

# Producción, multiplicación y manejo de propágulos de batata de sanidad controlada

---

**Liliana del Valle Di Feo**

## PRÓLOGO

La batata es saludable, rústica, amistosa con el ambiente y, por ende, de creciente demanda a nivel nacional e internacional. Es el quinto cultivo alimenticio en el mundo y, en la década pasada, Córdoba se ubicó primera a nivel nacional, en cuanto a producción (100 mil t) y superficie plantada (5.000 ha, de las cuales 4.866 ha pertenecían al Dpto. Colón).

Es una hortícola de gran importancia social, debido a la gran cantidad de puestos de trabajo que genera. En 2001/02, más de cien productores y sus familias se dedicaban a su cultivo y a ellos se sumaban los diversos operarios especializados en las distintas labores de campo, trasplante, manejo, conducción de almácigos con polietileno, riego y otras. Además, en los lavaderos de batata, se requiere personal para la clasificación, embolsado, empaque, carga, envío a diferentes mercados y establecimientos industrializadores. Se estima que son necesarios entre 10 y 12 operarios por hectárea para almácigos, trasplante y cosecha. Un equipo de batata (30 t) ayuda a la subsistencia de muchas familias: la del chofer, la del dueño del camión, la del expendedor de combustible, la del verdulero. Sin embargo, en la actualidad, el área plantada en la Pcia de Córdoba ha disminuído de manera drástica y la principal determinante de este fenómeno han sido las virosis. Ante esta situación, muchos horticultores abandonaron el cultivo de batata, ocasionando un problema social de gran envergadura.

Para dar solución progresiva a este crítico panorama, el Instituto de Patología Vegetal (IPAVE) dependiente del Centro de Investigaciones Agropecuarias (CIAP) del INTA, con sede en la Cdad. de Córdoba, comenzó con la producción de plantines de sanidad controlada, que son provistos cada año a horticultores elite de Colonia Caroya, principalmente. Éstos, con coordinación de docentes de la Escuela de la Familia Agrícola (EFA), llevan a cabo su multiplicación, con excelentes resultados, bajo protección de jaula con malla anti-insectos ubicada en los predios de dicho establecimiento.

Dado el importante rol de la EFA, no sólo como establecimiento educativo, sino como centro de difusión de buenas prácticas agrícolas, es preciso involucrar a sus alumnos y docentes en el proceso, como una forma de concientizar a los mismos y al sector agrícola del Dpto. Colón sobre la urgente necesidad de distribuir propágulos saneados y, a la vez, interiorizarlos en la identificación de presencia de virosis en batata, de manera visual y a través de métodos simples y accesibles. También resulta imprescindible impartirles conocimientos relativos a la multiplicación de los plantines de sanidad controlada y a los métodos de manejo necesarios para preservar su condición sanitaria.

Se pretende que otros agricultores se sumen a la adopción de esta tecnología, de modo que en un futuro próximo, Córdoba recupere su lugar de primera productora de batata en el país, merced al perfeccionamiento de su cultivo.

La reposición continuada de propágulos de sanidad controlada como material de plantación, en lugar de guías con relevante contaminación viral, adquiridas en otras regiones batateras, disminuirá la carga de virus en la zona, logrando mejores rendimientos y calidad del producto final. Esto redundará en beneficios significativos para la economía regional y en el otorgamiento de respuestas directas a las demandas del mercado.

### ***Agradecimientos***

*Quiero expresar mi agradecimiento, por la revisión crítica de este trabajo, a Eliana López Colomba y a Andrés Luque, quienes además, junto a otros compañeros y de modo desinteresado y entusiasta, realizaron aportes a la generación de conocimiento científico y de tecnología tendientes a mejorar el cultivo de esta hortaliza.*

*Una mención aparte para Chiche Suasnabar, generoso e incansable en su apoyo diario, siempre acompañándome en este caminar; Patricia Tolocka, experta en el arte de la regeneración in vitro de plantas.*

*Gracias Patricia Rodríguez Pardina. Junto a ella, en su momento, logramos significativos resultados y avances, prueba de que la unión hace la fuerza.*

*Julia Martino, Andrea Zanini y Daniela Martinelli, a quienes conseguí transmitir mi cariño hacia el cultivo: sepan recibir mi anhelo, aliento y apoyo para continuar esta senda, a veces tan difícil, pero siempre reconfortante por los frutos que otorga.*

*Por su confianza y apoyo, agradezco a Héctor Ártico, Alfonso Cargnelutti, Gimena Marcattini y a Eduardo Riera, estos dos últimos, docente y Director de la EFA Colonia Caroya, respectivamente. En especial a Héctor, del que sigo aprendiendo tantas cuestiones valiosas, que no es posible hallar en ningún libro, y a su esposa Pelusa. Ambos ya son nuestros amigos, y su casa, un lugar cálido y acogedor, donde siempre aguarda el salame de la colonia, la batata al horno, pero sobre todo, mucho cariño.*

*A todos los productores batateros del país, a sus familias y a mis colegas que con su labor contribuyen a mejorar este noble cultivo.*

*A Héctor Martí por su invaluable apoyo; a los que me precedieron y enseñaron, Russel Italia, Fernando Nome, Elvio Biderbost, Rudy Pletsch, y a los que algún día seguirán trazando esta senda y que, con sus ideales, alimentan utopías.*

Y O B A T A T A

A g r . R o d o l f o P l e s t c h

E x t é c n i c o d e I N T A C o r r i e n t e s



Científicamente me conocen con el nombre *de Ipomoea batatas*.

Tengo muchos nombres regionales, como:

**Batata, Bata Doce, Camote, Boniato, Moniato, Yety**, entre otros...

El crecimiento de mis tallos es rastrero, pero no soy una “arrastrada”.

Mis tallos y hojas son alimentos para humanos y animales,

ricos en proteínas, además cubren el suelo protegiéndolo del sol y evitando la erosión.

Mis raíces crecen bajo tierra, hay que agacharse y

ensuciarse las manos para sacarme de allí,

son ricas en potasio, hierro, proteínas, vitaminas A, C y antioxidantes.

Los humanos pueden consumirme recién cosechada

o dejarme orear unos días, así me vuelvo más dulce todavía.

Me pueden consumir como harina integral, hervida,

frita, en un exquisito puchero,

cocidas al horno, en forma de puré, como pasta dulce,

en almíbar y de tantas formas más.

Soy forraje a planta entera para toda especie animal, no tengo toxina alguna.

Puedo transformarme en bioetanol

para ayudar a disminuir la contaminación ambiental.

*Como ven queridos humanos, queridos técnicos*

*Yo batata*, tengo muchas cualidades como alimento

para ustedes, y para nuestros hermanos animales.

Pero, además, poseo otras ventajas y virtudes.

En 120 días soy capaz de producir más de 25.000 kilos de comida por hectárea.

Me pueden plantar desde agosto hasta febrero.

Me pueden cosechar todo el año.

Las heladas matan mis tallos y hojas,  
pero mis raíces permanecen vivas bajo tierra.  
Cuando aparecen los calores, mis tallos y hojas crecen nuevamente  
y así puedo estar en la chacra junto a ustedes durante todo el año.

***Queridos humanos, queridos técnicos:***

les escribo esto porque estoy muy preocupada, estoy muy enferma.  
Mis raíces no crecen, tengo hermanas que ya han desaparecido.  
Los productores familiares, pequeños agricultores,  
que son los que más me necesitan, me están abandonando,  
no me cultivan más porque no les doy lo que ellos esperan de mí.

***Queridos humanos, queridos técnicos***

Les pido que me den una mano...  
Yo quiero seguir estando en sus chacras.  
Yo quiero seguir haciéndoles ganar dinero.  
Yo quiero seguir sintiendo en mis hojas y tallos  
el calor de sus manos cuando me están plantando.  
Yo quiero seguir sintiendo el calor de sus manos  
cuando me están cosechando.  
Yo quiero seguir estando presente junto a otros alimentos de la chacra en todas las mesas  
familiares.  
Yo quiero seguir sintiendo el placer de ser un buen alimento para ustedes...

Queridos humanos, espero que con la ayuda de DIOS y el esfuerzo de ustedes, pueda curar mis  
males, **ASI SERÉ CAPAZ DE SERVIRLES MEJOR!!!**

Firmado: *Ipomoea batatas*  
Corrientes, septiembre de 2012

# **CAPÍTULO I. LA BATATA: GENERALIDADES E IMPORTANCIA. LAS VIROSIS COMO PRINCIPAL LIMITANTE DE SU CULTIVO**

La batata, *Ipomoea batatas* (L.) Lam., es la única especie alimenticia importante dentro de la familia botánica de las convolvuláceas, a la que pertenecen también las “campanitas” o *morning glories*. Pese a ser una hierba perenne, en condiciones de clima templado se cultiva como anual (Loebenstein y Thottappilly, 2009).

## **I.1- REQUERIMIENTOS DE CLIMA Y SUELO DEL CULTIVO DE BATATA**

La batata es un cultivo muy rústico que se adapta a distintas condiciones de clima y suelo. Se la cultiva desde los 48°N hasta los 40°S y en altitudes que van desde los 0 a los 3000 msnm (Martí, 2013a).

### ***I.1a- CLIMA***

**Temperatura.** Por ser subtropical, es muy sensible a las bajas temperaturas y para crecer, desarrollarse y alcanzar altos rendimientos necesita, en promedio, cuatro a cinco meses libres de heladas y temperaturas medias de 24°C durante su ciclo, con alternancia de temperaturas diurnas y nocturnas, que van de 15 a 33°C. Las noches frescas permiten un mayor crecimiento de las raíces tuberosas. Además, la temperatura del suelo debe ser de aproximadamente 15°C para implantar el cultivo y de 20 a 30°C para asegurar la formación de raíces tuberosas. Registros superiores a 30°C promueven el crecimiento de la parte aérea en detrimento del de las batatas.

**Precipitaciones.** Para una buena producción, son necesarios entre 450 y 600mm de lluvia o riegos durante la estación de crecimiento. Si bien es una especie tolerante a la sequía, son críticos dos períodos: implantación, que define la iniciación y el número de raíces tuberosas, y el de tuberización o llenado de raíces tuberosas, que determina el tamaño de las mismas. Por otra parte, eventos de sequía incrementan la incidencia y la severidad de las enfermedades virales.

**Luz.** En general, la batata precisa intensidades lumínicas relativamente altas y los días cortos promueven la formación de la raíz, con variaciones entre cultivares. El sombreado continuo reduce la producción de raíces comerciales, aunque no afecta al crecimiento de la parte aérea. Por tal motivo, no es una especie que se adecue a consociaciones, aunque hay clones que toleran un 30 a 50% de reducción de la luz solar.

#### *1.1b-SUELO*

La batata puede ser cultivada en gran variedad de suelos: arcillosos, arcillo-limosos, arenosos, franco-arcillosos y franco-arenosos. Sin embargo, los de textura liviana permiten una mejor apariencia de raíces. Los suelos pesados, arcillosos, en los que se forman costras duras luego de las lluvias, conllevan la formación de raíces con deformaciones, por lo que es recomendable hacer lomos de por lo menos 30cm de alto y romper la costra luego de las lluvias, de modo de otorgar un buen nivel de oxígeno, fundamental en el engrosamiento de las raíces. Si se la cultiva en suelos excesivamente sueltos, arenosos, las raíces tienden a alargarse y a perder la forma característica de la variedad a la que pertenecen y en los pesados, son deformadas. Dadas sus exigencias de oxígeno en suelo, este cultivo es sensible al anegamiento y requiere terrenos bien drenados. Las mejores cosechas, en cuanto a rendimiento, color de piel y forma de raíces, se logran en suelos equilibradamente fértiles, sueltos en los primeros 30-40cm de profundidad, bien drenados y con un subsuelo arcilloso. La textura ideal es la franco-arcillosa.

Su tolerancia a la salinidad es moderada (valores superiores a 1,5 mS.cm<sup>-1</sup> de conductividad eléctrica comienzan a provocar mermas en el rendimiento).

La batata no es exigente en pH (se comporta adecuadamente en un rango de 4 a 7, aunque el óptimo va de 5,5 a 6,5) ni en fertilidad; sin embargo son importantes los niveles de nitrógeno y potasio en suelo. El exceso de nitrógeno favorece el desarrollo de la parte aérea, la planta “se

va en vicio”, perjudicando al de las raíces. Por tal motivo, no siempre es conveniente que en las rotaciones suceda a pasturas leguminosas o que los suelos en los que se implanta hayan sido abonados con exceso de compost o estiércol. El potasio es fundamental en el transporte de los fotoasimilados que engrosarán las raíces. La relación potasio-nitrógeno disponibles debe ser, en general, de 3:1. Habrá una respuesta a la fertilización por debajo de 100 ppm de potasio y de 1-2 ppm de fósforo (Woolfe, 1992, Pletsch, 2006; Martí, 2013a; Ngailo, 2013).

## I.2- PROPAGACIÓN COMERCIAL DEL CULTIVO DE BATATA

### I.2a-MATERIAL DE PLANTACIÓN

Si bien la batata produce semilla botánica o sexual, proveniente de la polinización cruzada llevada a cabo por insectos, o lograda artificialmente, la misma es empleada únicamente en mejoramiento genético, a los fines de aumentar la variabilidad genética y poder seleccionar nuevas variedades o clones. De manera comercial, la especie se multiplica vegetativamente, lo que asegura la pureza varietal. Esta multiplicación puede realizarse mediante trozos de guías o bien, por plantines. Los trozos de guías (porciones apicales de tallos, de 30-40cm, de los que se entierran los tres nudos inferiores despojados de hojas) suelen ser usados en el norte de Argentina, en lugares libres de heladas, donde se los obtiene de plantaciones del año anterior que se dejan rebrotar, o bien de un cultivo plantado tempranamente. Los plantines son brotes emitidos en almácigos por “batatas- semilla” (de tamaño mediano: entre 150 y 300g y sin signos de daño o enfermedad) que fueron conservadas durante el invierno y provienen del cultivo anterior (Pletsch, 2006; Martí *et al.*, 2013).

### I.2b-ALMÁCIGO

Aproximadamente 60 días antes del transplante, las “batatas-semilla” se plantan en un almácigo que puede realizarse al aire libre o en invernadero, con o sin protección de *mulch* de polietileno o de manta



térmica. El tamaño ideal de estos plantines, que se extraen desde el almácigo progresivamente en capas distanciadas aproximadamente 10 días, es de 25-35cm, con cuatro-cinco hojas bien desarrolladas y la mayor cantidad posible de raicillas. Se debe seleccionar cuidadosamente el material de plantación para evitar la dispersión de enfermedades sistémicas de un año a otro de cultivo, además de la pérdida de pureza varietal. Esto último es frecuente por la alta tasa de mutación que posee la especie (Pletsch, 2006; Martí *et al.*, 2013).

#### *I.2c-TRANSPLANTE*

Se realiza con el suelo bien húmedo, por lluvia o riego, una vez transcurrido el peligro de heladas y con temperaturas del suelo entre 16 y 18°C. El terreno debe haber tenido una buena preparación previa. En general, se recomiendan dos aradas y dos rastreadas previas al transplante. La plantines se colocan en bordos, camellones o lomos, distanciados 0,80-1m, dependiendo de cultivar y condiciones climáticas y en número de tres a cuatro por metro lineal de surco. Esto puede realizarse de manera manual o mecánica, siendo importante que las raíces tengan buen contacto con el suelo (Pletsch, 2006; Martí, 2013b).

#### I.3- LABORES CULTURALES

El control de malezas puede hacerse de manera manual, mecánica y/o química y reviste suma importancia, ya que las mismas suelen ser hospedantes alternativos o reservorios de patógenos, entre ellos los virus, y/o de sus vectores. Si bien la batata tolera la sequía, existen regiones en las que el riego complementario es fundamental para lograr buenos rendimientos. Los períodos de mayor exigencia de agua son la implantación y el inicio de la formación de raíces. Aunque puede regarse por inundación, goteo o aspersion, el tipo de irrigación debe ser considerada de manera cuidadosa, para evitar la dispersión de algunos patógenos. También debe contemplarse la rotación del cultivo con otras especies, no sólo para mantener la fertilidad del suelo, sino

fundamentalmente para controlar enfermedades, plagas y malezas. Por razones sanitarias principalmente, la batata no debe repetirse por más de dos años, ya sea en almacigos o en lotes de cultivo (Plestch, 2006; Martí, 2013b).

La cosecha se lleva a cabo cuando las plantas han disminuido su velocidad de crecimiento, en otoño; las batatas podrán conservarse por un tiempo mucho más prolongado que si las guías aún están activas. Deberán extremarse los cuidados durante la cosecha ya que golpes, cortes y peladuras son puerta de ingreso de patógenos que deterioran a las raíces en el almacenamiento (Martí, 2013c).

El curado, que consiste en mantener las batatas a 25-30°C, 90-95% de humedad relativa y con adecuada ventilación, durante 6 a 10 días, una vez cosechadas, favorece la cicatrización de las heridas causadas durante la cosecha, impidiendo el ataque de patógenos. Una vez curadas, las batatas deben almacenarse a 12 a 15°C de temperatura y 90 a 95% de humedad relativa, en un ambiente ventilado. En todos los casos, las raíces no deben exhibir síntomas de enfermedad. Bajo las condiciones mencionadas, la conservación puede ser de cuatro a seis meses, sin pérdidas significativas de peso (Martí, 2013c).

#### I.4- ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN DE LA BATATA

La batata se originó 8000-6000 años antes de Cristo, en el NO de Sudamérica: Guatemala, Colombia, Ecuador y el N de Perú, donde la diversidad genética de la especie es máxima. Son centros secundarios de origen: Papúa Nueva Guinea, Filipinas y parte de África (Austin, 1988; Martí, 2013d).

Actualmente, se encuentra difundida en todas las áreas tropicales y subtropicales del mundo. Se ubica entre las 10 especies vegetales más importantes destinadas a la alimentación y rinde cerca de 130 millones t/año en cerca de 9 millones de ha plantadas en el mundo. China es el principal país productor, con 80% del total mundial cultivado; le siguen

Uganda, Nigeria e Indonesia y Papúa Nueva Guinea (Bourke y Vlassak, 2004).

En los países en desarrollo, en los que se concentra el 95% de la producción, es la quinta especie alimenticia luego del arroz, trigo, maíz y mandioca. Sin embargo, en América Latina se producen sólo 1,85 millones de toneladas (CIP, 2003). Pese a sus ventajas como alimento y salvo en China y Nueva Zelandia, es un cultivo en retroceso. La Argentina no escapa a este fenómeno, ya que según el INDEC (2002), la superficie con batata se redujo un 40% en 2002 respecto a 1998. La producción es de unas 120.000t. La región pampeana (Buenos Aires, Córdoba y Santa Fe) y el NEA son las de mayor superficie plantada (43 y 40%, respectivamente), el NOA posee el 15% y Cuyo, el 2% restante (SAGPyA, 2008).

#### I.5- IMPORTANCIA DE LA BATATA: USOS Y VALOR NUTRICIONAL

A causa de su gran diversidad genética y la consiguiente variabilidad en sus características fenotípicas y morfológicas, la batata presenta amplia adaptabilidad y versatilidad de usos. En la actualidad, está recibiendo atención especial como cultivo alimenticio para “salvar vidas” en países en desarrollo.

Entre las ventajas de la especie se citan las siguientes: tanto sus raíces como el follaje se emplean en la alimentación humana y animal; posee un mercado potencial para la exportación en fresco (Canadá, Inglaterra, Holanda, Bélgica, Suecia y otros) de aproximadamente 200,000 t/año, que excede a nuestra producción nacional, y del que Argentina aún no participa (Martí, 2013e). Se prevé un incremento en el procesamiento de la batata para alimentación humana, animal y para la extracción de almidón, debido a sus múltiples posibilidades de uso industrial, entre ellas la producción de biocombustible y, además, Martí (2007) la destaca como fuente de compuestos antioxidantes, fibra, minerales, vitaminas, y otros, que la ubican como uno de los diez alimentos que el ser humano no debería dejar de consumir.

La batata es considerada por la *American Cancer Society* y la *American Heart Association* como un alimento altamente nutritivo y con propiedades en la prevención de enfermedades como el cáncer de colon por poseer mayor contenido de fibra digestible que cualquier otra hortaliza (*North Carolina Sweetpotato Commission*, 2003). Por la misma razón, controla los niveles de azúcares en sangre, baja los de colesterol y provoca sensación de saciedad, por lo que es útil en dietas para adelgazar. Contiene poderosos antioxidantes que neutralizan los efectos de los “radicales libres”, productos del metabolismo ligados a muchas afecciones y al envejecimiento. Entre ellos: vitamina E,  $\beta$ -carotenos, fenoles, antocianinas y ciertas proteínas. A diferencia de la papa, arroz y el pan blanco, la batata es un alimento con bajo índice glicémico (absorción lenta de azúcares, aumento moderado de su concentración en sangre y recuperación suave de los niveles normales), por lo que se aconseja su inclusión en la dieta de los diabéticos. Posee alto contenido de minerales, sobre todo en la piel, entre los que se destacan fósforo, calcio, hierro y potasio. La alta tasa potasio/sodio es favorable en el tratamiento de la hipertensión arterial. Se destaca el aporte de vitaminas como la vitamina B1 (promueve la utilización de azúcares), vitamina C o ácido ascórbico (participa en la síntesis de colágeno, esencial para la salud de la piel), vitamina E (antioxidante) y  $\beta$ -carotenos o pro-vitamina A (Martí, 2007).

En países como los africanos, se favorece el cultivo de variedades con pulpa anaranjada, con alto contenido de  $\beta$ -carotenos, con lo que se está logrando disminuir la incidencia de la ceguera infantil.

En la tabla 1 se resume la composición química y en la tabla 2, el contenido de vitaminas de las raíces reservantes de batata (Martí, 2007).

Tabla 1: Composición química (valores promedio) de las raíces reservantes de batata

COMPONENTE	VALOR PROMEDIO (% de Materia Seca)	RANGO
Almidón	70	30-85
Azúcares	10	5-38
Proteína	5	1,2-10
Grasas	1	1-2,5
Minerales	3	0,6-4,5
Fibra digestible	10	-
Vitaminas, ácidos orgánicos y otros componentes	menos de 1	-

Fuente: Woolfe, J. 1992. Sweetpotato, an untapped food resource. Cambridge University Press.

Tabla 2: principales vitaminas presentes en la batata (cada 100 g de porción comestible)

VITAMINAS	CANTIDAD (mg)
Pro-vitamina A o beta caroteno	20
B1 o tiamina	0,09
C o ácido ascórbico	24
E o tocoferol	4,5

Fuente: Woolfe, J. 1992. Sweetpotato, an untapped food resource. Cambridge University Press.

Tal como se mencionó, pese a las características ventajosas del cultivo, la superficie plantada con el mismo viene experimentando una franca disminución a nivel global, nacional y en la provincia de Córdoba y las virosis son una de sus principales causas.

#### 1.6- LAS VIROSIS COMO LIMITANTE DEL CULTIVO DE BATATA

La superficie plantada con batata en el mundo ha sufrido una gradual disminución, hecho destacable en Argentina, (un 40% del área en 2002 respecto a la de 1988, según Censo Nacional de ese año). En este contexto, la provincia de Córdoba, dejó de ser la principal provincia productora (7.000 ha en los '90) (Italia, 2003). En la campaña 2001/02, la Secretaría de Agricultura y Ganadería provincial informó 5.000 ha plantadas, la mayoría en el Dpto. Colón, y una producción de 100.000 t,

lo que ubicaba a la batata como principal cultivo hortícola en la provincia (SAGPyA, 2008). En la actualidad, la misma cuenta con menos de 1.000 ha plantadas, distribuidas principalmente en el Dpto. Colón. Las virosis, las patologías más importantes de batata que acontecen en todas las regiones en las que se realiza su cultivo, son una de las principales causas de este fenómeno, a nivel global, nacional y provincial, constituyendo potencialmente la limitante de la producción de mayor relevancia (Karyeija *et al.* 1998; Omwueme y Charles, 1994). La propagación comercial vegetativa de la especie conduce a un incremento en la concentración de partículas virales y a su perpetuación en los tejidos vegetales, en perjuicio de los rendimientos (Loebenstein *et al.*, 2009). Esto es particularmente cierto cuando acontecen infecciones mixtas y, con frecuencia, sinérgicas, en las que ocurre incremento de la severidad de síntomas, de la acumulación y movimiento de partículas virales y marcada disminución de producción de raíces reservantes.

Por otra parte, la creciente demanda mundial de batata y la necesidad de mejoramiento de la especie, derivó en el intercambio de material vegetal, fuente de genes de interés; entre países productores, con el consiguiente peligro de diseminación de virosis a nivel internacional, agravado por el hecho que un aislamiento suave o latente de virus para un grupo de cultivares de un país, puede ser mucho más severo en áreas donde la base genética es diferente. Por ello, es preciso prevenir la dispersión inadvertida de estos patógenos con el germoplasma, lo que es válido también en producción comercial e investigación.

#### *1.6.1- DIFICULTADES PARA EL ESTUDIO DE LOS VIRUS DE BATATA*

Debe considerarse que el primer paso para el manejo de las virosis es la detección e identificación de su/s agente/s causal/es. Ambas resultan más dificultosas en batata que para la mayor parte de los virus de plantas, debido a lo siguiente (Moyer y Abad, 2000):

a) Diferentes virus causan síntomas semejantes en el cultivo de batata.

b) Su rango de hospedantes, en general, se reduce a especies de convolvuláceas (“campanitas” o *morning glories*, en las que también la sintomatología que provocan es similar.

c) La concentración de partículas virales en savia de batata es muy baja y varía según el tejido vegetal infectado, lo que dificulta su detección.

d) Las partículas virales son inestables en savia, debido a la presencia de factores tales como compuestos fenólicos y látex, que inhiben su transmisión mecánica a especies indicadoras, las reacciones serológicas y moleculares y dificultan su purificación y caracterización a los fines del diagnóstico.

e) Frecuentemente, los virus ocurren en infecciones mixtas, muchas veces sinérgicas, debido a la propagación agámica de la especie. Por poseer características similares entre sí, son difíciles de aislar de esas mezclas, lo que entorpece su caracterización.

f) En infecciones simples, generalmente no producen síntomas y resulta dificultoso detectarlos directamente a partir de batata por su baja concentración, lo que determina que estos patógenos se diseminen inadvertidamente en material infectado asintomático.

h) La presencia universal de *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV) o "virus del moteado plumoso de la batata" ha enmascarado frecuentemente la de otros virus, especialmente la de potyvirus, y dificultado los esfuerzos para aislarlos e identificarlos.

Lo anterior explicaría por qué los virus son los patógenos de batata menos conocidos, pese a ser los más difundidos en cultivos comerciales, más aún en los que no se desarrollan bajo beneficio de un programa de sanidad controlada. Esto dificulta su manejo, más demandante en la actualidad que hace unos años, pues recientemente fue descubierta una gran cantidad de patógenos virales. Existen más de 30 virus de batata citados en el mundo (Clark *et al.*, 2012), aunque algunos de ellos aún no han sido caracterizados. Los mismos fueron asignados a nueve familias,

de las cuales las más importantes son las de los potyvirus y la de los geminivirus y, por los daños que provocan en infecciones con otros virus, la familia de los closterovirus.

#### 1.6.2- DISPERSIÓN PRIMARIA Y SECUNDARIA DE LOS VIRUS DE BATATA

La plantación de estacas de tallo infectadas es la vía más importante de diseminación de los patógenos virales de un ciclo a otro de cultivo (infección primaria) y el contagio entre plantas ocurre mediante vectores, en su mayoría insectos con aparato bucal picador-suctor: áfidos o pulgones y moscas blancas (infección secundaria).

Es importante, a los fines de su control, destacar que los virus transmitidos por pulgones, lo son de manera *no persistente*. Esto significa que la adquisición del patógeno desde la planta enferma y su transmisión a la planta sana puede completarse en pocos minutos o segundos, sin período de latencia. Algunos virus de batata, cuyos insectos vectores son las moscas blancas, son transmitidos de *manera persistente* y otros, *semi-persistentemente*. En el primer caso, el patógeno puede ser adquirido y transmitido luego de varias horas y es factible que el insecto permanezca infectivo toda su vida; en el segundo, los períodos de adquisición y de inoculación son de 30 minutos y la infectividad del insecto vector no dura más de 12 h.



Fig. 1. Principales insectos vectores de virus de batata: *Bemisia tabaci*, “mosca blanca” (A) y *Myzus persicae*, “pulgones” (B)



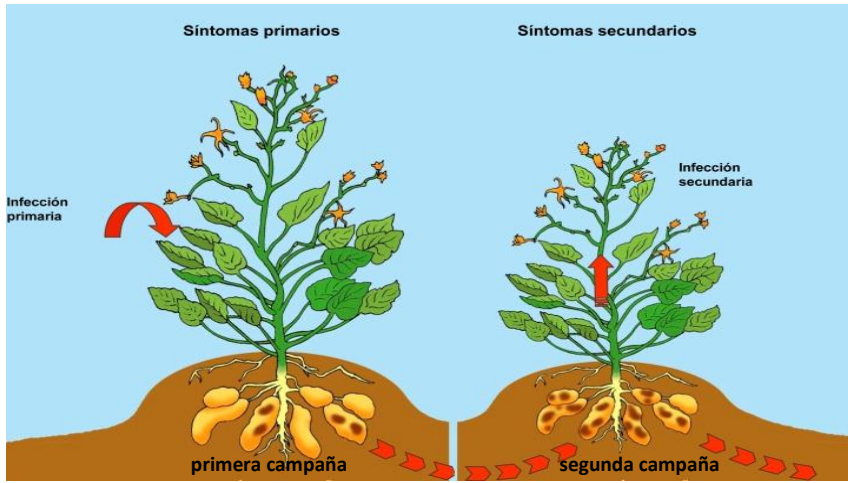


Fig. 2. Fuentes de infección primaria (insectos vectores) y secundaria (propágulos) de virus de batata (Imagen: Centro Internacional de la Papa: CIP)

### 1.6.3- SÍNTOMAS Y DAÑOS OCASIONADOS POR VIRUS EN BATATA

En infecciones simples, los virus de batata, generalmente no provocan síntomas o bien éstos son muy suaves, lo que se corresponde con una muy baja concentración de partículas virales en los tejidos. Pero gran parte de ellos sinergiza con *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV), closterovirus que aumenta considerablemente la actividad no sólo del SPFMV, sino de muchos otros agentes virales no relacionados. La presencia del SPCSV (transmitido semi-persistentemente por adultos de la “mosca blanca” *Bemisia tabaci* Genn., aún en bajas concentraciones, provoca un incremento de la concentración (hasta 600 veces) y el movimiento del SPFMV (transmitido de manera no persistente por el áfido *Myzus persicae* Sulzer), lo que conlleva un aumento de la severidad de síntomas y una drástica disminución de rendimientos (hasta 80-90%). La enfermedad resultante es la más significativa para el cultivo en África y se denomina *sweet potato virus disease* (SPVD) (Karyeija *et al.*, 2000); no obstante existen patologías de similar o mayor gravedad que ésta en otras partes del mundo. En casi todas ellas está involucrado el SPCSV (Mukasa *et al.*, 2006; Untiveros *et al.*, 2007).

Como ejemplo de virus que causan daños en la producción y también en la calidad de las raíces reservantes en infecciones simples, puede citarse a los pertenecientes a la familia *Geminiviridae*, género *Begomovirus* que, cuando afectan a batata, son denominados sweepovirus. Al respecto, cabe destacar que, desde hace aproximadamente una década, *B. tabaci* y los begomovirus que transmite se han convertido en un severo problema fitosanitario en varios cultivos de gran importancia económica de las regiones tropicales y subtropicales (Moffat, 1999). El cambio climático evidenciado en los últimos años ha provocado también modificaciones en los sistemas patógeno-vector (patosistemas) presentes y el desplazamiento hacia zonas más australes de insectos que transmiten virus, como la mencionada mosca blanca. Los sweepovirus están asociados a batata en todas las regiones geográficas en las que ésta se cultiva por su gran variabilidad atribuida a la gran capacidad de recombinación de unos con otros (Lefeuvre *et al.*, 2007). Un ejemplo es el *Sweet potato leaf curl virus* (SPLCV) que, en general, no produce síntomas o, si lo hace, son muy suaves: enrulado hacia arriba de los márgenes de las hojas jóvenes, que se hace aparente durante los períodos cálidos del año. A pesar de la ausencia de síntomas obvios asociados a infección viral, SPLCV puede ocasionar una reducción de rendimiento de 10-80% en las plantas infectadas y poseer un notable efecto sobre la calidad de raíces, como ocurre en el cv. Beauregard (Clark y Hoy, 2006; Ling *et al.*, 2010). Dado que su incidencia suele ser relativamente alta, a nivel global, es factible que sea responsable de pérdidas considerables en los cultivos (Cuellar *et al.*, 2014). Por otra parte, es preciso puntualizar que si bien razas del SPFMV, como la O: *Ordinary*, en general no producen síntomas visibles o bien sólo ocasiona manchas cloróticas, en algunos casos con bordes violáceos (dependiendo de los pigmentos predominantes en el genotipo infectado), la raza RC: *russet crack* de este virus puede provocar lesiones necróticas externas en las raíces reservantes, hecho muy común en Japón. La corchosis interna

de raíces que afectó al cv. Porto Rico fue, en su momento, atribuida a una raza (*Internal Cork*) del SPFMV (Campbell *et al.*, 1974; Martin, 1970). Desafortunadamente no se aisló ni caracterizó al agente etiológico, originando un problema taxonómico aún sin resolver.

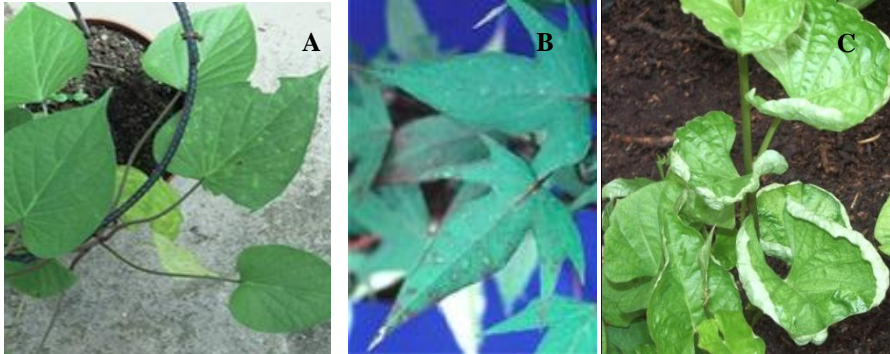


Fig. 3. Síntomas foliares de infecciones simples en batata. Manchas cloróticas en una hoja vieja (A) y manchas violáceas provocadas por SPFMV (B); enrulado de los bordes de las hojas hacia arriba luego de la infección con sweepovirus (C)



Fig. 4. Síntomas radicales de infecciones simples en batata. Infección por sweepovirus (A); corchosis interna (B) y lesiones necróticas externas causadas por las razas *internal cork* y *russet crack* de SPFMV (C) (Fotos: C. Clark, G. Phillely y G. Holmes)

#### 1.6.4- RESEÑA DE LAS VIROSIS DE BATATA EN ARGENTINA Y EN CÓRDOBA

En nuestro país, históricamente las virosis tuvieron una aparición recurrente a lo largo del tiempo: “Batata Crespa” en los ’70, “Enanismo Clorótico” en los ’90 y “Encrespamiento Amarillo”, en la actualidad.

“**Batata Crespa**”. En 1970, en la zona del Dpto. Colón, Pcia. de Córdoba, comenzaron a observarse manchones cloróticos y achaparrados en cultivos del cv Colorada Criolla de batata. Las plantas exhibían acortamiento de entrenudos, hojas deformadas, rugosas o ampolladas (lo que le dio el nombre a la sintomatología), con marcado aclaramiento de venas que, a veces eran más prominentes que lo normal, mosaico internerval difuso más evidente hacia finales de la estación y sistema radicular escaso, raíces filiformes. Se informaron síntomas semejantes en Corrientes, Santiago del Estero y San Pedro (Bs. As.).



Fig. 5. Síntomas foliares de “batata crespada” (ampollado, reducción del área foliar, engrosamiento y aclaramiento de nervaduras, mosaico) en cv Colorada Criolla (Foto: Atlas Fitopatológico Argentino)

Esta enfermedad, descrita por Nome en 1973, era causada por el “virus del mosaico de las nervaduras de la batata” (*Sweet potato vein mosaic virus*: SPVMV), potyvirus encontrado sólo en Argentina, transmitido por el pulgón *M. persicae* y con rango de hospedantes reducido a convolvuláceas, en las que producía síntomas similares a los de batata. En el cv. Colorada Criolla causaba una reducción de rendimientos de aproximadamente 80% en el Dpto. Colón, Pcia. de Córdoba (Nome y Docampo, 1974). Los problemas ocasionados por

SPVMV fueron superados mediante el empleo de plantines de sanidad controlada provenientes de cultivo *in vitro* de meristemas. Esta tecnología permitió incrementar la producción del cv Colorada Criolla en un 100% respecto a la batata común de la zona (29.733 kg/ha vs 13.833 kg/ha en batata libre de virus de primera multiplicación respecto a la batata común, en lotes sin riego) (Italia, 1991).

**“Enanismo Clorótico”**. Simultáneamente con la liberación de virus mediante cultivo de meristemas, de la batata Colorada Criolla, una nueva variedad, denominada Morada INTA, fue adoptada por los productores argentinos a partir de 1978 y llegó a ocupar, el 95% del área plantada con batata en el país hacia mediados de los ´80. En 1984, en la región productora de Córdoba, cultivos implantados con propágulos de este cultivar, introducidos desde Santiago del Estero, comenzaron a ser afectados por una grave patología viral denominada “Enanismo Clorótico” (EC) por presentarse en manchones cloróticos y achaparrados en el campo.

Las hojas de las plantas enfermas exhibían moteado clorótico muy intenso con aclaramiento de venas, distorsión, ampollado y reducción del área foliar, síntomas que incrementaban su severidad en invernadero (Di Feo *et al.*, 2000).



*Fig. 6.* Síntomas de “enanismo clorótico” en cv Morada INTA. Manchones cloróticos (A); reducción y deformación del área foliar, aclaramiento de nervaduras, mosaico (B)

Esta enfermedad sólo se expresaba y ocasionaba daños en Córdoba y Santiago del Estero, si bien los virus causantes y respectivos vectores también se hallaban en Formosa, Buenos Aires y Tucumán (Castellano, 1995). Era ocasionada por un complejo de tres virus, donde el closterovirus SPCSV sinergizaba con dos potyvirus: SPFMV y *Sweet potato mild speckling virus* (SPMSV), antes no citado y caracterizado por primera vez en Argentina (Di Feo *et al.*, 1994). Estudios en lotes de producción de Córdoba revelaron una incidencia de la enfermedad del 20-80% y reducción en el rendimiento de raíces reservantes superiores al 60% (Biderbost *et al.*, 1990).

Se sugirió una estrategia de control del EC en regiones muy afectadas por la enfermedad, que consistía en el uso de plantines provenientes de otras zonas en donde la patología no se expresaba, por ejemplo de Romang, Santa Fe que, desde entonces se convirtió en “semillero” de batata. Este sistema aseguraba la producción rentable de raíces comerciales por aproximadamente dos años, al cabo de los cuales el material de propagación debía ser renovado. Se trataba de una tecnología de manejo económica, práctica y de similar eficiencia con respecto al empleo de plantines libres de virus como material de plantación (Castellano, 1996). Por unos años, los resultados de la misma fueron satisfactorios, pero el cambio climático y las consiguientes variaciones en los patosistemas condujeron a consecuencias para nada deseables.

#### *1.6.5- PROBLEMÁTICA ACTUAL DE VIROSIS DE BATATA EN CÓRDOBA Y EN EL PAÍS: “ENCRESPAMIENTO AMARILLO”*

Desde 2009, observaciones efectuadas en lotes de Colonia Caroya, permitieron establecer la presencia de una sintomatología viral a la que denominamos "Encrespamiento Amarillo de la batata" (EA) en el cv. Arapey INIA, de creciente expansión por su alta productividad y su marcada precocidad, en Morada INTA y también en el clon Morada Selecta.

De acuerdo a nuestras observaciones y las de productores que adquirirían plantines de Romang, la enfermedad aparece durante el mismo año del ingreso de los mismos en la zona, lo que es indicativo de la gravedad de este problema. Se trata de una patología, que posee una altísima incidencia en diversos genotipos que se plantan en el Dpto. Colón. Pero el rasgo más notable de esta virosis es que la expresión de síntomas y daños es generalizada y acontece en todas las provincias en las que se cultiva batata, a diferencia de lo que ocurría con las anteriores (Di Feo, 2013; Di Feo *et al.*, 2013; Di Feo, 2014).

**Agentes causales.** El EA es causado por cinco virus: tres potyvirus transmitidos de manera no persistente por *M. persicae*: SPFMV (razas O y RC), *Sweet potato virus G* (SPVG), *Sweet potato virus C* (SPVC); el closterovirus SPCSV-WA (raza del oeste africano), y el sweepovirus, *Sweet potato leaf curl virus* (SPLCV), cuyo vector es *B. tabaci* (transmisión semi-persistente y persistente, respectivamente) (Bejerman *et al.*, 2014; Rodríguez Pardina *et al.*, 2012a; Rodríguez Pardina *et al.*, 2012b).

Cabe destacar que SPVG, SPVC y SPLCV y la raza RC de SPFMV no habían sido informados anteriormente en Argentina.

Estudios efectuados en IPA VE, indican que todos los patógenos involucrados en esta enfermedad están presentes en localidades del NOA como Famaillá (Tucumán), El Simbol y La Banda (Santiago del Estero); en el NEA; Romang, Colón, Chajarí (Entre Ríos), Bella Vista (Corrientes), Espinillo, Villa General Belgrano, El Colorado (Formosa) y en la Pcia. de Chaco; en la Región Pampeana (San Pedro, Gobernador Castro; Colonia Caroya, Tinoco) y en Cuyo (Colonia Molina, Mendoza) (Martino *et al.*, datos no publicados). Es altamente probable que el cambio climático evidenciado en los últimos años haya provocado también modificaciones en las poblaciones de vectores y en los patógenos que transmiten. Al respecto, es destacable el desplazamiento

hacia zonas más australes de la mosca blanca *B. tabaci*, vectora, entre otros, de sweepovirus.

**Importancia económica del “Encrespamiento Amarillo”.** En lotes de producción de Colonia Caroya, Dpto. Colón, Pcia. de Córdoba, el “Encrespamiento Amarillo”, causa una marcada disminución en los componentes del rendimiento de batata cv. Arapey INIA, cercana al 90% para peso y número de raíces comerciales. Los mismos resultados se obtienen en experimentos dirigidos, en donde, además, se determinó una significativa reducción en el contenido de  $\beta$ -carotenos (1,43 vs 0,90 mg/100g peso fresco en plantas sanas vs enfermas) (López Colomba *et al.*, 2010; López Colomba *et al.* 2012; Tolocka *et al.*, 2013).

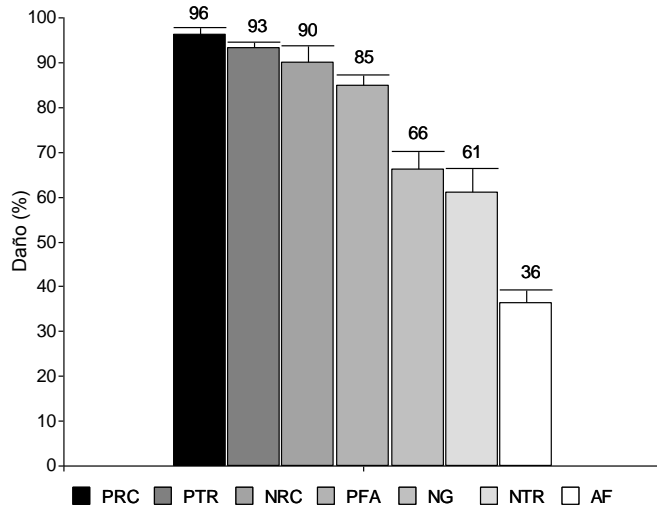


Fig. 7. Disminución potencial de caracteres componentes de rendimiento de batata (plantas con “encrespamiento amarillo” vs. plantas libres de virus) en ensayo experimental(IPAVE). PRC y PTR: peso de raíces comerciales y peso total de raíces; NRC Y NTR: número de raíces comerciales y número total de raíces; PFA: peso fresco de la parte aérea; AF: área foliar.



## **CAPÍTULO II. RECONOCIMIENTO DE VIROSIS DE BATATA. DETECCIÓN E IDENTIFICACIÓN DE VIRUS**

La aplicación de técnicas para detección e identificación de virus debería ser una prioridad de cualquier programa de investigación que apunte al control de las enfermedades que ocasionan. Si bien el primer paso para reconocer la presencia de virosis en las plantas es la manifestación de síntomas, ésta debe ser corroborada mediante la aplicación de técnicas adecuadas, ya que la sintomatología provocada por estos patógenos puede confundirse con la ocasionada por deficiencia o exceso de algún nutriente, etc. Dichas técnicas, solas o combinadas entre sí, servirán para identificar a el/los agente/s causal/es de la patología y establecer las modalidades de manejo más adecuadas. En los últimos años, se lograron significativos progresos en el desarrollo de métodos sensibles para la detección de virus de batata.

### **II.1- OBSERVACIÓN DE SÍNTOMAS**

En los lotes de producción, las plantas afectadas por EA se agrupan en manchones cloróticos y enanos, y, debido a que la enfermedad está provocada por cinco patógenos, poseen láminas de las hojas con síntomas variados: ampollado, mosaico intenso, moteado, punteado y anillos cloróticos, aclaramiento y, en ocasiones, engrosamiento de venas y distorsión o deformación de la lámina foliar. Esta sintomatología se presenta en el cv. Arapey INIA, en Morada INTA, GEM, etc. y, en clones con mayor cantidad de pigmentos antociánicos, el mosaico ocurre con alternancia de parches púrpuras y verdes en la lámina foliar. Esto es lo que sucede, por ejemplo, en el clon uruguayo conocido como “Morada Selecta”, donde las plantas enfermas se visualizan en el lote, agrupadas en manchones violáceos.

La parte subterránea de la planta se ve afectada no sólo por una marcada reducción en el número y tamaño de las raíces reservantes, sino que, en cultivares de pulpa amarilla como Arapey INIA, el color de la

misma se torna muy pálido, debido a una significativa disminución en el contenido de  $\beta$ -carotenos, precursores de la vitamina A.

En infecciones simples, los virus involucrados en el EA no producen síntomas en batata o éstos son casi imperceptibles y esporádicos. Por ejemplo, SPFMV puede causar un punteado, a veces un moteado disperso en hojas inferiores en otoño, cuando las temperaturas comienzan a ser moderadas; SVPG produce síntomas semejantes y SPCSV, transmitido por moscas blancas, desencadena a veces un mosaico internerval casi imperceptible en las hojas viejas. En el caso de SPLCV, algunos cultivares como Okinawa 100 manifiestan sólo un leve curvado hacia arriba de los bordes de la lámina foliar. Los síntomas severos aparecen en infecciones mixtas de SPCSV, agente que provoca sinergismo con los restantes virus.

El ampollado y distorsión foliar también se da en ataques de pulgones, pero sólo en las hojas jóvenes y sin síntomas como mosaico y moteado que son propios de las infecciones virales.

### Síntomas foliares de “encrespamiento amarillo” de la batata



Fig. 8. Síntomas de “encrespamiento amarillo” en cv Arapey INIA: manchones cloróticos y enanos en un lote de producción (A) y follaje con mosaico, aclaramiento de nervaduras, ampollado, deformación de la lámina foliar (B)



Fig. 9. Síntomas de la nueva enfermedad provocada por cinco virus en cv. Morada INTA: manchones cloróticos y enanos (A) y detalle de hojas con disminución de su superficie y aclaramiento de nervaduras (B)



Fig. 10. Síntomas de la nueva enfermedad provocada por cinco virus en Morada Selecta. Manchón púrpura-anaranjado en un lote de producción (A); detalle de manchón (B) y síntomas de mosaico y diseños lineales púrpuras alternando con parches verdes (C)

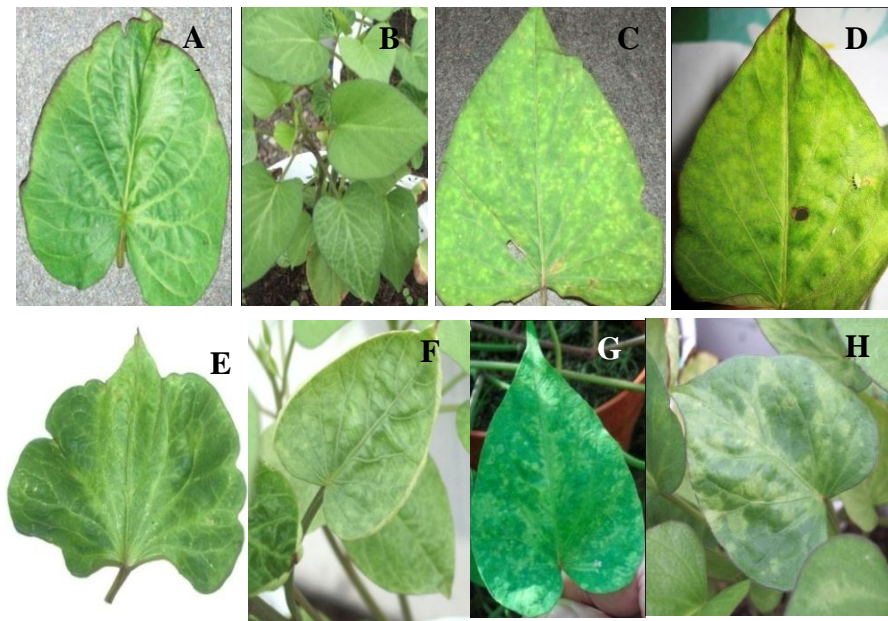


Fig. 11. Variabilidad de síntomas provocados por el “encrespamiento amarillo” en el cv. Arapey INIA de batata: ampollado, engrosamiento y aclaramiento de nervaduras (A); aclaramiento de nervaduras (B); punteado clorótico (C); moteado clorótico con ampollado (D); notable reducción y deformación de la lámina foliar (E); curvado hacia arriba del borde de la hoja, mosaico y ampollado (F); bandeado clorótico de venas, mosaico, anillos cloróticos (G); mosaico con diseños cloróticos (H)

### Síntomas radicales de “encrespamiento amarillo” en cv. Arapey INIA



Fig. 12. Disminución en el peso y número de raíces reservantes. Izq.: producción de 10 plantas libres de virus; Der.: producción de 10 plantas enfermas crónicas (A). Disminución del contenido de  $\beta$ -carotenos (Der.: plantas libres de virus; Izq.: planta enferma crónica) (B)



## Síntomas foliares en infecciones simples de los virus involucrados en el “encrespamiento amarillo” de la batata

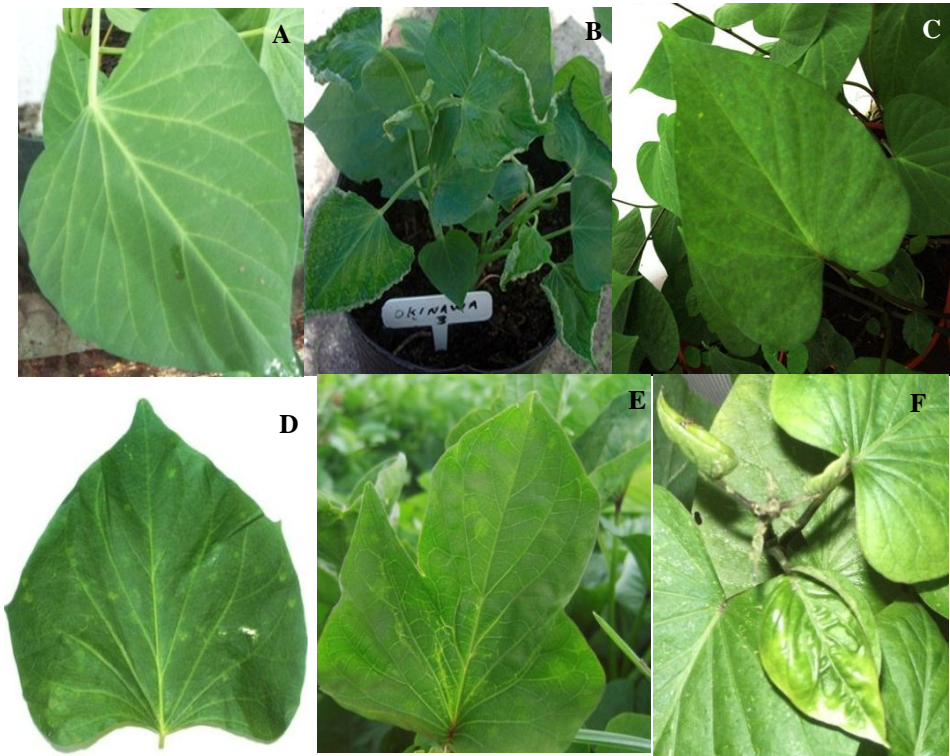


Fig. 12. Infección simple con SPMV (A: punteado clorótico en cv Arapey INIA y E: manchas cloróticas en el clon Morada Selecta); B: con SPLCV (curvado hacia arriba de los bordes de las hojas del cv. Okinawa 100) ; C: con SPCSV (leve mosaico internerval en hojas viejas); D: con SPVG (puntos cloróticos en el clon Sombrero). F: ampollado y enrollado de hojas nuevas por ataque del áfido (pulgón) *Myzus persicae*.

### II.2- MÉTODOS BIOLÓGICOS PARA LA DETECCIÓN DE VIROSIS.

Entre éstos se destacan: el injerto sobre plantas indicadoras y la transmisión mecánica y a través de vectores de los virus involucrados en la patología.

**II.2a- LA INJERTACIÓN SOBRE PLANTAS INDICADORAS. UNA FORMA RÁPIDA Y EFICIENTE DE DETECCIÓN DE VIRUS DE BATATA.**

Entre los métodos biológicos para la detección de virosis, el más importante y contundente es el injerto sobre plantas susceptibles, como *Ipomoea setosa*, que es una indicadora universal de virus de batata.

Con hoja de afeitar, se practica una incisión oblicua (0,5-1cm) en el tallo de plantas sanas de *I. setosa*, de aproximadamente tres semanas de edad, con al menos dos hojas verdaderas completamente expandidas. Se realiza una cuña de 0,5-1cm de longitud en el extremo proximal de púas de plantas de batata en las que se presume infección viral, que tienen una yema y su hoja correspondiente. Dicha cuña es insertada en la incisión oblicua efectuada en la planta de *I. setosa*, donde se la sostiene, envolviendo el tallo con una tira de film. Se coloca un tutor en cada planta injertada, que es cubierta con una bolsa plástica por siete días y mantenida en invernadero a 25°C con buena iluminación. Los síntomas causados por la infección viral son registrados a partir de los 10 días desde el injerto.



Fig. 13. Injerto de batata sospechosa de virus sobre *Ipomoea setosa* sana. Incisión oblicua en *I. setosa* sana (A); púa de la batata (B); planta ya injertada (C); ajuste con film de la púa de batata en la planta injertada (D); cobertura de la planta injertada con bolsa de polietileno (E)

Si la púa de batata con la que se injertó a *I. setosa* estaba afectada por “Encrespamiento Amarillo”, la indicadora manifestará una

disminución del área foliar, progresiva hacia el ápice de la planta. Las hojas quedarán reducidas a protuberancias y la planta finalmente morirá.

En infecciones simples, SPFMV sólo causará aclaramiento y bandeado nerval (tipo prolongaciones de una pluma) en hojas inferiores de *I. setosa* y luego habrá remisión de síntomas. SPVG ocasionará mosaico en la totalidad de las hojas de la planta y SPLCV, un curvado hacia arriba de la lámina foliar.

En el caso de infecciones simples con SPCSV, se observará un mosaico internerval muy suave, casi imperceptible en las hojas de la planta de *I. setosa* que ha sido injertada.

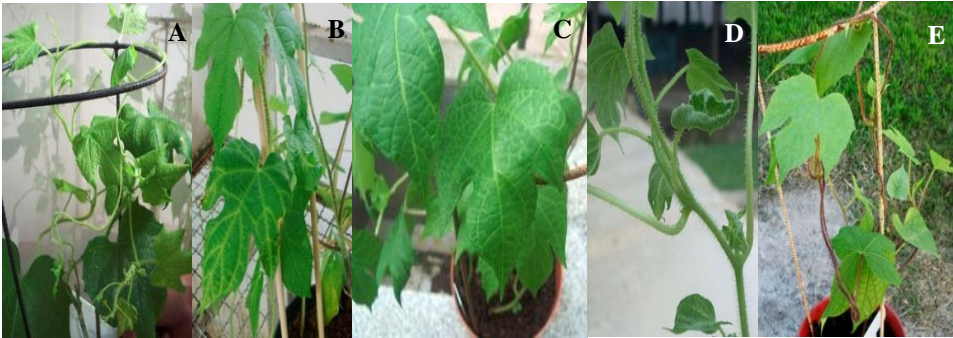


Fig. 14. Injerto de la indicadora *Ipomoea setosa* con púas de batata portadoras de: los cinco virus causales de “encrespamiento amarillo” (A); SPFMV (B); SPVG (C); SPLCV (D) y SPCSV (E)

## II.2b- TRANSMISIÓN MECÁNICA DE VIRUS

Algunos virus involucrados en el EA se transmiten mecánicamente. Ellos son los potyvirus SPFMV, SPVG y SPVC. Sin embargo, este método no sirve para separar estos tres patógenos.

La transmisión mecánica consiste en, mediante empleo de mortero de porcelana, extraer savia de la planta sospechosa de virus en una solución adecuada a la que se le adicionan sustancias que preservan la integridad e infectividad de la partícula viral. Posteriormente, el jugo obtenido se inocula en plantas que son buenas indicadoras de virus por este método, tal como *Ipomoea nil*. Para ello, se rocían las hojas de esta

“campanita” con un abrasivo inerte como tierra de diatomeas o carborundum y se frota un hisopo de algodón embebido en la savia sobre dichas hojas. Si las hojas molidas portaban virus, a los 15-20 días, algunas de las plantas de la indicadora inoculada manifestarán síntomas notables (aclaramiento de venas, principalmente).



Fig. 15. *Ipomoea nil*, “campanita” cuyas hojas muestran aclaramiento de venas

#### II.2c- TRANSMISIÓN DE VIRUS MEDIANTE VECTORES

En este caso, en primer lugar, los insectos vectores de virus antes mencionados (el pulgón *M. persicae* y la mosca blanca *B. tabaci*) se crían en condiciones artificiales y sobre plantas sanas de *I. setosa*. Posteriormente, los mismos son puestos en jaulas donde se alimentan sobre las plantas de batata sospechosas de virus, previo período de ayunas, para ser luego trasladados a plantas sanas de *I. setosa* o *I. nil*. Con el fin de reconocer la presencia de SPFMV, SPVG y SPVC se emplean pulgones, respetando los tiempos de alimentación e inoculación de los virus no persistentes. Para SPCSV y SPLCV, los vectores usados en la transmisión (semipersistente y persistente, respectivamente) son moscas blancas. Se hará inspección de síntomas oportunamente, y la identificación de el/los virus presentes se efectuará mediante técnicas más sensibles (serológicas o moleculares).



Fig. 16. Pulgones (A) y moscas blancas (B) adquiriendo virus de hojas de batata enfermas



### II.3- MÉTODOS SEROLÓGICOS Y MOLECULARES PARA LA DETECCIÓN DE VIRUS DE BATATA

Los virus son organismos muy simples formados por una cubierta o cápside proteica que envuelve al ácido nucleico o genoma viral.

La detección de la cubierta proteica y del ácido nucleico viral es ampliamente explotada por los diagnosticadores. En el primer caso, se utilizan *métodos serológicos* (ELISA y sus variantes: DAS-ELISA, TAS-ELISA, NCM-ELISA, etc, en la que se usan antisueros: sueros que “identifican” de manera específica al antígeno o virus que les dio origen), inmuno-electromicroscopía (IEM) y, en el segundo, *métodos moleculares* como: hibridación molecular, Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) y otros.

En el caso del EA de la batata, la detección de los potyvirus SPFMV y SPVG, se realiza mediante NCM-ELISA (prueba serológica que tiene por soporte una membrana de nitrocelulosa) o DAS-ELISA (el soporte es una placa de poliestireno y en esta prueba se forma un doble sandwich de anticuerpos), con empleo de antisueros policlonales locales. Sin embargo, la presencia de las razas O y RC de SPFMV y del SPVC, que no pueden ser diferenciados serológicamente, se efectúa mediante métodos moleculares.

SPCSV-WA se diagnostica a través del empleo de un suero monoclonal en TAS-ELISA (similar a DAS-ELISA, pero con formación de un triple sandwich de anticuerpos), en tanto que para SPLCV se lleva a cabo una PCR, con iniciadores degenerados universales para sweepovirus. La presencia de este patógeno en los tejidos vegetales, también puede ser reconocida mediante otro tipo de método molecular denominado sonda de hibridación.

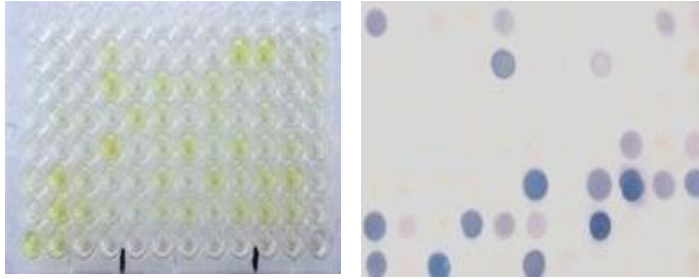


Fig. 17. Detección serológica de virus. DAS-ELISA (Izq.). Cada pocillo de la placa soporte de poliestireno indica una planta diferente de batata, probada para presencia de virus (color amarillo, cuya intensidad aumenta con la concentración de partículas virales) y ausencia de virus: reacción incolora. NCM-ELISA (Der.): la mancha violeta en la membrana soporte de nitrocelulosa es una muestra de batata infectada (color más intenso: mayor concentración viral). La ausencia de mancha corresponde a planta sana



Fig. 18. Detección molecular de virus de batata. Electroforesis en gel de agarosa de los fragmentos de ácido nucleico de sweepovirus, amplificados por PCR. M: marcador de peso molecular, donde la banda señalada corresponde a 1000 pares de bases (KB), 12-58: muestras de batata, la presencia de una banda a una altura de 900 kb indica presencia de virus (muestras numeradas con rojo), +: control positivo de virus, -: control negativo de virus

#### II.4- OBSERVACIONES AL MICROSCOPIO ELECTRÓNICO PARA LA DETECCIÓN DE VIRUS DE BATATA

Los virus son ultramicroscópicos, y por ende, sólo visibles mediante uso del microscopio electrónico, que aumenta un millón de veces el tamaño de los especímenes y brinda, en primera instancia, información sobre su presencia o ausencia en los tejidos de las plantas y sobre su forma y tamaño.

Las observaciones al microscopio electrónico de partículas virales pueden efectuarse a partir de la savia de plantas enfermas (tinción negativa, IEM) o bien de cortes ultrafinos de los tejidos infectados, en los que se detectarán cuerpos de inclusión típicos de cada grupo de virus (conjunto de partículas virales, mezcla de las mismas con organelas, etc.) y alteraciones citológicas, como deformación de cloroplastos, consecuencia de la infección. Los potyvirus como SPFMV, SPVG y SPVC, forman molinetes o láminas.

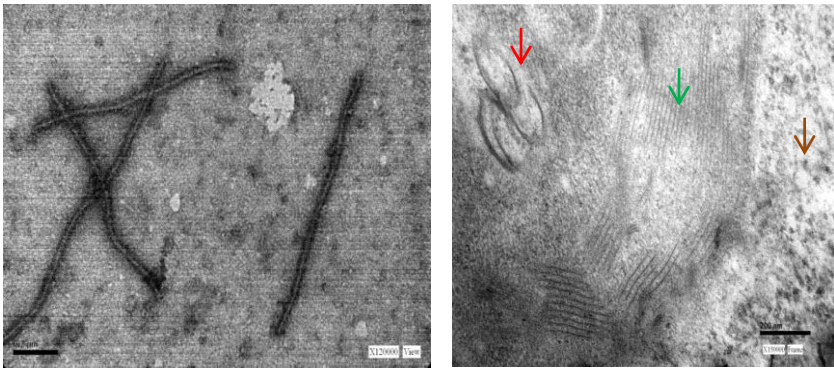


Fig. 19. Partículas virales: filamentos flexuosos (potyvirus) en savia de batata enferma (Izq.). Cuerpos de inclusión en cortes ultrafinos de tejidos de batata enferma: molinetes (flecha roja), laminares (flecha verde) y partículas virales (flecha marrón) (Der.)

### CAPÍTULO III. PRODUCCIÓN DE PLANTINES DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA

La propagación comercial vegetativa de la batata, permite reproducir las características de las variedades, pero representa un medio de dispersión de patógenos sistémicos, como los virus que se perpetúan de una estación de cultivo a la otra a través de las raíces y, consiguientemente, de los plantines obtenidos a partir de ellas, los cuales se utilizan como material de propagación. Igual situación se presenta cuando se emplean trozos de guía como “semilla”. Los virus son uno de los principales problemas sanitarios debido a su difícil detección, a sus medios de transmisión y a la carencia de métodos químicos para su control. Esto último, por su condición de parásitos obligados, que hace que dependan del metabolismo celular de la planta para su multiplicación. Por ese motivo es que la célula del hospedante se comporta como una simple unidad productora de partículas virales y los productos químicos no pueden controlarlos.

Los virus son una de las principales limitantes en la producción de batata y, en la actualidad, el “encrespamiento amarillo” (EA) constituye un alerta para la hortícola. Como consecuencia del cambio climático y del consiguiente desplazamiento de algunos de los vectores de virus involucrados en esta nueva virosis hacia zonas antes consideradas templadas, la misma afecta a lotes de producción de todo el país y es de difícil manejo al estar ocasionada por cinco agentes: El único modo eficiente, económico e inmediato de control de esta virosis de batata es **la producción y multiplicación de plantines de sanidad controlada** provenientes del cultivo *in vitro* de meristemas. Tras iniciar los lotes de producción con propágulos originados de este modo, será necesaria la implementación de un manejo integrado que permita preservar su condición sanitaria.

Dadas las características complejas de las virosis presentes en cultivos de Argentina, las posibilidades de reinfección son muy altas, por

lo que el material de plantación debe renovarse anualmente, y el proceso que a continuación se describe, debe llevarse a cabo de manera continuada. Esto conducirá al saneamiento progresivo de los cultivos en las diferentes zonas de producción de batata, permitiendo la erradicación de patógenos virales, la recuperación de la producción y de la calidad de las raíces reservantes.

En el marco del Proyecto Nacional de Hortalizas, Frutales y Aromáticas (PNHFA 11060074) se propuso un sistema de producción y distribución de plantines de batata de sanidad controlada, a los fines de su multiplicación, que viene siendo implementado desde el año 2013. Según el mismo, en una institución oficial como el Instituto de Patología Vegetal, del Centro de Investigación Agropecuaria, perteneciente al Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (IPAVE-CIAP-INTA) se producen los plantines libres de virus, que son luego transferidos a productores, cooperativas o asociación de productores, quienes los multiplican en mallas antiáfidos y, posteriormente, en lotes aislados a más de 100m de otros cultivos de batata.

### III-1- SANEAMIENTO DE CLONES DE BATATA INFECTADOS CON VIRUS

Es necesario emplear el concepto de “plantines de sanidad controlada” y no el de “plantines libres de virus”, ya que la liberación completa de estos patógenos no siempre es segura, considerando lo antes expresado respecto a la presencia de complejos virales infectando a la batata.

La liberación de virus se efectúa a través del cultivo *in vitro* de meristemas precedido por termoterapia, técnica de gran aplicabilidad económica no sólo para este fin, sino en la propagación clonal de los cultivos, en la criopreservación y en la conservación de germoplasma en general. La misma permite también el “saneamiento” simultáneo de los cultivares de otros patógenos tales como las bacterias y los hongos.

Los meristemas son tejidos perpetuamente jóvenes, con capacidad embrionaria que persiste durante toda la vida de la planta

(totipotencialidad propia de los vegetales, a través de la cual una célula es capaz de regenerar una planta entera). Ha sido demostrado que estos puntos de crecimiento de brotes y raíces de plantas infectadas con algún virus están libres de él o lo llevan solamente en concentraciones muy bajas. El resultado final de trabajo de “saneamiento” debe comprobarse mediante técnicas precisas de diagnóstico de virus (CIAT, 1980; CIAT, 1982; Love *et al.*, 1987).

El proceso tienen que desarrollarse en una institución equipada y con personal capacitado para tal fin.

Se describen los pasos llevados a cabo en IPAWE-CIAP-INTA Córdoba:

a) Elección y control sanitario de una planta dadora de meristemas (determinación de la presencia o no de virus e identificación).

b) Aplicación de las técnicas de eliminación de virus (termoterapia y cultivo *in vitro* de meristemas).

c) Propagación de las plantas saneadas (micropropagación *in vitro*, rusticación y macropropagación *ex vitro*).

d) Control sanitario de las plantas regeneradas (para los virus presuntamente eliminados).

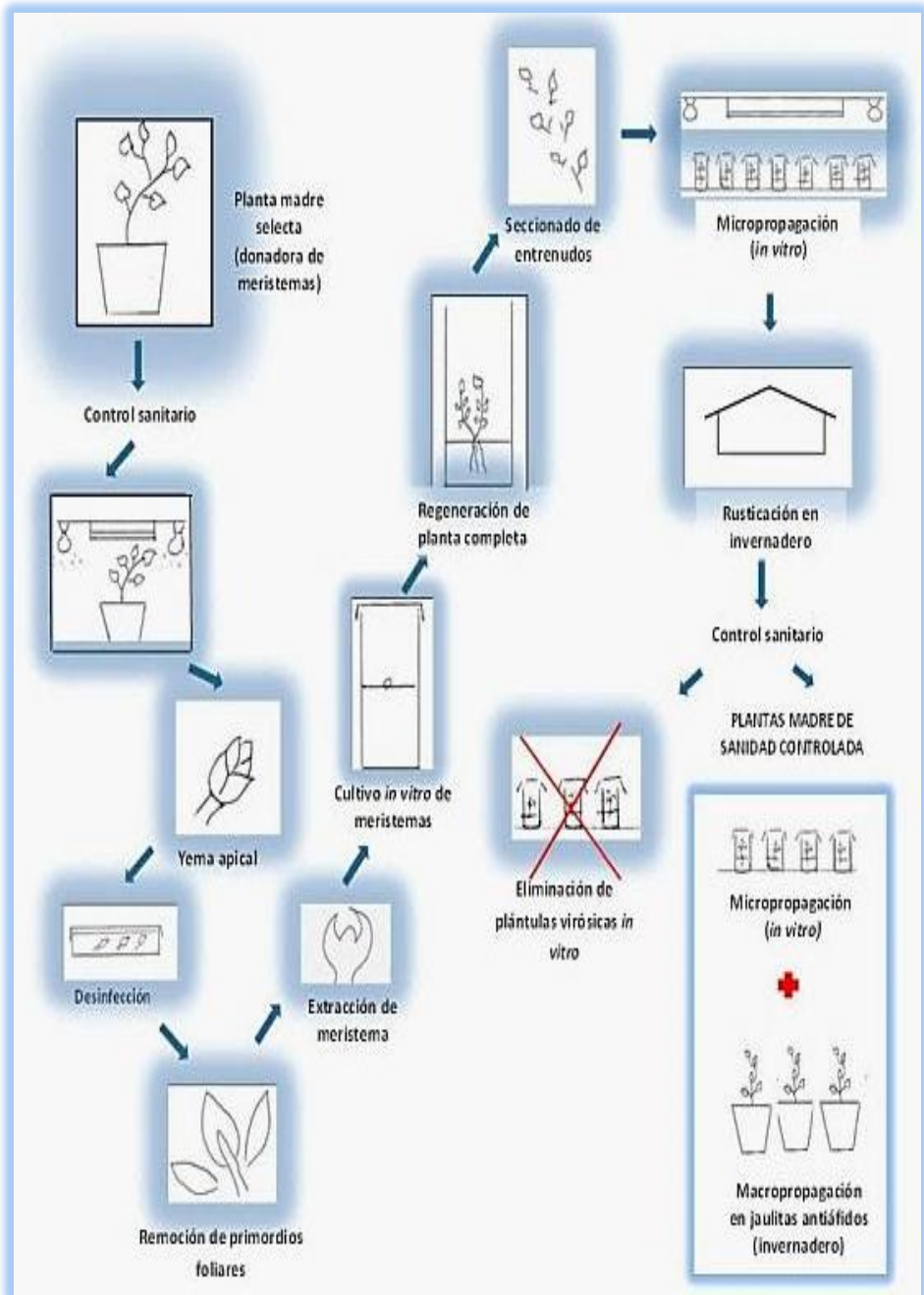


Fig. 20. Procedimiento de obtención de plantas madre de batata de sanidad controlada. Cultivo de meristemas y micropropagación

### *III.1a- ELECCIÓN Y CONTROL SANITARIO DE UNA PLANTA MADRE (DADORA DE MERISTEMAS)*

La planta a partir de la cual se extraerán meristemas deberá responder a los descriptores varietales correspondientes. Mediante métodos de detección adecuados, se determinará si la misma se encuentra libre de virus o infectada, paso fundamental dentro de un esquema para la producción de plantines de sanidad controlada. Las pruebas que se pueden efectuar son diversas y es aconsejable emplearlas de manera complementaria para mayor seguridad en el diagnóstico. Algunas de ellas son las mencionadas en el capítulo II: pruebas biológicas (inoculación de plantas indicadoras, especialmente el injerto sobre *I. setosa*), pruebas serológicas (distintas variantes de ELISA), observaciones al microscopio electrónico, pruebas moleculares como PCR.

### *III.1b- ELIMINACIÓN DE VIRUS*

La eliminación de virus de los clones de batata se realiza mediante la aplicación complementaria de termoterapia y cultivo *in vitro* de meristemas.

**Termoterapia.** La planta madre seleccionada como dadora de meristemas será expuesta a alta temperatura antes de la extracción de los mismos, lo que inhibirá la translocación y multiplicación viral en los ápices caulinares de la planta. Esto se verá favorecido por el crecimiento continuo de los meristemas y por la ausencia de conexión vascular entre los mismos y el resto del tallo. Si bien es cierto que la capacidad del meristema de regenerar una nueva planta es directamente proporcional a su tamaño, la tasa de limpieza de virus tiene una relación inversa con el mismo. Sin embargo, la termoterapia de las plantas madres infectadas permite que la región libre de virus del meristema apical sea mayor, con lo cual pueden extraerse meristemas más grandes sin riesgo de infección.

El calor puede ser usado como método terapéutico, ya que afecta al metabolismo celular y, consiguientemente a la síntesis de virus, por lo que su éxito depende de la capacidad que tenga el tejido vegetal de



soportar períodos largos de alta temperatura que inactiven al virus sin afectar significativamente el crecimiento del tejido. Aunque el mecanismo de acción de la termoterapia no está del todo claro, se ha demostrado que la mayoría de los virus considerados, no fueron eliminados sino simplemente inactivados, por lo cual las plantas tratadas mostraron un aumento temporal en vigor y rendimiento, reapareciendo la enfermedad en generaciones siguientes. Por esta razón, la termoterapia es utilizada como complemento, para aumentar la efectividad del cultivo de meristemas con el fin de saneamiento o limpieza del material de propagación.

La planta madre se mantendrá a temperaturas de 37- 39°C por tres a cuatro semanas aproximadamente, 16 h de luz y 3000 lux de intensidad lumínica y HR superior al 49%. Estas condiciones pueden lograrse en un fitotrón. Como se expresó, este tratamiento no es suficiente para la obtención de plantas saneadas, y deberá combinarse con el cultivo *in vitro* de meristemas.

**Cultivo *in vitro* de meristemas:** se emplearán yemas apicales por su mayor crecimiento potencial. El saneamiento de los clones infectados se fundamenta en que la distribución de los virus en los tejidos de la planta tiende a disminuir progresivamente hacia el meristema apical del tallo, aumentando la probabilidad de que las células del mismo estén libres o posean menor número de partículas, lo que no sucede en los tejidos más diferenciados. Hay varias hipótesis que explican esto: una de ellas plantea que, debido a la ausencia de tejido vascular en la proximidad del meristema apical y a que las conexiones entre células a través de “canales” llamados plasmodesmos son muy pequeñas, el virus se desplaza lentamente hacia el meristema. Esta característica morfológica, unida a la activa multiplicación celular que allí acontece, puede justificar la baja concentración o la ausencia de virus en los tejidos meristemáticos. En este proceso de activa multiplicación, dichas células utilizan casi la totalidad de la maquinaria bioquímica celular para la formación de las

estructuras de las nuevas células, dejando a los virus (que son parásitos obligados) en desventaja para su propia replicación. Sin embargo, no todas las plantas regeneradas de esta manera estarán libres de virus y será necesario comprobar su estado sanitario. La eficiencia de eliminación de partículas virales dependerá del tamaño de los meristemas usados, de la capacidad del técnico para remover meristemas y de cuáles virus se encontraban infectando a la planta madre dadora de yemas. Por ejemplo, el sweepovirus involucrado en el complejo EA de la batata, es muy difícil de erradicar mediante esta metodología.

Se recomienda que la planta madre haya crecido en invernadero u otros ambientes artificiales, para disminuir la posibilidad de contaminación con hongos o bacterias. Se trabajará bajo condiciones de absoluta asepsia, para lo cual el proceso se llevará a cabo en cámaras de flujo laminar. Las puntas de los tallos serán **desinfectadas** sumergiéndolas en hipoclorito de sodio (1-10%) + 0,1m/l de tween 20 (detergente) durante 5min. Luego, se enjuagarán sucesivamente en agua estéril.

La **extracción de los meristemas** se hará removiendo casi todos los primordios foliares bajo la lupa (aumentos de 10 a 15X), empleando pinza y agujas histológicas estériles. El domo del meristema, semicubierto por dos primordios foliares, será cortado en su base y colocado en un tubo conteniendo medio semisólido (agar-agar) con sales minerales, vitaminas, sacarosa y hormonas de crecimiento. Este procedimiento se efectuará rápidamente, para evitar la deshidratación del explanto (meristema con dos primordios foliares, a partir del cual se regenera una nueva planta). Luego se cubrirá el tubo con film y se colocará en una cámara de cultivo (25°C, 18h de luz y 5000 lux de intensidad lumínica). Bajo estas condiciones, se regenerará una planta completa aproximadamente a los 45 días.



Fig. 21. Regeneración de plantas de batata de sanidad controlada a partir del cultivo *in vitro* de meristemas: Termoterapia en fitotrón (A); extracción de meristemas en medio aséptico (cámara de flujo laminar) (B); meristema apical regenerando en medio de cultivo *in vitro* (C); nuevas plantas regeneradas *in vitro* a partir de meristemas (D)

### III.1.c. MICROPROPAGACIÓN IN VITRO DE LAS PLANTAS SANEADAS Y RUSTICACIÓN EN INVERNADEROS

Las plantas regeneradas por cultivo de meristemas, deberán ser sometidas a control sanitario antes de iniciar su micropropagación *in vitro* a gran escala y posterior macropropagación *ex vitro*, ya que como ya se señaló, el hecho de haberlas obtenido a partir de un meristema no garantiza su sanidad.

En el caso de batata, las plántulas se cortarán en ocho a diez microestacas, bajo condiciones de asepsia en cámara de flujo laminar. Cada una de éstas se pondrá a crecer en un tubo con medio de cultivo sin hormonas, respetando su polaridad. La misma, posteriormente, dará origen a una nueva planta de batata. Las ocho a diez plantas hermanas regeneradas se dividirá en dos grupos de cuatro a cinco individuos. Uno de ellos se micropropagará nuevamente y el otro se transferirá a macetas con sustrato estéril (1:1 mantillo:sustrato) para su posterior **rusticación** bajo frasco de vidrio, en invernadero con alta HR, a 23°C +/- 2°C y 3000 lux. A las dos semanas, el frasco comenzará a retirarse y, al mes, las

plantas se descubrirán totalmente, a los fines de proceder a la verificación de presencia o ausencia de virus.

*III.1d- CONTROL SANITARIO DE LAS PLANTAS OBTENIDAS POR CULTIVO DE MERISTEMAS y MULTIPLICACIÓN EN INVERNADEROS (MACROPROPAGACIÓN EX – VITRO)*

Las plantas rusticadas serán probadas para presencia de SPFMV, SPVG y SPVC, SPCSV, SPLCV y, eventualmente para *Sweet potato mild speckling virus* (SPMSV), detectado en la década del 90 en todos los cultivos de batata. En la actualidad fue hallado infectando de manera aislada y con baja incidencia algunos lotes del país.

En el caso de detectar patógenos virales en algunas de las plantas rusticadas, se eliminarán sus hermanas mantenidas en la cámara de cultivo. Las plantas hermanas de las que no acusaron infección viral, continuarán el proceso de micropropagación *in vitro*. Este ciclo puede repetirse varias veces hasta producir el número necesario de individuos, los que luego serán macropropagados *ex vitro* bajo jaula anti-insectos (previamente se rusticarán de la manera descrita) mantenida en invernadero. Deberá considerarse que cuando mayor sea el número de ciclos de micropropagación, aumentará el riesgo de inducir variabilidad somaclonal (variabilidad que se expresa durante el cultivo *in vitro*) y de perder las características del cultivar original.

La macropropagación en invernaderos consiste en tomar trozos de guías de seis nudos, que se colocan en un sustrato adecuado, constituido por partes iguales de tierra y mantillo (se entierran al menos tres nudos) en el que emitirán raíces en pocos días, originando un nuevo plantín. Este proceso se realiza de manera continuada, hasta obtener suficiente material, que será multiplicado en el campo experimental.



Fig. 22. Invernadero: rusticación de plántulas obtenidas por cultivo *in vitro* de meristemas (A) y macropropagación en jaulas anti-insectos (B). Interior de la jaula (B')

Las **pruebas de detección** de los virus presuntamente eliminados del material proveniente del cultivo de meristemas son las mencionadas en el capítulo II (biológicas; serológicas, moleculares y observaciones al microscopio electrónico) (Loebenstein, 2014).

Es importante poner énfasis en que las plántulas regeneradas suelen tener una muy baja concentración de virus, la que puede aumentarse significativamente injertando la indicadora *Ipomoea setosa*, que acusa la presencia de cualquier virus de batata a través de la manifestación de síntomas notables. Los métodos bioquímicos (serológicos y moleculares) serán más eficientes en la detección de estos patógenos a partir de esta indicadora que en batata. Se presenta a continuación un esquema de detección de SPFMV en las plantas de batata procedentes del cultivo de meristemas, propuesto por el Centro Internacional de la Papa (CIP). indicadora que en batata. Se presenta a continuación un esquema de detección de SPFMV en las plantas de batata procedentes del cultivo de meristemas, propuesto por el Centro Internacional de la Papa (CIP).

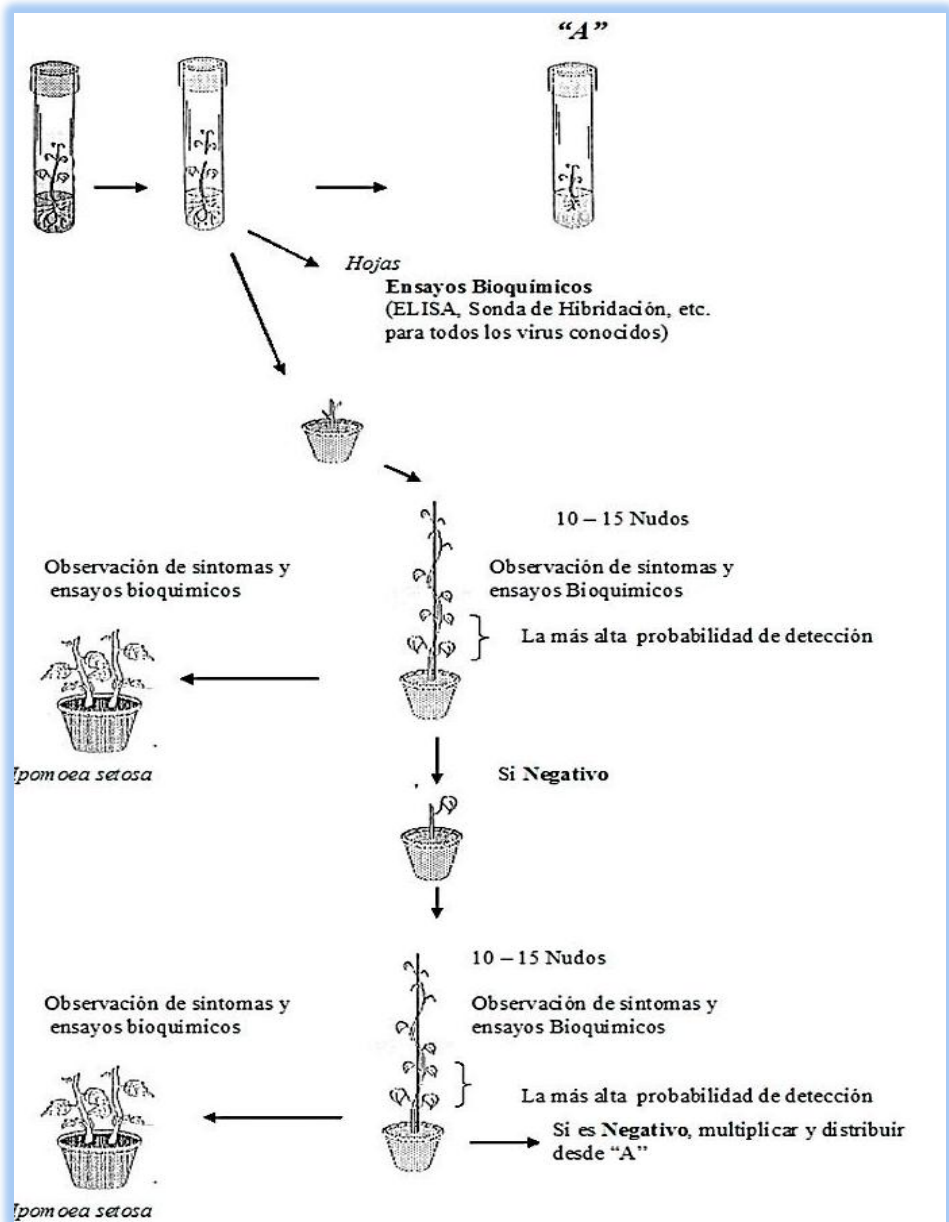


Fig. 23. Esquema de diagnóstico de SPFMV en plantas de batata regeneradas por cultivo *in vitro* de meristemas, mediante injertación sobre *Ipomoea setosa* y técnicas serológicas y moleculares

### III.2- MULTIPLICACIÓN A CAMPO DE LAS PLANTAS DE SANIDAD CONTROLADA EN IPAVE. ENTREGA DE PLANTINES A PRODUCTORES ELITE

Una vez comprobada la sanidad de las plantas regeneradas a partir de meristemas y macropropagadas en invernaderos, es necesario multiplicarlas a gran escala para su entrega a productores elite, que continuarán con este proceso.

En el caso del IPAVE, dicha multiplicación se realiza bajo jaulón anti-insectos ubicado en el campo experimental. El mismo posee ingreso restringido por doble puerta y consta de dos módulos de 12 x 6m, está cubierto con malla antiáfidos 16/10 (tela de polietileno color cristal, de alta densidad: 16 x 10 hilos/pulgada cuadrada, que impide el ingreso de pulgones y moscas blancas y permite adecuada ventilación e iluminación). En su interior, a su vez, se ubican jaulitas de 1 x3 x 0,60m, también protegidas con malla antiáfidos. En ellas se sitúan macetas sopladas de 3 litros, conteniendo una mezcla 1:1 de tierra y mantillo, en la que se entierran los dos o tres nudos de la porción distal despojada de hojas, de trozos de guías (de 30-40cm) tomados de las plantas de sanidad controlada de invernadero. Durante el invierno, el jaulón es calefaccionado con estufas eléctricas y cubierto con tela de polietileno LDT (larga duración térmica) de 150 micrones.

Otra alternativa de la multiplicación de plantines, es la obtención de raíces reservantes con las que luego se harán almácigos en un lote aislado. En este caso, los trozos de guías se plantan en el interior del jaulón, en bordos protegidos por túneles con malla antiáfidos.

El interior y los alrededores del jaulón son mantenidos libres de malezas, especialmente de “campanitas”, que son removidas con azada. También deben efectuarse aplicaciones semanales de insecticidas tales como Actara (Tiametoxam 25% p/p) a razón de 80- 100g/100L de agua, como prevención de un eventual ataque de insectos vectores de virus.



Fig. 24. Multiplicación de plantines de sanidad controlada en el campo experimental de IPAVE. Jaulón con mallas antiáfidos (A). En el interior del jaulón: jaulas (B) y túneles (C). Plantas madres libres de virus del cv. Arapey INIA creciendo dentro de las jaulas (D)

El proceso finaliza en las instalaciones de IPAVE, con la entrega de plantines con seis a diez hojas, de aproximadamente 30cm y con diámetro de un lápiz que, previamente emitieron raíces en baldes con agua, dentro de jaulas aisladas. Generalmente, los mismos se agrupan en atados de 100, cubriendo su sistema radicular con papel absorbente humedecido y una bolsa plástica para mantener la humedad. De esta manera, se los envía convenientemente acondicionados dentro de cajas a la región de destino. En otros casos, los productores elite retiran los plantines en macetas en la institución proveedora.

El IPAVE ya entregó plantines de los cultivares: Arapey INIA, Morada INTA, GEM, Jewel, Okinawa 100 y Covington, en diferentes zonas productoras (Región Pampeana, NOA y NEA).





Fig. 25. Entrega de plantines de sanidad controlada en atados de 100 unidades (A) y en macetas sopladas (Ing. Agr. Humberto Bonari. Villa Elisa. Entre Ríos) (B)

## **CAPÍTULO IV. MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA BAJO JAULÓN ANTI- INSECTOS O CASAS DE MALLA**

Antes de describir los casos de multiplicación de plantines de batata de sanidad controlada que se desarrollan en Argentina, es preciso considerar algunas normas a cumplimentar cuando este proceso se lleva a cabo en jaulas o invernaderos:

- La jaula en donde se producen plantas de sanidad controlada, preferentemente, deberá estar cercada con alambre olímpico perimetral.
- La superficie que circunda a la jaula estará limpia, libre de malezas que puedan oficiar de reservorios de virus y de sus insectos vectores.
- Toda jaula debe estar cubierta por malla antiáfidos, tener doble puerta de entrada, con antecámara entre ambas puertas y, en la medida de lo posible, una pileta para lavarse las manos con jabón (inactiva los virus) antes del ingreso.
- Se efectuará captura y monitoreo de insectos vectores dentro de las jaulas mediante uso de trampas cromáticas, que serán amarillas en el caso de pulgones alados y moscas blancas.
- Se llevará a cabo un control preventivo de insectos vectores, a través de la aplicación de productos con bajo impacto ambiental.
- Se tomarán registros de temperatura y humedad mediante termohigrógrafos, de manera de poder relacionar la aparición de síntomas con dichos registros.

#### IV-MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA POR PARTE DE PRODUCTORES ELITE, COOPERATIVAS O EN ESTACIONES EXPERIMENTALES

Los plantines producidos en IPAVE deberán ser multiplicados por productores elite o demostradores, productores asociados o unidades experimentales de INTA. Este proceso se realizará de manera controlada, ya sea en lotes aislados de otros cultivos comerciales (en zonas donde no se produce batata) o, preferentemente, en jaulas antiáfidos o en casas malla, aisladas de los cultivos de la hortícola. La provisión de plantines de sanidad controlada a los multiplicadores, tendrá que ser continua en el tiempo y la renovación de material de plantación se efectuará anualmente, dada la alta incidencia de los diferentes virus involucrados en el “encrespamiento amarillo” en todas las regiones batateras del país. De este modo, progresivamente, las mismas se irán “saneando” de estos patógenos.

La asociación cooperativa de productores permitirá diluir costos y asegurar una adecuada rentabilidad del proceso. Se procura que no sólo los horticultores elite resulten beneficiados con la tecnología, sino que la transfieran a sus vecinos, luego de demostrar que la misma permite una recuperación del tipo varietal, de los rendimientos propios de cada clon y de la calidad del producto. Estas acciones se verán complementadas con capacitaciones, reuniones técnicas informativas y asesoramiento brindados por virólogos del IPAVE, quienes, además, verificarán periódicamente el estado sanitario de los plantines multiplicados en las jaulas antiáfidos, en los almácigos protegidos y en los lotes de multiplicación a cielo abierto. Las capacitaciones y reuniones técnicas, tendrán por objetivo informar a todos los productores de la zona sobre la importancia de trabajar con plantines de sanidad controlada, y alertar sobre el riesgo de contaminación viral que conlleva la introducción de propágulos desde otras regiones batateras, además de brindar pautas

sobre el manejo a seguir a los efectos de mantener la condición sanitaria del material vegetal que se está multiplicando.

IV.1-MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA EN COLONIA CAROYA, DPTO. COLÓN. PCIA DE CÓRDOBA  
La multiplicación de plantines de batata de sanidad controlada se lleva a cabo en tres etapas: a) En jaulones ubicados en la Escuela de la Familia Agrícola (EFA); b) En almácigos protegidos; c) En lotes aislados de cultivos de batata

#### *IV.1 a- MULTIPLICACIÓN EN JAULONES UBICADOS EN LA EFA*

En el caso de la provincia de Córdoba, dos productores se asociaron para trabajar de manera mancomunada en sendos jaulones ubicados en la Escuela de la Familia Agrícola (EFA) de Colonia Caroya, Dpto. Colón, en donde realizan, con apoyo de docentes de la EFA y de profesionales de INTA, la multiplicación de plantines de los cvs. Arapey INIA y Morada INTA, entregados por el IPAVE desde el año 2011. Los jaulones poseen 45 x 12 x 3m y 45 x 6 x 3m, de largo, ancho y alto, respectivamente, dos puertas de ingreso y su estructura está constituida por hierro y postes de madera. Se encuentran cubiertos con malla antiáfidos 16/10, polietileno LDT (larga duración térmica) de 150 micrones y, en el techo, además, con malla antigranizo. La cobertura con polietileno LDT se regula de modo de mantener las condiciones adecuadas de temperatura, humedad y ventilación dentro de los jaulones.



Fig. 26. Jaulones de primera multiplicación de plantines de batata de sanidad controlada, ubicados en la Escuela de la Familia Agrícola (EFA) de Colonia Caroya. Dpto. Colón, Pcia. de Córdoba

***Aplicación de abono orgánico previo al trasplante y preparación de los bordos o camellones.*** Cuatro meses antes del trasplante (julio-agosto), aproximadamente 1200 kg de estiércol de aves ya fermentado y que se mantuvo amontonado por seis meses, se incorporan al jaulón de mayores dimensiones (270m<sup>2</sup>) (proporción aproximada de 4,5t/ha) utilizando rejonas, para mezclar el abono con el suelo, que fue previamente trabajado con rastra de discos (dos o tres pasadas). Luego de hacer los bordos con carpidor (rejas a 0,80m una de otra), los surcos se inundan de modo de lograr una conveniente mineralización del estiércol. Una vez oreado, el terreno está listo para el trasplante. Este abono es la única fertilización efectuada durante todo el ciclo de la planta.

Si no se aplicara estiércol antes del trasplante, es recomendable fertilizar con NPK 17-17-17 (42g/m<sup>2</sup>) luego de la plantación, o bien con urea (13 g/m<sup>2</sup>) tras el corte de las guías, a lo que sucederá un riego ligero (Mwanga y Fuentes, 2010).

***Control de malezas en pre-emergencia.*** Antes del trasplante, se realiza una aplicación de Teliron de Cheminova (Linuron) al suelo previamente regado y oreado, a razón de 300cm<sup>3</sup> en 300m<sup>2</sup> de superficie. Esto permite el control simultáneo de la mayoría de las malezas de hoja ancha y de algunas gramíneas, pero no de cebollín, que se combate en floración con glifosato, en ausencia del cultivo.

***Desinfección del suelo.*** Conviene practicarla antes de hacer los bordos, de modo que el producto se incorpore en los mismos al aporcar. Se utiliza Actara como preventivo del ataque de insectos, especialmente de “moscas blancas”, aplicado en dosis de 5-7 g/100m lineales (500-700 g/ha) con un volumen de agua de 200-300 L/ha.

***Trasplante.*** Se lleva a cabo promediando noviembre. Los plantines de batata de sanidad controlada son colocados en los bordos a 0,30m entre sí. Poseen entre cinco y seis hojas (25-30cm), y tallo del

diámetro de un lápiz. De manera simultánea al transplante, se riega por goteo.

Si la cantidad de plantines no fuera suficiente como para cubrir toda la superficie del jaulón, se realizarán cortes sucesivos de trozos de guías con cuatro a cinco hojas tomadas de las plantas ya establecidas, hasta completar los bordos. Arapey INIA admite más cortes que Morada INTA, por tener crecimiento más rápido.

**Riego.** Los bordos deberán mantenerse húmedos, para lo cual el riego por goteo se efectuará a intervalos de cuatro a cinco días.

Para asegurar una distribución pareja del agua en el suelo, lo ideal es inundar los surcos cuando las plantas tengan guías de 30 a 40cm. Posteriormente, la humedad se mantendrá en niveles apropiados mediante el riego por goteo.



Fig. 27. Interior de un jaulón con malla antiáfidos en la EFA. Mangueras para riego por goteo (A). Transplante de propágulos de sanidad controlada y riego por goteo en noviembre (B)

**Control preventivo de insectos.** Se realiza una aplicación de Voliamflexi de Syngenta al follaje (100 cc/15 L de agua). En su lugar puede emplearse Confidor, de Bayer (Imidacloprid) (30 g/10 L de agua). Ambos son insecticidas de contacto y sistémicos y poseen excelente

control de plagas chupadoras como pulgones y moscas blancas. Para evitar la generación de resistencia de las últimas, se recomienda el uso alternado de los mismos.

**Raíces para almácigo.** En junio, con las primeras heladas, se corta la parte aérea de las plantas y las raíces se cosechan y apilan dentro de cajones en galpón, a 13-15°C y 90-95% de humedad relativa, hasta realización del almácigo, o bien se dejan o en el interior del jaulón, preservándolas del frío mediante cobertura de los bordos con manta antiheladas, tela constituida por polipropileno cuyo efecto es incrementar la temperatura. En el primer caso, Martí (2014) aconseja un piso de bolsas de arpillera y una manguera de riego por goteo para lograr humedad. También se pueden distribuir baldes con agua dentro del galpón. Temperaturas más bajas pueden ocasionar daño por frío, mientras que registros superiores a 18°C producen pérdida de peso por aumento de la respiración y brotado. Este procedimiento permite conservar las batatas para semilla hasta agosto. En San Pedro, se recomienda el “curado” de las raíces, previo a su almacenamiento (a 30-35°C y 90-95% de humedad relativa por 6-10 días), a los fines de lograr una mejor preservación de las mismas y evitar pérdidas de humedad (Martí, 2013d).

En septiembre, se incorpora nuevamente guano de aves al suelo del jaulón, que permanecerá en “descanso” hasta el año siguiente. Es importante destacar que la multiplicación de plantines de batata se realiza cada dos años en los jaulones, de modo que los mismos se van usando de manera alternada.



Fig. 28. Plantas de batata de sanidad controlada del cv. Arapey multiplicándose en el jaulón antiáfidos en marzo (A). Manta antiheladas cubriendo las raíces (junio, julio) (B)



#### IV.1b- MULTIPLICACIÓN EN ALMÁCIGOS

Los almácigos al aire libre se realizan dos meses antes de la fecha prevista para el transplante, aproximadamente en septiembre, una vez finalizado el riesgo de heladas. Para preservar la sanidad de los brotes, se los cubre con malla antiáfidos. Se los ubicará en terrenos altos para evitar que se encharquen y, preferentemente de textura franca, en donde no se haya plantado batata el año anterior, lo que permitirá preservar la sanidad de los plantines.

Se pueden aplicar uno de estos dos herbicidas registrados para su uso en almácigos de batata, previo riego y refinado del suelo (aradas y rastreadas): linuron o metribuzín, que controlan la mayoría de las malezas de hoja ancha y algunas gramíneas. El primero se usa a razón de 20 a 30 g de polvo mojable (50%)/10 L de agua, cantidad suficiente para 100m<sup>2</sup> de almácigo. El metribuzin se aplica a la dosis de 7 a 8 cm<sup>3</sup> (suspensión acuosa 48%) ó 4 a 5 g (formulación en gránulos al 75%) en 100m<sup>2</sup> de almácigo.



Fig. 29. Almácigo protegido de batata de sanidad controlada (A). Detalle de plantines del almácigo (B) en octubre

Las batatas “semilla” deben tener tamaño similar. En Colonia Caroya, los productores emplean raíces medianas (300-400 g) para la siembra. Las mismas se colocan paralelas en la cama de siembra, dejando un espacio conveniente entre ellas y entre hileras. En un almácigo de 100m de largo x 2,70m de ancho, se utilizan 1500 kg de batata,



aproximadamente (5,5 kg/m<sup>2</sup>). (En San Pedro, Martí *et al.* (2014) recomienda emplear 12-15 kg de batata/m<sup>2</sup> de almácigo).

Una vez puestas las raíces, se las cubre con aproximadamente 5cm de tierra húmeda, con empleo de arado, y el primer riego recién se efectuará cuando se observen brotes. El almácigo se cubre con polietileno LDT, sostenido por arcos que, será reemplazado por la malla antiáfidos, cuando los brotes entren en contacto con él. Esta protección será permanente, de modo de preservar a los plantines de contaminación con virus. Aproximadamente una superficie de 184m<sup>2</sup> de almácigo provee plantines para 1 ha.

En Colonia Caroya se transplanta en diciembre y los plantines se extraen cuando poseen 25-30cm y seis a ocho hojas. Es conveniente realizar un riego previo para que los mismos se desprendan fácilmente y sin cortarse al separarlos de la batata “madre”. Para evitar su deshidratación, conviene plantarlos inmediatamente luego de extraídos. A medida que se los saca del almácigo, son colocados en cajones o en lienzos de arpillera y, si no se plantan de inmediato, se los mantiene a la sombra con las raíces cubiertas por bolsas de arpillera mojadas.

Los productores de Córdoba prefieren cortar los plantines con cuchillo en vez de arrancarlos para evitar llevar enfermedades portadas por la batata “madre” al lote de multiplicación.

A partir del almácigo, es posible obtener tres camadas de plantines, separadas por un intervalo de aproximadamente 30 días, siempre y cuando se suministre suficiente humedad al mismo.

#### *IV.1c- MULTIPLICACIÓN EN LOTES AISLADOS DE OTROS CULTIVOS DE BATATA*

Con el objeto de continuar con la multiplicación del material de sanidad controlada y obtener suficiente cantidad de plantines para su plantación comercial, en diciembre se efectúa el transplante en lotes separados al menos 100m de otros cultivos de batata y protegidos con barrera de sorgo o maíz, que se pulverizarán semanalmente con

insecticidas, y que se ubican perpendiculares a la dirección de los vientos predominantes.

Las labores de presiembra, generalmente consisten en dos aradas y sus correspondientes rastreadas y en pasadas de aporcador para la constitución de los bordos. En Colonia Caroya, dichos bordos se separan 0,80m y en ellos se disponen tres plantas por metro lineal.

El lote de multiplicación se controlará para presencia de síntomas de virus desde el transplante y, eventualmente, plantas amarillas o de tamaño reducido, con presumible infección viral, serán eliminadas del mismo. La periferia y el interior del lote se mantendrán libres de vegetación silvestre, especialmente de malezas convolvuláceas (campanitas) que pudieran oficiar de reservorio tanto de virus como de insectos vectores, y se realizarán aplicaciones semanales de insecticidas que prevengan de la presencia de moscas blancas, principalmente.

Las raíces producidas permanecerán en el suelo, a los fines de obtener plantines de línea de manera temprana, los que serán transplantados a los lotes de producción en noviembre. Generalmente, como material de plantación, se emplean trozos apicales de 30-40cm de longitud, de los que se entierran al menos tres nudos, previa eliminación de sus hojas inferiores. Si se utilizan las partes media o basal de las guías, se obtendrán menores rendimientos.

#### IV.2. OTRAS ALTERNATIVAS DE MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DE SANIDAD CONTROLADA

##### *IV.2a- MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DURANTE EL INVIERNO EN CÁMARA DE ENRAIZAMIENTO*

Complementariamente, los productores elite de Colonia Caroya efectúan multiplicación de plantines durante el invierno, en una cámara de enraizamiento de la Comuna de Vicente Agüero, localidad contigua a Colonia Caroya. La misma posee un sistema de niebla intermitente (*mist*) que favorece la emisión de raíces de las estacas que se ubican en una cama caliente de perlita.



Fig. 30. Cámara de enraizamiento de plantines de batata de sanidad controlada. Cama de perlita (A). Picos de niebla intermitente (B). Plantín enraizado (C)

#### *IV.2b- ESTACAS UNINODALES COMO MÉTODO RÁPIDO Y ECONÓMICO DE MULTIPLICACIÓN DE PLANTAS DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA*

Como toda especie de propagación vegetativa (trozos de guías), la batata posee baja tasa de multiplicación. Con el objeto de obtener mayor cantidad de plantines de sanidad controlada por unidad de tiempo, Martí (2012, com. pers.), a través de su experiencia, acentuó las ventajas de un método propuesto por Marca (1990) basado en la multiplicación rápida, utilizando esquejes de un nudo. Partiendo de una raíz, a los tres meses es posible lograr entre 400 y 750 plantines, es decir: si se plantan seis batatas en septiembre, en diciembre se tendrá cerca de 3.000 plantines, que rendirán aproximadamente 1,5 t de raíces de sanidad controlada en el otoño, las cuales serán luego usadas en el almácigo. Este investigador, además comprobó que, si los esquejes uninodales son plantados a una densidad de 10 x 5cm en un sustrato sin suelo (corteza de pino compostada y turba subtropical), con aplicación a la siembra de un fertilizante de liberación lenta y con riego por goteo, se obtiene una aceptable cantidad de plantas.

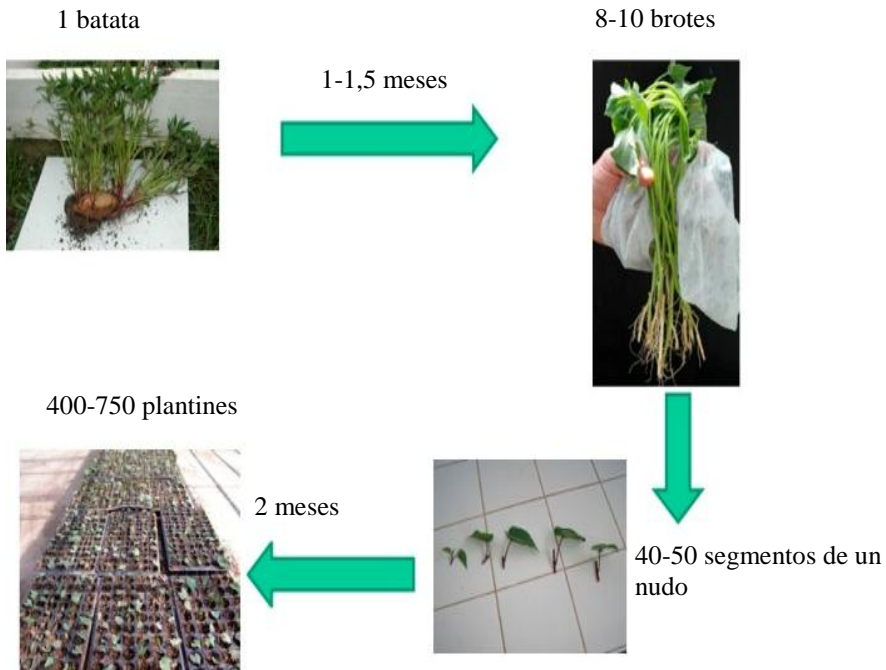


Fig. 31. Esquema de obtención rápida de plantines de sanidad controlada, a partir de estacas uninodales de batata (Martí, 2012)

#### IV.2c- CASAS DE MALLA COMO FORMA ECONÓMICA Y PRÁCTICA DE MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA

Una opción para productores de menores recursos y que, por alguna razón, no pueden asociarse con otros, es la construcción de casas de malla, muy empleadas en regiones productoras de batata de Perú y en la Provincia de Shandong, China. Tal como se muestra en la figura, esta sencilla construcción consta de una base de cemento, palos, alambres de sostén y malla antiáfidos. Considerando la realización de cinco cortes y extrayendo tres estacas por planta en cada uno de ellos, en la zona de producción de Perú, se obtienen 150.000 esquejes por año, en una cama de “siembra” en la que, inicialmente se colocaron 10.000 plantas madres.

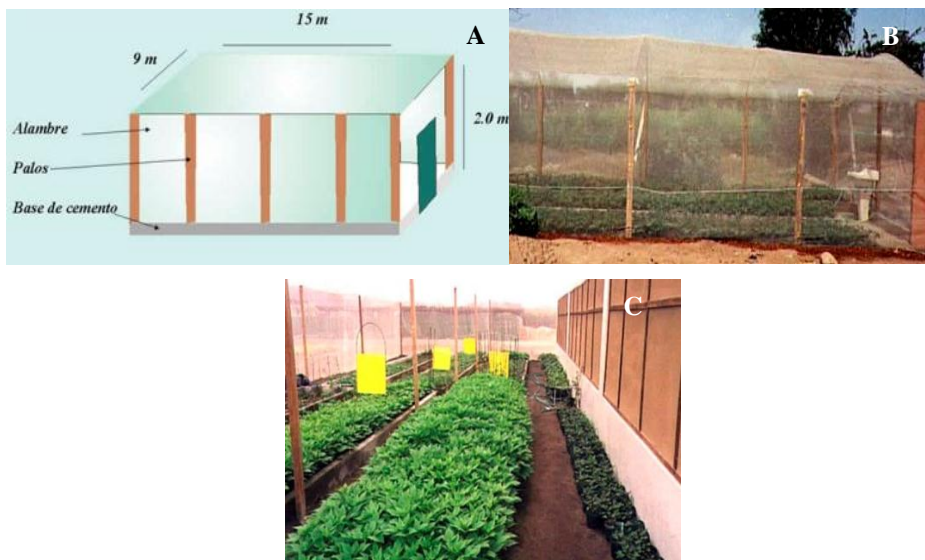


Fig. 31. Casa de malla en Perú. Dimensiones y materiales de construcción (A). Interior de la casa de malla (B). Camas de “siembra” y producción de esquejes básicos. Se observan trampas amarillas y adhesivas para la captura y monitoreo de insectos vectores (C) (Fotos: INIA Perú)

#### IV.3. MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA EN DIFERENTES REGIONES PRODUCTORAS DE ARGENTINA

Se presenta en primer lugar, como modelo de multiplicación y provisión de plantines de batata de sanidad controlada, al llevado a cabo en la EEA INTA El Colorado, Formosa. Luego, son mostrados casos de diferentes provincias productoras.

##### *IV.3a- MODELO DE “SANEAMIENTO” DE VIRUS EN EL CULTIVO DE BATATA DE LAS REGIONES PRODUCTORAS DE LA PCIA. DE FORMOSA*

Las virosis están afectando con alta incidencia y significativas mermas en la producción, a los cultivos de batata de la Pcia. de Formosa.

Desde noviembre de 2014, la Lic. Rosa Elena Hoyos, de la EEA INTA El Colorado, viene desarrollando un programa modelo de multiplicación y distribución de plantines de batata de sanidad

controlada, ante la demanda emergente de las zonas batateras de tres territorios de dicha provincia, que son abordadas por INTA a través de los respectivos Proyectos Regionales con Enfoque Territorial (PRET), en articulación con el Proyecto Nacional de Hortalizas, Flores y Aromáticas (PNHFA 1106074), módulo “Batata”. Los territorios considerados por los PRETs y las Agencias de Extensión Rural de INTA (AER) con ingerencia en los mismos son: Región Central (AER INTA Güemes y AER Ibarreta), Región Este (AER Formosa y AER Laguna Blanca) y Región Antiguo Delta del Bermejo (AER San Martín y El Colorado), donde ya fueron entregadas un total de 9970 guías (mitad del cv. Okinawa 100 y mitad de Arapey INIA) procedentes de plantas de batata de sanidad controlada de los módulos de multiplicación, con acciones coordinadas por la Lic. Hoyos en EEA INTA El Colorado. Una de las ventajas de esta región, es que resulta factible la producción prácticamente continua de material de estas características, debido a las condiciones climáticas imperantes.

**Los pasos para a multiplicación y distribución del material de propagación de batata con sanidad controlada** son los siguientes:

*Provisión de plantas madre de sanidad controlada y multiplicación de “semilla básica”.* Las plantas madre pertenecen a los cvs. Okinawa 100 y Arapey INIA y su origen es el IPAVE- CIAP- INTA. Como apoyo al proyecto de El Colorado, en esta primera etapa, fueron previamente multiplicadas por el Ing. Agr. Pablo Gauna, en la EEA INTA Bella Vista.

*Primera multiplicación de “semilla básica” en núcleos de la EEA INTA El Colorado.* Los plantines ingresan en una pequeña jaula con malla antiáfidos, donde son mantenidos, aclimatados y multiplicados hasta obtener suficiente cantidad de material para ser transplantada en los módulos de multiplicación. Con la misma finalidad se emplean túneles fabricados con arcos y cobertura de malla antiáfidos.



Fig. 32. Jaula (A) y túnel (B) de multiplicación de las plantas madres de batata de sanidad controlada de los cvs. Arapey INIA y Okinawa 100 ubicada en la EEA INTA El Colorado

***Producción de estacas en módulos.*** Se cuenta con dos módulos de multiplicación de 50 x 7,5 x 3m, en cuyo interior, y usando un marco de plantación de 0,90 x 0,50m, se dispusieron 1200 plantas madres de sanidad controlada, donadoras de guías (600 del cv. Okinawa 100 y 600 de Arapey INIA). Éstas son conducidas verticalmente en una espaldera de cuatro alambres (el primero a 0,40m de altura y los restantes separados 0,50m entre sí), los cuales que se ajustan o se aflojan con torniquetes, de acuerdo a la necesidad. El tutorado diario comienza a los 35 días del transplante y se realizan aplicaciones quincenales de insecticidas y acaricidas de manera preventiva. En caso de observar insectos o ácaros, la frecuencia de las mismas es semanal. El riego es por goteo y se practican dos a tres cortes de guías por semana, de modo que el rendimiento es de 800 estacas de seis yemas por día (4000 estacas por semana). En todas las tareas, se encuentran involucradas dos personas con jornadas de 6 a 8h.

Se prevé una renovación anual de los materiales básicos de sanidad controlada en los núcleos de multiplicación.



Fig. 33. Módulo de multiplicación de plantines de batata de sanidad controlada (A). Interior del módulo (B). Conducción en espaldera de las plantas madres (C)

***Entrega programada de estacas (de aproximadamente seis yemas) a las diferentes unidades operativas de INTA.*** Las AER de las tres regiones mencionadas implementan los núcleos semilleros de sanidad controlada en sedes de asociaciones, institutos, feriantes productores demostradores (segunda multiplicación, de donde se obtendrá el material para plantación en lotes comerciales). Esta acción se complementa con la ejecución de capacitaciones y constante acompañamiento del productor en la tarea de multiplicación de material de sanidad controlada para la plantación. Del mismo modo, se efectúa la remoción completa de los cultivos de la zona, los cuales presentan infección viral.

Se prevé el reemplazo anual de propágulos en los lotes destinados a la producción. Este manejo, permitirá el “saneamiento” progresivo de los cultivos de batata en la Pcia. de Formosa.

#### ***IV.3b- MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA EN OTRAS REGIONES DEL PAÍS***

En el marco del Proyecto Nacional de Hortalizas, Frutales y Aromáticas (PNHFA 11060074) de INTA y, dentro del Proyecto Estratégico (PE) coordinado por Héctor Martí, se está llevando a cabo la multiplicación de plantines de batata de sanidad controlada en diferentes



regiones productoras del país, con supervisión de la coordinación del módulo Batata de dicho PE (Coordinadora: Liliana Di Feo).

A continuación, se muestran ejemplos de las jaulas antiáfidos para la primera multiplicación de plantines de sanidad controlada, fabricadas en diferentes regiones productoras de batata.

**San Pedro, Pcia. de Bs.As.** En la figura 34 se muestra un invernadero de 9 x 15 x 3m, con estructura de hierro galvanizado, malla antiáfidos, dos puertas de ingreso, cortinas laterales de plástico LDT, que según la necesidad, se levantan o bajan accionando un motor eléctrico. Este invernadero está rodeado de cerco perimetral y en su interior cuenta con una jaulita de 3 x 6 x 2m, también cubierta con malla antiáfidos, en donde se ubicarán las macetas con las plantas madres de batata de sanidad controlada. Las mismas se multiplicarán en bandejas dentro del invernáculo principal, para luego llevarlas a un lote alejado de toda zona de producción de batata, a los fines de producir “semilla” para los almácigos.

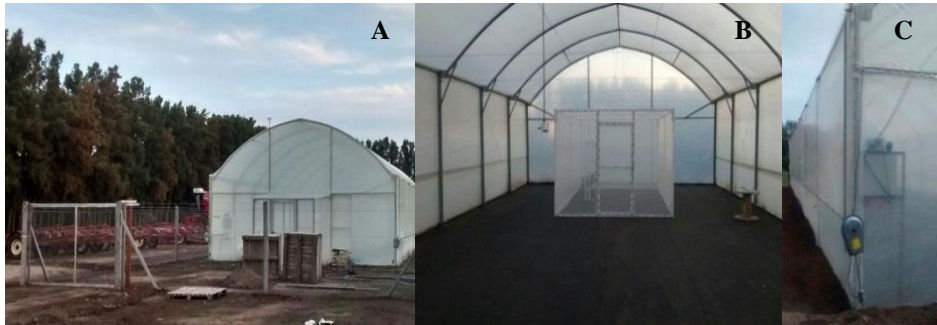


Fig. 34. Jaulón antiáfidos en San Pedro (A). Jaula para mantenimiento de “plantas madre” de batata de sanidad controlada (B). Motor para subir y bajar el plástico LDT (C). Fotos: W. Kissling

**San José. Pcia de Entre Ríos.** El jaulón con malla antiáfidos posee 40m de largo x 5,60m de ancho x 2,30m en la cumbre (1,40m en los costados) y su estructura está conformada de palos y hierro galvanizado y cubierta con polietileno LDT de 150 micrones. La

multiplicación de plantines de sanidad controlada del cv. GEM, producidos en IPAVE, se lleva a cabo en San José, Entre Ríos, bajo la dirección del Ing. Agr. Humberto Bonari. El transplante fue realizado a principios de marzo.



Fig. 35. Multiplicación de plantines de batata cv. GEM de sanidad controlada en San José, Entre Ríos. Jaulón antiáfidos (A). Interior del jaulón (B). Plantas de sanidad controlada cv. GEM (C) al mes y medio desde el transplante (comienzos de marzo). Fotos: H. Bonari.

**Concordia. Pcia. de Entre Ríos.** La jaula, ubicada en la EEA INTA Concordia, construida con postes de madera, malla antiáfidos y cubierta exterior de polietileno LDT de 150 micrones, mide 10 x 5 x 2,5m de alto en su cumbrera (1,80m en los costados). Allí se multiplican plantines libres de virus del cv. GEM (distancia entre bordos: 0,80m y entre plantines: 0,35m), bajo la dirección de la Ing. Agr. Elena Gagliano.



Fig. 36. Jaula antiáfidos ubicada en la EEA INTA Concordia (A). Plantines de batata de sanidad controlada del cv. GEM (B). Fotos: E. Gagliano

**Bella Vista. Pcia. de Corrientes.** La casa de malla construida por el Ing. Agr. Antonio Ishikawa, productor individual, posee

24 x 14 x 2m. Inicialmente, las plantas madres de los cvs. Arapey INIA y Okinawa 100 fueron multiplicadas dentro de jaulitas de 3 x 1 x 0,60m.

En la casa de malla, las plantas fueron conducidas de la manera convencional (sobre el bordo) y también verticalmente, sostenidas por alambres.

A partir de esta casa de malla, se proveyeron plantines a EEA INTA Bella Vista, a la Cooperativa Agrícola de Malabrigo (Pcia. Santa Fe) y a EEA INTA El Colorado.



Fig. 37. Casa de malla en Bella Vista, Corrientes (A). Multiplicación de plantines de sanidad controlada del cv Okinawa 100, conducidos horizontalmente (B) y de manera vertical (C y D). Fotos: A. Ishikawa

**Malabrigo. Pcia. de Santa Fe.** Se realiza la multiplicación de plantines de sanidad controlada del cv. Arapey INIA, bajo la dirección del Ing. Agr. Mario Gerber, Cooperativa Agrícola Malabrigo, dentro de un jaulón de 25 x 7 x 3m, con malla antiáfidos, doble puerta de ingreso y características similares al de San José, Entre Ríos.



Fig. 38. Jaulón antiáfidos de la Cooperativa Agrícola de Malabrigo. Santa Fe (A). Plantines de sanidad controlada del cv. Arapey INIA (B). Fotos: M. Gerber

## **CAPÍTULO V. MANEJO DE LOTES DE MULTIPLICACIÓN DE PLANTINES DE BATATA DE SANIDAD CONTROLADA Y DE LOTES COMERCIALES**

El saneamiento de los cultivos de batata de una determinada zona de producción, dependerá no sólo del empleo de material de plantación de sanidad controlada para virus y otros patógenos sistémicos. Este será sólo el inicio de un proceso que deberá complementarse con un manejo integrado y prácticas fitosanitarias que, en lotes de multiplicación y en los destinados a la producción comercial, impidan el ingreso y la diseminación de virosis. El tiempo de renovación de “semilla” dependerá de la incidencia de los diferentes virus involucrados en la enfermedad (cantidad de inóculo) y del tamaño de las poblaciones de insectos vectores (pulgones y moscas blancas) presentes en la zona considerada.

A continuación, se mencionan aspectos relativos al manejo, en los que se pondrá especial atención:

### **Naturaleza del material de plantación**

En primer lugar, debe evitarse el uso de material de plantación adquirido en otras regiones productoras de batata, que conlleva la introducción inadvertida de patógenos foráneos. Será preciso concientizar al productor sobre la importancia de iniciar sus cultivos con “semilla” probada para virus, el medio más eficiente de control de los virus de batata, siempre y cuando se lleve a cabo dentro de un plan de manejo integrado con otras prácticas desarrolladas a tal fin. En lo posible, los campos seleccionados para la multiplicación de material de plantación de sanidad controlada, deberán tener baja presión de insectos vectores de virus. La instalación de trampas de color amarillo, impregnadas con una sustancia adhesiva, será útil para monitorear la población de moscas blancas y de pulgones y conocer la dinámica de vuelo de estos vectores. Puede emplearse aceite de motor, que debe ser reemplazado con frecuencia porque el agua lo lava fácilmente o bien,

agua con detergente. También, pueden usarse latas como las de dulce de batata, que en su interior se pintan de amarillo y se llenan con agua como elemento de captura (trampas de Moericke).



Fig. 39. Trampas adhesivas de color amarillo, distribuidas en los lotes de multiplicación de batata de sanidad controlada

### **Selección del material de plantación desde plantas asintomáticas provenientes de lotes con baja expresión de virosis**

En caso de no contar con propágulos de sanidad controlada, los cultivos deberán iniciarse con material de plantación que provenga de lotes en donde la incidencia de virosis sea mínima. Esta medida disminuye las posibilidades de tomar estacas desde plantas infectadas (Gibson y Aritua, 2002).

### **Distanciamiento entre lotes de batata superior a 100m**

Deben evitarse las fuentes cercanas de virus, es decir que resulta conveniente que los lotes en donde se realiza la multiplicación de plantines de batata de sanidad controlada y los comerciales en donde se plantó material de estas características, estén distanciados al menos 100m de otros cultivos, ya que es difícil que los vectores de virus (moscas blancas y áfidos) recorran esa distancia en poco tiempo (Gibson *et al.*, 2004; Aritua *et al.*, 2003).

En el caso de enfermedades en las que están involucrados *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV) y *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV), es preciso considerar que éstos son transmitidos respectivamente de manera no persistente y semipersistente por sus vectores (áfidos y moscas blancas), por lo que las tasas de transmisión



caen rápidamente (en pocos minutos en el caso de SPFMV y en escasas horas, en el de SPCSV). Además, los pulgones no colonizan el cultivo y generalmente, llegan a los lotes de batata como formas aladas procedentes de otros hospedantes, para alimentarse arriba de la parte aérea de la planta, pero cuando lo hacen, ya han perdido su capacidad de transmisión de virus.

Dado que SPCSV es el determinante de la aparición de síntomas y daños, cuando ocurre en infecciones mixtas, la dispersión de las enfermedades depende de la diseminación de este patógeno por parte de las moscas blancas. Por lo tanto, dichos vectores de SPCSV son los "conductores" indirectos de la dispersión de las virosis. El patrón de vuelo de estos insectos en batata consiste en cortas trayectorias entre plantas vecinas y es muy raro que las mismas se desplacen más allá de 0,5m arriba de la parte aérea (Byamukama *et al.*, 2004). Consiguientemente, la diseminación del virus desde una parcela infectada está concentrada en los primeros metros y prácticamente no ocurre fuera de un cultivo, tal como puede observarse en la siguiente figura, en la que se muestra la incidencia de SPVD en los meses posteriores al trasplante dentro de la parcela infectada y en lotes distanciados a 15m de la misma.

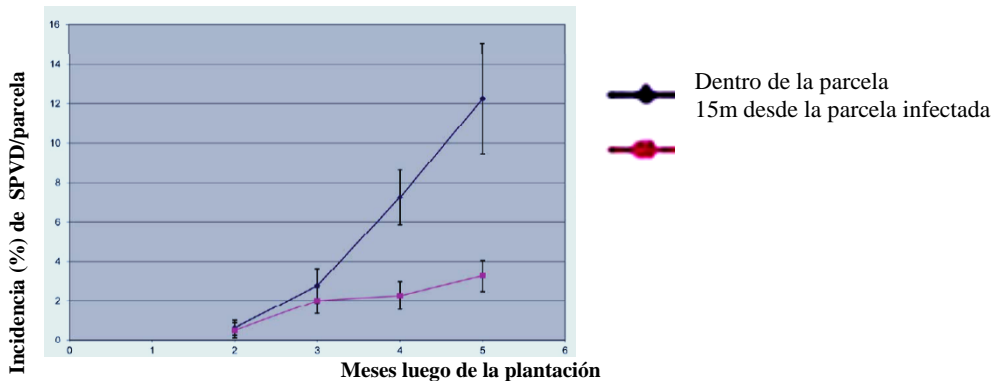


Fig. 40. Dispersión de *sweet potato virus disease* (SPVD) dentro de una parcela infectada con la enfermedad y en parcelas ubicadas a 15m de la misma. La barra indica el error estándar. Clark *et al.* 2012.

## **Descarte de plantas infectadas**

De acuerdo a lo mencionado, el descarte de plantas infectadas (*roguing*) para remover las fuentes de virus y limitar su dispersión por los vectores dentro de un cultivo es un medio efectivo para controlar complejos virales en los que interviene el SPCSV. Tal como se aprecia en el siguiente gráfico, resulta conveniente eliminar plantas enfermas **durante el primer mes** luego de la plantación (menor incidencia de SPVD). Si el descarte de plantas enfermas se efectúa a lo largo del ciclo, la incidencia de la enfermedad es mayor que en el caso anterior y resulta muy alta, si no se efectúa *roguing* (Aritua et al., 2003; Clark *et al.* 2012).

Se demostró que SPFMV podía ser fácilmente transmitido por el pulgón *Myzus persicae* desde plantas de batata coinfectadas con SPCSV, con síntomas del complejo viral *sweet potato virus disease* (SPVD), pero no desde aquéllas con infecciones simples (asintomáticas). Esto sucede porque, en infecciones mixtas, el SPCSV causa un significativo incremento en la concentración de SPFMV, lo que facilita su adquisición por el vector.

Por otra parte, es probable que plantas coinfectadas (que exhiben clorosis y mosaico, entre otros síntomas) sean más atractivas para las moscas blancas, favoreciendo la transmisión de SPCSV en lotes de batata. Se comprobó que la remoción de plantas con síntomas de virosis en el lote, reduce la población de las moscas blancas, la incidencia de los complejos virales y el daño de los mismos sobre la producción (Karyeija *et al.*, 1998; Valverde *et al.*; 2007; Muturi *et al.*, 2007).

Como se expresara oportunamente, si bien la selección de plantas asintomáticas para plantación y la eliminación de plantas enfermas pueden ser empleadas como manejo efectivo de complejos virales en los que participa SPCSV, es una medida inadecuada para controlar a los sweepovirus, ya que es posible que se seleccionen propágulos a partir de plantas sin síntomas aparentes, pero infectadas, lo que favorecerá su dispersión de un ciclo de cultivo al otro. También resulta difícil la



eliminación de plantas con infecciones simples, ya que, por lo general, éstas no causan sintomatología o la misma es muy poco conspicua y sólo aparece estacionalmente (Di Feo, 2014).

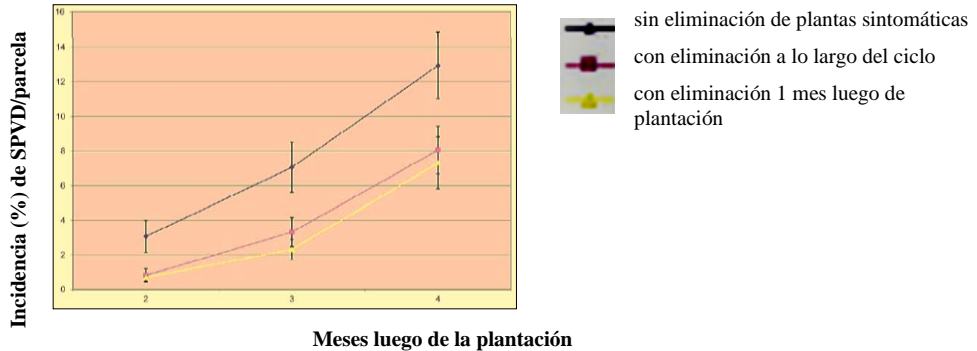


Fig. 41. Efecto de la eliminación de plantas con síntomas en la dispersión de *sweet potato virus disease*(SPVD). La barra indica el error estándar. Clark *et al.* 2012.

### Rotación de cultivos

Las raíces y estacas de plantas infectadas sobreviven en el suelo produciendo plantas enfermas, desde las cuales la virosis se diseminará rápidamente en el nuevo cultivo. Por tal motivo, es conveniente no cultivar batata sobre batata. Además, el monocultivo ocasiona plantas más débiles y más susceptibles a enfermedades (Di Feo, 2014).

### Destrucción de residuos de cosecha

Luego de la cosecha, el follaje remanente deberá destruirse o, de ser posible, suministrarse al ganado. También es preciso eliminar las raíces que quedan en el lote, especialmente las pequeñas, pues existe alta probabilidad de que provengan de plantas con virus (Di Feo, 2014).

### Destrucción de especies silvestres

El control de la vegetación más cercana a los lotes con batata probablemente reduzca significativamente las poblaciones de vectores y, por lo tanto, la incidencia de las enfermedades (Ngailo *et al.*, 2013).

Los áfidos transmisores de virus de batata, no colonizan al cultivo sino que llegan a él como formas aladas itinerantes, desde otras plantas hospedantes silvestres convolvuláceas (*Ipomoea*) o “campanitas”, cercanas a los lotes con la hortícola. Por lo tanto, las mismas constituyen no sólo reservorios de virus (son susceptibles a la mayoría de estos patógenos) sino también de sus vectores.

El rol de estas malezas en la epidemiología de las virosis del cultivo no ha sido críticamente evaluado. Sin embargo, algunas actuarían como reservorios naturales de SPFMV y *Sweet potato virus G* (SPVG), pues la concentración de estos virus en sus tejidos es superior a la hallada en batata. Por ende, son hospedantes más eficientes para la adquisición de los patógenos virales por parte de los vectores en el campo.

En EEUU se encontró que la especie perenne *Ipomoea trichocarpa*, que sobrevive en los meses de invierno, es un hospedante alternativo de SPFMV, el que también fue detectado en las malezas anuales: *I. heredacea*, *I. heredifolia* e *I. lacunosa*. En Uganda, 24 especies silvestres de la familia convolvuláceas (género *Ipomoea*, *Hewittia* y *Lepistemon*) que crecían en diferentes regiones agroecológicas, se infectaron con distintas razas del SPFMV (Tugume *et al.*, 2008).

En España, el 60% de las plantas probadas de *I. alba*, “dama de noche”, estuvieron infectadas por diferentes sweepovirus (Lozano *et al.*, 2009). En Argentina, se encontró que *Ipomoea cairica* es hospedante alternativo perenne de SPFMV (Di Feo *et al.*, 1989).

### **Manejo de la población de moscas blancas para el control de sweepovirus**

Las moscas blancas pueden controlarse mediante el empleo de químicos o la erradicación de malezas y de otras fuentes de virus que, en algunos casos, resultan eficientes para el manejo de los sweepovirus, dada su forma persistente de transmisión. El potencial aumento de rendimiento debido al empleo de materiales de plantación de sanidad

controlada podría perderse en el segundo año de plantación, debido al efecto acumulativo de los virus reintroducidos por los insectos vectores.

En plantaciones experimentales con alta proporción de plantas infectadas con el sweepovirus *Sweet potato leaf curl virus* (SPLCV) y grandes poblaciones de moscas blancas, ocurrió una rápida reinfección de las plantas libres de virus en el segundo año de plantación en el campo. En función de lo expresado y ante el creciente desplazamiento de estos vectores hacia regiones templadas por efecto del calentamiento global, el manejo de las moscas blancas es crítico para el control del SPLCV. Es comprobada la eficiencia de la aplicación alternada de los insecticidas dimetoato y karate, para el control de moscas blancas en ensayos de batata.

Si bien el control químico de los áfidos vectores no es eficiente, debido a que los mismos transmiten los virus de manera no persistente, hay estudios en Louisiana, EEUU, que indican que aunque los pulgones están presentes en todo el ciclo del cultivo, la transmisión significativa de potyvirus por parte de los mismos ocurre en un corto ciclo que abarca de uno a dos meses desde el trasplante de las guías a campo. Por ello es que un área de investigación futura se centrará en el desarrollo de lineamientos que los agricultores puedan usar, tal como los sprays con aceites minerales, barreras de cultivo y otros que reduzcan la dispersión de virus durante el período crítico (Di Feo, 2014).

Por último, debe considerarse que el control químico de insectos vectores puede no ser económicamente rentable si la batata no es bien comercializada y si se la realiza como cultivo de subsistencia (Rukarwa *et al.*, 2010).

### **Plantación de barreras de cultivo**

En ensayos experimentales se demostró que las barreras de maíz son altamente eficientes para proteger los lotes (Gutiérrez *et al.*, 2003). Sin embargo, hay experiencias que indican que las mismas deben rociarse regularmente con insecticidas para eliminar los insectos que

podrían quedar atrapados, sobre todo cuando la temperatura es elevada y la humedad escasa (Muturi *et al.*, 2007; Gibson *et al.*, 2004; Ngailo *et al.*, 2013). De igual modo, si se colocan barreras de cebada entre parcelas separadas a 3m entre sí, se minimizan el movimiento de insectos vectores (áfidos y moscas blancas) y la transmisión de virus desde parcelas infectadas a sanas (sólo existe un 1% de contaminación por estos patógenos).

### **Protección cruzada**

En Japón, se probó experimentalmente la protección cruzada para virus de batata. Ésta ocurre con razas del mismo virus o con virus íntimamente relacionados. Se logró, luego de inocular plantas de batata con una raza suave del SPFMV, que infecciones posteriores con la raza severa *russet crack* no dieran síntomas o bien que éstos fueran muy suaves. Esta medida es sólo viable para pequeñas extensiones de cultivo (Yamasaki, 2009).

## REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aritua V, Bua B, Gibson R, Mwanga R, Adipala E. 2003. Toward integrated management of sweet potato virus disease: Lessons from Uganda. African Crop Science Conference Proceedings 6: 307-314.

Austin DF. 1988. The taxonomy, evolution and genetic diversity of sweet potatoes and related wild species. En: P. Gregory. Exploration, Maintenance, and Utilization of Sweet Potato Genetic Resources. First Sweet Potato Planning Conference, 1987. Lima, Peru: International Potato Center. Pp. 27–60.

Bejerman N, Zanini A, Luque A, Rodríguez Pardina P, Di Feo L del V. 2014. Uso de *next-generation sequencing* para la caracterización de los aislamientos argentinos de *Sweet potato virus C* (SPVC) y *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV) y desarrollo de *multiplex RT-PCR* para su detección simultánea. Libro de resúmenes XXXVII Congreso Argentino de Horticultura. Mendoza. P. 42.

Biderbost E, Brugnoli E, Mollinedo V, Di Feo L. 1990. Estimación de daños producidos por el *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV) en la cv Morada INTA de batata (*Ipomoea batatas* (L.) Lam). Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA). XXII (1): 251-255.

Bourke RM, Vlassak V. 2004. Estimates of food crop production in Papua New Guinea. Land Management Group, The Australian National University, Canberra. 26pp.

Byamukama E, Gibson RW, Aritua V, Adipala E. 2004. Within crop spread of sweet potato virus disease and the population dynamics of its whitefly and aphid vectors. Crop Prot. 23: 109-116.

Campbell RN, Hall DH and Mielinis NM. 1974. Etiology of sweet potato russet crack disease. Phytopathology 64: 210-218.

Castellano P., Biderbost E, Ducasse D, Di Feo L. 1995. Influencia del ambiente en la manifestación del "Enanismo Clorótico" de la batata. Libro de resúmenes XVIII Congreso Argentino de Horticultura. Termas de Río Hondo. P. 79.

Castellano P, Biderbost E, Ducasse D, Di Feo L. 1996. Relación planta-patógeno- ambiente en la expresión del enanismo clorótico de la batata. San Juan. Libro de resúmenes XIX Congreso Argentino de Horticultura. P. 24.

Centro Internacional de la Papa. 2003. Sweet potato facts. [www.cipotato.org](http://www.cipotato.org). Consultado 10/04/2003.

CIAT. Centro Internacional de Agricultura Tropical. 1980. El cultivo de meristemas de yuca. Guía de Estudio para ser usada como complemento de la Unidad Audiotutorial sobre el mismo tema. 40 pp. Serie 04SC-02.02.

CIAT. Centro Internacional de Agricultura Tropical. 1982. El cultivo de meristemas para el saneamiento de clones de yuca. Guía de Estudio para ser usada como complemento de la Unidad Audiotutorial sobre el mismo tema. 45pp. Serie 04SC-02.05.

Clark C, Hoy MW. 2006. Effects of Common Viruses on Yield and Quality of Beauregard Sweet potato in Louisiana. *Plant Dis.* 83-90.

Clark CA, Davis JA, Abad J, Cuellar WJ, Fuentes S, Kreuze J, Gibson RW, Mukasa SB, Tugume AK, Tairo F, Valkonen JPT. 2012. Sweet potato viruses: 15 years of progress on understanding and managing complex diseases. *Plant Dis.* 96, 168-185.

Cuellar W; Gálvez M, Fuentes S., Tugume J, Kreuze J. 2014. Synergistic interactions of begomoviruses with *Sweet potato chlorotic stunt virus* (genus *Crinivirus*) in sweet potato (*Ipomoea batatas* L.). *Mol.PlantPathol.* 1-13.

Di Feo L, Giménez Pecci M, Nome S. 1989. Avances sobre los estudios de la etiología del Enanismo Clorótico de la batata en Argentina. Libro de resúmenes VII Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Salta. Argentina.

Di Feo L, Nome S, Ducasse D, Alvarez V, Biderbost E. 1994. Caracterización parcial de un nuevo virus en plantas de batata (*Ipomoea batatas* (L.) Lam) cv Morada INTA afectadas por "Enanismo Clorótico". Libro de resúmenes XVII Congreso Argentino de Horticultura y VI Congreso Latinoamericano. Huerta Grande. Córdoba.

Di Feo L, Nome S, Biderbost E, Fuentes S, Salazar L. 2000. Etiology of Sweet Potato Chlorotic Dwarf Disease in Argentina. *PlantDisease* 84: 35-39.

Di Feo L, Rodríguez Pardina P, Martí H, Nome C. 2013. Enfermedades de *Ipomoea batatas* (L.) Lam. (batata, camote). En: Atlas Fitopatológico Argentino. Vol. 4 N°4. Diciembre 2012. Edit: Nome, S.F., Docampo, D.M., Conci, L.R. ISSN: 1851-8974. Córdoba. Argentina. <http://rian.inta.gov.ar/atlas/Inicio.aspx#/ConsultaGeneral?Id=712>.

Di Feo L. 2013. Enfermedades Virales de Batata. En: Sanidad en Cultivos Intensivos 2013. Módulo 3: Batata, arveja, hortalizas de hoja y aromáticas. No hay sencillez que no esconda sus vueltas. Estación Experimental Agropecuaria San Pedro. Pp: 13-20.

Di Feo L. 2014. Enfermedades causadas por virus. En: Martí H, Chiandussi MC, Filippi M (eds). Producción agroecológica de batata para el gran cultivo y la huerta familiar. Pp 46-54.

Gibson RW, Aritua V. 2002. The perspective of *Sweet potato chlorotic stunt virus* in sweet potato production in Africa, a review. *Afr. Crop Sci. J.* 10, 281–310

Gibson, R, Aritua V, Byamukama E, Mpembe I, Kayongo J. 2004. Control strategies for sweet potato virus disease in Africa. *Virus Research* 100: 115-122.

Gutiérrez DL, Fuentes S, Salazar L. 2003. Sweet potato Virus Disease (SPVD): Distribution, Incidence and Effect on sweetpotato yield in Peru. *Plant Dis.*87: 297-302.

Instituto Nacional De Estadísticas y Censos. 2002. Censo Nacional Agropecuario.

Italia, R. 1991. Difusión de plantines de batata libres de virus en jaulas antiáfidos y zonas aisladas. Seis años de experiencia a campo con productores en la provincia de Córdoba. Informe Técnico N° 22. Agencia de Extensión Rural Jesús María. Pcia de Córdoba. 15 pp.

Italia, R. 2003. La batata en la provincia de Córdoba. Ciclo 2002-2003. Proyecto Frutihortícola. Tecnologías para el Desarrollo Sustentable Regional

- Boletín Informativo N° 5. Ediciones INTA. Disponible en: <http://www.inta.gov.ar/manfredi/info/boletines/extension/frutales/lf-bole5.pdf>.
- Karyeija RF, Gibson RW, Valkonen JPT. 1998. The significance of *Sweet potato feathery mottle virus* in subsistence sweet potato production in Africa. *Plant Disease* 82:4-15.
- Karyeija RF, Kreuze JF, Gibson RW, Valkonen JPT. 2000. Synergistic interaction of a potyvirus and a phloem limited crinivirus in sweet potato plants. *Virology* 269: 26-36.
- Lefeuvre P, Martin DP, Hoareau M, Naze F, Delatte H, Thierry M, Varsani A, Becker N, Reynaud B, Lett JM. 2007. Begomovirus ‘melting pot’ in the south-west Indian Ocean islands: molecular diversity and evolution through recombination. *J Gen Virol.* 88: 3458-3468.
- Ling KS, Howard FH, Simmons AM, Zhang SC, Jackson DM. 2011. Experimental host range and natural reservoir of *Sweet potato leaf curl virus* in the United States. *Crop Protection* 30: 1055-1062.
- Loebenstein G, Thottappilly G. eds. 2009. *The Sweet potato*. Springer Sciences Business Media BV. Dordrecht. The Netherlands.
- Loebenstein G, Thottappilly G, Fuentes S, Cohen J. 2009. Virus and Phytoplasma Diseases. En: Loebenstein G and Thottappilly G. *The Sweet Potato*. Pp: 105-131.
- Loebenstein G, 2014. Control of sweet potato virus diseases. *Advances in Virus Research* 91. Cap. 2: 33-45.
- Love SL, Rhodes BB, Moyer JW. 1987. Meristem-tip culture and virus indexing of sweet potatoes. (Practical manuals for handling crop germplasm in vitro). International Board for Plant Genetic Resources (IBPGR), Rome, Italy.
- Lozano G, Trenado H P, Valverde R A, Navas-Castillo J. 2009. Novel begomovirus species of recombinant nature in sweet potato (*Ipomoea batatas*) and *Ipomoea indica*: Taxonomic and phylogenetic implications. *J. Gen. Virol.* 90:2550-2562.



Marca J. 1990. Multiplicación rápida de batata por micro-esquejes de un nudo y hoja. Manual de germoplasma de batata o camote. Fascículo 2.3. Centro Internacional de la Papa. Lima. Perú.

Martí H. 2007. Nutritiva, saludable, “casi perfecta”. Revista Alimentos Argentinos Pp. 48-50.

Martí H. 2013a. Ciclo de cultivo y requerimientos ambientales. En: Martí H, Chiandussi MC, Filippi M (eds). Producción agroecológica de batata para el gran cultivo y la huerta familiar. Pp. 12-16.

Martí H. 2013b. Plantación y manejo del cultivo. En: Martí H, Chiandussi MC, Filippi M (eds). Producción agroecológica de batata para el gran cultivo y la huerta familiar. Pp. 25-29.

Martí H. 2013c. Cosecha y almacenamiento. En: Martí H, Chiandussi MC, Filippi M (eds). Producción agroecológica de batata para el gran cultivo y la huerta familiar. Pp. 30-34.

Martí H. 2013d. Origen, denominación y descripción botánica. En: Martí H, Chiandussi MC, Filippi M (eds). Producción agroecológica de batata para el gran cultivo y la huerta familiar. Pp. 6-11.

Martí H. 2013e. Problemas y oportunidades para el cultivo de batata ante la intensificación de algunos planteos productivos y la incorporación de cultivares más susceptibles a enfermedades. En: Sanidad en Cultivos Intensivos 2013. Módulo 3: Batata, arveja, hortalizas de hoja y aromáticas. No hay sencillez que no esconda sus vueltas. Estación Experimental Agropecuaria San Pedro. Pp: 8-12.

Martí H, Chiandussi MC, Filippi M. 2013. Métodos de propagación. En: Martí H, Chiandussi MC, Filippi M (eds). Producción agroecológica de batata para el gran cultivo y la huerta familiar. Pp. 17-23.

Martin WJ. 1970. The production of russet crack in Jersey Orange sweet potato by grafting on plants infected with either sweet potato leaf spot or internal cork (Abst.) *Phytopathology* 60: 1302.

Moffat AS. 1999. Geminiviruses emerge as serious crop threat. *Science* 286 (5446): 1835.

Moyer JW, Abad GG. 2000. Sweet potato virus isolation, identification and detection. 20 years later. In: Nakasawa Y, Ishiguro K (eds) Internationall workshop on sweet potato cultivar decline study. Miyakonojo, Japan. Pp: 90-98.

Mukasa SB, Rubaihayo PR, Valkonen JPT. 2006. Interactions between a crinivirus, an ipomovirus and a potyvirus in coinfecting sweet potato plants. *Plant Pathol.*55: 458- 467.

Muturi P, Mwololo J, Mburu M, Njeru R, Kiarie N, Munyua J, Ateka E, Muinga R, Kapinga R, Lemaga B. 2007. Strategies of maintaining sweetpotato nurseries free from insect vectors that spread sweetpotato virus disease. *African Crop Science Conference Proceedings* 8: 2071-74.

Mwanga R, Fuentes S. 2010. Sweetpotato. En: Quality declared planting material. Protocols and standars for vegetatively propagated crops. FAO Plant Production and Protection Paper 195.Pp: 81-88.

Ngailo S, Shimelis H, Sibiya J, Mtunda K. 2013. Sweet potato breeding for resistance to sweet potato virus disease and improved yield: Progress and challenges. *African Journal of Agricultural Research* 8 (25): 3202-3215.

Nome SF. 1973.Sweetpotato vein mosaic in Argentina. *Phytopath Z.* 77: 44-45.

Nome SF, Docampo D. 1974. Incidencia del virus del mosaico de las nervaduras (sweet potato vein mosaic virus) en rendimientos en batata. *IDIA-INTA* 315-316: 1-6.

North Carolina SweetpotatoComission. 2003. The healthiest vegetable around. <http://www.ncsweetpotatoes.com/cordell.htm>. Consultado 10/04/2003.

Onwueme IC, Charles WB. 1994. Tropical root and tuber crops. FAO Plant Production and Protection Paper 126 FAO of UN, Rome, Italy.

Pletsch R. 2006. El cultivo de la batata. Proyecto Regional de Pequeños y Medianos Productores. INTA, Corrientes. 33pp.

Rodríguez Pardina PE, Bejerman N, Luque AV, Di Feo L. 2012a. Complete nucleotide sequence of an Argentinean isolate of *Sweet potato virus G*. *Virus Genes*: 45 (3): 593-595.

Rodríguez Pardina P, Luque A, Nome C, López Colomba E, Fuentes Delgado S, Di Feo L. 2012b. First report of *Sweet potato leaf curl virus* infecting sweet potato in Argentina. *Australasian Plant Dis. Notes*: 7 (1): 157-160.

Rukarwa RJ, Mahingaidze AV, Kyamanywa S, Mukasa SB. 2010. Detection and elimination of sweet potato viruses. *Afr. CropSci. J.* 18: 223-233.

SAGPyA. 2008. Información de Producción Hortícola. Dirección de Mercados Agroalimentarios. <http://www.sagpya.mecon.gov.ar/new/0-0/programas/dma/hortalizas/hortalizas.php>.

Tugume A, Mukasa S, Valkonen J. 2008. Natural wild hosts of *Sweet potato feathery mottle virus* show spatial differences in virus incidence and virus-like diseases in Uganda. *Phytopathology* 98: 640-652.

Untiveros M., Fuentes S, Salazar LF. 2007. Synergistic Interaction of *Sweet potato chlorotic stunt virus* (Crinivirus) with Carla-, Cucumo-, Ipomo-, and Potyvirus Infecting Sweetpotato. *Plant Dis.* 91:669-676.

Valverde A, Clark C, Valkonen J. 2007. Viruses and Virus Disease Complexes of Sweetpotato. *Plant Viruses* 1 (1): 116-126.

Woolfe JA. 1992. Sweetpotato, an untapped food resource. Cambridge University Press, New York. 643pp.

Yamasaki S, Sakai J, Kamisoyama S, Goto H, Okuda M, Hanada K. 2009. Control of Russet Crack disease in sweetpotato plants using a protective mild strain of *Sweet potato feathery mottle virus*. *Plant Disease* 93 (2): 190- 194.