e é transmissível mecanicamente somente através de procedimentos especiais, como picadas ou injeção sob pressão. No mínimo, três espécies de

Cuscuta transmitem o vírus, com relativa eficiência. É transmitido por enxertia e não por sementes (Thomas & Mink, 1979; Brunt et al., 1996).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Argentina, Bolívia, Canadá, Chipre, Costa Rica, Espanha, Itália, Índia, Irã, Israel, Japão, Coreia do Sul, Turquia, Costa do Marfim, Egito, México, Estados Unidos, Porto Rico, Uruguai (Brunt et al., 1996; CABI, 2001b).

13. *Blueberry leaf mottle virus* (BLMoV)

VIRION: partícula isométrica, não envelopada, com 28 nm de diâmetro. Genoma consiste de RNA, fita simples, linear, com 14.600 nucleotídeos (Ramsdell & Stace-Smith, 1983; ICTVdB, 2006f).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Ocorrência natural em mirtilo (*Vaccinium corymbosum*) e videira (*Vitis* sp.). Transmitido experimentalmente para um estreito círculo de hospedeiras dicotiledôneas, nas famílias *Amaranthaceae*, *Chenopodiaceae*, *Cucurbitaceae*, *Ericaceae*, *Leguminosae-Papilionoideae* e *Solanaceae* (Ramsdell & Stace-Smith, 1983; Brunt et al., 1996).

SINTOMA: Em mirtilo, causa severo perecimento das hastes principais, fraca rebrotação, folhas com má formação e mosqueado, nanismo. Em videira, a infecção viral retarda a brotação, causa irregular alongação dos frutos e folhagem pálida. Diversas hospedeiras infectadas experimentalmente não apresentam sintomas; outras, desenvolvem lesão local, mosqueado e necrose dos ponteiros (Ramsdell & Stace-Smith, 1983; ICTVdB, 2006f).

TRANSMISSÃO: Nenhum vetor é conhecido. Não há transmissão pelo contato entre plantas. Porém, BLMoV é transmitido por inoculação mecânica, por enxertia e pelo pólen através das abelhas (Brunt et al., 1996; ICTVdB, 2006f), bem como pela semente (Ramsdell & Stace-Smith, 1983).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Bulgária, Estados Unidos (Brunt et al., 1996; ICTVdB, 2006f); Canadá (Schilder & Miles, 2008).

14. *Broad bean wilt virus* (BBWV)

VÍRION: Partícula isométrica com 25 nm de diâmetro. O genoma completo tem 10.800 nucleotídeos, é RNA fita simples, linear, distribuído em dois tipos de partículas (ICTVdB, 2006c).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Entre as espécies infectadas naturalmente, estão *Capsicum annum*, *Digitalis* sp., *Echinacea purpurea*, *Petroselinum crispum*, *Vicia faba*, *Plantago lanceolata*, *Pisum sativum*, *Tropaeolum majus*, *Salvia officinalis*, *Spinacia oleracea*, *Petunia x hybrida*. Sob condições experimentais são encontrados hospedeiros suscetíveis à infecção nas famílias *Amaranthaceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cruciferae*, *Cucurbitaceae*, *Labiatae*,

Leguminosae-Papilionoideae, *Plantaginaceae*, *Scrophulariaceae*, *Solanaceae*, *Tropaeolaceae*, *Umbelliferae* (CABI, 2004a; ICTVd, 2006c).

SINTOMAS: mosaico, mosqueado, riscas ou manchas necróticas nas folhas e caules, seguidos de nanismo e morte da planta. Plantas infectadas experimentalmente mostram principalmente lesão local necrótica, anéis, mosaico, necrose sistêmica, murcha, necrose apical (Lee et al., 2000; ICTVdB, 2006c; Mehle et al., 2007).

TRANSMISSÃO: BBWV é transmitido por inoculação mecânica para diferentes hospedeiros. Transmitido por diversas espécies de afídeos, como *Acyrtosiphon pisum*, *Aphis fabae*, *Aphis gossypii*, *Aulacorthum solani*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Myzus persicae*, *Megoura viciae*, *Nasonovia ribisnigri* e *Rhopalosiphum padi* (Ferriol et al., 2013). Embora os relatos usualmente não apontem transmissão por sementes, Sharma & Chalam (2009) obtiveram, em média, taxa de transmissão de 10% para *Vicia faba* e *Vigna unguiculata*. Não é transmitido por enxertia.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: África do Sul, Alemanha, Argentina, Austrália, Bangladesh, Bulgária, China, Coreia do Norte, Coreia do Sul, Egito, Eslováquia, Espanha, Estados Unidos, Etiópia, França, Filipinas, Grécia, Hungria, Índia, Irã, Iraque, Itália, Japão, Jordânia, Marrocos, Nova Zelândia, Polônia, Reino Unido, República Tcheca, Singapura, Síria, Taiwan, Turquia, Sudão, Tanzânia, Tunísia, antiga Iugoslávia (CABI, 2004a; Ochoa-Corona et al., 2010), Eslovênia (Mehle et al., 2007).

15. *Cacao swollen shoot virus* (CSSV)

VIRION: O vírus tem forma baciliforme, sem envelope, com aproximadamente 121-130 nm X 28 nm. O genoma é unipartido e contém DNA circular de fita dupla de aproximadamente 7.4 kb (Batista et al., 2004a).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: A infecção natural é encontrada apenas em *Theobroma cacao*, *Ceiba pentandra*, *Cola chlamydantha*, *Cola gigantea* var. *glabrescens*, *Sterculia tragacantha* e *Adansonia digitata* (Brunt et al., 1996). O círculo de hospedeiros obtido em condições experimentais limita-se a poucas espécies das famílias *Bombacaceae*, *Tiliaceae*, *Sterculiaceae* e *Malvaceae* (Brunt, 1970).

SINTOMAS: Em cacau, muitas estirpes do CSSV causam clorose entre as nervuras, pequenas pontuações ao longo das nervuras, avermelhamento das nervuras jovens, mosqueado das folhas maduras, inchaço dos ramos que pode ocorrer nos internódios e nas pontas das raízes; outras causam sintomas somente nas raízes e há aquelas que não induzem nenhum sintoma. Nas demais hospedeiras que são infectadas naturalmente ocorre clorose foliar, necrose e inchaço (Brunt et al., 1996; Batista et al., 2004a).

TRANSMISSÃO: CSSV é transmitido através de enxertia e, com dificuldade, por inoculação mecânica (Brunt et al., 1996). O CSSV é transmitido de maneira semi-persistente por, pelo

menos, 14 espécies de cochonilha (*Hemiptera: Coccidae*). Na família *Pseudococcidae* as espécies *Delococcus tafoensis*, *Dysmicoccus brevipes*, *Paraputo anomalus*, *Planococcoides najalensis*, *Planococcus citri*, *Planococcus kenya*, *Planococcus celtis*, *Phenacoccus hargreavesi*, *Pseudococcus concavocerrari*, *Pseudococcoides najalensis*, *Ferrisia virgata*, *Pseudococcus longispinus* são vetores do vírus. Ninfas (do primeiro, segundo e terceiro ínstar) e fêmeas adultas são vetores igualmente eficientes, mas machos adultos são incapazes de transmitir o vírus (Batista et al., 2004a; Brioso & Pozzer, 2012). Estudos de Quainoo et al. (2008) revelaram a presença de CSSV, em alta frequência, em plântulas desenvolvidas de sementes obtidas de árvores de cacau infectadas, o que sugere que CSSV seja transmitido por sementes, contrariando as informações que se tinha até então. Não houve transmissão por *Cuscuta chinensis* (Brunt, 1970). DNA de CSSV foi detectado no pólen de plantas infectadas, mas não houve evidência de transmissão do vírus por polinização cruzada entre as plantas de cacau infectadas para as plantas sadias (Ameyaw et al., 2013).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Camarões, Costa do Marfim, Gana, Indonésia, Nigéria, Serra Leoa, Sri Lanka, Sumatra, Togo. Não confirmado na Colômbia, Trinidad and Tobago e Venezuela (Brunt et al., 1996; Batista et al., 2004a).

16. *Citrus impietratura* virus

TAXONOMIA: A doença *Citrus impietratura* é, presumivelmente, causada por vírus. No entanto, partículas virais não foram isoladas e caracterizadas, não podendo ser comprovada a sua etiologia (FAO, 1991; Roistacher, 2009).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: *Citrus aurantium*, *C. bergamia*, *C. jambhiri*, *C. latipes*, *C. limon*, *C. maxima*, *C. medica*, *C. reticulata*, *C. sinensis*. Aparentemente, laranja, pomelo, limão Volkamer e toranja apresentam mais suscetibilidade, em relação ao limão, laranja azeda, lima e mandarina (Nas & Karaca, 1976; Ahlawat et al., 1984; Bhagabati et al., 1986; FAO, 1991).

SINTOMAS: As árvores infectadas produzem frutos com resina no albedo; os frutos tornam-se endurecidos, com pouco suco; as folhas apresentam um padrão semelhante à folha de carvalho (FAO, 1991; Roistacher, 2009).

TRANSMISSÃO: Transmissão do possível agente etiológico ocorre principalmente pelo ser humano, ao propagar borbulhas infectadas. Aparentemente, não é transmitida pela semente. Não há evidência de transmissão mecânica ou pela presença de algum vetor. A doença foi transmitida pela inserção de pólen de árvores infectadas sob a casca de plantas de tangelo (FAO, 1991). Transmitida por enxertia (Roistacher, 2009).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: África do Sul, Chipre, Espanha, Grécia, Índia, Irã, Israel, Itália, Líbano, Marrocos, Turquia, Venezuela, Zimbábue (FAO, 1991; EPPO, 2007), Tanzânia (Swai, 1988), Nepal (Roistacher, 2004).

17. *Citrus leaf rugose virus* (CiLRV)

VIRION: Partículas isométricas, não envelopadas, com alguma heterogeneidade de tamanho, com diâmetro de 25-32 nm. Contém RNA, fita simples, que sedimenta como quatro componentes, correlacionando-se com o tamanho das partículas (Garnsey & Gonsalves, 1976). O genoma completo tem 7.888 nucleotídeos.

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Na natureza, está restrito aos citros (*Citrus aurantifolia*, *C. limon*, *C. paradisi*, *C. reticulata*, *C. sinensis*), mas pode ser transmitido experimentalmente para diversas plantas herbáceas, como *Catharanthus roseus*, *Crotalaria spectabilis*, *Phaseolus vulgaris* e *Vigna unguiculata* (Garnsey & Gonsalves, 1976; ICTV, 2006a).

SINTOMAS: Causa mancha foliar em limão (*Citrus limon*), rugosidade nas folhas de lima (*C. aurantifolia*) e severo nanismo em toranja (*C. paradisi*). Em caupi, feijão e crotalária desenvolve lesões locais necróticas (Garnsey & Gonsalves, 1976).

TRANSMISSÃO: É facilmente transmitido por inoculação mecânica para muitas espécies de *Citrus* e plantas herbáceas. Ocorre transmissão por enxertia. Experimentalmente, o vírus foi transmitido como contaminante de ferramentas de poda. Vetor desconhecido. Não há relato de transmissão por *Cuscuta* sp. e por sementes, embora nesse caso exista a probabilidade (Brunt et al., 1996; Garnsey & Gonsalves, 1976).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Ocorre nos Estados Unidos. Encontrado, mas sem evidência de dispersão, na Austrália (Brunt et al., 1996).

18. *Citrus variegation virus* (CVV)

VIRION: Partículas irregularmente isométricas, com 26-35 nm de diâmetro, não envelopadas. O genoma é RNA fita simples, segmentado, tripartido. Os segmentos estão distribuídos entre três tipos de partícula de diferentes tamanhos (ICTVd, 2006b).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Infecção natural no gênero *Citrus*, como *Citrus aurantifolia* e *C. limon*. Experimentalmente, também foram infectadas *Capsicum frutescens* *Capsicum frutescens* var. *grossum*, *Citrus aurantium*, *Vigna unguiculata*.

SINTOMAS: má formação e manchas nas folhas jovens, sendo mais severo em limão e laranja azeda (Brunt et al., 1996; ICTVd, 2006b).

TRANSMISSÃO: O vírus é transmitido por inoculação mecânica, enxertia e, possivelmente, pelas sementes (Brunt et al., 1996; ICTVd, 2006b).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Estados Unidos, Austrália (Brunt et al., 1996; ICTVd, 2006b), Costa Rica (Moreira et al., 2010).

19. *Clover yellow vein virus* (CIYVV)

VIRION: As partículas são filamentosas e flexuosas, não envelopadas, medindo 767 nm x 12-15 nm, embora muitas partículas sejam menores que isso (590-700 nm). O genoma consiste de RNA, fita simples, com tamanho total de 9.5 kb (Hollings & Stone, 1974; Brunt et al., 1996).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: CIYVV infecta diversas espécies do gênero *Trifolium*, como *T. hybridum*, *T. incarnatum*, *T. pratense*, *T. repens*, *T. subterraneum*, *T. vesiculosum*, além de cenoura (*Daucus carota*), coentro (*Coriandrum sativum*), ervilha (*Pisum sativum*), ervilha de cheiro (*Lathyrus odoratus*), soja (*Glycine max*), tremoço (*Lupinus luteus*, *L. sp.*) e estaticice (*Limonium sinuatum*). Adicionalmente, encontram-se hospedeiros suscetíveis através de transmissão experimental nas famílias *Amaranthaceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cucurbitaceae*, *Leguminosae-Caesalpinioideae*, *Leguminosae-Papilionoideae*, *Plumbaginaceae*, *Scrophulariaceae*, *Solanaceae*, *Tetragoniaceae* e *Umbelliferae* (Holling & Stone, 1974; Brunt et al., 1996; ICTVd, 2006m).

SINTOMAS: As plantas infectadas naturalmente exibem mosaico, mosqueado, clareamento de nervuras, riscas. As plantas infectadas experimentalmente mostram lesão local clorótica ou necrótica ou, se infectadas sistemicamente, mosaico ou necrose (Holling & Stone, 1974; Brunt et al., 1996; ICVTd, 2006m).

TRANSMISSÃO: CIYVV é facilmente transmitido por inoculação mecânica e também, de maneira não persistente, pelos afídeos *Myzus persicae*, *Acyrtosiphon pisum*, *Aulacorthum solani* e *Macrosiphum euphorbiae*, mas não por *Aphis fabae*. Não foi observada transmissão através de sementes (Holling & Stone, 1974; Brunt et al., 1996).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Alemanha, Austrália, Canadá, Colômbia, Coreia do Sul, Espanha, Estados Unidos, França, Holanda, Hungria, Itália, Japão, Nova Zelândia, Polônia, Reino Unido, Suécia, Yemen e a região compreendida pela antiga Tchecoslováquia (Brunt et al., 1996; Holling & Stone, 1974; CABI, 2000b).

20. *Impatiens necrotic spot virus* (INSV)

VIRION: As partículas são esféricas, com 80 a 120 nm, e envolvidas por uma membrana lipoprotéica, contendo projeções de 5-10 nm de comprimento, que consistem de duas glicoproteínas. O genoma é RNA fita simples, linear, tripartido.

GAMA DE HOSPEDEIRAS: INSV é considerado como um dos principais patógenos de plantas ornamentais, infectando *Chrysanthemum* sp., *Impatiens balsamina*, *Anthurium andreanum*, *Asplenium nidus*, *Begonia peltata*, *Cyrtomium falcata*, *Hymenocallis littoralis*, *Kalanchoe blossfeldiana*, *Osteospermum* sp., *Philodendron* sp., *Saxifraga stolonifera*, *Spathiphyllum floribundum*, entre outras. Recentemente, INSV tem sido relatado infectando também outras culturas, como *Rubus* sp. (Tzanetakis et al., 2009), alface, amendoim, batata, espinafre, manjeriço, pimentão, rúcula (Grausgruber-Gröger, 2012). Em relação às plantas invasoras, natural infecção por INSV foi achada em *Stellaria media* (Mertelik et al.,

2000), *Chenopodium album*, *Convolvulus arvensis*, *Datura innoxia*, *D. stramonium*, *Sonchus oleraceus*, *Stellaria aquatica* (El-Wahab et al., 2011), *Cyperus esculentus* e *C. rotundus* (Martinez-Ochoa et al., 2004).

SINTOMAS: Plantas infectadas podem apresentar clorose generalizada, manchas necróticas nas folhas, nanismo, anéis concêntricos, lesões no caule, frutos com manchas cloróticas, áreas vermelhas ou verdes envolvidas por halos amarelos, murcha. Plantas inoculadas artificialmente podem apresentar lesão local, mosaico sistêmico e anéis concêntricos.

TRANSMISSÃO: INSV é transmitido por inoculação mecânica e também por enxertia. Não é transmitido pelo contato entre plantas, pelas sementes e pelo pólen (Brunt et al., 1996). O vetor é *Frankliniella occidentalis* (*Thysanoptera: Thripidae*) (CABI, 2007a). Em condições experimentais, *Frankliniella fusca* também mostrou ser vetor do INSV (Naidu et al., 2001).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Alemanha, Áustria, Bélgica, Canadá, Chile, Costa Rica, Eslovênia, Espanha, Estados Unidos, Finlândia, França, Holanda, Hungria, Irã, Israel, Itália, Japão, México, Nova Zelândia, Polônia, Portugal, Reino Unido, República Tcheca (CABI, 2007a), Bósnia & Herzegovina (Trkulja et al., 2013), China (Liu et al., 2010), Egito (El-Wahab et al., 2011).

21. *Lily symptomless virus* (LSV)

VIRION: As partículas são alongadas, flexuosas, com cerca de 640 nm de comprimento e 18 nm de diâmetro (Allen, 1972). O genoma é RNA, com 8.394 nucleotídeos (Choi & Ryu, 2003).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: O círculo de hospedeiras de LSV é bastante restrito, limitando-se às famílias *Liliaceae*, *Alstroemeriaceae* e *Amaryllidaceae*. Experimentalmente, pode ser mecanicamente transmitido para *Lilium* spp., *Tulipa* spp. e *Alstroemeria* (Riva, 2010).

SINTOMAS: Embora seja comum que as plantas infectadas permaneçam assintomáticas, pode ocorrer mosaico, clareamento de nervuras, riscas de coloração verde-clara, clareamento de nervuras, enrolamento e amarelecimento das folhas; redução do porte das plantas e da durabilidade da flor em vaso; deformação e diminuição no tamanho das flores e dos bulbos, mas raramente ocorre morte prematura da planta. Depois da floração podem aparecer manchas amarelas, avermelhadas e/ou necróticas de coloração marrom nas folhas. Infecções naturais têm sido relatadas em *Hymenocallis littoralis* (*Amaryllidaceae*), causando enrolamento, riscas cloróticas e amarelecimento das folhas, e em *Tulipa* sp. (*Liliaceae*) cujas tépalas apresentam riscas brancas ou escuras (Rivas, 2010).

TRANSMISSÃO: Transmitido de modo não persistente pelos afídeos *Myzus persicae*, *Macrosiphum euphorbiae*, *Aphis gossypii*, *A. fabae* e *Aulacorthum solani*. Não é transmitido por sementes. Devido à multiplicação dos bulbos infectados, o vírus é mantido na cultura (Riva, 2010). O vírus é transmitido por inoculação mecânica (Brunt et al., 1996) e também pela união de folhas (Allen, 1972). Sem informação de transmissão por enxertia e por *Cuscuta*.

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Argentina (Chinestra et al., 2010), Austrália, China, Coreia, Estados Unidos, Holanda, Índia, Japão.

Em 2008, o LSV foi detectado em amostras de folhas e bulbos de lírios de provenientes de São Paulo e de Minas Gerais (Riva, 2010).

22. *Melon necrotic spot virus* (MNSV)

VIRION: MNSV tem partículas isométricas de aproximadamente 30 nm de diâmetro. O genoma é RNA fita simples, com 4.3 kb (Herrera-Vasquez et al., 2010).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: O círculo de hospedeiras naturais de MNSV é limitado a três espécies da família *Cucurbitaceae*: melão (*Cucumis melo*), pepino (*Cucumis sativus*) e melancia (*Citrullus lanatus*) (Brunt et al., 1996; Herrera-Vasquez et al., 2010). Experimentalmente, e dependendo do isolado, pode ser transmitido também para diversas outras cucurbitáceas e *Vigna unguiculata* (Brunt et al., 1996; Hibi & Furuki, 1985).

SINTOMAS: manchas necróticas nas folhas jovens, que coalescem formando grandes e irregulares lesões nas folhas mais velhas; riscas necróticas aparecem nos caules e as folhas enrolam e murcham (Gu et al., 2007; Hibi & Furuki, 1985). Murcha e morte da planta também pode ocorrer (Herrera-Vasquez et al., 2010). Infecção experimental, em geral, manifesta-se como lesão local (Brunt et al., 1996).

TRANSMISSÃO: Experimentalmente, esse vírus pode ser transmitido por inoculação mecânica para um restrito número de espécies botânicas. Na natureza, MNSV é transmitido no solo pelo vetor, fungo da família *Olpidiaceae* da espécie *Olpidium* (*O. bornovanus*, *O. radicale*, *O. virulentus*). As partículas virais se aderem a superfície externa dos zoósporos. O fungo é observado abundantemente somente nas raízes das plantas infectadas. Não foi observada infecção quando as sementes foram semeadas em solo sem a presença do fungo, mas quando o solo continha o fungo sem o vírus, 10-40% das mudas estavam infectadas. Foi proposto que esse tipo de transmissão por sementes fosse denominada de “transmissão por sementes mediada por vetor” (Hibi & Furuki, 1985; Herrera-Vasquez et al., 2010). Também é possível a transmissão pelo contato entre plantas (Brunt et al., 1996).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Canadá, China, Coreia do Sul, Espanha, Estados Unidos, França, Guatemala, Grécia, Japão, Holanda, Honduras, Panamá, Irã, Israel, Itália, México, Noruega, Reino Unido, Síria, Suécia, Turquia, Tunísia, Uruguai (CABI, 2010b; Herrera-Vasquez et al., 2010; Tomassoli & Barba, 2000).

23. *Peach rosette mosaic virus* (PRMV)

VIRION: PRMV apresenta partículas isométricas, não envelopadas, de 28 nm de diâmetro. O genoma consiste de RNA fita simples, bipartido, com tamanho total de 13.200 nucleotídeos (Ramsdell & Gillett, 1998; ICTVd, 2006g).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Infecção natural é observada em *Prunus persica*, *Vitis* spp., e *Vaccinium corymbosum*. Também infecta algumas plantas daninhas, como *Rumex crispus*, *Solanum carolinense* e *Taraxacum officinale*. Mesmo sob condições experimentais, suscetibilidade ao vírus é encontrada em poucas famílias (*Amaranthaceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Polygonaceae*, *Rosaceae*, *Solanaceae*, *Vitidaceae*) e poucas espécies (*Chenopodium amaranticolor*, *C. quinoa*, *Gomphrena globosa*, *Nicotiana tabacum*, *Prunus persica*, *Rumex crispus*, *Solanum carolinense*, *Taraxacum officinale*, *Vitis labrusca*) (Brunt et al., 1996; Ramsdell & Gillett, 1998).

SINTOMAS: Em videira, induz o atraso na quebra de dormência, florescimento tardio e irregular, formação de cachos pequenos, mosqueado e deformidade foliar, improdutividade e até morte da planta. Os pessegueiros apresentam nanismo, mosaico e encurtamento dos entrenós conferindo aparência de roseta. As plantas daninhas infectadas não apresentam sintomas (Brunt et al., 1996; Ramsdell & Gillett, 1998; ICTVd, 2006g).

TRANSMISSÃO: Ocorre transmissão por inoculação mecânica, por enxertia e através das sementes, mas não pelo contato entre plantas ou por *Cuscuta campestris*. Na natureza, é transmitido pelos nematóides *Dorylamidae* - *Xiphinema americanum* e *Longidorus diadecturus* (Brunt et al., 1996; Ramsdell & Gillett, 1998; ICTVdB, 2006g).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Canadá, Estados Unidos (Brunt et al., 1996; Ramsdell & Gillett, 1998), Egito e Turquia (CABI, 2001c).

24. Peanut stripe virus (PStV)

VIRION: Apresenta partículas filamentosas, flexuosas, com aproximadamente 752 nm (Demski et al., 1984). O genoma é RNA com aproximadamente 10.000 nucleotídeos (Gunasinghe et al., 1994).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Infecção natural foi relatada em *Arachis hypogaea*, *Glycine max*, *Vigna unguiculata*, *Indigofera amoena*, *Pueraria phaseoloides*, *Stylosanthes capitata*, *S. craba* (Mishra et al., 1993), *Uraria crinita* (Liao et al., 2004) e em patchouli (*Pogostemon cablin*) (Singh et al., 2009). Artificialmente, PStV infecta espécies das famílias *Chenopodiaceae*, *Leguminosae* e *Solanaceae* (Demski et al., 1984).

SINTOMA: Plantas de soja infectadas apresentam mosaico, mosqueado, bolhas ou dobras nas folhas (Vetten et al., 1992); amendoim apresenta mosqueado suave (Mishra et al., 1993), riscas, manchas descontínuas ao longo das nervuras laterais e mosaico em padrão semelhante à folha de carvalho (Demski et al., 1984). *Chenopodium amaranticolor* é uma boa hospedeira para lesão local.

TRANSMISSÃO: A transmissão pelas sementes tem resultado na ampla dispersão do PStV. Também é transmitido por inoculação mecânica e pelo afídeo *Aphis craccivora*, de maneira não persistente (Demski et al., 1984; Mishra et al., 1993).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: China, Estados Unidos, Tailândia, Filipinas, Malásia, Índia, Indonésia, Japão, Vietnã, Myanmar, Taiwan (Mishra et al., 1993), Coreia do Sul (Choi et al., 2001).

25. *Peanut stunt virus* (PSV)

VIRION: As partículas são isométricas, não envelopadas, com 30 nm de diâmetro. O genoma é RNA, fita simples, com tamanho de 8.5 kb (Brunt et al., 1996).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: PSV infecta naturalmente *Arachis hypogaea*, *Apium graveolens*, *Robinia pseudoacacia*, *Trifolium repens*, *T. pratense*, *T. vesiculosum*, *T. incarnatum*, *T. subterraneum*, *Medicago sativa*, *Phaseolus* spp., *Vicia* sp., *Glycine max*, *Pisum sativum*, *Vigna angularis*, *Coronilla varia*, *Tephrosia* sp., *Nicotiana tabacum*, *Lupinus luteus* (Brunt et al., 1996). Adicionalmente, encontram-se por meios artificiais, hospedeiros nas famílias *Amaranthaceae*, *Apocynaceae*, *Campanulaceae*, *Caryophyllaceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cruciferae*, *Cucurbitaceae*, *Labiatae*, *Leguminosae-Caesalpinioideae*, *Leguminosae-Papilionoideae*, *Pedaliaceae*, *Scrophulariaceae*, *Solanaceae*, *Tetragoniaceae*, *Umbelliferae*, ampliando significativamente o círculo de hospedeiros (Mink, 1972; Brunt et al., 1996).

SINTOMAS: Causa acentuada redução de crescimento nas plantas de amendoim e má formação dos frutos. Dependendo do hospedeiro, observa-se mosqueado, mosaico, clorose foliar, lesão local clorótica, má formação de folhas e frutos (Mink, 1972; Brunt et al., 1996).

TRANSMISSÃO: Ocorre transmissão por inoculação mecânica. A transmissão por sementes é baixa (0.1% ou menos), não sendo considerada como fator importante na dispersão do vírus. Transmitido por uma espécie não identificada de cuscuta. Transmitido de maneira não persistente pelos afídeos *Aphis craccivora*, *A. spiraecola* e *Myzus persicae*, mas não por *Aphis gossypii* (Mink, 1972; Brunt et al., 1996).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Coreia do Norte, Coreia do Sul, Espanha, Estados Unidos, França, Japão, Marrocos, Polônia, Sudão (Mink, 1972; Ahmed & Mills, 1985; Brunt et al., 1996).

26. *Pepino mosaic virus* (PepMV)

VIRION: PepMV tem partículas filamentosas, flexuosas com aproximadamente 510 x 12, 5 nm. O RNA é fita simples e contém 6410 nucleotídeos (Munford & Jones, 2005).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: PepMV foi originalmente descrito em pepino (*Solanum muricatum*), mas atualmente é problema em tomate (*Lycopersicon esculentum*). Na Itália, Davino et al. (2009) detectaram PepMV em manjeriço (*Ocimum basilicum*). Recentemente, levantamentos realizados no Peru mostraram que o vírus estava naturalmente presente em espécies nativas de tomate (*Lycopersicon chilense*, *L. chmielewskii*, *L. parviflorum*, *L.*

peruvianum) (EPPO, 2013). Na Espanha, estudos mostraram que o vírus pode ser detectado em várias espécies de plantas daninhas infectadas naturalmente, como *Amaranthus* sp., *Chenopodium murale*, *Convolvulus arvensis*, *Echium creticum*, *Malva parviflora*, *Nicotiana glauca*, *Plantago afra*, *Rumex* sp., *Solanum nigrum* e *Sonchus oleraceus* (Cordoba et al., 2004). Hospedeiros experimentais do PepMV são, principalmente, da família *Solanaceae*, incluindo batata (*Solanum tuberosum*) e fumo (*Nicotiana* sp.).

SINTOMAS: mosaico, mosqueado, clorose, manchas necróticas, distorção foliar, clorose internerval; frutos imaturos podem ter alteração na coloração e maturação desuniforme; nanismo (EPPO, 2013; Werkman & Sansford, 2010).

TRANSMISSÃO: *Pepino mosaic virus* é transmitido pelo contato direto entre plantas, por roupas e ferramentas contaminadas, por enxertia, estacas, por inoculação mecânica. A taxa de transmissão de PepMV por sementes é muito baixa. As abelhas (*Bombus* spp.) usadas como polinizadores em culturas de tomate também podem dispersar o vírus (EPPO, 2013; Werkman & Sansford, 2010). Nenhum vetor foi identificado (Munford & Jones, 2005).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: África do Sul, Alemanha, Áustria, Bélgica, Bulgária, Canadá, Chile, China, Chipre, Dinamarca, Equador, Eslováquia, Espanha, Estados Unidos, França, Finlândia, Grécia, Guatemala, Holanda, Hungria, Itália, Lituânia, Marrocos, México, Noruega, Polônia, Portugal, Peru, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Síria, Suécia, Suíça, (Jordá et al., 2001; Werkman & Sansford, 2010; CABI, 2011; EPPO, 2013).

27. *Pelargonium zonate spot virus* (PZSV)

VIRION: PZSV tem partículas quase-esféricas, não envelopadas, com diâmetro variando de 25 a 35nm. O genoma consiste de RNA fita simples, tripartido, com 8.477 nucleotídeos (Finetti & Gallitelli, 2003; Gulati-Sakhujaa et al., 2009).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Em adição à *Pelargonium zonale* e *Lycopersicon esculentum* (*Solanum lycopersicum*), também infecta naturalmente *Cynara scolymus*, *Capsicum annuum*, *Chrysanthemum coronarium* e algumas plantas daninhas, como *Capsella bursa-pastoris*, *Chrysanthemum segetum*, *Diplotaxis eruroides*, *Picreis echiodes*, *Rubia tinctorium* e *Sonchus oleraceus* (Rana et al., 1990; Finetti-Sialer & Gallitelli, 2003; Escriu et al., 2009; Gulati-Sakhujaa et al., 2009). Experimentalmente, infecta *Nicotiana glutinosa*, *N. tabacum* cv. Xanthi, *Cucurbita pepo*, *Phaseolus vulgaris* e *Cucumis sativus* (Gallitelli et al., 1983).

TRANSMISSÃO: O vírus é transmitido por inoculação mecânica e por enxertia (Finetti-Sialer & Gallitelli, 2003; Gulati-Sakhujaa et al., 2009). PZSV é transmitido verticalmente via pólen e sementes (Lapidot et al., 2010). Vetor desconhecido.

SINTOMAS: mosaico suave, má formação foliar, esterilidade, anéis, necrose de caule, nanismo e morte das plantas (Gallitelli et al., 1983; Escriu et al., 2009; Lapidot et al., 2010).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Itália, França, Espanha, Israel, Estados Unidos (Gulati-Sakhuja et al., 2009; Lapidot et al., 2010).

28. Plum pox virus (PPV)

VIRION: PPV tem partículas filamentosas, flexíveis de com 660-770 nm de comprimento por 12.5-20 nm de diâmetro. O genoma é RNA, fita simples, com 9.741 nucleotídeos. Inclusões protéicas do tipo catavento estão presentes no citoplasma das células infectadas (Maiss et al., 1989; CABI, 2013).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: *Plum pox virus* é considerado como uma dos vírus que causam as piores doenças que atacam fruteiras, como ameixa, nectarina, cereja, damasco e pêssigo. Apresenta um amplo círculo de plantas hospedeiras, tanto anuais como perenes, cultivadas ou invasoras (CABI, 2013).

SINTOMAS: Sintomas podem aparecer nas folhas ou frutos. As folhas exibem manchas verde-claras, anéis ou linhas cloróticas que se tornam necróticas. Pode ocorrer clareamento das nervuras e distorção das folhas primárias. Em frutos imaturos, de cultivares de casca vermelha ou escura, podem aparecer manchas e anéis que tendem a desaparecer quando o fruto amadurece. Os frutos apresentam baixo teor de açúcar, queda prematura e deformações. As sementes podem apresentar anéis e manchas (Marinho et al., 2003).

TRANSMISSÃO: O vírus pode ser transmitido através de inoculação mecânica. A transmissão por enxertia pode contribuir significativamente para a dispersão do vírus em áreas com ocorrência da doença. A disseminação do vírus entre áreas ou países é mais freqüente através de material de plantio não certificado. Árvores infectadas de *Prunus* são as principais fontes de inoculo de PPV. O vírus é transmitido destas plantas, de forma não persistente, por afídio vetor, como *Aphis spiraecola* e *Myzus persicae*. Outras espécies de afídeos (*Aphis craccivora*, *A. fabae*, *A. gossypii*, *A. hederae*, *Brachycaudus cardui*, *Brachycaudus helychrysi*, *B. persicae*, *Hyalopterus pruni*, *Metopolophium dirhodum*, *Myzus varians*, *Phorodon humuli*, *Rhopalosiphum padi*, *Toxoptera citricida*) também o transmitem, mas em frequência menor que as citadas primeiramente. A eficiência da transmissão depende da ocorrência de vetor e da suscetibilidade da cultivar (Isac et al., 1998; Marinho et al., 2003; CABI, 2013). A transmissão do PPV por sementes, embora tenha sido relatada em *Prunus*, não foi confirmada. Atualmente, nenhum isolado de PPV é reconhecido ser transmitido por sementes ou através do pólen (CABI, 2013).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Albânia, Alemanha, Argentina, Áustria, Bósnia-Herzegovina, Bulgária, Canadá, Cazaquistão, Chile, China, Chipre, Croácia, Dinamarca, Egito, Eslováquia, Eslovênia, Espanha, Estados Unidos, Estônia, França, Grécia, Hungria, Índia, Irã, Japão, Jordânia, Irã, Itália, Lituânia, Luxemburgo, Moldóvia, Montenegro, Noruega, Paquistão, Polônia, Portugal, Reino Unido, República Tcheca, Romênia, Rússia, Sérvia, Síria, Suíça,

Tunisia, Turquia, Ucrânia. Aparentemente, erradicado na Holanda, Bélgica, Suécia (CABI, 2007b; CABI, 2013).

29. *Poplar mosaic virus* (PopMV)

VIRION: As partículas são flexuosas, filamentosas, de aproximadamente 675 nm de comprimento. O genoma consiste de RNA, fita simples, com tamanho total de 6.480 nucleotídeos (Brunt et al., 1996; ICTVd, 2006k).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Embora os álamos (*Populus* sp.) sejam os únicos hospedeiros naturais conhecidos, muitas outras espécies, distribuídas em 20 famílias de dicotiledôneas, podem ser infectadas artificialmente (Biddle & Tinsley, 1971).

SINTOMAS: Causa mosaico ou manchas difusas nas folhas maduras da maioria dos álamos, mas alguns clones reagem mais severamente, com necrose das nervuras, inchaço ao redor da base dos pecíolos e pequenas lesões no caule. O crescimento das plantas infectadas, particularmente daquelas exibindo sintomas mais graves nas folhas, é reduzido, e há também efeitos sobre o peso específico e da resistência da madeira nas árvores infectadas (Biddle & Tinsley, 1971).

TRANSMISSÃO: Uma baixa taxa de transmissão natural é observada a campo, mas nenhum vetor tem sido identificado. É transmitido por inoculação mecânica e enxertia, sendo largamente disseminado através de estacas infectadas. Não há registro de transmissão por sementes e testes de transmissão por *Cuscuta californica* e *C. subinclusa* falharam em transmitir o vírus (Biddle & Tinsley, 1971; Brunt et al., 1996).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Alemanha, Áustria, Austrália, Bélgica, Bulgária, Canadá, China, Coreia, Dinamarca, Espanha, Estados Unidos, França, Geórgia CIS, Holanda, Hungria, Itália, Iugoslávia, Japão, Luxemburgo, Polônia, Reino Unido, República Tcheca, Suíça, Tanzânia, Turquia, Venezuela (Brunt et al., 1996; ICTVd, 2006k) Lituânia (Staniulis, 2001).

30. *Potato mop-top virus* (PMTV)

VIRION: Partícula em forma de bastonete, reta, não envelopada, de dois tamanhos (100-150 nm ou 250-300 nm), com 18-20 nm de largura (Brunt et al., 1996). O genoma é RNA fita simples, tripartido; os componentes do mesmo são separadamente encapsidados. A completa sequência dos componentes do genoma foi determinada, revelando os tamanhos do RNA 1 (6.043 kb), RNA 2 (3.134 kb) e RNA 3 (3.2964) (Savenkov et al., 2003).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Infecção natural em *Solanum tuberosum* e algumas plantas daninhas das famílias *Chenopodiaceae* e *Solanaceae*. Experimentalmente, é obtida a infecção também em *Tetragonia tetragonioides* (família *Tetragoniaceae*).

SINTOMAS: Batata infectada apresenta nanismo, manchas cloróticas e necróticas, tubérculo com rachaduras e camadas necróticas semelhantes a arcos, especialmente em temperaturas mais

frias (Brunt et al., 1996; ICTVdB, 2006q) entrenós curtos e tortuosos da parte apical nas hastes infectadas (Souza-Dias, 2001).

TRANSMISSÃO: este vírus é transmitido por inoculação mecânica, por enxertia, e apresenta como vetor o fungo *Spongospora subterranea* (*Plasmodiophorales*) (Brunt et al., 1996; ICTVdB, 2006q); nem todos os tubérculos produzidos por planta infectada se tornam infectados, sendo que no replantio, poucas plantas se desenvolvem infectadas (Souza-Dias, 2001).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Alemanha, Bolívia, Canadá, Chile, Dinamarca, Estados Unidos, Estônia, Finlândia, Holanda, Israel, Japão, Noruega, Peru, Reino Unido, República Tcheca, Suíça, Taiwan (CABI, 2002a).

31. *Potato virus A* (PVA)

VIRION: PVA é um vírus de RNA, cujas partículas são filamentos flexuosos com comprimento aproximado de 730 nm e 15 nm de diâmetro. O genoma, fita simples, tem 9565 nucleotídeos (Bartels, 1971; Puurand et al., 1994).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Somente *Solanaceas* são conhecidas como hospedeiras (Bartels, 1971).

SINTOMAS: as folhas de batata infectada podem apresentar mosaico suave, rugosidade na superfície foliar, ondulação da margem da folha, ou nenhum sintoma, tudo dependendo da variedade e das condições climáticas. Algumas variedades hipersensíveis desenvolvem necrose no topo. PVA diminui em torno de 40% a produção de batata (Bartels, 1971; Puurand et al., 1994).

TRANSMISSÃO: PVA é transmitido de maneira não persistente por, no mínimo, sete espécies de afídeos, em especial, *Aphis frangulae*, *A. nasturtii* e *Myzus persicae* e por inoculação mecânica, apesar da baixa concentração viral (Bartels, 1971; Puurand et al., 1994). Não foi relatada transmissão através de sementes e por *Cuscuta* sp. (Bartels, 1971).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Largamente distribuído entre os países produtores de batata (Bartels, 1971), como Alemanha, Canadá, Hungria, Reino Unido (Puurand et al., 1994), Argentina (Butzonitch & Bokx, 1978), China (Wei, 2008), Iugoslávia (Gavran, 1997).

32. *Potato virus T* (PVT)

VIRION: As partículas são alongadas, flexuosas, não envelopadas, com simetria helicoidal, com dimensões de 637 nm x 12 nm (Salazar & Harrison, 1978). O genoma é RNA linear, fita simples, com 6.539 nucleotídeos (Russo et al., 2009).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Além da batata (*Solanum tuberosum*), são hospedeiras naturais do PVT as espécies *Ullucus tuberosus* (*Basellaceae*), *Oxalis tuberosa* (*Oxalidaceae*) e *Tropaeolum tuberosum* (Lizarraga et al., 2000). Sob condições experimentais, infecção pelo

vírus é obtida em diversas famílias botânicas, como *Amaranthaceae*, *Apocynaceae*, *Caryophyllaceae*, *Chenopodiaceae*, *Leguminosae-Papilionoideae* e *Solanaceae* (ICTVdB, 2006j).

SINTOMAS: As espécies infectadas naturalmente geralmente são assintomáticas, mas ocasionalmente podem apresentar um leve mosqueado foliar (ICTVdB, 2006j). PVT, em inoculação artificial, induz necrose sistêmica em *Phaseolus vulgaris*, em *Chenopodium amaranticolor* e em *Nicotiana debneyi* (Salazar & Harrison, 1978; ICTVdB, 2006j).

TRANSMISSÃO: PVT é transmitido por inoculação mecânica, por enxertia, pelas sementes (10 a 72%, em hospedeiros das famílias *Solanaceae* e *Chenopodiaceae*) e pelo pólen para a semente. A transmissão do vírus pelas sementes verdadeiras de batata ocorre facilmente e o vírus se dispersa através de tubérculos infectados (Salazar & Harrison, 1978). Não ocorre transmissão pelo contato entre plantas e nenhum vetor tem sido relatado (Salazar & Harrison, 1978; Lizarraga et al., 2000; ICTVdB, 2006j).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Bolívia, Peru (ICTVdB, 2006j).

33. *Potato yellowing virus* (PYV)

VIRION: Partícula baciliforme, com tamanho variando de 21 a 368 nm, e diâmetro médio de 25 nm. Em preparações purificadas podem ser observados cinco tipos de partículas.

GAMA DE HOSPEDEIRAS: PYV infecta naturalmente batata (*Solanum tuberosum*) e várias espécies silvestres de *Solanum*. Outras espécies podem ser artificialmente infectadas: *Capsicum annuum*, *Datura metel*, *D. tramonium*, *Nicotiana benthamiana*, *Nicotiana rustica*, *Lycopersicon esculentum*, *L. pimpinellifolium*, *Nicandra physalodes*, *Physalis floridana*, *Solanum phureja* (EPPO, 2013), sendo registradas 44 espécies (SAGARPA, 2012).

SINTOMAS: Algumas cultivares de batata mostram mosaico, amarelecimento da folhagem, clorose, necrose, senescência e morte das plantas. Algumas cultivares apresentam reação forte, outras são assintomáticas (SAGARPA, 2012).

TRANSMISSÃO: É transmitido de maneira semi-persistente por afídeos (*Myzus persicae*), de forma mecânica e por semente verdadeira (apesar destas apresentarem baixa germinação, quando infectadas). Pode ser levado a grandes distâncias pelos tubérculos de batata (SAGARPA, 2012).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Bolívia, Chile, Equador e Peru (Fuentes et al., 1993; Silvestre et al., 2011; SAGARPA, 2012).

34. *Panicum mosaic virus* (= St. Augustine decline virus) (PMV)

Estudos indicam que a doença “*St. Augustine decline*” é causada pela infecção do *Panicum mosaic virus* (PMV), sozinho ou em combinação com satélite *Panicum mosaic virus* (SPMV) e/ou seus RNAs satélites (satRNAs) na grama de mesmo nome (Cabrera & Scholthof, 1999).

VIRION: PMV é um vírus de RNA, fita simples, de 4.326 nucleotídeos, que é encapsidado em partículas icosaédricas de 30 nm (Cabrera & Scholthof, 1999).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Infecta somente espécies da família *Gramineae* (Niblett et al., 1977), como *Panicum virgatum* e a grama St. Augustine (*Stenotaphrum secundatum*) (Cabrera & Scholthof, 1999).

SINTOMAS: a doença é caracterizada por mosqueado clorótico e, em alguns casos, um gramado infectado pode sucumbir rapidamente à infecção devido à necrose das folhas e estolões, enquanto em outras situações, a infecção provoca pouco dano (Cabrera & Scholthof, 1999). Alguns hospedeiros podem permanecer assintomáticos (Niblett et al., 1977).

TRANSMISSÃO: É facilmente transmitido por inoculação mecânica, por ferramentas e equipamentos contaminados. Não é conhecido vetor biológico. A dispersão da doença pode ocorrer através do material de propagação vegetativo (Cabrera & Scholthof, 1999). Sem informações quanto à transmissão por *Cuscuta* sp. Embora a transmissão por sementes não seja comum, foi relatada em *Setaria italica* (Niblett et al., 1977; Mishra, 2004).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Estados Unidos, México (Cabrera & Scholthof, 1999).

35. *Strawberry latent ringspot virus* (SLRSV)

VIRION: Partícula isométrica, com 30 nm de diâmetro. Genoma é RNA fita simples com 12.6 kb (Brunt, et al., 1996).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Apresenta amplo círculo de plantas hospedeiras, tendo sido encontrado em infecção natural, por exemplo, em *Asparagus officinalis*, *Apium graveolens*, *Capsella bursa-pastoris*, *Fragaria vesca*, *Impatiens walleriana*, *Lilium* sp., *Prunus domestica*, *P. persica*, *Rubus idaeus*, *Rubus fruticosus*, *Ribes nigrum*, *Ribes rubrum*, *Senecio vulgaris*, *Trifolium repens*, *Vitis vinifera*. Sob condições experimentais, suscetibilidade à infecção viral foi encontrada em espécies das famílias *Alliaceae*, *Amaranthaceae*, *Amaryllidaceae*, *Asparagaceae*, *Campanulaceae*, *Caryophyllaceae*, *Celastraceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cruciferae*, *Cucurbitaceae*, *Gramineae*, *Grossulariaceae*, *Hippocastanaceae*, *Labiatae*, *Leguminosae-Papilionoideae*, *Malvaceae*, *Polemoniaceae*, *Polygonaceae*, *Ranunculaceae*, *Rosaceae*, *Rutaceae*, *Sambucaceae*, *Scrophulariaceae*, *Solanaceae*, *Tetragoniaceae*, *Tropaeolaceae*, *Umbelliferae*, *Urticaceae*, *Vitidaceae* (Cohen et al., 1995; CABI, 1996; ICTVdB, 2006r; Tang et al., 2013).

SINTOMAS: Em diversos hospedeiros a infecção pode manter-se latente. Sintomas observados incluem mosaico, mosqueado, anéis cloróticos, abertura assimétrica de flores, declínio, nanismo, morte. Algumas espécies utilizadas para fins de diagnóstico são *Chenopodium amaranticolor*, *C. murale*, *C. quinoa* (que apresentam lesão local clorótica ou necrótica, clorose sistêmica, deformação, necrose ou mosqueado) e *Cucumis sativus* (pode

apresentar enação, lesão local clorótica, clorose ou necrose internerval sistêmica) (Cohen et al., 1995; CABI, 1996; ICTVdB, 2006r).

TRANSMISSÃO: SLRSV é transmitido por inoculação mecânica, principalmente para herbáceas. Transmitido por enxertia e por sementes (geralmente mais de 70%). O vetor é o nematóide *Xiphinema diversicaudatum*, família *Dorylamidae* (Murant, 1976; CABI, 1996; ICTVdB, 2006). Transmitido pelo pólen (Kumari, 2009). Não transmitido por *Cuscuta californica* e *C. subinclusa*, mas foi recuperado de *Cuscuta* sp. que cresceu em plantas infectadas (Murant, 1976).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: SLRV foi relatado na Alemanha, Austrália, Bélgica, Canadá, Espanha, Estados Unidos, Finlândia, França, Holanda, Hungria, Israel, Itália, Iugoslávia, Luxemburgo, Nova Zelândia, Polônia, Portugal, República Tcheca, Reino Unido, Romênia, Suíça, Turquia, Yugoslavia (Cooper, 1986; CABI, 1996; ICTVdB, 2006r), Índia (Kulshrestha et al., 2004), Nova Zelândia (Tang et al., 2013).

36. *Fiji disease virus* (FDV)

VIRION: Partícula isométrica, com 71 nm de diâmetro. O genoma é RNA fita dupla, linear, dividido em dez partes, com tamanhos de 3.998 kb; 3.385 kb; duas partes com 3.38 kb; 3.1 kb; 2.5 kb; 2.190 kb; 1.732 kb; 1.724 kb e 1.720 kb (Batista et al., 2004b).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Restrito às gramíneas. A principal hospedeira é a cana de açúcar, *Saccharum officinarum*, mas também infecta *S. edule*, *Erianthus maximus*, *Sorghum* sp. e *Zea mays* (Batista et al., 2004b).

SINTOMAS: Plantas infectadas desenvolvem galhas ao longo da face inferior das folhas, próximo das nervuras. As galhas podem atingir 50 mm de comprimento. As regiões de crescimento apresentam excessivo desenvolvimento axilar nos botões, seguido de ressecamento. Nanismo e morte também podem ocorrer.

TRANSMISSÃO: Não é transmitido por inoculação mecânica e não há relatos de transmissão por sementes e por cuscuteira. O inseto vetor pertence à família Delphacidae, *Perkinsiella saccharicida*, *P. vitiensis* e *P. vastatrix*, onde o vírus se multiplica, e é transmitido para a sua progênie (Brunt et al., 1996).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Malásia, Indonésia, Fiji, Filipinas, Tailândia, Madagascar, Austrália, Papua Nova Guiné, Samoa, Samoa Americana, Tonga, Ilhas Salomão (Batista et al., 2004b). Encontrado nos Estados Unidos, mas sem evidência de dispersão (Brunt et al., 1996).

37. *Tobacco black ring virus* (= *Tomato black ring virus*) (TBRV)

VIRION: As partículas são isométricas, não envelopadas, com 30 nm de diâmetro. O genoma é RNA, fita simples, com tamanho de 13 kb (Murant, 1970; Brunt et al., 1996).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: O círculo de hospedeiras é muito amplo, infectando naturalmente muitas espécies de monocotiledôneas e de dicotiledôneas, cultivadas ou não, lenhosas ou herbáceas. Um isolado de *Robinia pseudoacacia* infectou espécies em 29 famílias após inoculação mecânica. Aproximadamente, todas as plantas herbáceas comumente usadas em testes são suscetíveis (Murant, 1970; CABI, 2002b).

SINTOMAS: nas plantas infectadas são observadas manchas, pontos e anéis necróticos, anéis cloróticos sistêmicos, mosqueado, nanismo, amarelecimento das nervuras, má formação foliar.

TRANSMISSÃO: TobRSV é facilmente transmitido por inoculação mecânica e através de ferramentas contaminadas. A transmissão por sementes varia de 10 a 100%, dependendo do hospedeiro. Transmitido por *Longidorus elongatus* e *L. attenuatus*, nematóides da família *Dorylamidae*. Tanto as larvas como os adultos do nematóide vetor são capazes de transmitir o vírus, mas o mesmo não passa à sua progênie. Ocorre transmissão por enxertia e também pelo pólen. Nove espécies de *Cuscuta* falharam na transmissão de TobRSV (Murant, 1970; Brunt et al., 1996).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Albânia, Alemanha, Bélgica, Bulgária, Canadá, Chile, Croácia, Finlândia, França, Grécia, Hungria, Itália, Moldóvia, Holanda, Noruega, Polônia, Portugal, Romênia, Suécia, Suíça, Reino Unido, Iugoslávia, Índia, Japão, República Tcheca, Turquia, Quênia, Estados Unidos, Brasil (CABI, 2002b). Na página eletrônica <http://infopruga.cenagen.embrapa.br> são citados vários relatos de detecção de TBRV no Brasil; ressalta-se, no entanto, que diversos deles constam da interceptação do vírus em material importado.

38. Tobacco rattle virus (TRV)

VIRION: As partículas são tubulares com 23 nm de diâmetro e apresentam dois comprimentos predominantes, o maior (L) com 185-196 nm e o menor (S) variando de 50 a 115 nm, dependendo do isolado. As partículas L e S contêm RNA-1 e RNA-2, respectivamente. O RNA-1 compreende 6.791 nucleotídeos e o RNA-2, 1.905 nucleotídeos (Robinson & Harrison, 1989).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: TRV é considerado como um dos vírus que possui um dos mais amplos círculos de hospedeiros já registrado para qualquer vírus de plantas, pois mais de 400 espécies distribuídas em torno de 50 famílias, seja de dicotiledôneas como de monocotiledôneas, podem ser infectadas experimentalmente (Robinson & Harrison, 1989). É comum a infecção natural em batata, beterraba, cereais, fumo, pimentão, plantas medicinais, ornamentais e daninhas (Dikova, 2006).

SINTOMAS: Causa um tipo de arco ou manchas necróticas nos tubérculos e bulbos, mosqueado, anéis, manchas amarelas, nanismo. Infecção sistêmica de batata raramente é completa. Muitas plantas daninhas são infectadas naturalmente, especialmente nas suas raízes, mas algumas delas podem não exibir sintomas (Robinson & Harrison, 1989).

TRANSMISSÃO: Diversas espécies de nematóide dos gêneros *Paratrichodorus* e *Trichodorus* (*Trichodoridae*) são vetores naturais, como *Paratrichodorus allius*, *P. anemones*, *P. christiei*, *P. nanus*, *P. pachydermus*, *P. teres*, *P. tunisiensis* *Trichodorus minor*, *T. primitivus*, *T. viruliferus*. Adultos e juvenis podem transmitir o vírus, mas não há evidência de sua multiplicação no vetor e, provavelmente, não é transmitido através dos ovos do nematóide (Robinson & Harrison, 1989; Brunt et al., 1996; Galitelli et al., 2004;). TRV é transmitido por inoculação mecânica; por enxertia; pelas sementes (de 1% em *Capsella bursa-pastoris* a 40% em *Viola arvensis*). Não é transmitido pelo contato entre plantas (Brunt et al., 1996). No mínimo, seis espécies de *Cuscuta* podem transmitir o TRV (Robinson & Harrison, 1989).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: África do Sul, Alemanha, Austrália, Áustria, Bangladesh, Bielorrússia, Bélgica, Bulgária, Canadá, China, Cuba, Dinamarca, Egito, Estados Unidos, Finlândia, França, Grécia, Holanda, Hungria, Índia, Israel, Itália, Iugoslávia, Japão, Letônia, Lituânia, Macedônia, Moldávia, Nova Zelândia, Noruega, Polônia, Reino Unido, República Tcheca, Rússia, Suécia, Suíça, Tunísia, Uzbequistão (CABI, 2004b). Diversos relatos da ocorrência de TRV no Brasil têm sido feitos, os quais estão sumarizados na página eletrônica <http://infopruga.cenagen.embrapa.br>. Segundo Sousa-Dias (2001), o TRV tem sido muito esporadicamente observado em plantas isoladas de batata, e mais especificamente em plantações onde se utilizou batata-semente importada da Europa, em primeiro plantio no Brasil, sugerindo que possa ter vindo na batata-semente, mas não estabelecido ou disseminado no Brasil.

39. Tomato bushy stunt virus (TBSV)

VIRION: TBSV apresenta partícula isométrica; não envelopada, com 30 nm de diâmetro. O genoma consiste de RNA linear, fita simples, com 4.776 nucleotídeos (Martelli et al., 2001).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: O vírus tem um círculo de hospedeiros naturais relativamente restrito, compreendendo principalmente hortaliças e ornamentais; infecção de plantas lenhosas é menos comum (Martelli et al., 2001). Infecção natural foi relatada em *Lycopersicon esculentum*, *Capsicum annuum*, *Solanum melongena*, *Tulipa* spp., *Tolmiea menziesii*, *Malus* spp., *Pyrus* spp (Brunt et al., 2006), *Nicotiana glauca* (Grieco & Vovlas, 2001); *Solanum mammosum* (Ohki & Uematsu, 2005), *Lactuca sativa* (Liu et al., 1999) e *Prunus avium* (Allen & Davidson, 1967). Em testes experimentais, foram encontrados hospedeiros nas famílias *Amaranthaceae*, *Caryophyllaceae*, *Chenopodiaceae*, *Compositae*, *Cucurbitaceae*, *Labiatae*, *Leguminosae-Papilionoideae*, *Liliaceae*, *Malvaceae*, *Rosaceae*, *Saxifragaceae*, *Scrophulariaceae*, *Solanaceae*, *Tetragoniaceae* (Brunt et al., 2006).

SINTOMAS: A expressão dos sintomas, principalmente em cultivos de hortaliças protegidos, é fortemente influenciada pela temperatura e fotoperíodo. Os sintomas incluem nanismo, manchas cloróticas, deformação e necrose nas folhas, mosqueado. A frutificação pode ser drasticamente reduzida; os frutos apresentam tamanho menor que o normal, deformações, e exibem anéis,

linhas, manchas cloróticas que diminuem o seu valor econômico ou os tornam inercializáveis (Allen & Davidson, 1967; Martelli et al., 2001).

TRANSMISSÃO: O vírus é transmitido por enxertia em culturas propagadas vegetativamente; por semente, com taxa de eficiência variável; por inoculação mecânica e, possivelmente, pelo pólen para a semente. Não é transmitido por contato entre plantas, nem por *Cuscuta*. Nenhum vetor é conhecido (Brunt et al., 2006; Martelli et al., 2001). O vírus pode persistir no solo, de forma infectiva, por diversos meses. O plantio nessas áreas pode resultar em incidência de infecção de 10 a 100%. As vias para o vírus entrar no ambiente incluem restos vegetais infectados e água de irrigação (Martelli et al., 2001).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Canadá (Allen & Davidson, 1967); Espanha (Luis-Arteaga et al., 1996); Grécia (Grieco & Vovlas, 2001), Argentina, Marrocos, Tunísia, Reino Unido, Estados Unidos, Japão (OHKI, & UEMATSU, 2005), Irã (Massumi et al., 2009). Encontrado, mas sem evidência de dispersão, na Alemanha, França, Itália e Portugal (Brunt et al., 2006).

40. *Tomato ringspot virus* (ToRSV)

VÍRION: Partícula isométrica, não envelopada, com 25-28 nm de diâmetro. O genoma, RNA fita simples, tem 15.800 nucleotídeos (Stace-Smith, 1984; ICTVdB, 2006h).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Na natureza, ToRSV ocorre principalmente em ornamentais e plantas lenhosas ou semi-lenhosas (ICTVdB, 2006h). O círculo de hospedeiros experimental é amplo; espécies em mais de 35 famílias de dicotiledôneas e monocotiledôneas são suscetíveis. Maiores problemas com esse vírus têm sido observados em pessegueiro e outras espécies do gênero *Prunus* (Stace-Smith, 1984).

SINTOMAS: Plantas infectadas cronicamente, em geral, não exibem sintomas óbvios, mas mostram um declínio generalizado na produtividade (Stace-Smith, 1984). Plantas infectadas artificialmente podem exibir lesão local clorótica ou necrótica, necrose apical, mosqueado, rugosidade (ICTVdB, 2006h).

TRANSMISSÃO: O vírus é transmitido pelo estágio larval e adulto do nematóide *Xiphinema americanum sensu lato* (*X. americanum*, *X. brevicolle*, *X. rivesi*, *X. californicum*) da família **Dorylamidae**. O vírus é transmitido facilmente por inoculação mecânica para os hospedeiros herbáceos, mas com dificuldade para os lenhosos. por sementes, em diferentes taxas (de *Rubus idaeus*, *Nicotiana tabacum*, *Glycine max*, *Fragaria x ananassa*); pelo pólen para a semente ou para a planta polinizada; por enxertia. As informações relativas à transmissão por *Cuscuta* são conflitantes (Stace-Smith, 1984; ICTVdB, 2006h).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Alemanha, Bulgária, Canadá, Chile, China, Chipre, Coreia do Sul, Estados Unidos, Itália, Iugoslávia Japão, Nova Zelândia, Peru, Porto Rico, Rússia, Turquia (ICTVd, 2006h), Austrália, Croácia, Dinamarca, Egito, Finlândia, Holanda,

Lituânia, Noruega, Portugal, Reino Unido, República Tcheca, Suécia, Omã, Paquistão, Togo, Venezuela (CABI, 1998); Irã (Moini, 2010). Nickel et al. (2005) relataram que um vírus relacionado sorologicamente ao ToRSV foi detectado em plantas de juá (*Solanum viarum*) e em amoreira preta (*Rubus* sp.), no Rio Grande do Sul.

41. Tulip breaking virus (TBV)

VÍRION: Partículas filamentosas, flexuosas, com 750-7775 nm de comprimento. O genoma é RNA fita simples com aproximadamente 10.000 nucleotídeos (ICTVdB, 2006n).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Somente dois gêneros botânicos são infectados naturalmente pelo TBV: *Tulipa* e *Lilium*, ambos da família *Liliaceae*. Adicionalmente a estes, foi relatada infecção sob condições experimentais nas famílias *Calochortaceae*, *Hyacinthaceae* e *Melanthiaceae*, mais especificamente nos gêneros *Calochortus*, *Fritillaria*, *Ornithogalum* e *Zigadenus* (ICTVdB, 2006n).

SINTOMAS: Em *Tulipa* spp., TBV causa alteração da coloração das flores e clorose foliar; em *Lilium* spp. causa degeneração e clorose foliar (Van Slooteren, 1971; ICTVdB, 2006n).

TRANSMISSÃO: Diversas espécies de afídeos transmitem o TBV de maneira não persistente, *Aphis gossypii*, *A fabae*, *Aulocorthum circumflexum*, *Doralis fabae*, *Dysaphis tulipae*, *Macrosiphum euphorbiae*, sendo que *Myzus persicae* é a mais eficiente. É transmitido por inoculação mecânica e por enxertia. Não ocorre transmissão pela semente, pólen, cuscuta e contato entre plantas (Van Slooteren, 1971; ICTVdB, 2006n; De Koch et al., 2011).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Acredita-se que TBV esteja amplamente distribuído, principalmente nas regiões temperadas onde tulipas são cultivadas, em especial na Europa meridional (Van Slooteren, 1971; ICTVdB, 2006n).

Os dois viróides presentes na Lista de Pragas Quarentenárias ausentes para o Brasil são:

1. Coconut Cadang-cadang viroid (CCCVd)

GENOMA: O CCDVd consiste de uma molécula de RNA fita simples, linear ou circular, com 246-247 nucleotídeos, sendo a primeira forma a ser detectada após a infecção; esta é progressivamente substituída por uma maior, com 287-302 nucleotídeos, de acordo com o desenvolvimento da doença (Batista et al., 2003).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: Como hospedeiros naturais do CCCVd aparecem *Cocos nucifera* (coco), *Elaeis guineensis* (dendê) e *Corypha elata* (“buri palm”) e como hospedeiros experimentais: *Adonidia merrillii*, *Areca catechu*, *Caryota cumingii*, *Chrysalidocarpus lutescens*, *Livistona rotundifolia*, *Phoenix dactylifera*, *Ptychosperma macarthurii* e *Roystonea regia* (Sullivan et al., 2012).

SINTOMAS: Em hospedeiras naturalmente infectadas pelo CCCVd, ocorre a requeima das folhas, seguida de morte da planta. As folhas mantêm-se pequenas à medida que a doença se

torna mais severa e aparecem manchas encharcadas nos folíolos. Nota-se à distância que dois terços da coroa de folhas, abaixo do topo, tornam-se amarelo bronze, devido às manchas de tamanho e forma irregulares, enquanto o terço da parte superior é verde escuro. Há redução no tamanho da coroa e as folhas tornam-se escassas. Quando a doença atinge um estágio severo, os frutos são pequenos, escarificados e em pequeno número. Nas hospedeiras experimentais os sintomas são manchas cloróticas ou alaranjadas nas folhas (Batista et al., 2003).

TRANSMISSÃO: É transmitido em condições experimentais através do inóculo (viróide concentrado ou parcialmente purificado) injetado sob alta pressão nas plântulas (Rodrigues & Randles, 2003). Mudanças infectadas e ferramentas de poda contaminadas podem dispersar o viróide (Batista et al., 2003). Embora pólen e sementes apresentem taxa de transmissão muito baixa, podem ser responsáveis pelo movimento do patógeno (Hanold & Randles, 1991a). É possível que esse viróide seja transmitido inespecificamente por certos coleópteros que se alimentam nos ferimentos, mas não foi identificado nenhum vetor específico (Sullivan et al., 2012).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Filipinas (Rodrigues & Randles, 2003). Plantas de dendê e de coco de outros países da Ásia e do Sul do Pacífico têm sido achados contendo sequências similares ao CCCVd. Provavelmente, não são as mesmas do CCCVd, mas parecem estar intimamente relacionadas e sua patogenicidade é incerta. Viróides nas plantas herbáceas parecem ser diferentes daqueles dos cocoqueiros, mas com alto grau de homologia. Sequências similares ao viróide também foram detectadas em material da África e da América do Sul (Hanold & Randles, 1991b), bem como em algumas espécies herbáceas de monocotiledôneas sem sintoma crescendo próximas às plantas de coco infectadas por CCCVd (Hanold & Randles, 1991a).

2. *Potato spindle tuber viroid* (PSTVd) (= *Tomato bunchy top viroid*)

GENOMA: PSTVd consiste de moléculas de RNA não encapsuladas, circulares, fita simples, e de baixo peso molecular, com apenas 341-364 nucleotídeos (Batista et al., 2002a).

GAMA DE HOSPEDEIRAS: As principais espécies do círculo natural de hospedeiros do PSTVd são batata (*Solanum tuberosum*), tomate (*S. lycopersicum*; syn. *Lycopersicon esculentum*) e pimentão (*Capsicum annuum*), mas infecção também pode ser observada em *Brugmansia* spp., *Datura* sp., *Lycianthes rantonneti* (syn. *S. rantonneti*), abacate (*Persea americana*), *Physalis peruviana*, *Solanum jasminoides*, pepino (*S. muricatum*) e *Streptosolen jamesonii* (Owens & Verhoeven 2009).

SINTOMAS: Plantas de batata infectadas apresentam crescimento severamente reduzido. Plantas infectadas apresentam as ramas menores, mais eretas e com folhas menores do que as saudáveis. Os tubérculos podem ser menores, alongados, afilados, cilíndricos, disformes, rachados. Acúmulo de pigmentação é comum no topo do caule, geralmente acompanhado de

encarquilhamento dos folíolos terminais; a folhagem se torna afilada, rugosa, vertical. Em tomate, os sintomas iniciais da infecção de PSTVd são redução do crescimento (que pode resultar em nanismo) e clorose no topo da planta, que pode tornar-se avermelhada, com as folhas quebradiças. A floração e a frutificação cessam e as plantas podem morrer. Plantas de pimentão apresentam sintomas muito tênues, como uma certa ondulação ou distorção das margens das folhas próximas ao topo da planta. Em geral, as solanáceas ornamentais permanecem assintomáticas, quando infectadas (Batista et al., 2002a; Owens & Verhoeven, 2009).

TRANSMISSÃO: O viróide pode ser facilmente transmitido à curta distância através do contato entre plantas saudáveis e doentes e também por ferramentas, equipamentos, roupas e calçados. Alguns insetos têm sido relatados como possíveis vetores, incluindo os afídeos *Macrosiphum euphorbiae* e *Myzus persicae*, além de *Eupteryx atropunctata*, *Empoasca flavescens*, *Lygus pratensis* e *Leptinotarsa decemlineata*. À longa distância, a transmissão mais comumente ocorre através de tubérculos infectados ou movimento de germoplasma, em geral, incluindo semente e pólen. A propagação vegetativa tem sido a principal via de transmissão do PSTVd em batata; no caso de ornamentais, como *Brugmansia* spp. e *S. jasminoides*, a ausência de sintomas aumenta o risco de que plantas infectadas sejam utilizadas na propagação. A transmissão através da semente verdadeira varia de 0 a 100% (Batista et al., 2002a; Owens & Verhoeven 2009).

DISTRIBUIÇÃO GEOGRÁFICA: Alemanha, Argentina, Austrália, Áustria, Bélgica, Bielorrússia, Bulgária, Canadá, Chile, China, Costa Rica, Croácia, Egito, Eslovênia, Espanha, Estados Unidos, Finlândia, França, Geórgia, Grécia, Holanda, Índia, Irã, Irlanda, Israel, Itália, Japão, México, Nigéria, Nova Zelândia, Peru, República Tcheca, Rússia, Suíça, Turquia, Venezuela (CABI, 2012).

DIVULGAÇÃO E PESQUISA DE PRAGAS QUARENTENÁRIAS

Em 18 de abril de 1996 foi publicada a Portaria Interministerial nº 290, assinada pelo MAPA, em conjunto com o Ministério da Educação e Ministério da Ciência e Tecnologia. A mesma considera que a divulgação da ocorrência de qualquer praga, supostamente inexistente no território nacional, de forma precipitada e sem o embasamento científico adequado, poderá ocasionar restrições às exportações brasileiras, com sérios prejuízos à economia nacional. Em função disso, determina que a detecção ou a caracterização de qualquer praga inexistente no território nacional, deve imediatamente ser notificada ao MAPA, antes de qualquer divulgação. Uma vez notificada a ocorrência da nova praga, caberá ao MAPA efetuar levantamento de sua distribuição geográfica no território nacional e de suas possibilidades de controle e erradicação. A Instrução Normativa nº 52/2007 reitera que a detecção de qualquer praga quarentenária

ausente ou outra praga exótica deverá ser notificada ao MAPA, de acordo com a legislação vigente, bem como de uma praga quarentenária presente fora da área de controle oficial. Em função da distribuição da praga no território nacional, o MAPA tornará as providências necessárias para a notificação à OMC, a alteração da lista de pragas quarentenárias e a liberação da informação para divulgação (Portaria Interministerial 290/1996).

Em 2011, Black, no editorial de dezembro do periódico *New Disease Reports*, apontou que a maioria das notas de ocorrência de nova doença é submetida por instituições acadêmicas ou de pesquisa, contrastando com a baixa frequência de comunicados oriundos de órgãos oficiais. Tal fato, leva ao questionando quanto à política de publicação dos periódicos, se tais publicações deveriam ter a aprovação do órgão nacional responsável pela Sanidade Vegetal (ONPF, de acordo com a CIPV) ou, no mínimo, se o mesmo deveria ser notificado da intenção de publicar. Observamos que a realidade brasileira em muito se assemelha à apresentada e questiona-se, então, quanto a atuação das Comissões Editoriais de periódicos nacionais, bem como dos responsáveis por organizações de congressos científicos, diante da submissão de trabalhos científico que divulgam a ocorrência de nova praga, perante a legislação vigente.

Para a realização de pesquisa com praga quarentenária, deverá ser solicitada autorização prévia ao MAPA. O pedido de autorização para pesquisa com Pragas Quarentenárias Ausentes deverá ser protocolado contendo o plano de trabalho, a justificativa da necessidade de realização da pesquisa e o termo de responsabilidade da instituição a qual pertence o pesquisador. A solicitação de pesquisa que envolva Praga Quarentenária Presente deverá ser realizada conforme legislação específica da praga.

DETECÇÃO E DIAGNOSE DE VÍRUS E DE VIRÓIDES QUARENTENÁRIOS PARA O BRASIL

Em geral, os vírus são detectados através de Microscopia Eletrônica de Transmissão (preparações semi-purificadas ou purificadas contendo o vírion, *Leaf Dip*, secções ultrafinas do tecido vegetal infectado), Microscopia Eletrônica de Imuno-adsorção (*Immunosorbent Electron Microscopy* - ISEM), Testes Sorológicos (*Enzyme Linked Immunosorbent Assay* - ELISA e suas modalidades), Testes Moleculares [*Dot Blot*, *Northern Blot*, *Southern Blot*, *Polymerase Chain Reaction* – PCR ou RT(*Reverse Transcriptase*)-PCR com *primers* específicos ou degenerados, *multiplex PCR* ou *multiplex RT-PCR*, *Real Time PCR* ou *Real Time RT-PCR*, *Rolling-Circle Amplification* (RCA), *RCA-RFLP* (*Restriction Fragment Length Polymorphism*), *Lamp PCR*] (Brioso & Pozzer, 2012).

No caso dos viróides os mesmos são detectados através de Eletroforese em gel de Poliacrilamida, Microscopia Eletrônica de Transmissão (preparações semi-purificadas ou purificadas contendo o viróide, *Leaf Dip*, secções ultrafinas do tecido vegetal infectado), Testes

Moleculares [*Dot Blot*, *Northen Blot*, RT(*Reverse Transcriptase*)-PCR com *primers* específicos ou degenerados, *multiplex RT-PCR*, *Real Time RT-PCR*] (Hadidi, 2003; Vidalakis & Wang, 2013).

Atualmente, os países estão padronizando a nível internacional a metodologia de detecção e diagnose destes vírus e viróides quarentenários de forma que todos os países adotem o mesmo protocolo de detecção com o intuito de se evitar resultados contraditórios, em função da metodologia utilizada. Essas adequações são referendadas e divulgadas através de Instruções Normativas do MAPA.

PESPECTIVAS FUTURAS

O Brasil se apresenta como um país de dimensões continentais. Possui aproximadamente 7.500 Km de fronteira marítima, 15.000 Km de fronteira terrestre e o espaço aéreo sobrejacente. A fronteira marítima é o oceano Atlântico, a terrestre faz divisa com dez países da América do Sul, cujos limites terrestres constituem-se de vazios, zonas pouco povoadas, de faixas estreitas e de fronteiras em linhas naturais e artificiais (Curti, 2005). Tais características, aliadas ao intenso e dinâmico comércio de mercadorias dos dias atuais, em especial de vegetais e produtos vegetais, os quais podem estar infectados por vírus; a dificuldade em ser detectada a infecção viral em procedimentos rotineiros de inspeção (exame visual) pela fiscalização federal agropecuária no momento de entrada do produto no país; a necessidade, em alguns casos, de técnicas de diagnose mais sofisticadas para a detecção do vírus e viróides; a importação clandestina de vegetais e produtos vegetais; entre outros fatores, facilitam o ingresso no país de pragas quarentenárias.

Apesar de contarmos com técnicas, ferramentas e processos para identificação de pragas quarentenárias nas trocas comerciais, estamos sempre lidando com a incerteza. Ela pode ser caracterizada pela metodologia do processo, falha humana a respeito do avaliador e sobre o desconhecimento biológico das pragas. Esses três tipos de incertezas continuarão a existir independentemente de desenvolvimentos futuros. O objetivo é conseguir reduzir a incerteza o máximo possível em cada um desses grupos para que haja trocas comerciais seguras, a serem estabelecidos em marcos regulatórios. Porém, os obstáculos mais sérios a serem superados são as forças de origem históricas, as limitações apresentadas por parâmetros legais, procedimentos operacionais, pressões de ordem política e de grupos de interesse (Curti, 2005).

Inerente a todos os problemas e dificuldades existentes, é responsabilidade de toda a sociedade brasileira preservar a sanidade vegetal; seja através da não importação de material vegetal de forma ilegal, sem os devidos trâmites, que garantam que o produto está livre de pragas; do incentivo e desenvolvimento à pesquisa de técnicas de diagnose das pragas; das garantias legais para que seja exercida a fiscalização de forma eficiente.

A declaração de áreas livres ou de baixa prevalência de uma determinada praga é uma arma para a negociação do comércio de produtos entre os países. Os países que tiverem condições de obter o reconhecimento de tais áreas pela comunidade internacional terão maior facilidade de exportar os produtos procedentes das mesmas. Ao mesmo tempo, poderão exigir medidas fitossanitárias por parte dos países que irão exportar para seu território, no intuito de manterem o nível adequado de proteção a estas áreas. Para tanto, deverão manter constante monitoramento do status fitossanitário destas áreas livres ou de baixa prevalência. Isso exigirá coleta de dados e informações constantes sobre as áreas e seus respectivos quadros fitossanitários. Ao mesmo tempo, a população que reside nestas áreas deverá estar informada sobre a importância da manutenção da sanidade nestas localidades. Tudo isso passa por um processo que deverá envolver diferentes métodos e teorias relativas ao fluxo de informações e ao processo comunicacional para que os agentes envolvidos possam atingir os objetivos finais, quais sejam: manter e ampliar a sanidade vegetal e, com isso, ganhar mercados para a exportação (Curti, 2005), além de reduzir os custos econômicos e sociais da produção nacional.

Convém ressaltar que existem outros isolados virais e de viróides que estão em fase de análise e, possivelmente, nos próximos anos poderão ser acrescentados à lista atual de espécies de vírus e viróides quarentenários para o Brasil.

LITERATURA CITADA

AHLAWAT, Y.S.; CHENULU, V.V.; CHAKRABORTY, N.K.; VISHWANATH, S.M. 1984. Occurrence of impietratura disease of *Citrus* in India. *Curr. Science* 53(7):384-385.

AHMED, A.H. & MILLS, P.R. 1985. Identification of peanut virus in the Sudan. *Plant Dis.* 69:173-174.

ALABI, O.J.; BOCK, K.R. & HARRISON, B.D. 1985. *African cassava mosaic virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 297. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

ALLEN, T.C. 1972. *Lily symptomless virus* CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 96. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

ALLEN, W.R. & DAVIDSON, T.R. 1967. *Tomato Bushy stunt virus* from *Prunus avium* L.: I. Field studies and virus characterization. *Can. J. Bot.* 45(12): 2375-2383.

.....

ALLEN, W.R.; VAN SCHAGEN, J.G. & EVELEIGH, E.S. 1982. Transmission of *Peach rosette mosaic virus* to peach, grape, and cucumber by *Longidorus diadecturus* obtained from diseased orchards in Ontario. Can. J. Plant Pathol. 4(1): 16-18.

AMEYAW, G.A.; WETTEN, A.; DZAHINI-OBIATEY, H.; DOMFEH, O. & ALLAINGUILLAUME, J. 2013. Investigation on *Cacao swollen shoot virus* (CSSV) pollen transmission through cross-pollination. Plant Pathol. 62(2):421-427.

ATABEKOV, J.G. & NOVIKOV, V.K. 1989. *Barley stripe mosaic virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 344. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

AVGELIS, A.D. & VOVLAS, C. 1989. *Artichoke yellow ringspot nepovirus* naturally infecting cucumber in Crete. Neth. J. Pl. Path. 95:177-184.

BAKER, R.; CAFFIER, D.; CHOISEUL, J.W.; DE CLERCQ, P.; DORMANNSNÉ-SIMON, E.; GEROWITT, B.; KARADJOVA, O.E.; LÖVEI, G.; LANSINK, A.O.; MAKOWSKI, D.; MANCEAU, C.; MANICI, L.; PERDIKIS, D.; PUGLIA, A.P.; SCHANS, J.; SCHRADER, G.; EFFEK, R.; STRÖMBERG, A.; TIILIKKALA, K.; VAN LENTEREN, J.C. & VLOUTOGLOU, I. 2008. Pest risk assessment made by France on *Banana bract mosaic virus* considered by France as harmful in French overseas departments of French Guiana, Guadeloupe, Martinique and Réunion. The EFSA Journal 651, 8-23.

BALASUBRAMANIAN, V. & SELVARAJAN, R. 2012. Complete genome sequence of a *Banana bract mosaic virus* isolate infecting the french plantain cv. Nendran in India. Arch. Virol. 157(2):397.

BARTELS, R. 1971. *Potato virus A*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 54. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

BATISTA, M.F.; MARINHO, V.L.A. & MILLER, R. 2002a. EMBRAPA. Praga Quarentenária A1. Tubérculo afilado da batata. *Potato spindle tuber viroid*. Comunicado Técnico n° 66.

BATISTA, M.F.; MARINHO, V.L.A. & MILLER, R. 2002b. EMBRAPA. Comunicado Técnico 65. Praga Quarentenária A1. Bunchy Top da Bananeira. *Banana Bunchy Top Nanavirus*. 4p.

.....

BUTZONITCH, I.P. & BOKX, J.A. 1978. Identification of *Potato virus A* in Argentina. *Fitopatologia* 13(2): 77-81.

CABI. 2013. Invasive Species Compendium. Datasheets. *Plum pox virus*. <http://www.cabi.org/isc/?compid=5&dsid=42203&loadmodule=datasheet&page=481&site=144> #. Last modified: 05 March 2013.

CABI/EPPO. 1972. *Barley stripe mosaic virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 391.

CABI/EPPO. 1998. *Tomato ringspot nepovirus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 771.

CABI/EPPO. 2000. *Banana bract mosaic virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 798.

CABI/EPPO. 2000. *Clover yellow vein potyvirus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 811.

CABI/EPPO. 2001. *Banana bunchy top virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 19. Wallingford, UK: CAB International. Edition 5.

CABI/EPPO. 2001. *Beet curly top virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 24. Edition 5.

CABI/EPPO. 2001. *Peach rosette mosaic virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 829.

CABI/EPPO. 2002a. *Potato mop-top virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 874.

CABI/EPPO. 2002b. *Tomato black ring virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 877.

CABI/EPPO. 2004a. *Broad bean wilt virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 925.

CABI/EPPO. 2004b. *Tobacco rattle virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 938.

CABI/EPPO. 2005. *Blueberry leaf mottle virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 956.

CABI/EPPO. 2007a. *Impatiens necrotic spot virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 755.

.....

CABI/EPPO. 2007b. *Plum pox potyvirus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 392. Edition 4.

CABI/EPPO. 2010a. *Arabis mosaic virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 731.

CABI/EPPO. 2010b. *Melon necrotic spot virus*. Distribution Maps of Plant Diseases N° 1089.

CABI/EPPO. 2011. *Pepino mosaic virus*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 856.

CABI/EPPO. 2012. *Potato spindle tuber viroid*. Distribution Maps of Plant Diseases n° 729. Edition 2.

CABRERA, O. & SCHOLTHOF, K.B.G. 1999. The complex viral etiology of St. Augustine decline. Plant Dis. 83:902-904.

CARMICHAEL, D.J.; REY, M.E.C.; NAIDOO, S.; COOK, G. & VAN HEERDEN, S.W. 2011. First report of *Pepino mosaic virus* infecting tomato in South Africa. Plant Dis. 95(6), 767-767.

CHINESTRA, S.C.; FACCHINETTI, C.; CURVETTO, N.R. & MARINANGELI, P.A. 2010. Detection and frequency of lily viruses in Argentina. Plant Dis. 94(10): 1188-1194.

CHOI, H. S.; KIM, J.S.; CHEON, J.U; CHOI, J.K.; PAPPU, S.S. & PAPPU, H.R. 2001. First Report of *Peanut stripe virus* (Family Potyviridae) in South Korea. Plant Dis. 85(6):679.

CHOI, S.A. & RYU, K.H. 2003. The complete nucleotide sequence of the genome RNA of Lily symptomless virus and its comparison with that of other carlaviruses. Arch Virol. 148(10):1943-55.

COHEN, J.; GERA, A. & LOEBENSTEIN, G. 1995. *Strawberry latent ringspot virus* in lilies. Europ. J. Pl. Pathol. 101(2): 217-219.

CÓRDOBA, M.C.; MARTÍNEZ-PRIEGO, L. & JORDÁ, C. 2004. New natural hosts of *Pepino mosaic virus* in Spain. Plant Dis. 88(8): 906.

CROSSLIN, J. & HAMLIN, L. 2010. First report of *Impatiens necrotic spot virus* infecting greenhouse-grown potatoes in Washington State. Plant Dis. 94:1507.

.....

CURTI, J.B. 2007. Defesa nacional e o agrobioterrorismo. Rio de Janeiro, Escola Superior de Guerra, 2005. Trabalho Individual (Tema Proposto). http://defesavegetal.blogspot.com.br/2007_07_01_archive.html.

DAVINO, S.; ACCOTTO, G.P.; MASENGA, V.; TORTA, L. & DAVINO, M. 2009. Basil (*Ocimum basilicum*), a new host of *Pepino mosaic virus*. Plant Pathol. 58:40.

DE KOCK, M.J.D.; STIJGER, C.C.M.M.; PHAM, K.T.K.; LEMMERS, M.E.C. & VAN DAM, M. 2011. Non-persistent TBV transmission in correlation to aphid population dynamics in tulip flower bulbs. Acta Hort. 901:191-197.

.....
DEMSKI, J. W.; REDDY, D. V. R.; SOWELL, J.R.G & BAYS, D. 1984. *Peanut stripe virus* - a new seed-borne potyvirus from China infecting groundnut (*Arachis hypogaea*). Ann. Appl. Biol. 105 (3): 495-501.

DIAS, V.S.; OLIVEIRA, M.R.V. & PAULA, S.V. 2002. MAPA. Comunicado Técnico nº 68. Risco de introdução de pragas invasoras exóticas na importação de flores frescas. 4p.

DIKOVA, B. 2006. Identification of *Tobacco rattle virus* (TRV) in sugar beet in Bulgaria. Biotechnology & Biotechnol. Equip. 20: 49-59.

EL-WAHAB, A.S.E.D.A.; EL-SHEIKH, M.A.K. & ELNAGAR, S. 2011. First record of *Frankliniella occidentalis* and *Impatiens necrotic spot virus* in Egypt. J. Life Sci. 5 690-696.

EPPO. 2013. *Pepino mosaic virus*. Panel review date 2013-03. http://www.eppo.int/QUARANTINE/Alert_List/viruses/PEPMV0.htm

ESCRIU, F.; CAMBRA, M.A. & LUIS-ARTEAGA, M. First report of pepper as a natural host for *Pelargonium zonate spot virus* in Spain. Plant Dis. 93(12):1346. 2009.

FAO. 1991. Graft transmissible diseases of citrus. Handbook for detection and diagnosis. Rome.

FERRIOL, I.; RUBIO, L.; PEREZ-PANADES, J.; CARBONELL, E.A.; DAVINO, S. & BELLIURE, B. 2013. Transmissibility of *Broad bean wilt virus 1* by aphids: influence of virus accumulation in plants, virus genotype and aphid species. Ann. Appl. Biol. 162: 71-79.

.....

GULATI-SAKHUJAA, A.; SEARSA, J.L; NUNEZ, A. & LIU, H.Y. 2009. Production of polyclonal antibodies against *Pelargonium zonate spot virus* coat protein expressed in *Escherichia coli* and application for immunodiagnosis. J. Virol. Meth. 160: 29–37.

GUNASINGHE, U.B.; FLASINSKI, S.; NELSON, R.S. & CASSIDY, B.G. 1994. Nucleotide sequence and genome organization of *peanut stripe potyvirus*. Journal of General Virology 75: 2519-2526.

HADIDI, A. 2003. Viroids: Properties, Detection, Diseases and Their Control. Csiro Publishing, USA. 370p.

HANOLD, D. & RANGLES, J.W. 1991a. Coconut cadang-cadang disease and its viroid agent. Plant Dis. 75:330-335.

HANOLD, D. & RANGLES, J.W. 1991b. Detection of coconut cadang-cadang viroid-like sequences in oil and coconut palm and other monocotyledons in the South-west Pacific. Ann. Appl. Biol. 118:139-151.

HASELOFF, J., MOHAMED, N.A. & SYMONS, R.H. 1982. Viroid RNAs of cadang-cadang disease of coconuts. Nature 299: 316-321.

HERRERA-VASQUEZ, A.; CORDOBA-SELLES, M.C.; CEBRIAN, M.C.; ROSSELLO, J.A.; ALFARO-FERNANDEZ, A. & JORDA, C. 2010. Genetic diversity of *Melon necrotic spot virus* and *Olpidium* isolates from different origins J. Plant Pathol. 59: 240–251.

HIBI, T. & FURUKI, I.AAB. 1985. *Melon necrotic spot virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 302. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

HOLLINGS, M. & STONE, O.M. 1974. *Clover yellow vein virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 131. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

ICTVdB Management. 2006a. 00.010.0.02.006. *Citrus leaf rugose virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

.....

ICTVdB Management. 2006b. 00.010.0.02.007. *Citrus variegation virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006c. 00.018.0.02.002. *Broad bean wilt virus* 1 and 2. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006d. 00.018.0.03.004. *Artichoke Italian latent virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006e. 00.018.0.03.005. *Artichoke yellow ringspot virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006f. 00.018.0.03.006. *Blueberry leaf mottle virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006g. 00.018.0.03.023. *Peach rosette mosaic virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006h. 00.018.0.03.029. *Tomato ringspot virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006i. 00.018.0.83.001. *Arracacha virus B*. In: *ICTVdB* - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006j. 00.056.0.00.006. *Potato virus T*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA. 2006.

.....

ICTVdB Management. 2006k. 00.056.0.04.024. *Poplar mosaic virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006l. 00.057.0.01.005. *Artichoke latent virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006m. 00.057.0.01.017. *Clover yellow vein virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006n. 00.057.0.01.070. *Tulip breaking virus*. In: *ICTVdB* - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006p. 00.077.0.01.002. *Andean potato latent virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006q. 00.086.0.01.005. *Potato mop-top virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 4. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTVdB Management. 2006r. 00.112.0.01.002. *Strawberry latent ringspot virus*. In: ICTVdB - The Universal Virus Database, version 3. Büchen-Osmond, C. (Ed), Columbia University, New York, USA.

ICTV. 2012. International Committee on Taxonomy of Viruses. Virus taxonomy: 2012 release.

INOUE, N.; MAEDA, T. & MITSUHATA, K. 1988. A strain of *Clover yellow vein virus* isolated from *Calanthe* sp. Acta Hortic. 234:61-68. VII International Symposium on Virus Diseases of Ornamental Plants.

ISAC, M.; PREDA, S. & MARCU, M. 1998. Aphid species-vectors of *Plum pox virus*. Acta Virol. 42(4):233-4.



JONES, R.A.C. & KENTEN, R.H. 1983. *Arracacha virus B*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 270. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

JONES, R.A.C.; KOENIG, R. & LESEMANN, D.E. *Pepino mosaic virus*, a new potexvirus from pepino (*Solanum muricatum*). Ann. App. Biol. 94(1):61-68. 1980.

JORDÁ, C.; PÉREZ, A.L. & CULEBRAS, P.V.M. 2001. First Report of *Pepino mosaic virus* on natural hosts. Plant Dis. 85(12):1292.

.....
KING, A.M.Q.; ADAMS, M.J.; CARSTENS, E.B. & LEFKOWITZ, E.J. 2012. Virus taxonomy: classification and nomenclature of viruses: ninth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. International Union of Microbiological Societies. Virology Division. Academic Press: London. 1327p.

KULSHRESTHA, S.; HALLAN, V.; RAIKHY, G.; RAM, R. & ZAIDI, A.A. 2004. *Strawberry latent ringspot virus* infecting roses in India. Plant Dis. 88(1):86.

KUMARI, S. 2009. Detection of *Cherry leaf roll virus* and *Strawberry latent ring spot virus* by one-step RT-PCR. Plant Protect. Sci. 45(4): 140–143.

KYRIAKOPOULO, S, I.P.; RANA, L.G. & ROCA, F. 1984. Geographic distribution, natural host range, pollen and seed transmissibility of *Artichoke yellow ring spot virus*. Chronika Benaki Phytopathol. Instit. 14(2):145-163.

LAPIDOT, M.; GUENOUNE-GELBART, D.; LEIBMAN, D.; HOLDENGREBER, V.; DAVIDOVITZ, M.; MACHBASH, Z.; KLIEMAN-SHOVAL, S.; COHEN, S. & GAL-ON, A. 2010. *Pelargonium zonate spot virus* is transmitted vertically via seed and pollen in tomato. Phytopathology 100(8):798-804.

LAVAKUMAR, P.; AYODELE, M.; OBEN, T.T.; MAHUNGU, N.M.; BEED, F.; COYNE, D.; LONDA, L.; MUTUNDA, M.P.; KIALA, D. & MARUTHI, M.N. 2008. First report of *Banana bunchy top virus* in banana and plantain (*Musa* spp.) in Angola. New Dis. Rep. 18:5.

LAWSON, R.H.; BRANNIGAN, M.D. & FOSTER, J. 1985. *Clover yellow vein virus* in *Limonium sinuatum*. Phytopathology 75:899-906.

.....

LEE, U.; HONG, J.S.; CHOI, J.K.; KIM, K.C.; KIM, Y.S.; CURTIS, I.S.; NAM, H.G. & LIM, P.O. 2000. *Broad bean wilt virus* causes necrotic symptoms and generates defective RNAs in *Capsicum annuum*. *Phytopathology* 90(12):1390-5.

LEE, W.S.; HAMMOND-KOSACK, K.E. & KANYUKA, K. 2012. *Barley stripe mosaic virus*-mediated tools for investigating gene function in cereal plants and their pathogens: virus-induced gene silencing, host-mediated gene silencing, and virus-mediated overexpression of heterologous protein. *Plant Physiol.* 160(2):582-590.

LI, G.F.; WEI, M.S.; MA, J. & ZHU, S.F. 2012. First Report of *Broad bean wilt virus 2* in *Echinacea purpurea* in China. *Plant Dis.* 96(8):1232.

LIAO, J. Y.; CHANG, C. A.; LAI, R. S.; DENG, T. C. 2004. Identification of *Peanut stripe virus* infecting *Uraria crinita*. *Plant Prot. Bulletin* 46 (4):379-390.

LIU, H.Y.; SEARS, J.K.; OBERMEIER, C.; WISLER, C.G.; RYDER, E.J.; DUFFUS, J.E. & KOIKE, S.T. 1999. First report of *Tomato bushy stunt virus* Isolated from lettuce. *Plant Dis.* 83(3):301.

LIU, Y.T.; ZHENG, Y. X.; LI, Y. Z. & LI, Z.Y. 2010. First Report of *Impatiens necrotic spot virus* on spiderlily in China. *Plant Dis.* 94(4):484.

LIZÁRRAGA, C.; QUERCI, M.; SANTA CRUZ, M.; BARTOLINI, I. & SALAZAR, L. F. 2000. Other natural hosts of *Potato virus T*. *Plant Dis.* 84:736-738.

LIZIRRAGA, C. & JAYAS-INGHE, U. 1996. Detection of an isolate of *Andean potato latent virus* in ulluco (*Ullucus tuberosus* Caldas). *Plant Dis.* 80:344.

LOKOSSOU, B.; GNANVOSSOU, D.; AYODEJI, O.; AKPLOGAN, F.; SAFIORE, A.; MIGAN, D.Z.; PEFOURA, A.M.; HANNA, R. & LAVAKUMAR, P. 2012. Occurrence of *Banana bunchy top virus* in banana and plantain (*Musa* sp.) in Benin. *New Dis. Rep.* 25, 13.

LUIS-ARTEAGA, M.; RODRIGUEZ-CEREZO, E.; FRAILE, A.; SAEZ, E. & GARCIA-ARENAL, F. 1996. Different *tomato bushy stunt virus* strains that cause disease outbreaks in solanaceous crops in Spain. *Phytopathology* 86:535-542.

.....

MAISS, E.; TIMPE, U.; BRISKE, A.; JELKMANN, W.; CASPER, R.; HIMMLER, G.; MATTANOVICH, D. & KATINGER, H.W.D. 1989. The complete nucleotide sequence of *Plum pox virus* RNA. J. Gen. Virol. 70:513-524.

MARINHO, V.L.A.; BATISTA, M.F. & MILLER, R. 2003. EMBRAPA Comunicado Técnico 96: praga Quarentenária A1. *Plum pox virus*. 5p.

MARINHO, V.L.A.; BATISTA, M.F. & MILLER, R. 2004. EMBRAPA Comunicado Técnico 107. Praga Quarentenária A1. *Barley stripe mosaic virus*. 6 p.

MARTELLI, G.P.; RANA, G.L. & SAVINO, V. 1977. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses nº 176. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

MARTELLI, G.P.; RUSSO, M. & RUBINO, L. 2001. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses nº 382. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

MARTINEZ-OCHOA, N.; MULLIS, S.W. & CSINOS, A.S. 2004. First report of yellow nutsedge (*Cyperus esculentus*) and purple nutsedge (*C. rotundus*) in Georgia naturally infected with *Impatiens necrotic spot virus*. Plant Dis. 88(7):771.

MASSUMI, H.; BAHONAR, S.; SHAABANIAN, M.; POUR, A.H.; HEYDARNEJAD, J. & RAHIMIAN, S.B.H. 2009. Incidence of viruses infecting tomato and their natural hosts in the southeast and central regions of Iran. Plant Dis. 93(1):67-72.

MEHLE, N.; ŽNIDARIČ, M.T.; TORNOS, T. & RAVNIKAR, M. 2007. First report of *Broad bean wilt virus* 1 in Slovenia. New Dis. Rep. 15:19.

MERTELIK, J.; MOKRA, V.; GOTZOVA, B. & GABRIELOVA, S. 2000. First Report of *Impatiens necrotic spot virus* in the Czech Republic. Plant Dis. 84(9):1,045.2.

Michereff Filho, M. 2013. Análise de risco de pragas quarentenárias. Valor Rural – fazendeiro. <http://www.fazendeiro.com.br/Cietec/Artigos/ArtigosTexto.asp?Codigo=959>.

MINK, G.I. 1972. *Peanut stunt virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses nº 92. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

MISHRA, A.; GOHEL, V.R.; VALAND, G.B.; PATEL, J.G. & SHUKLA, D.D. 1993. *Peanut stripe virus* disease of groundnut- a review. Internat. J. Pest Management 39(2): 210-215.

MISHRA, S.R. 2004. Virus and Plant Diseases. Discovery Publishing House, New Dehli, Índia. 224 p.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. 2013. Espécies Exóticas Invasoras. <http://www.mma.gov.br/biodiversidade/biosseguranca/especies-exoticas-invasoras>. Acesso em 22/02/13.

MOINI, A.A. 2010. Identification of *Tomato ringspot virus* (ToRSV) on apple in Iran. Australasian Plant Dis. Notes 5(1):105-106.

MOLINARI, P.; MARUSIC, C.; LUCIOLI, A.; TAVAZZA, R. & TAVAZZA, M. 1998. Identification of *Artichoke mottled crinckle virus* (AMCV) proteins required for virus replication: complementation of AMCV p33 and p92 replication-defectives mutants. J. Gen. Virol. 79:639-647.

MOREIRA, L.; GARITA, L.; ORTIZ, B. & VILLALOBOS, W. First report of *Citrus variegation virus* in sweet lime as coffee shade in the Central Valley in San José, Costa Rica. XVIII Conference of the IOCV. Citrus Res. & Technol. 31: Suplemento, p.1-129. Cordeirópolis (SP).

MUMFORD, R.A. & JONES, R.A.C. 2005. *Pepino mosaic virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 411. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

MURANT, A.F. 1970a. *Arabis mosaic virus*. Descriptions of Plant Viruses n° 16. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

MURANT, A.F. 1970b. *Tomato black ring virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 38. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

MURANT, A.F. 1976. *Strawberry latent ringspot virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 126. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

.....

NAIDU, R. A.; DEOM, C.M. & SHERWOOD, J.L. 2001. First Report of *Frankliniella fusca* as a Vector of *Impatiens necrotic spot tospovirus*. Plant Dis. 85(11):1,211.3.

NAS, Y.Z. & KARACA, I. 1976. Investigations on impietratura disease of citrus; its hosts, distribution, symptoms, transmission and importance in Mediterranean region. Journal of Turkish Phytopathology 5(2/3):71-80.

NIBLETT, C. L.; PAULSEN, A.Q. & TOLER, R.W. 1977. *Panicum mosaic virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 177. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

NICKEL, O.; FAJARDO, T.V.M.; VANNI, M.F & PAGOT, E. 2005. A virus serologically related to *Tomato ringspot virus* in blackberries in Rio Grande do Sul, Brazil. Fitopatol. bras. 30(3):315.

OCHOA-CORONA, F.M.; TANG, J.; LEBAS, B.S.M.; RUBIO, L.; GERA, A & ALEANDER, J.R. 2010. Diagnosis of *Broad bean wilt virus 1* and *Verbena latent virus* in *Tropaeolum majus* in New Zealand. Australasium Plant Pathol. 39:120-124.

VETTEN, H.J.; GREEN, S.K. & LESEMANN, D.E. 1992. Characterization of *Peanut stripe virus* isolates from soybean in Taiwan. J. Phytopathol. 135(2):107-124.

OGBE, F.O; BANDYOPADHYAY, R.; LAVA KUMAR, P.; DIXON, A.G.O; D'A. HUGHES, J. & NAIDU, R.; ADEGBOLA, R.O.; AYODEJI, O.; AWOSUSI, O.O.; ATIRI, G.I. & LAVA KUMAR, P. 2013. First Report of *Banana bunchy top virus* in banana and plantain (*Musa* spp.) in Nigeria. Plant Dis. 97(2):290.

OHKI, T. & UEMATSU, S. 2005. Characterization of *Tomato bushy stunt virus* newly isolated from nipplefruit (*Solanum mammosum*) in Japan. J. Gen. Plant Pathology 71:74-79.

OWENS, R.A. & J.TH.J. VERHOEVEN. 2009. *Potato spindle tuber*. The Plant Health Instructor. DOI: 10.1094/PHI-I-2009-0804-01.

PALMA, A.M. 2002. Comunicação e informação fitossanitária no Brasil: utilização da comunicação e modernas tecnologias de informação para a preservação da fitossanidade no território nacional. UFRGS - Faculdade de Biblioteconomia e Comunicação. 79p.

.....

POOJARI, S. & RAYAPATI, N.A. 2013. First Report of *Impatiens necrotic spot virus* (INSV) infecting Basil (*Ocimum basilicum* L.) in the United States. Plant Dis. Posted online on 24 Jan 2013, First Look.

PUURAND, U.; MAKINEN, K.; PAULIN, L. & SAARMA, M. 1994. The nucleotide sequence of *Potato virus A* genomic RNA and its sequence similarities with other potyviruses. J. Gen. Virol. 75:457-461.

QUAINOO, A.K; WETTEN, A.C. & ALLAINGUILLAUME, J. 2008. Transmission of *Cocoa swollen shoot virus* by seeds. J. Virol.Meth. 150(1-2):45-49.

QUITO-AVILA, D.F.; IBARRA, M.A.; ALVAREZ, R.A.; RATTI, M.F.; ESPINOZA, L. & CEVALLOS-CEVALLOS, J.M. 2013. First report of *Banana bract mosaic virus* in 'Cavendish' banana in Ecuador. Plant Disease (<http://apsjournals.apsnet.org/doi/abs/10.1094/PDIS-12-12-1154-PDN?journalCode=pdis>)

RAMSDELL, D.C. & GILLETT, J.M. 1998. *Peach rosette mosaic virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 364. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

RAMSDELL, D.C. & STACE-SMITH, R. 1983. *Blueberry leaf mottle virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 267. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

RANA, G. L.; CAMELE, I. & BALDUCCI, V. *Pelargonium zonate spot virus* in garland chrysanthemum in Apulia. Informat. Fitopatol. 40(7-8):59-62. 1990.

RANA, G. L.; PANAYOTA, E.; KYRIAKOPOULOS, I.G. & MARTELLI, G.P. 1983. *Artichoke yellow ringspot virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 271. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

.....
RANA, G.L.; ELIA, A.; NUZZACI, M. & LAFORTEZZA, R. 1992. Effects of *Artichoke latent virus* infection on the production of artichoke heads. J. Phytopathol. 135(2):153-159.

RANGLES, J.W.; PALUKAITIS, P. 1979. *In vitro* synthesis and characterization of DNA complementary to cadang-cadang-associated RNA. J. Gen. Virol. 43:649-662.

.....

- SAVENKOV, E.I.; GERMUNDSSON A.; ZAMYATNIN JR, A.A.; SANDGREN, M. & VALKONEN, J.P.T. 2003. *Potato mop-top virus*: the coat protein-encoding RNA and the gene for cysteine-rich protein are dispensable for systemic virus movement in *Nicotiana benthamiana*. J. Gen. Virol. 84(4):1001-1005.
- SCHILDER, A.C. & MILLES, T.D. 2008. Virus and viruslike disease of blueberries. Ext. Bulletin E-3048. 6p.
- SHARMA, D. & CHALAM, V.C. 2009. Detection and seed transmission of viruses in faba bean germplasm. Plant Dis. Res. 24:99.
- SILJO, A.; BHAT, A.I.; BIJU, C.N. & VENUGOPAL, M.N. 2012. Occurrence of *Banana bract mosaic virus* on cardamom. Phytoparasitica 40(1): 77-85.
- SILVESTRE, R.; UNTIVEROS, M. & CUELLAR, W.J. 2011. First Report of *Potato yellowing virus* (Genus *Illavirus*) in *Solanum phureja* from Ecuador. Plant Dis. 95(3): 355.1.
- SINGH, M.K.; CHANDEL, V.; HALLAN, V. & RAM, R. & ZAIDI, A.A. 2009. Occurrence of *Peanut stripe virus* on patchouli and raising of virus-free patchouli plants by meristem tip culture. J. Plant Dis. & Protection 116(1):2-6.
- SOUZA-DIAS, J.A.C. 2001. Alerta Fitossanitário - Vírus “Mop Top” (*Potato mop top Virus* - PMTV) e “Rattle” (*Tobacco rattle virus* - TRV), duas viroses distintas causadoras de sintomas semelhantes nos tubérculos de batata. Batata Show Edição 3, Ano 1.
- STACE-SMITH, R. 1984. *Tomato ringspot virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 290. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.
- STANIULIS, J. 2001. *Poplar mosaic virus* detected in Lithuania. Biologia 4.3p.
- SULLIVAN, M., DANIELLS, E., & ROBINSON, A. 2012. CPHST Pest Datasheet for *Coconut cadang-cadang viroid*. USDA-APHIS-PPQ-CPHST.
- SWAI, I.S. 1988. Citrus diseases in Tanzania. Acta Horticulturae 218: 329-332.

.....

TANG, J.; WARD, L.I. & CLOVER, G.R.G. 2013. The diversity of *Strawberry latent ringspot virus* in New Zealand. *Plant Dis.* 97(5) 662-667.

THOMAS, P.E. & MINK, G.I. 1979. *Beet curly top virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 210. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

TOMASSOLI, L. & BARBA, M. Occurrence of *Melon necrotic spot carmovirus* in Italy. *EPPO Bulletin* 30(2): 279-280.

TRKULJA, V.; SALAPURA, J.M.; ČURKOVIĆ, B.; STANKOVIĆ, I.; VUCUROVIC, A.; BULAJIC, A. & KRSTIC, B. 2013. First Report of *Impatiens necrotic spot virus* on begonia in Bosnia and Herzegovina. *Plant Dis.* First look. Posted online on 20 Feb 2013.

TZANETAKIS, I.E.; GUZMAN-BAENY, T.L.; VANESBROECK, Z.P.; FERNANDEZ, G.E. & MARTIN, R.R. 2009. First report of *Impatiens necrotic spot virus* in blackberry in the United States. *Plant Dis.* 93(4): 432.

VAN SLOGTEREN, D.H.M. 1971. *Tulip breaking virus*. CMI/AAB Descriptions of Plant Viruses n° 71. Association of Applied Biologists, Wellesbourne, UK.

VIDALAKIS, G. & WANG, J. 2013. Molecular method for universal detection of Citrus viroids. Patent Application Publication n. US 2013/0115591-A1. May 9, 2013. Acesso em 11 de maio de 2013, Disponível em: <http://www.freepatentsonline.com/20130115591.pdf>

WANG, I.C.; SETHER, D.M.; MELZER, M.J.; BORTH, W.B. & HU, J.S. 2010. First Report of *Banana bract mosaic virus* in flowering ginger in Hawaii. *Plant Dis.* 94(7):921.

WEI, L.B.; YING, X.Z.; XIAN, P.H.; YADONG, X. & BO, G. 2008. The relation of field resistance and yield in different virus-free potato varieties. *Southwest China J. Agric. Sciences* 21(4):1002-1005.

WERKMAN A.W. & SANSFORD C.E. 2010. Pest Risk Analysis for *Pepino mosaic virus* for the EU. Deliverable Report 4.3. EU Sixth Framework Project Project.

WINTERMANTEL, W.M. 2009. *Beet curly top virus*. In: Compendium of beet diseases and pests. 2nd Ed. R.M. Harveson & L.E. Hanson (eds.). APS Press, St. Paul, MN. pp 51-53.

.....

ZHANG, Q.; DING, Y.M. & LI, M. 2010. First report of *Impatiens necrotic spot virus* infecting *Phalaenopsis* and *Dendrobium* orchids in Yunnan Province, China. Plant Dis. 94(7):915.