

Capítulo 24

Doença do Mosaico Africano da Mandioca (African Cassava Mosaic Disease, ACMD) (Geminiviridae: Begomovirus)

EDUARDO CHUMBINHO DE ANDRADE

Identificação das pragas causadores da ACMD

Nome científico:

- *African cassava mosaic virus* (ACMV), Bock; Woods, 1983
- *African cassava mosaic Burkina Faso virus* (ACMBFV), Tiendrébéogo et al., 2012
- *Cassava mosaic Madagascar virus* (CMMGV), Harimalala et al., 2012
- *East African cassava mosaic Cameroon virus* (EACMCV), Fondong et al., 1998
- *East African cassava mosaic Kenya virus* (EACMKV), Bull et al., 2006
- *East African cassava mosaic Malawi virus* (EACMMV), Zhou et al., 1998
- *East African cassava mosaic virus* (EACMV), Swanson ; Harrison, 1994

- *East African cassava mosaic Zanzibar virus* (EACMZV), Maruthi et al., 2004
- *South African cassava mosaic virus* (SACMV), Berrie et al., 1998
- *Indian cassava mosaic virus* (ICMV), Hong et al., 1993
- *Sri Lankan cassava mosaic virus* (SLCMV), Saunders et al., 2002

Posição taxonômica de todas as espécies:

- Vírus de DNA fita simples circular (ssDNA).
- **Ordem:** não atribuída.
- **Família:** *Geminiviridae*.
- **Gênero:** *Begomovirus*.

Sinonímias

Como a doença é causada por um grande número de espécies de geminivírus, ela é normalmente denominada de Doença do mosaico da mandioca (Cassava Mosaic Disease, CMD); Begomovírus do mosaico da mandioca (Cassava Mosaic Begomoviruses (CMBs); Geminivírus do mosaico da mandioca (Cassava Mosaic Geminiviruses (CMGs).

Hospedeiros

Segue abaixo a lista das espécies de plantas relatadas como hospedeiras (em condições naturais ou experimentais) de uma ou mais espécies de geminivírus causadores do mosaico da mandioca.

- *Manihot esculenta* (família *Euphorbiaceae*) (Fauquet et al., 1990).
- *Ageratum conyzoides* (*Asteraceae*) (Saunders et al., 2002).
- *Chromolaena odorata* (*Asteraceae*) - capim mombutu (Eni; Fasasi, 2013).
- *Arabidopsis thaliana* (*Brassicaceae*) - arábida (Mittal et al., 2008).
- *Jatropha curcas* (*Euphorbiaceae*) - Pinhão manso (Appiah et al., 2012).
- *Jatropha multifida* (*Euphorbiaceae*) (Fauquet et al., 1990).

- *Manihot glaziovii* (*Euphorbiaceae*) - mandioca (Alabi et al., 2008a).
- *Ricinus communis* (*Euphorbiaceae*) - mamona (Alabi et al., 2008a).
- *Leucana leucocephala* (*Fabaceae*) - Leucena (Alabi et al., 2008a).
- *Glycine max* (*Fabaceae*) - Soja (Mgbechi-Ezeri et al., 2008).
- *Phaseolus vulgaris* (*Fabaceae*) - (Berrie et al., 2001).
- *Senna occidentalis* (*Fabaceae*) - Fedegoso (Alabi et al., 2008a).
- *Senna alata* (*Fabaceae*) (Eni; Fasasi, 2013).
- *Centrosema pubescens* (*Fabaceae*) (Monde et al., 2010).
- *Pueraria javanica* (*Fabaceae*) (Monde et al., 2010).
- *Abelmoschus esculentus* (*Malvaceae*) - quiabo.
- *Malva parviflora* (*Malvaceae*) - (Berrie et al., 2001).
- *Hewittia sublobata* (*Convolvulaceae*) (Bock et al., 1981).
- *Combretum confertum* (*Combretaceae*) (Alabi et al., 2008a).
- *Nicotiana* (*benthamiana*, *clevelandii*, *debneyi*, *glutinosa*, *rustica*, *tabacum*). (*Solanaceae*) - tabaco (Bock et al., 1983; Mittal et al., 2008).
- *Datura* (*ferox*, *stramonium*) (*Solanaceae*) (Bock et al., 1983).
- *Nicandra physaloides* (*Solanaceae*) (Bock et al., 1978).
- *Solanum nigrum* (*Solanaceae*) (Bock et al., 1978).
- *Laportea aestuans* (*Urticaceae*) - Urtiga (Rossel et al., 1987).

Distribuição geográfica da praga

A maioria das espécies dos vírus que causam o ACMD ocorrem nos seguintes países do continente africano: África do Sul, Angola, Benin, Burkina Faso, Burundi, Camarões, Costa do Marfim, Etiópica, Gabão, Gâmbia, Gana, Guiné, Guiné-Bissau, Guiné Equatorial, Kenya, Lesoto, Libéria, Madagascar, Malawi, Mauritânia, Moçambique, Nigéria, República Democrática do Congo, República do Congo, Rwanda, Senegal, Serra Leoa, Somália, Sudão, Sudão do Sul, Swazilândia, Tanzânia, Togo, Uganda, Zâmbia, Zimbabwe. Ainda há a presença do ICMV na Índia e do SLCMV que no Sri-Lanka e Camboja (Figura 1).

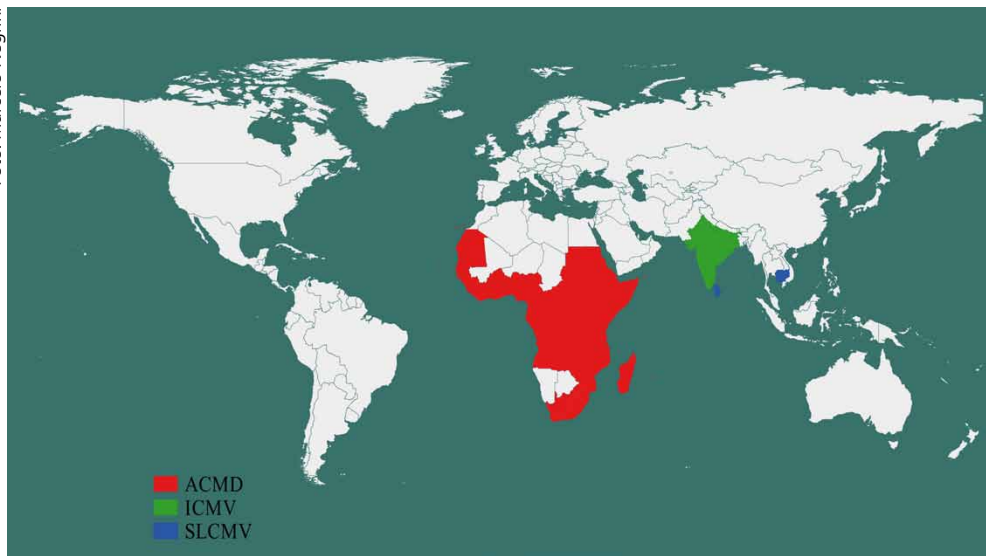


Figura 1. Distribuição geográfica dos vírus causadores do ACMD, ICMV e SLCMV. Elaborada com dados do Cabi (2018).

Biologia da praga

Ciclo biológico da praga

Os agentes causais do ACMD, por serem vírus, se comportam como parasitas obrigatórios, necessitando da célula hospedeira para realizar seu ciclo reprodutivo. Os vírus são inicialmente introduzidos na planta hospedeira pelo inseto vetor quando este se alimenta da planta. Os vírus após se replicarem na célula na qual foram inicialmente introduzidos iniciam o processo de infecção sistêmica do hospedeiro, disseminando-se na planta tanto via movimento célula à célula quanto via sistema vascular, atingindo tanto o sistema radicular quanto as regiões de crescimento da planta. A partir desta planta, o vírus pode ser disseminado para outras plantas pelo inseto vetor, a mosca-branca, *Bemisia tabaci* Gennadius (Hemiptera: Aleyrodidae).

Estratégias reprodutivas da praga

A capacidade dos vírus em infectar um hospedeiro depende da sua capacidade de suplantar as defesas da planta e utilizar a maquinaria celular para se replicar. Para que isso ocorra é necessário que haja interação entre as proteínas virais e as da célula do hospedeiro. Estas interações são necessárias tanto para que o vírus consiga suprimir as respostas de defesa da planta, quanto para recrutar a maquinaria celular para auxiliar no processo de replicação viral. Todo este processo é em geral específico, e resultado de um longo período de coadaptação entre patógeno e hospedeiro, sendo uma das razões pelas quais, a maioria dos vírus infecta número restrito de hospedeiros. Uma vez que a mandioca foi introduzida na África no século 16, as epidemias de CMGs reportadas já em 1884 indicam que houve uma rápida adaptação dos CMGs endêmicos à mandioca (Storey; Nichols, 1938; Swanson; Harrison, 1994).

Tipo de dispersão

A dispersão dos vírus causadores do ACMD ocorre naturalmente de duas formas principais. A primeira ocorre via trânsito e plantio de material propagativo de mandioca (manivas) infectado, correspondendo à principal forma disseminação a longas e curtas distâncias e também de introdução dos CMGs em áreas indenes. Uma vez presente na área, ocorre a disseminação secundária do vírus (mandioca infectada para sadia), realizada pela mosca-branca, *B. tabaci*. Por possuir hábito alimentar polífago, *B. tabaci* é capaz também de transmitir diversos CMGs presentes em plantas espontâneas hospedeiras para plantas de mandioca.

A relação de transmissão dos CMGs por *B. tabaci* é do tipo persistente circulativo (Dubern, 1994). O período mínimo de alimentação necessário para a aquisição do vírus pelo inseto é de 3 horas. Após a aquisição, há um período de latência de 3-4 horas, quando o vírus circula no corpo do inseto que então se torna apto a transmitir o vírus. Para a transmissão do vírus, o inseto virulífero requer um período de alimentação de no mínimo de 10-30 minutos (Dubern, 1994). Em condições experimentais, uma única mosca-branca foi capaz de transmitir o vírus para plantas de mandioca. O ACMV,

uma vez adquirido pela mosca-branca ainda na sua fase de ninfa, permanece no inseto até a fase adulta. Entretanto, não há transmissão transovariana do vírus (transmissão da mãe para a progênie) (Dubern, 1994).

Na Índia foi relatado que a espécie de mosca-branca *B. afer* também é capaz de transmitir CMGs (Palaniswami et al., 1996).

A transmissão de diferentes CMGs para mandioca e também para outras espécies de plantas foi realizada em condições experimentais, por meio da inoculação de clones infecciosos via biobalística ou agroinoculação (Rothenshtein et al., 2005, Mittal et al., 2008). Espécies de CMGs não são transmitidas de mandioca para mandioca por inoculação mecânica, e também não são transmitidas por sementes (Storey; Nichols, 1938).

Mecanismos de sobrevivência em condições adversas

Pela inerente característica de serem parasitas obrigatórios, a sobrevivência de qualquer um dos agentes causais do ACM-D depende da presença de uma planta hospedeira, podendo esta ser a mandioca, uma das espécies hospedeiras já relatadas ou outras ainda desconhecidas. Importante ressaltar que a mandioca não é nativa do continente africano, mas, foi introduzida, de modo que os CMGs atualmente detectados na mandioca já existiam na região, porém infectando plantas hospedeiras nativas da África, muitas delas também hospedeiras de *B. tabaci*. Estas espécies, por serem mais adaptadas às condições locais, têm maiores condições de sobreviver em condições ambientais adversas, representando importante reservatório natural para a sobrevivência de CMGs (Ndunguru et al., 2005; Monde et al., 2010). Outra possibilidade de sobrevivência de CMGs é infectando coleções ou bancos de germoplasma de mandioca, que são mantidas sob condições controladas (casa de vegetação, in vitro) possibilitando a sobrevivência de CMGs indefinidamente.

Condições edafoclimáticas ideais para o desenvolvimento

A ocorrência e a distribuição dos CMGs nas regiões afetadas são determinadas principalmente pela presença da mosca-branca. Desta maneira, condições ambientais que favoreçam o desenvolvimento do inseto vetor

irão contribuir para maior dispersão de CMGs. Os principais fatores ambientais que regulam a dinâmica populacional de *B. tabaci* são climáticos (temperatura, precipitação e umidade relativa). Condições para sobrevivência de *B. tabaci* no globo terrestre se estendem entre as latitudes de 40° Norte e 30° Sul, representando as regiões tropicais e subtropicais, que não apresentam invernos rigorosos (Cabi, 2018).

Em geral, o aumento populacional de *B. tabaci* ocorre com o início da estação seca podendo atingir elevadas populações em regiões com períodos prolongados de baixa precipitação (Morales; Jones 2004). Temperaturas entre 25 °C e 30 °C são ideais para o desenvolvimento de *B. tabaci* (Albergaria; Cividanes, 2002), embora o inseto possa ser encontrado em regiões com temperaturas abaixo dos 14 °C e acima de 35 °C (Nunes et al., 2005). Em condições experimentais, *B. tabaci* foi capaz de se reproduzir em ambiente com temperaturas médias acima de 41 °C (Oliveira et al., 2003).

Apesar de regiões condições climáticas extremas (baixa umidade relativa, temperaturas extremas e excesso de precipitação) limitarem o desenvolvimento de *B. tabaci* (Nunes et al., 2005), o inseto é encontrado infestando cultivos mantidos em casa de vegetação, configurando importante condição para sua expansão (Cáceres, 2004). Importante destacar que as condições ambientais necessárias para sobrevivência de *B. tabaci* também garantem a sobrevivência de uma ou mais espécies de plantas hospedeiras de CMGs.

Adaptabilidade: plasticidade

Estudos já demonstraram que begomovírus, e principalmente CMGs, estão sujeitos a frequentes eventos de recombinação genômica inter e intraespecífica que favorecem o surgimento de novas espécies ou isolados mais adaptados ao ambiente e a novos nichos ecológicos, e em alguns casos apresentado maior severidade (Pita et al., 2001; Ndunguru et al., 2005; Tiendrébéogo et al., 2012). Estes eventos permitem não apenas a maior adaptação dos CMGs ao hospedeiro, mas também ao inseto vetor. Maruthi et al. (2002) reportaram a coadaptação entre espécies de CMGs e

populações de *B. tabaci*, demonstrando que insetos de uma região transmitem com maior eficiência CMGs que ocorrem nesta região do que outros CMGs que ocorrem em regiões mais distantes. Importante ressaltar que essas características possibilitam aos CMGs amplo círculo de plantas hospedeiras, favorecendo sua sobrevivência no campo.

Sintomas, sinais e danos

Os sintomas induzidos por CMGs em mandioca podem variar de suaves a severos em função da espécie de vírus, da ocorrência de infecções mistas, da variedade afetada e das condições ambientais. Em geral, os sintomas induzidos são mosaico, distorção foliar e redução do crescimento da planta (Fauquet; Fargette, 1990).

Certamente que o ACMD é o principal fator responsável pela redução da produção de mandioca na África (Fauquet; Fargette, 1990). A propagação vegetativa, método de propagação comercial no cultivo da mandioca agrava os danos, visto que o plantio de manivas infectadas irá resultar em plantas doentes e com a produção de raízes comprometidas. No ano de 2002, as perdas totais na produção reportadas na África ficaram entre 19,6% e 27,8% (Zhang et al., 2005). Em regiões com alta incidência de CMGs, as perdas na produção podem chegar a 95% (Fauquet; Fargette, 1990). Em termos econômicos, as perdas naquele ano, foram estimadas entre US\$ 1,9-2,7 bilhões (Patil; Fauquet 2009).

Métodos de controle

As duas principais medidas de controle são plantio de variedades resistentes e o emprego da sanitização (Thresh et al., 1998; Thresh; Cooter, 2005). Programas de melhoramento genético foram capazes da introgressão de dois genes de resistência, *CMD 1* e *CMD 2*, e gerar variedades com elevada tolerância às espécies de CMGs (Fondong, 2017). Práticas culturais também devem ser empregadas no controle de CMGs, principalmente a seleção de plantas assintomáticas no campo para serem utilizadas como material de plantio e a destruição de plantas infectadas (mandioca e hospedeiros alternativos) (Thresh et al., 1998).

Métodos de produção de material propagativo

Há diferentes métodos de obtenção de material propagativo livre de CMGs (Thresh; Cooter, 2005). Em nível de propriedade rural, pode ser realizada a seleção visual de plantas sem sintomas para serem utilizadas para produção de manivas em novos plantios. Entretanto, este método não garante que as plantas selecionadas estejam livres de CMGs visto que apesar de assintomáticas, seja por questões ambientais ou por serem tolerantes ao vírus, podem estar infectadas. O uso de técnicas de cultura de meristema permite a remoção dos CMGs de plantas contaminadas, e a obtenção de plantas livres de vírus (Kartha; Gamborg, 1975). Importante ressaltar que mudas sadias provenientes de cultura de tecidos em áreas de ocorrência de CMGs, o processo de aclimação e crescimento das mudas deve ser conduzido em ambientes protegidos para evitar a entrada de *B. tabaci* e possível reinfecção por CMGs.

Processo pós-colheita/transformação primária

Como o produto proveniente da mandioca são as raízes, que não oferecem risco de disseminação da doença, não há considerações a serem feitas sobre esta questão.

Condicionamento e transporte

Como os produtos comerciais provenientes da mandioca são as raízes e seus derivados (farinha e fécula) que não oferecem risco de disseminação de CMGs, não há exigências especiais para o seu acondicionamento e transporte.

Vias de ingresso

As duas formas de entrada de CMGs no Brasil são por meio de material propagativo infectado (manivas ou mudas de cultura de tecidos) ou de *B. tabaci* virulíferas presentes em plantas importadas, principalmente ornamentais (Cabi, 2018). A entrada pode ocorrer pelas vias terrestre, marítima e aérea.

A principal via de ingresso é a aérea, principalmente devido ao volume de passageiros que chegam ao Brasil, provenientes de países de ocorrência de CMGs e que possam estar trazendo material vegetal (manivas ou folhas) ou mesmo o transporte comercial de plantas ornamentais. Este mesmo panorama pode ocorrer por via marítima, na qual tripulantes de navios de transporte vindos de países afetados com a doença possam estar trazendo plantas de mandioca ou outra planta que esteja hospedando *B. tabaci* virulífera. No caso da via marítima, apesar de representar um volume de passageiros menor comparado à via aérea, é possível que uma fiscalização menos rigorosa possa aumentar os riscos de uma entrada accidental. No caso da via terrestre, apesar dos CMGs não estarem presentes em nenhum país fronteiriço ao Brasil, passageiros portando material contaminado (manivas, mudas ou plantas ornamentais) podem chegar a algum país fronteiriço por via aérea ou marítima e em seguida entrar no Brasil por via terrestre portando material contaminado.

Inspeção e detecção

Levando-se em consideração as duas formas de introdução de CMGs no Brasil, os procedimentos de inspeção devem ser realizados nas bagagens de passageiros que chegam ao território brasileiro provenientes de países com relatos de CMGs, ou provenientes de outros países, mas que antes tenham passado por países com registro de CMGs. No caso da importação de plantas, a entrada do material no país deve seguir as normas legalmente estabelecidas para esse fim, visando evitar a entrada de moscas-brancas virulíferas nas plantas importadas, assim como também evitar a entrada de espécies de plantas infectadas com CMGs, obedecendo os trâmites quarentenários com a realização de testes diagnósticos.

A detecção dos CMGs deve ser preferencialmente realizada pela técnica da Reação em Cadeia a Polimerase (*Polymerase Chain Reaction*, PCR), que possibilita a detecção universal ou específica de CMGs dependendo dos oligonucleotídeos utilizados (Zhou et al., 1997; Alabi et al., 2008b).

Situação regulatória no mundo

Levantamento sobre a situação regulatória das espécies de CMGs no mundo, considerando os países com relevante produção de mandioca, indica que países como a China, Tailândia e Indonésia consideram esses vírus causadores do ACMD como pragas quarentenárias.

Antecedentes de intercepções

Ocorreu uma intercepção de mandioca infectada com ACMV no Brasil. Folhas de mandioca foram interceptadas na bagagem de um passageiro que desembarcava no Aeroporto Internacional do Rio de Janeiro (REF). Análise da amostra identificou a presença de ACMV (Ambrozevicius et al., 2000).

Probabilidade de introdução e dispersão no Brasil

A introdução de CMGs no Brasil é possível, ainda mais pelo fato de já ter ocorrido uma intercepção de material vegetal infectado com ACMV (Ambrozevicius et al., 2000). Com o aumento do trânsito de pessoas e do comércio entre o Brasil e países com registro de CMGs, a probabilidade de introdução de material vegetal infectado ou mesmo do inseto vetor virulífero em plantas ornamentais aumenta.

No caso de uma introdução via material vegetal, a dispersão dos CMGs presentes na planta irá depender principalmente do inseto vetor. Apesar de *B. tabaci* estar amplamente difundida no Brasil infestando diversas culturas, levantamentos realizados entre 1999 e 2006 indicaram que as espécies de mosca-branca predominantemente encontradas colonizando a mandioca são *Aleurothrixus aepim*, *B. tuberculata* e *Trialeurodes variabilis*, mas também identificaram a presença de *B. tabaci* em plantas de mandioca em duas localidades (Oliveira; Lima, 2006). Na América Latina, há relatos da presença de *B. tabaci* em mandioca em Cuba, na República Dominicana e na Colômbia (Brown et al., 1995; Vásques et al., 1995; Carabali, 2004).

Apesar da aparente não adaptação ou não preferência de *B. tabaci* da América latina (denominadas de *B. tabaci* biótipo B) à mandioca, um estudo

mostrou a capacidade de adaptação de *B. tabaci* à cultura quando esta passou por hospedeiros intermediários como *Euphorbia pulcherrima* e *Jatropha gossypifolia* que pertencem à mesma família da mandioca (Carabali et al., 2005).

Estes dados indicam que apesar das populações de *B. tabaci* atualmente presentes na América Latina colonizarem ampla gama de hospedeiros, a mandioca parece ser um hospedeiro não apropriado ou não preferencial. Essa restrita capacidade de colonizar a mandioca tem sido apontada como a razão da ausência de begomovírus em mandioca na América do Sul (Costa; Russell, 1975; Bellotti; Arias, 2001). Entretanto, há o potencial para o surgimento de populações de *B. tabaci* adaptadas à mandioca, aumentando o risco de uma possível disseminação de CMGs que possam ser introduzidos no Brasil. Além disso, ao se adaptarem à mandioca, populações de mosca-branca poderão disseminar e transmitir outros begomovírus presentes em diferentes espécies de plantas para a mandioca, de forma similar ao que ocorreu na África quando da introdução da mandioca.

Potenciais consequências econômicas para o Brasil

A produção de mandioca no Brasil atingiu 23 milhões de toneladas em 2015 (IBGE, 2017). Um aspecto importante da cultura é que as microrregiões do país produzem e fornecem a mandioca e seus derivados (farinha e fécula) para os mercados locais. Isso confere não apenas um caráter econômico regional à cultura, mas também, grande importância em termos de segurança alimentar, pois para muitas famílias a mandioca é a principal fonte de renda e também a principal fonte alimentar (Souza et al., 2006).

Diante da importância da mandioca para o Brasil, a introdução e a disseminação de CMGs no país poderá causar sérios problemas, tanto econômicos quanto de segurança alimentar.

Considerando o valor da produção brasileira em 2016 de R\$10,3 bilhões (IBGE, 2017) e com base nos dados de perdas na produção observadas na África (19,6% a 27,8%), pode-se estimar um prejuízo entre R\$2-2,8 bilhões no valor bruto da produção, sem considerar possíveis aumentos nos custos de produção e as perdas nas agroindústrias decorrentes da redução da oferta da raiz. Importante ressaltar que as perdas econômicas podem ser ainda maiores,

levando-se em consideração que não se conhece o nível de tolerância, das variedades cultivadas no Brasil, à doença.

Além da mandioca, a presença de CMGs no Brasil poderá causar prejuízos em outras culturas hospedeiras, com destaque para o pinhão manso (mesma família botânica da mandioca), e potencialmente para culturas como a soja, o feijão e a mamona.

Referências

- ALABI, O. J.; OGBE, F. O.; BANDYOPADHYAY, R.; KUMAR, P. L.; DIXON, A. G. O.; HUGHES, J. D'A.; NAIDU, R. A. Alternate hosts of *African cassava mosaic virus* and *East African cassava mosaic Cameroon virus* in Nigeria. **Archives of Virology**, v. 153, p. 1743-1747, 2008a.
- ALABI, O. J.; KUMAR, P. L.; NAIDU, R. A. Multiplex PCR for the detection of African cassava mosaic virus and *East African cassava mosaic Cameroon virus* in cassava. **Journal of Virological Methods**, v. 154, p. 111-120, 2008b.
- ALBERGARIA, N. M. M. S.; CIVIDANES, F. J. Exigências térmicas de *Bemisia tabaci* (Genn.) biótipo B (Hemiptera: Aleyrodidae). **Neotropical Entomology**, v. 31, p. 59-363, 2002.
- AMBROZEVICIUS, L. P.; MELLO, R. N.; SANCHES, J. B.; ZERBINI, F. M. Detection of *African cassava mosaic virus* (ACMV) in cassava leaves intercepted at Galeão International Airport, Rio de Janeiro, Brazil. In: ENCONTRO NACIONAL DE VIROLOGIA, São Lourenço-MG. **Virus Reviews & Research**, v. 5. p. 191, 2000.
- APPIAH, A. S.; AMOATEY, H. M.; KLU, G. Y. P.; AFFUL, N. T.; AZU, E.; OWUSU, G. K. Spread of *African cassava mosaic virus* from cassava (*Manihot esculenta* Crantz) to physic nut (*Jatropha curcas* L.) in Ghana. **Journal of Phytology**, v. 4, p. 31-37, 2012.
- BELLOTTI, A. C.; ARIAS, B. Host plant resistance to whiteflies with emphasis on cassava ascense study. **Crop Protection**, v. 20, p. 813-823, 2001.
- BERRIE, L. C.; PALMER, K. E.; RYBICKI, E. P.; REY, M. E. C. Molecular characterization of a distinct South African cassava infecting geminivirus. **Archives of Virology**, v. 143, p. 2253-2260, 1998.
- BERRIE, L. C.; RYBICKI, E. P.; REY, M. E. Complete nucleotide sequence and host range of *South African cassava mosaic virus*: further evidence for recombination amongst begomoviruses. **Journal of General Virology**, v. 82, p. 53-58, 2001.

BOCK, K. R.; GUTHRIE, E. J.; MEREDITH, G. Distribution, host range, properties and purification of cassava latent virus, a geminivirus. **Annals of Applied Biology**, v. 90, p. 361-367, 1978.

BOCK, K. R.; GUTHRIE, E. J.; FIGUEIREDO, G. A strain of cassava latent virus occurring in coastal districts of Kenya. **Annals of applied Biology**, v. 99, p. 151-159, 1981.

BOCK, K. R.; WOODS, R. D. Etiology of African cassava mosaic disease. **Plant Disease**, v. 67, p. 994-995, 1983.

BROWN, J. K.; FROHLINCH, D. R.; ROSELL, R. C. The sweetpotato or silverleaf whiteflies: biotypes of *Bemisia tabaci* or two species complex. **Annual Review Entomology**, v. 40, p. 511-534, 1995.

BULL, S. E.; BRIDDON, R. W.; SSERUBOMBWE, W. S.; NGUGI, K.; MARKHAM, P. G.; STANLEY, J. Genetic diversity and phylogeography of cassava mosaic viruses in Kenya. **Journal of General Virology**, v. 87, p. 3053-3065, 2006.

CABI. **Cassava mosaic disease**. In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International, 2018. Disponível em: <www.cabi.org/isc>. Acesso em: 11 set. 2018.

CÁCERES, S. Moscas blancas del complejo *Bemisia tabaci* em cultivos hortícolas de Corrientes. Estrategias de manejo. **Jornada de Actualización**, p. 9-13, 2004.

CARABALI, A. **Potencial de resistencia de diferentes genótipos de yuca *Manihot esculenta* Crantz al "biotipo B" de Mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae)**. Cali: Universidad del Valle, 2004.

CARABALI, A.; BELLOTTI, A. C.; MONTOYA-LERMA, J.; CUELLAR, M. E. Adaptation of *Bemisia tabaci* biotype B (Gennadius) to cassava, *Manihot esculenta* (Crantz). **Crop Protection**, v. 24, p. 643-649, 2005.

COSTA, A. S.; RUSSELL, L. M. Failure of *Bemisia tabaci* to breed on cassava plants in Brazil (Homoptera: Aleyrodidae). **Ciência Cultivar**, v. 27, p. 388-390, 1975.

DUBERN, J. Transmission of African cassava mosaic geminivirus by the whitefly (*Bemisia tabaci*). **Tropical Science**, v. 34, p. 82-91, 1994.

ENI, A. O.; FASASI, D. K. Molecular detection of two cassava Begomoviruses in some parts of Southern Nigeria. **African Journal of Agricultural Research**, v. 8, p. 1350-1353, 2013.

FAUQUET, C.; FARGETTE, D. *African cassava mosaic virus*: etiology, epidemiology and control. **Plant Disease**, v. 74, p. 404–411, 1990.

FONDONG, V. N.; PITA, J. S.; REY, C.; BEACHY, R. N.; FAUQUET, C. M. First report of the presence of East African cassava mosaic virus in Cameroon. **Plant Disease**, v. 82, p. 1172, 1998.

FONDONG, V. N. The Search for Resistance to Cassava Mosaic Geminiviruses: How Much We Have Accomplished, and What Lies Ahead. **Frontiers in Plant Science**, v. 8, p. 408, 2017.

IBGE. **Produção Agrícola Municipal**. 2015. Disponível em: <<https://sidra.ibge.gov.br/tabela/5457>>. Acesso em: 23 out. 2017.

HARIMALALA, M.; LEFEUVRE, P.; DE BRUYN, A.; TIENDRÉBÉOGO, F.; HOAREAU, M.; VILLEMOT, J.; RANOMENJANAHARY, S.; ANDRIANJAKA, A.; REYNAUD, B.; LETT, J. M. A novel cassava-infecting begomovirus from Madagascar: cassava mosaic Madagascar virus. **Archives of Virology**, v. 157, p. 2027–2030, 2012.

HONG, Y. G.; ROBINSON, D. J.; HARRISON, B. D. Nucleotide sequence evidence for the occurrence of three distinct whitefly-transmitted geminiviruses in cassava. **Journal of General Virology**, v. 74, p. 2437–2443, 1993.

KARTHA, K. K.; GAMBORG, O. L. Elimination of Cassava mosaic disease by meristem culture. **Phytopathology**, v. 65, p. 826–828, 1975.

MARUTHI, M. N.; COLVIN, J.; SEAL, S.; GIBSON, G.; COOPER, J. Co-adaptation between cassava mosaic geminiviruses and their local vector populations. **Virus Research**, v. 86, p. 71–85, 2002.

MARUTHI, M.; SEAL, S.; COLVIN, J.; BRIDDON, R. W.; BULL, S. E. East African cassava mosaic Zanzibar virus – a recombinant begomovirus species with a mild phenotype. **Archives of Virology**, v. 149, p. 2365–2377, 2004.

MGBECHI-EZERI, J. U.; ALABI, O. J.; NAIDU, R. A.; LAVA KUMAR, P. First report of the occurrence of *African cassava mosaic virus* in soybean in Nigeria. **Plant Disease**, v. 92, n. 12, 2008.

MITTAL, D.; BORAH, B. K.; DASGUPTA, I. Agroinfection of cloned *Sri Lankan cassava mosaic virus* DNA to *Arabidopsis thaliana*, *Nicotiana tabacum* and cassava. **Archives of Virology**, v. 153, p. 2149–2155, 2008.

MONDE, G.; WALANGULULU, J.; WINTER, S.; BRAGARD, C. Dual infection by cassava begomoviruses in two leguminous species (Fabaceae) in Yangambi, Northeastern Democratic Republic of Congo. **Archives of Virology**, v. 155, p. 1865–1869, 2010.

MORALES, F. J.; JONES, P. G. The ecology and epidemiology of whitefly-transmitted viruses in Latin America. **Virus Research**, v. 100, p. 57–65, 2004.

NDUNGURU, J.; LEGG, J. P.; AVELING, T. A. S.; THOMPSON, G.; FAUQUET, C. M. Molecular biodiversity of cassava begomoviruses in Tanzania: evolution of cassava geminiviruses in Africa and evidence for East Africa being a center of diversity of cassava geminiviruses. **Virology Journal**, v. 2, n. 21, 2005.

NUNES, C.; LUCAS, E.; CODERRE, D. Diagnóstico sobre el conocimiento y manejo de *Bemisia tabaci* por los productores del norte nicargüense. **Manejo Integrado de plagas y Agroecología**, v. 76 p. 75–79, 2005.

OLIVEIRA, M. R. V.; SILVEIRA, C. C.; LIMA, L. H. C.; PAIVA, I. F.; LIRA, G. S.; LAGO, W. N.; QUEIROZ, P. R.; FERNANDES, E. R.; SANTOS, E. A. **Efeito da temperatura na viabilidade de Bemisia tabaci biótipo B, em plantas de melão**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2003. 6 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Comunicado Técnico, 79).

OLIVEIRA, M. R. V.; LIMA, L. H. C. **Moscas-brancas na cultura da mandioca no Brasil**. Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2006. 74 p. (Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia. Documentos, 186).

PALANISWAMI, M. S.; NAIR, R. R.; PILLAI, K. S.; THANKAPPAN, M. Whiteflies on cassava and its role as vector of cassava mosaic in India. **Journal of Root Crops**, v. 22, p. 1-8, 1996.

PATIL, B. L.; FAUQUET, C. M. Cassava mosaic geminiviruses: actual knowledge and perspectives. **Molecular Plant Pathology**, v. 10, p. 685–701, 2009.

PITA, J. S.; FONDONG, V. N.; SANGARE, A.; OTIM-NAPE, G. W.; OGWAL, S.; FAUQUET, C. M. Recombination, pseudorecombination and synergism of geminiviruses are determinant keys to the epidemic of severe cassava mosaic disease in Uganda. **Journal of General Virology**, v. 82, p. 655-665, 2001.

ROSSEL, H. W.; THOTTAPPILLY, G.; VAN LENT, J. M. W.; HUTTINGA, H. The etiology of cassava mosaic in Nigeria. In: FAUQUET, C.; FARGETTE, D. (Ed.). **Proceedings of International Seminar on African Cassava Mosaic Disease and its Control**. CTA, FAO, ORSTOM, IITA, IAPC publication, Yamoussoukro; Cote d'Ivoire, 1987.

ROTHENSTEIN, D.; BRIDDON, R. W.; HAIBLE, D.; STANLEY, J.; FRISCHMIRTH, T.; JESKE, H. Biolistic infection of cassava using cloned components of *Indian cassava mosaic virus*. **Archives of Virology**, v. 150, p. 1169–1175, 2005.

SAUNDERS, K.; SALIM, N.; MALIC, V. R.; MALATHID, V. G.; BRIDDON, R.; MARKHAM, P. G.; STANLEY, J. Characterization of *Sri Lankan Cassava Mosaic Virus* and *Indian Cassava Mosaic Virus*: Evidence for Acquisition of a DNA B Component by a Monopartite Begomovirus. **Virology**, v. 293, p. 63-74, 2002.

SOUZA, L. S.; FARIAS, A. R. N.; MATTOS, P. L. P.; FUKUDA, W. M. G. (Ed.). **Aspectos socioeconômicos e agrônômicos da mandioca**. Cruz das Almas: Embrapa Mandioca e Fruticultura Tropical, 2006. 817p.

STOREY, H. H., NICHOLS, R. F. W. Studies of the mosaic disease of cassava. **Annals Applied Biology**, v. 25, p. 790-806, 1938.

SWANSON, M. M.; HARRISON, B. D. Properties, relationships and distribution of cassava mosaic geminiviruses. **Tropical Science**, v. 34, p. 15–25, 1994.

TIENDRÉBÉOGO, F.; LEFEUVRE, P.; HOAREAU, M.; HARIMALALA, M. A.; BRUYN, A.; VILLEMOT, J.; TRAORÉ, V. S. E.; KONATÉ, G.; TRAORÉ, A. S.; BARRO, N.; REYNAUD, B.; TRAORÉ, O.; LETT, J. M. Evolution of *African cassava mosaic virus* by recombination between bipartite and monopartite begomoviruses. **Virology Journal**, v. 9, p. 67, 2012.

THRESH, J. M.; OTIM-NAPE, G. W.; FARGETTE, D. The control of African cassava mosaic virus: phytosanitation and/or resistance? In: HADIDI, A.; KHETARPAL, R. K.; KOGANEZAWA, H. (Ed.). **Plant Virus Disease Control**. St Paul, Minnesota, USA: APS Press, 1998. p. 670-677.

THRESH, J. M.; COOTER, R. J. Strategies for controlling cassava mosaic virus disease in Africa. **Plant Pathology**, v. 54, p. 587-614, 2005.

VÁSQUEZ, L. L.; JIMÉNEZ, R.; IGLESIA, M.; MATEO, A.; LOPEZ, D.; VERA, E. R. Moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) detectadas en los principales cultivos agrícolas de Cuba. **Manejo Integrado Plagas**, v. 36, p. 18–21, 1995.

ZHANG, P.; VANDERSCHUREN, H.; FUTTERER, J.; GRUISSEM, W. Resistance to cassava mosaic disease in transgenic cassava expressing antisense RNAs targeting virus replication genes. **Plant Biotechnology Journal**, v. 3, p. 385–397, 2005.

ZHOU, X.; LIU, Y.; CALVERT, L.; MUNOZ, C.; OTIM-NAPE, G. W.; ROBINSON, D. J.; HARRISON, B. D. Evidence that DNA-A of a geminivirus associated with severe cassava mosaic disease in Uganda has arisen by interspecific recombination. **Journal of General Virology**, v. 78, p. 2101–2111, 1997.

ZHOU, X.; ROBINSON, D. J.; HARRISON, B. D. Types of variation in DNA-A among isolates of East African cassava mosaic virus from Kenya. Malawi and Tanzania. **Journal of General Virology**, v. 79, p. 2835-2840, 1998.