



CAPÍTULO 8.

Esquema de producción de semilla de batata de calidad

► JAZMÍN VANESSA PÉREZ-PAZOS, ROCÍO MARGARITA GÁMEZ CARRILLO Y AMPARO ROSERO

La batata (*Ipomoea batatas* Lam.) es una especie vegetal con una demanda creciente en los mercados mundiales por sus características nutricionales, especialmente las variedades que producen sus raíces tuberosas con alto contenido de carotenos, como las de pulpa anaranjada (Amagloh et al., 2021; Grace et al., 2015; Salawu et al., 2015). Específicamente, el método de producción de semilla para la siembra de batata se realiza por lo general mediante propagación vegetativa de esquejes (Kim et al., 2015; Qiao et al., 2019; Rajendran et al., 2017; Ssamula et al., 2020), pero esta práctica genera un riesgo fitosanitario debido a la propagación de virus y enfermedades (Kim et al., 2017; Wanjala et al., 2020).

Una alternativa a esta problemática consiste en producir semilla vegetativa limpia con materiales iniciales indexados generados por técnicas de micropropagación *in vitro*, lo cual permite obtener materiales de siembra de calidad. Los principales beneficios del uso de semilla de calidad son: el incremento en la productividad sobre variedades comerciales, la disminución de costos de producción y la reducción de los impactos ambientales gracias a la disminución en el uso de agroquímicos (Bhatia, 2015; Singh, 2015).

La implementación de las técnicas de micropropagación o producción *in vitro* para producir semilla de calidad tiene las siguientes ventajas:

- Permite erradicar patógenos (hongos filamentosos, bacterias, micoplasmas, virus y viroides), ya que se utilizan los meristemos como una estrategia complementaria a la termoterapia, que no logra limpiar el 100 % de algunos patógenos.

- Alta pureza varietal del material de siembra, de manera que es posible certificar que pertenece a la especie y cultivar deseados.
- Propagación clonal masiva de plantas libres de enfermedades en corto tiempo: este método permite obtener entre 500 y 1.000 plántulas iniciales de cada meristemo de acuerdo con la variedad.
- Producción de material vegetal en cualquier época del año conservando su potencial genético y calidad sanitaria, ya que no se depende de condiciones climáticas externas, como ocurre con los sistemas de producción de semilla convencional.
- Producción efectiva de plántulas o semilla, ya que en una superficie pequeña se pueden obtener altos volúmenes de producción de material. El empleo de contenedores (vidrio o polipropileno de alta densidad) y al menos cinco plantas por recipiente en esquemas de multiplicación permiten el uso eficiente de las áreas.
- Mayor uniformidad en los lotes de producción, considerando que se obtienen con los mismos parámetros de crecimiento, condiciones ambientales, reguladores de crecimiento y especificaciones de macro y micronutrientes.

Producción de semilla de calidad a través de técnicas de micropropagación *in vitro*

El proceso de producción de material de batata de calidad consiste en tres fases (Bhatia 2015; Singh, 2015):

1. Micropropagación *in vitro* en el laboratorio de cultivo de tejidos, en donde se obtiene como producto final plántulas *in vitro* de calidad fitosanitaria (libre de patógenos).
2. Aclimatación de las plantas *in vitro* en condiciones de invernadero para obtener plántulas de categoría superélite.
3. Producción de semilla élite, que se obtiene a partir de la siembra en condiciones de vivero de la semilla élite. Como producto de esta última fase se obtienen los esquejes y minirraíces tuberosas como material de siembra de calidad.

En los siguientes apartados se describe en detalle cada una de estas etapas.

Fase I. Producción de plántulas *in vitro* a través de micropropagación

La primera fase consiste en nueve procesos, los cuales incluyen la selección de las plantas madres, la evaluación de la sanidad, la preparación de los medios de cultivo, la obtención, inducción y multiplicación de los explantes, y la entrega del material a invernadero. Con el fin de resumir esta primera etapa de producción de material de calidad y sanitariamente limpio, en la figura 8.1 se presenta un diagrama con los puntos clave del proceso.

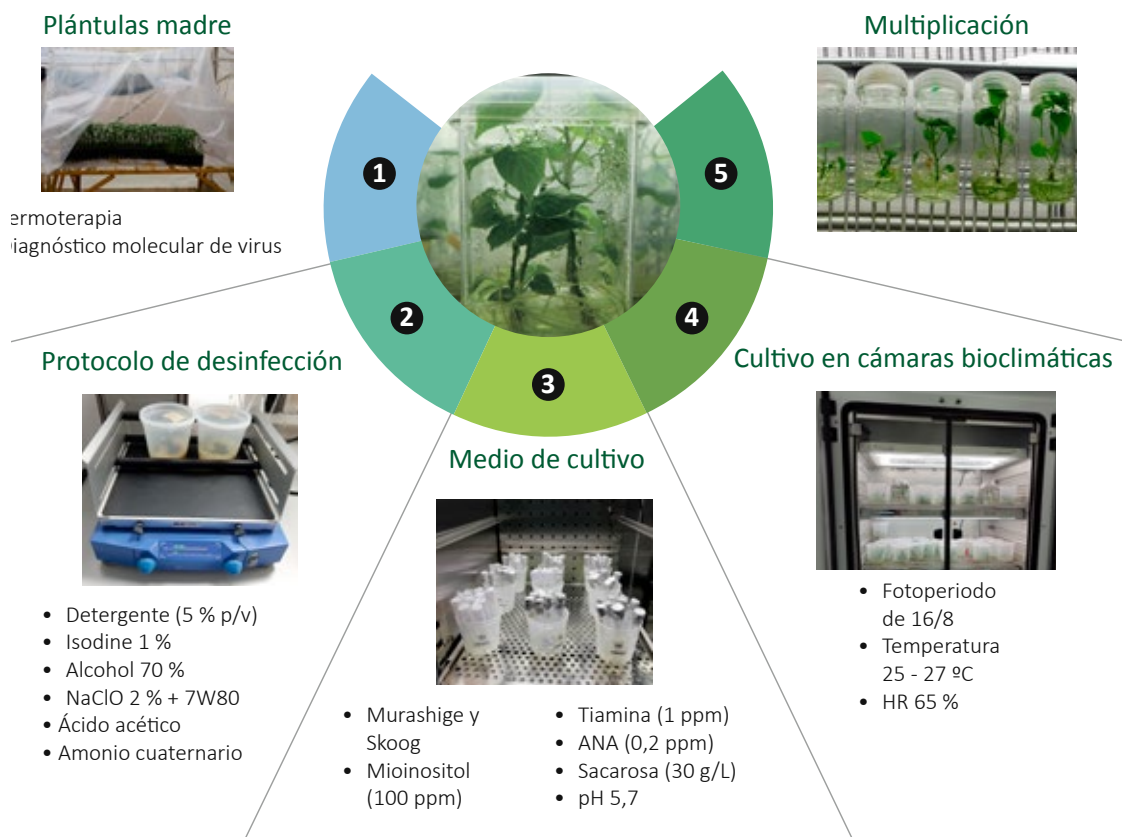


Figura 8.1.

Resumen de la fase de laboratorio para la producción de plántulas *in vitro* (Fase I).

Fuente: Elaboración propia **Fotos:** Jazmín Vanessa Pérez-Pazos

1. Selección de plantas madre

La selección de las plantas madre consiste en obtener esquejes en campo y sembrarlos en bandejas de germinación con un sustrato que contiene una mezcla de turba: lombriabono: cascarilla de arroz (6 : 2 : 2). El sustrato debe ser esterilizado por solarización durante ocho días y desinfectado con poloxámero yodado $2 \text{ cm}^3 \text{ L}^{-1}$. Las plantas se cultivan en las bandejas durante una semana en invernadero a una temperatura de $29 \pm 4 \text{ }^\circ\text{C}$, humedad relativa de $75 \pm 10 \%$ y luminosidad de $300\text{-}600 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, con fotoperiodos luz/oscuridad de doce horas (Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al., 2023).

2. Proceso de termoterapia en invernadero

Los procesos de limpieza sanitaria se realizan mediante termoterapia para eliminar un gran porcentaje de patógenos. En esta etapa, las plantas se someten a altas temperaturas (superiores o iguales a $50 \text{ }^\circ\text{C}$) para inactivar los virus y eliminar bacterias, hongos y plagas. Otros tratamientos para apoyar la limpieza sanitaria pueden ser realizados con agua, aire caliente, vapor y radiaciones.

Para hacer el tratamiento de termoterapia en las mesas del invernadero, se utiliza una cámara recubierta de plástico con dimensiones de 2 m de largo, 1 m de ancho y 1,5 m de alto. En este ambiente, entre las 11:30 a.m. y las 12:30 p. m., se debe procurar que la temperatura y la humedad relativa se mantengan en $50 \pm 4 \text{ }^\circ\text{C}$ y $73 \pm 5 \%$, respectivamente. La luminosidad se mantiene en el rango de los $300\text{-}600 \mu\text{mol m}^{-2} \text{ s}^{-1}$, con regímenes de luz/oscuridad de 12/12 horas.

Cuando el material vegetal completa una semana de crecimiento, se debe someterlo a termoterapia durante tres semanas. En este período, se debe suministrar riego de forma manual dos veces al día, garantizando un volumen de $30 \text{ a } 40 \text{ cm}^3$ por planta. El proceso de termoterapia también puede ser realizado en cámaras bioclimáticas cuando el material de batata ya se ha introducido *in vitro* (Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al., 2023).

3. Diagnóstico de virus y enfermedades

Después del proceso de termoterapia se realiza un diagnóstico fitosanitario del material vegetal para detectar la presencia de virus. El análisis de virus se hace en el Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), para lo cual se colectan muestras de tres hojas superiores, las más jóvenes, y se envuelven en toallas limpiadoras desechables de baja pelusa o toallas absorbentes para protegerlas de cualquier daño mecánico durante el transporte. Las hojas se almacenan en bolsas plásticas de cierre hermético de 10 × 10 cm con gel de sílice fresco y se envían para analizar dos tipos de virus: *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV, género Potyvirus, familia Potyviridae) y *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV, género Crinivirus, familia Closteroviridae), siguiendo las metodologías descritas por Li et al. (2012) y Kwak et al. (2014), respectivamente.

Sin embargo, se debe señalar que en el 2021 se estableció una importante alianza con la Universidad de Carolina del Norte en Estados Unidos que permitió el entrenamiento en la detección de seis virus de interés: *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV; Gen. Potyvirus), *Sweet potato chlorotic stunt virus* (SPCSV; Gen. Crinivirus), *Sweet potato virus G* (SPVG), *Sweet potato virus C* (SPVC), *Sweet potato virus 2* (SPV2) y *Sweet potato Leaf curl virus* (SPLCV; Gen Begomovirus). Gracias a esto, ahora es posible tener certeza de que el material producido en el C. I. Turipaná está completamente libre de seis virus (4 Potyvirus, 1 Crinivirus y 1 Begomovirus). Las plantas que presentan buenas características después de la termoterapia y resultan negativas a la presencia de virus son seleccionadas como plantas madre para hacer la micropropagación.

4. Obtención de explantes y desinfección

Los explantes se obtienen de las plantas madre y consisten en esquejes de 3-5 cm con mínimo tres yemas axilares. Una vez seleccionados, se deben eliminar las hojas, disponerlos en contenedores estériles y transportarlos inmediatamente al laboratorio de producción vegetal.

En esta etapa es clave realizar los protocolos de desinfección, de manera que se pueda iniciar el proceso de introducción evitando la presencia de contaminantes en el medio. Para batata fueron reportados contaminantes

de tipo fúngico y bacteriano (Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al., 2023), lo que afecta el proceso de micropropagación *in vitro*. Estos microorganismos fueron identificados a nivel molecular y, en hongos, se encontró la prevalencia de las especies *Sarocladium subulatum* (figura 8.2a), *Fusarium* sp. - Complejo *F. fujikuroi* (figura 8.2b), *Cladosporium* sp. - Complejo *C. cladosporioides* (figura 8.2c) y *Aspergillus* sp. - Sección Nigri (figura 8.2d); también se reportaron las levaduras *Moesziomyces parantarcticus* (figura 8.2e) y *Pseudozyma hubeiensis* (figura 8.2g), y para el caso de bacterias se encontró *Curtobacterium* sp. (figura 8.2f).

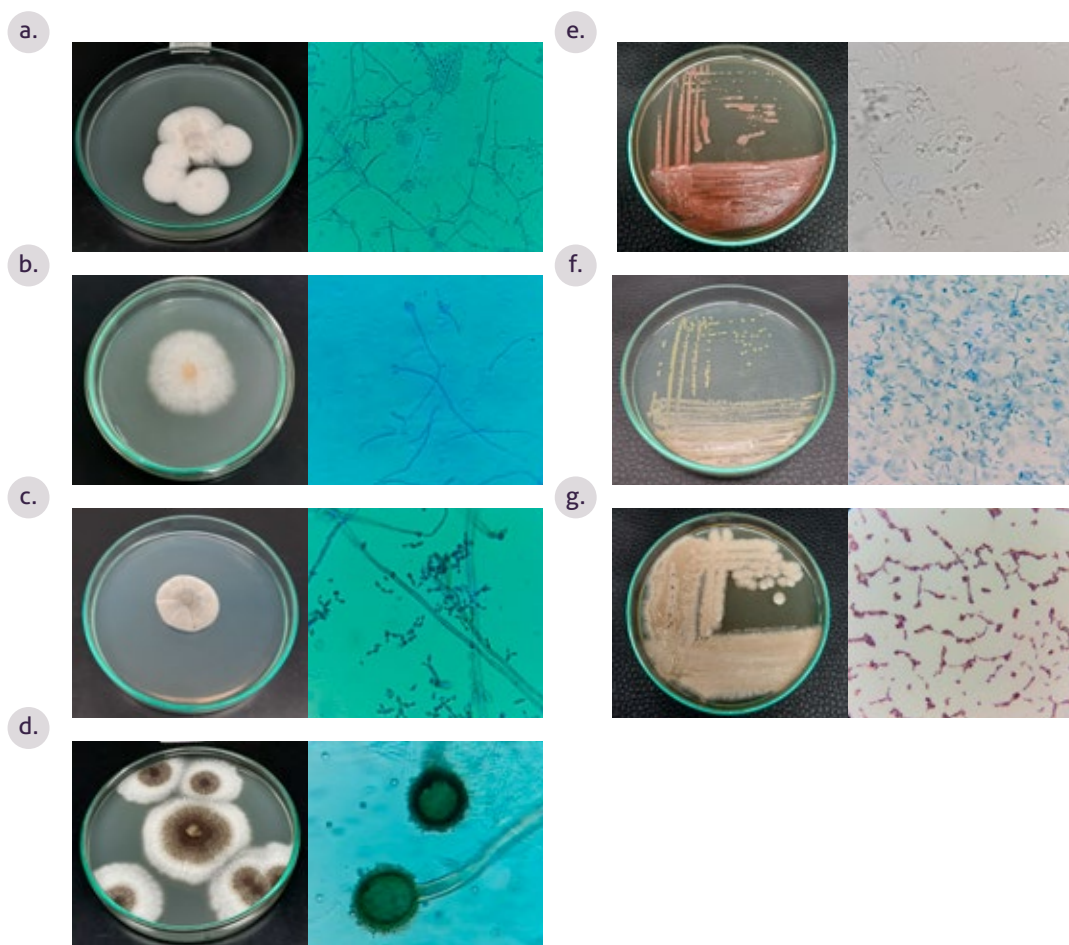


Figura 8.2.

Hongos y bacterias que causan contaminación en los procesos de introducción de batata. a. *Sarocladium subulatum*; b. *Fusarium* sp. - Complejo *F. fujikuroi*; c. *Cladosporium* sp. - Complejo *C. cladosporioides*; d. *Aspergillus* sp. - Sección Nigri; e. *Moesziomyces parantarcticus*; f. *Curtobacterium* sp.; g. *Pseudozyma hubeiensis*.

Fuente: Elaboración propia. **Fotos:** Jazmín Vanessa Pérez-Pazos

Para determinar cuál estrategia es más eficiente para desinfectar los explantes, se evaluaron en laboratorio cinco protocolos (P1, P2, P3, P4 y P5) (Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al., 2023). Específicamente, en los protocolos P1, P2 y P3 se usó solamente detergente para lavar los explantes, mientras que en los protocolos P4 y P5, además del detergente, se incluyó yodopovidona (20 min) y un paso de desinfección con 2% de hipoclorito de sodio (NaOCl) y polisorbato 80 (10 min) (tabla 8.1).

Tabla 8.1.

Protocolos de desinfección evaluados antes de hacer la introducción *in vitro* de los explantes de batata (*Ipomoea batatas*)

Protocolo	Lavado*	Tiempo de lavado (minutos)	Tipo de desinfectante	Tiempo de desinfección (minutos)	Referencia
P1	Detergente (5% p/v)	5	Hipoclorito de sodio (NaOCl) 2%	7	Alula et al. (2018)
P2	Detergente (5% p/v)	30	NaOCl 0,5% y polisorbato 80 (T80) (2 gotas/100 cm ³)	3	Delgado-Paredes et al. (2016)
P3	Detergente (5% p/v)	5	NaOCl 1% y polisorbato 80 (4 gotas/100 cm ³)	12	Hammond et al. (2014)
P4	Detergente (5% p/v) Povidona yodada 1%	20	NaOCl 2% y polisorbato 80 (4 gotas/100 cm ³)	10	Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al. (2023).
			Ácido acético 5%	1	
			Amonio cuaternario (15 cm ³ /L)	1	
P5	Detergente (5% p/v) Povidona yodada 1%	20	NaOCl 2% y polisorbato 80 (4 gotas/100 cm ³)	10	Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al. (2023).

* Después del lavado, los explantes fueron enjuagados con agua destilada y sumergidos en una solución de etanol al 70% por un minuto en todos los protocolos.

Fuente: Elaboración propia

Con base en este análisis, se encontró que el uso del protocolo de desinfección P4 reduce, a los 10 días después del cultivo *in vitro*, hasta el 80% de la contaminación de explantes de batata (figura 8.3a). Además,

después de cuatro semanas de cultivo, este protocolo permite obtener más del 90% del material vegetal libre de contaminantes (figura 8.3b).

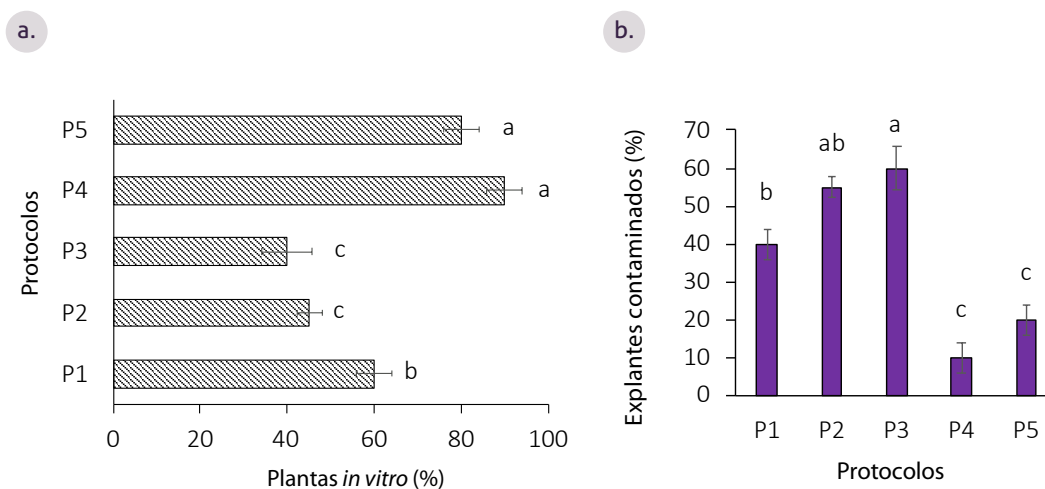


Figura 8.3.

Efectos de usar diferentes protocolos en la desinfección de los explantes. Las barras de error indican el error estándar, y diferentes letras representan diferencias significativas según prueba de Tukey con un 95% de confiabilidad. a. Porcentaje de explantes contaminados observados hasta los 10 días después del cultivo *in vitro*; b. Porcentaje de plantas *in vitro* sin contaminación obtenidas después de cuatro semanas de cultivo *in vitro*.

Fuente: Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al. (2023)

El proceso de desinfección se basa en el siguiente procedimiento (Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al., 2023):

1. Sumergir los explantes en una solución de detergente en polvo 5% p/v y yodopovidona 1% y disponerlos en un agitador orbital a 150 rpm durante 20 min.
2. Una vez se cumpla el ciclo de agitación, lavarlos con abundante agua destilada hasta retirar el exceso de detergente.
3. Posteriormente, en una cabina de flujo laminar, sumergir los explantes en un nuevo recipiente estéril con solución de etanol al 70% por un minuto y después trasladarlos a un nuevo recipiente estéril con una solución de hipoclorito de sodio al 2% y polisorbato 80 (4 gotas/100 mL) durante 10 min.

4. Luego de descartar la solución de hipoclorito, lavar los explantes tres veces con agua destilada estéril, eliminando el agua en cada ciclo de lavado.
5. Después del último lavado, sumergir los explantes en una solución de ácido acético 5 % por un minuto y, seguidamente, lavar con agua destilada estéril.
6. Finalmente, sumergir los explantes en una solución de amonio cuaternario durante un minuto y lavarlos con agua destilada estéril.

5. Preparación de medios de cultivo

El medio de cultivo utilizado para hacer la micropropagación de diversas especies vegetales es el Murashige y Skoog (MS) (Murashige & Skoog, 1962), el cual está compuesto por macro y micronutrientes esenciales para el crecimiento vegetal. Específicamente, para el cultivo de batata se sugiere suplementar el medio MS con vitaminas (tiamina y mioinositol), así como incorporar el regulador de crecimiento tipo auxina Ácido 1-naftalenacético, pues Pérez-Pazos, Gámez et al. (2022) encontraron que esta fitohormona favoreció significativamente varios de los parámetros de crecimiento y biomasa de material vegetal de batata. Otro componente necesario es la sacarosa (azúcar blanca refinada) como fuente de energía y, finalmente, si se requiere que el medio sea semisólido, se puede agregar gelificante.

Para realizar los procesos de introducción se recomienda usar en el establecimiento inicial tubos de ensayo o tubos de vidrio de 250 mL, mientras que para procesos de multiplicación se sugiere usar frascos de vidrio de 500 mL o preferiblemente contenedores plásticos de 750 mL. Una vez el medio se ha dispuesto en los recipientes respectivos, se deben llevar a esterilización en autoclave hasta alcanzar una temperatura de 121 °C y 15 psi durante 20 min.

Una vez los medios estén estériles, es necesario realizar un control de calidad para verificar que no presenten ningún tipo de contaminación. Al menos el 2 % del total del lote preparado se incuba a una temperatura de 28 °C durante al menos tres días. Si en este período no se observa crecimiento de microorganismos, esto evidencia que los medios están en condiciones óptimas para ser utilizados.

6. Introducción y multiplicación de los explantes

Luego de desinfectarlos, los explantes se deben llevar a la cabina de flujo laminar, en donde, usando cuchillas y material estéril, se les retira los extremos basales con el fin de eliminar el tejido que no sea óptimo. Además, en caso de ser necesario, se individualizan con el propósito de obtener un explante de entre 1 cm y 1,5 cm con al menos una yema, el cual se introduce con una pinza estéril en el medio de cultivo y se ubica en la parte central del recipiente (tubo de ensayo o frasco de 250 mL) (figura 8.4). Es importante señalar que para evitar la contaminación cruzada en caso de que la desinfección no haya sido exitosa, en cada recipiente solo se debe disponer un único explante (Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al., 2023).



Figura 8.4.

Explantes de batata creciendo exitosamente luego de su introducción.

Foto: Jazmín Vanessa Pérez-Pazos

Para hacer la multiplicación *in vitro*, se debe extraer una plántula *in vitro* y retirar las raíces y hojas. Posteriormente, realizar el corte del tallo para obtener explantes de entre 1 cm y 1,5 cm con al menos una yema. Si las yemas están muy cerca, se pueden dejar por explante dos yemas (figura 8.5).

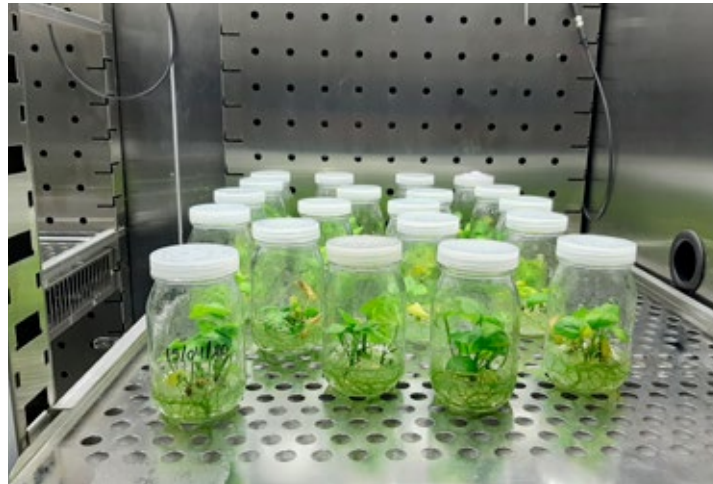


Figura 8.5.

Proceso de multiplicación de batata en condiciones *in vitro*.

Foto: Jazmín Vanessa Pérez-Pazos.

Posteriormente, los explantes se disponen en los recipientes de multiplicación de la siguiente manera:

- En frascos de 500 mL se ubican cinco explantes por recipiente.
- En contenedores de 750 mL se disponen diez explantes por contenedor (figura 8.6).



Figura 8.6.

Plántulas *in vitro* de batata en contenedores plásticos. a. Vista aérea de las plántulas *in vitro*; b. Detalle de las hojas de las plántulas *in vitro* de batata.

Fotos: Rocío Margarita Gámez Carrillo

Una vez los explantes han sido ubicados en el medio de cultivo, se debe sellar el recipiente y disponerlo en cuartos de crecimiento o cámaras bio-climáticas, manteniendo una intensidad de luz de $500 \mu\text{mol s}^{-1}\text{m}^{-2}$ a un fotoperiodo de 16/8 h luz/oscuridad. Además, es necesario fijar la temperatura en 27°C en el ciclo de luz y 25°C en el ciclo de oscuridad, y mantener la humedad relativa en $65 \pm 10\%$ (Pérez-Pazos, Rosero, Cardinale et al., 2023). Los explantes se cultivan en estas condiciones durante cuatro semanas (figura 8.7). Si durante el tiempo de incubación se observa contaminación o cualquier característica que no esté conforme con la calidad de los materiales, el contenedor se debe ubicar en el sitio asignado para su disposición y realizar el tratamiento respectivo.



Figura 8.7.

Secuencia del crecimiento y desarrollo de las plántulas *in vitro* de batata en las condiciones requeridas en cámaras bioclimáticas.

Foto: Rocío Margarita Gámez Carrillo

7. Salida de plántulas *in vitro*

Una vez se alcancen las cantidades solicitadas para entregar al invernadero, se seleccionan contenedores con plántulas bien desarrolladas (entre 5 cm y 10 cm de altura, buen desarrollo de la parte aérea y adecuado sistema radicular) y se trasladan al área de lavado para preparar el material vegetal (figura 8.8). Las plántulas se deben sacar de los contenedores cuidadosamente y lavarlas con agua limpia para eliminar los residuos del medio de cultivo semisólido.



Figura 8.8.

Plántulas de batata listas para establecerlas en condiciones de invernadero.

Foto: Jazmín Vanessa Pérez-Pazos

8. Entrega de material a invernadero núcleo

Las plántulas se deben separar por tamaños, disponer en toallas de papel humedecidas y entregarlas sin demora al invernadero núcleo para que sean sembradas. Se recomienda que la siembra se realice de manera inmediata con el fin de evitar la deshidratación del material vegetal.

9. Envío de material a otros destinos

Si se van a trasladar las plántulas, es necesario separarlas por tamaños, disponerlas en toallas humedecidas y ubicarlas horizontalmente en neveras de icopor, garantizando una película de agua delgada que permita mantener el material vegetal fresco. El material se sella, se rotula y se envía al lugar de destino.

Fase II. Producción de semilla superélite mediante aclimatación en invernadero

La producción de semilla superélite consta de cuatro pasos realizados en condiciones de invernadero, los cuales están relacionados con el tipo de material vegetal usado, la siembra en un sustrato determinado, las condiciones del proceso de aclimatación y, por último, el manejo y la multiplicación del material (figura 8.9). A continuación, se describen en detalle los pasos de esta fase.

1. Material vegetal

El material vegetal utilizado en esta fase de producción de semilla son plántulas *in vitro* provenientes de laboratorio. Estas son sometidas a un proceso de desinfección en solución de oxiclورو de cobre para eliminar residuos de gelificante y evitar la proliferación de microorganismos. Estas plantas *in vitro* son entregadas a raíz desnuda en toallas de papel húmedas.



Figura 8.9.

Síntesis de las principales consideraciones en la fase de invernadero: producción de plántulas superélite (Fase II).

Fuente: Elaboración propia.

Fotos: Rocío Margarita Gámez Carrillo, Jazmín Vanessa Pérez-Pazos y Liseth Cárdenas

2. Preparación del sustrato para siembra en condiciones de invernadero

Para identificar cuál es el proceso idóneo para climatizar las plantas en invernadero, se realizó una evaluación con cuatro mezclas (M) de sustrato (Pérez-Pazos, Rosero, Vergara et al., 2023):

1. M1: turba 60 %, lombriabono 20 % y cascarilla de arroz 20 %
2. M2: turba 60 % y lombriabono 40 %
3. M3: turba 60 %, lombriabono 20 % y sustrato de coco 20 %
4. M4 (control), turba 100 %

Los resultados del estudio evidenciaron que el sustrato de la primera mezcla (M1) permite obtener condiciones de crecimiento y desarrollo adecuadas para las plantas de batata: buen desarrollo de la parte aérea y radicular (figura 8.10). Esto sucede debido a que respecto a los otros sustratos, tiene altas cantidades de potasio, nitrógeno, fósforo y cenizas, así como una buena capacidad de retención de humedad, capacidad de intercambio catiónico, densidad y pH (Pérez-Pazos, Rosero, Vergara et al., 2023), lo cual garantiza un mejor desarrollo de las plántulas y hace más eficiente el proceso de multiplicación en invernadero. Cabe señalar que después de preparar el sustrato se recomienda someterlo a solarización.



Figura 8.10.

Influencia de la composición del sustrato sobre el crecimiento de las plántulas.

Fuente: Pérez-Pazos, Rosero, Vergara et al. (2023)

Fotos: Jazmín Vanessa Pérez-Pazos

3. Proceso de aclimatación

Las plántulas *in vitro* deben ingresar al invernadero debidamente codificadas. Asimismo, es necesario aplicar las medidas de sanidad vegetal al material y abrirle una hoja de vida (figura 8.11a). Las plántulas se establecen en bandejas con el sustrato definido (figura 8.11b) y, una vez han

sido sembradas, se les debe colocar una cubierta plástica para garantizar el prendimiento de la semilla (figura 8.11c) y conservarla por lo menos durante una semana. A partir de este momento y mientras están en el invernadero, es importante regar las plántulas por lo menos dos veces al día durante cinco minutos mediante un sistema de nebulización. Además, se deben monitorear las plagas y enfermedades durante todo el ciclo de crecimiento (figura 8.11d), que corresponde a treinta días, después de los cuales se obtienen plántulas de categoría superélite (figura 8.11e).



Figura 8.11.

Siembra y aclimatación de las plántulas de batata procedentes de laboratorio en condiciones de invernadero núcleo. a. Plántulas *in vitro* de batata que ingresan al invernadero; b. Establecimiento en bandejas con el sustrato M1; c. Cubierta plástica para garantizar el prendimiento de la semilla; d. Ciclo de crecimiento de las plántulas; e. Plántulas de batata de categoría superélite.

Fuente: (Pérez-Pazos, Rosero, Vergara et al., 2023) Fotos: Jazmín Vanessa Pérez-Pazos

4. Fase de multiplicación

Transcurridos 30 días después de la siembra (DDS) (figura 8.12a), se hace la primera multiplicación o primer repique. El corte del esqueje se debe realizar hacia la base de la plántula, dejando como mínimo un nudo activo en la base para que continúe con el crecimiento (figura 8.12b). Posteriormente, se le cortan las hojas (figura 8.12c) y al esqueje individualizado (figura 8.12d) se le cortan los nudos (figura 8.12e), los cuales son sembrados nuevamente para continuar con el proceso de multiplicación. A los 60 DDS es necesario hacer una segunda multiplicación o repique. Una vez transcurridas las dos primeras semanas, las nuevas plantas multiplicadas se ubican durante 30 DDS en las mesas para que se endurezcan. De esta manera, después de 90 DDS en la fase de invernadero, las plantas pasan a vivero.



Figura 8.12.

Multiplicación de semilla superélite de batata (sse). a. Plántulas de 30 DDS; b. Corte del esqueje para multiplicación; c. Corte de hojas del explante; d. Individualización del explante; e. Corte de nudos para la multiplicación de la sse.

Fotos: Rocío Margarita Gámez Carrillo

5. Preparación del material para envío a vivero o localidades

Para cumplir con las solicitudes del vivero, una vez que el material ha cumplido los 90 DDS se debe trasladar al vivero para que sea sembrado en las respectivas camas. En caso de que haya solicitudes para enviar las plántulas de categoría superélite a localidades, estas se retiran de

las bandejas de germinación y se preparan neveras de icopor con papel periódico, donde se ubicarán las plántulas debidamente rotuladas y registradas en el formato de entrega y recibido.

Fase III. Producción de semilla élite tipo esqueje y minirraíz tuberosa en condiciones de vivero

En este apartado se describen los procesos necesarios para producir semilla élite tipo esqueje y minirraíz tuberosa en condiciones de vivero (figura 8.13). Dichos procesos incluyen, entre otros, la selección del material vegetal, las condiciones para la siembra, el corte de esquejes y la cosecha de minirraíz tuberosa, tal como se desarrollan a continuación.

1. Preparación del material vegetal

La siembra en vivero se realiza con plántulas superélite producidas en la fase de invernadero. El material vegetal tipo planta se tiene que seleccionar en el área de invernadero con el más riguroso manejo fitosanitario y con 75 DDS. El corte se debe realizar en la parte inferior del tallo del material superélite con una tijera desinfectada. Posteriormente, se desinfecta la semilla sumergiéndola en oxiclورو, con una dosis de 10 g del producto en 1 L de agua durante un minuto.

2. Establecimiento en vivero

En esta fase en vivero, se sugiere establecer el material en camas de 1 m x 10 m x 0,2 m, las cuales se deben llenar con un sustrato adecuado para la óptima producción y desarrollo de las plántulas de batata. De acuerdo con Pérez-Pazos, Rodríguez et al. (2022), este corresponde a 70% de arena, 20% de sustrato de coco y 10% de lombriabono, elementos que se deben mezclar uniformemente en el área de preparación.

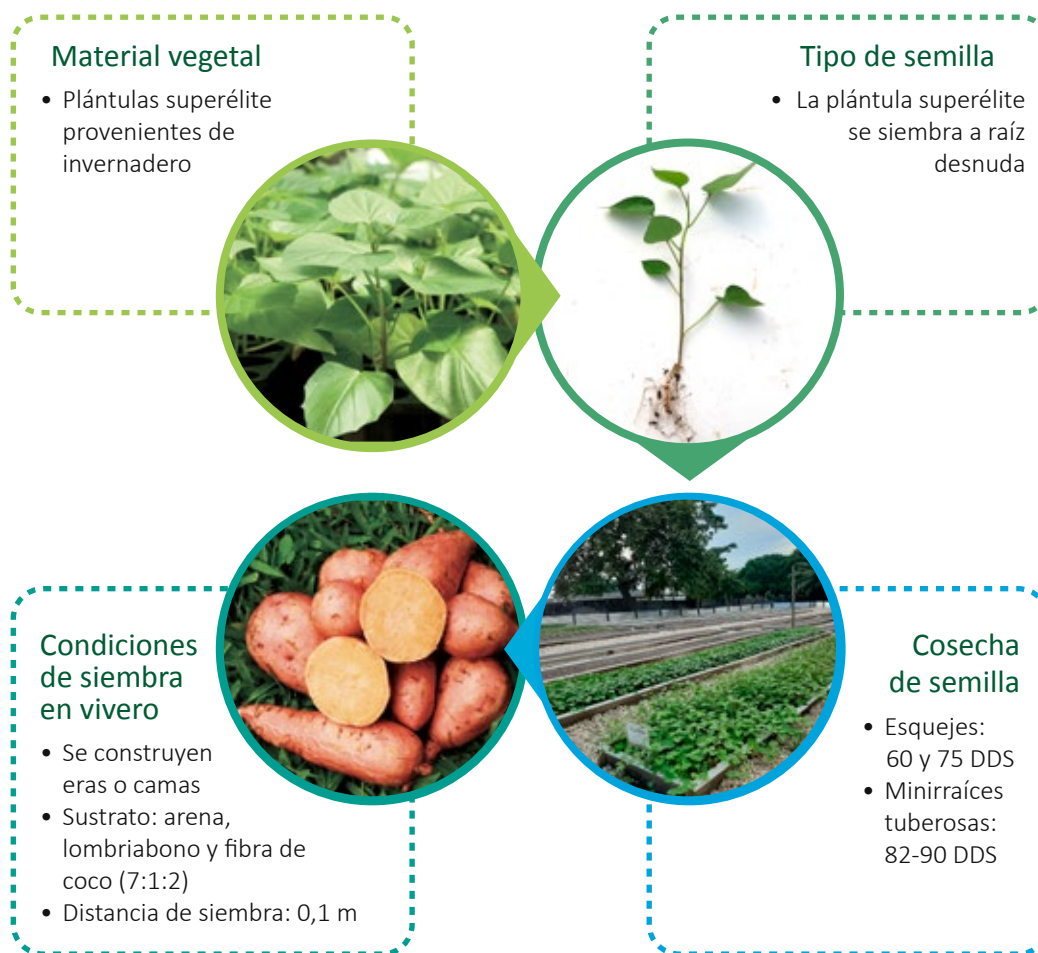


Figura 8.13.

Síntesis de las principales consideraciones en la fase de vivero para producir esquejes y minirraíces.

Fuente: Elaboración propia.

Fotos: Rocío Margarita Gámez Carrillo, Jazmín Vanessa Pérez-Pazos y Liseth Cárdenas

3. Siembra de material vegetal superélite y élite en camas

Se recomienda sembrar el material vegetal en las camas a una distancia de 10 cm x 10 cm, para un total de 1.000 plántulas por cama (figura 8.14). Así mismo, suministrar el riego a razón de 40 litros en horas de la mañana y tarde durante 60 días (Pérez-Pazos, Rodríguez et al., 2022).



Figura 8.14.

Establecimiento y siembra de semilla superélite en las camas de vivero.

Foto: Enrique Vergara

4. Corte de esquejes de material vegetal elite de batata

Transcurridos 60 días de que se haya establecido el material vegetal en las camas (figura 8.15), se debe realizar el primer corte de esquejes con el fin de sembrarlos en semilleros o campo para su producción comercial (figura 8.16).



Figura 8.15.

Camas para la producción de esquejes y minirraíces tuberosas de batata.

Foto: Enrique Vergara



Figura 8.16.

Esquejes de batata generados en las camas para siembra de lotes comerciales.

Foto: Enrique Vergara

5. Cosecha de minirraíz tuberosa

El primer paso para cosechar la minirraíz tuberosa es verificar que la fecha de cosecha esté en el rango de entre 82 y 90 DDS. El segundo paso es cortar el follaje y, el tercero, cosechar la batata con la precaución de no lesionar la minirraíz tuberosa (figura 8.17a). Es importante tener en cuenta que el material cosechado se debe depositar en canastillas para facilitar su transporte (figura 8.17b) y solarizar las camas después de cada cosecha como método de desinfección.



Figura 8.17.

Proceso de cosecha y manejo de las minirraíces tuberosas obtenidas en camas de vivero. a. Actividad de cosecha; b. Disposición en canastillas después de la cosecha.

Fotos: Jazmín Vanessa Pérez-Pazos

Poscosecha de minirraíces tuberosas

Una vez que se han obtenido las raíces tuberosas, es importante lavar el material vegetal para retirar la tierra adherida a la piel de la batata y retirar tanto los tubérculos defectuosos como los desechos vegetales. Después de que la minirraíz ha sido lavada adecuadamente, se debe desinfectar, para lo cual se sugiere sumergirla en una solución de 150 ppm a 200 ppm de cloro durante un período de 15 a 20 segundos (Garmendia & Vero, 2006).

Luego de realizar el lavado y la desinfección de la minirraíz, se debe secar en el invernadero sobre unas mesas tipo malla para permitir un mejor drenaje y disminuir el exceso de agua en el material vegetal. Si bien el tiempo necesario para secar la minirraíz depende de la temperatura y la humedad relativa, León et al. (2013) sugieren que el proceso puede tomar entre 4 y 24 horas. Posteriormente, se realiza el proceso de curado, que consiste en sanear o cicatrizar las heridas que se hayan podido ocasionar a la minirraíz durante la cosecha, para lo cual es necesario someterla a aproximadamente 27-32 °C a 85-90% HR durante 5-7 días (Cobeña et al., 2017).

Luego de realizar el secado y curado de las minirraíces tuberosas, se clasifican según su tamaño y calidad (figura 8.18).



Figura 8.18.

Clasificación de las minirraíces tuberosas por tamaños en poscosecha.

Fotos: Jazmín Vanessa Pérez-Pazos

Finalmente, la minirraíz tuberosa se debe empacar en una caja de cartón con capacidad de 15 kg. Asimismo, es importante almacenarla a una temperatura de 12-14 °C y una humedad de 85-90% (Cantwell & Kasmire, 2007; Cobeña et al., 2017; Cusumano & Zamudio, 2013).

Referencias

- Alula, K., Zeleke, H., & Manikandan, M. (2018). In vitro propagation of sweet potato (*Ipomoea batatas* (L.) Lam) through apical meristem culture. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 7(1), 2386-2392.
- Amagloh, F. C., Yada, B., Tumuhimbise, G. A., Amagloh, F. K., & Kaaya, A. N. (2021). The potential of sweetpotato as a functional food in Sub-Saharan Africa and its implications for health: A review. *Molecules*, 26(10), 2971. <https://doi.org/10.3390/MOLECULES26102971>
- Bhatia, S. (2015). Plant tissue culture. In S. Bhatia, K. Sharma, R. Dahiya, & T. Bera (Eds.), *Modern applications of plant biotechnology in pharmaceutical sciences* (1st Ed., pp. 31-107). Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802221-4.00002-9>
- Cantwell, M., & Kasmire, R. (2007). Sistemas de manejo postcosecha: Hortalizas de frutos. En A. A. Kader (Ed.), *Tecnología postcosecha de cultivos hortofrutícolas*. Universidad de California.
- Cobeña, G., Cañarte, E., Mendoza, A., Cárdenas, F. M., & Guzmán, A. M. (2017). *Manual técnico del cultivo de camote*. Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias. <https://repositorio.iniap.gob.ec/handle/41000/4789>
- Delgado-Paredes, G. E., Idrogo, C. R., Chanamé-Céspedes, J., Floh, E. I., & Walter, H. (2016). In vitro direct organogenesis in roots of *Ipomoea batatas*. *Asian Journal of Plant Science and Research*, 6(3), 17-27.
- Cusumano, C., & Zamudio, N. (2013). *Manual técnico para el cultivo de batata (camote o boniato) en la provincia de Tucumán (Argentina)*. Ediciones Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. <https://repositorio.inta.gob.ar/xmlui/handle/20.500.12123/15951>
- Garmendia, G., & Vero, S. (2006). Métodos para la desinfección de frutas y hortalizas. *Horticultura*, 197, 18-27. https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_Hort/Hort_2006_197_18_27.pdf
- Grace, M. H., Truong, A. N., Truong, V.-D., Raskin, I., & Lila, M. A. (2015). Novel value-added uses for sweet potato juice and flour in polyphenol- and protein-enriched functional food ingredients. *Food Science and Nutrition*, 3(5), 415-424. <https://doi.org/10.1002/fsn3.234>
- Hammond, R., Buah, J. N., Asare, P. A., & Acheampong, S. (2014). Optimizing sterilization condition for the initiation of sweet potato (*Ipomoea batatas*) culture

- in vitro. *Asian Journal of Biotechnology*, 6(2), 25-37. <https://doi.org/10.3923/ajbkr.2014.25.37>
- Kim, J., Kil, E.-J., Kim, S., Seo, H., Byun, H.-S., Park, J., Chung, M.-N., Kwak, H.-R., Kim, M.-K., Kim, C.-S., Yang, J.-W., Lee, K.-Y., Choi, H.-S., & Lee, S. (2015). Seed transmission of *Sweet potato leaf curl virus* in sweet potato (*Ipomoea batatas*). *Plant Pathology*, 64(6), 1284-1291. <https://doi.org/10.1111/PPA.12366>
- Kim, J., Yang, J., Kwak, H.-R., Kim, M.-K., Seo, J.-K., Chung, M.-N., Lee, H., Lee, K.-B., Nam, S. S., Kim, C.-S., Lee, G.-S., Kim, J.-S., Lee, S., & Choi, H.-S. (2017). Virus incidence of sweet potato in Korea from 2011 to 2014. *The Plant Pathology Journal*, 33(5), 467-477. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.08.2016.0167>
- Kwak, H. R., Kim, M. K., Shin, J. C., Lee, Y. J., Seo, J. K., Lee, H. U., Jung, M. N., Kim, S. H., & Choi, H. S. (2014). The current incidence of viral disease in Korean sweet potatoes and development of multiplex RT-PCR assays for simultaneous detection of eight sweet potato viruses. *Plant Pathology Journal*, 30(4), 416-424. <https://doi.org/10.5423/PPJ.OA.04.2014.0029>
- León, B., Martínez, M., López, M., Rodríguez, L., Ardón, C., Rodríguez, I., Posas, F., & Vásquez, M. (2013). *Manual de manejo del cultivo de camote*. Programa PYMERURAL.
- Li, F., Zuo, R., Abad, J., Xu, D., Bao, G., & Li, R. (2012). Simultaneous detection and differentiation of four closely related sweet potato potyviruses by a multiplex one-step RT-PCR. *Journal of Virological Methods*, 186(1-2), 161-166. <https://doi.org/10.1016/j.jviromet.2012.07.021>
- Murashige, T., & Skoog, F. (1962). "A revised medium for rapid growth and bio assays with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum*, 15(3), 473-497. <https://doi.org/10.1111/j.1399-3054.1962.tb08052.x>
- Pérez-Pazos, J. V., Rodríguez, J. L., Rosero, A., & Gámez-Carrillo, R. M. (2022, diciembre 5-7). Producción de mini-raíces tuberosas de batata Agrosavia-Aurora en diferentes sustratos evaluación del crecimiento, fotosíntesis, producción y capacidad de brotación en condiciones de vivero. [Presentación de poster]. I Congreso Nacional de Ciencias, Tecnología e Innovación para el Agro, Agroconciencias, Colombia. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.33992.94728/1>
- Pérez-Pazos, J., Gámez, R., & Rosero, A. (2022, octubre 12-15). Efectos de suplementación exógena de reguladores de crecimiento en parámetros de biomasa e índices de crecimiento de plantas in vitro de batata pulpa naranja [Presentación de poster]. XI Congreso REDBIO 2022, México. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.27282.06081/1>
- Pérez-Pazos, J., Rosero, A., Cardinale, M., & Gámez, R. (2023). Development of control strategies for bacteria and fungi associated with a micropropagated new cultivar of orange-fleshed sweet potato (*Ipomoea batatas* cv. Agrosavia–Aurora).

- Horticulture Environment Biotechnology*, 64, 859-875. <https://doi.org/10.1007/s13580-023-00521-2>
- Pérez-Pazos, J., Rosero, A., Vergara, E., & Gámez, R. (2023). Response of sweet potato to substrates and acclimatization conditions in the greenhouse to produce high-quality planting material. *The Horticulture Journal*, 92(4), 451-463. <https://doi.org/10.2503/hortj.QH-017>
- Qiao, Q., Zhang, Z., Zhao, X., Wang, Y., Wang, S., Qin, Y., Zhang, D., Tian, Y., & Zhao, F. (2019). Evidence for seed transmission of sweet potato symptomless virus 1 in sweet potato (*Ipomoea batatas*). *Journal of Plant Pathology*, 102, 299-303. <https://doi.org/10.1007/S42161-019-00427-Y>
- Rajendran, S., Kimenye, L. N., & McEwan, M. (2017). Strategies for the development of the sweetpotato early generation seed sector in eastern and southern Africa. *Open Agriculture*, 2, 236-243. <https://doi.org/10.1515/OPAG-2017-0025>
- Salawu, S. O., Udi, E., Akindahunsi, A. A., Boligon, A. A., & Athayde, M. L. (2015). Antioxidant potential, phenolic profile and nutrient composition of flesh and peels from Nigerian white and purple skinned sweet potato (*Ipomoea batatas* L.). *Asian J. Plant Sci. Res.*, 5(5), 14-23. <https://www.imedpub.com/articles-pdfs/antioxidant-potential-phenolic-profile-and-nutrient-composition-of-flesh-and-peels-from-nigerian-white-and-purple-skinned-sweet-po.pdf>
- Singh, A. (2015). Micropropagation of plants. En B. Bahadur, M. V. Rajam, L. Sahijram, & K. V. Krishnamurthy (Eds.), *Plant biology and biotechnology* (Vol. II: *Plant genomics and biotechnology*; 1.ª ed., pp. 329-346). Springer. <https://es.scribd.com/document/480184575/Plant-Biology-and-Biotechnology-Volume-2-Plant-Genomics-and-Biotechnology-By-Bir-Bahadur-Manchikatla-Venkat-Rajam-Leela-Sahijram-and-K-V-Krishnamu>
- Ssamula, A., Okiror, A., Avrahami-Moyal, L., Tam, Y., Gaba, V., Gibson, R. W., Gal-On, A., Mukasa, S. B., & Wasswa, P. (2020). Factors influencing reversion from virus infection in sweetpotato. *Annals of Applied Biology*, 176(2), 109-121. <https://doi.org/10.1111/AAB.12551>
- Wanjala, B. W., Srinivasulu, R., Makokha, P., Ssali, R. T., McEwan, M., Kreuze, J. F., & Low, J. W. (2020). Improving rapid multiplication of sweetpotato (*Ipomoea batatas* L. (Lam) pre-basic seed using sandponics technology in East Africa. *Experimental Agriculture*, 56(3), 347-354. <https://doi.org/10.1017/S0014479719000413>