

Material de propagación de calidad declarada

Protocolos y normas para cultivos propagados vegetativamente



Cover photograph: Beach seine team hauls in front of Mponha village, Nampula Province, Mozambique (courtesy of James D.K. Wilson).

Las copias de las publicaciones de la FAO pueden solicitarse a:
Grupo de ventas y comercialización
Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
Subdivisión de Políticas y Apoyo en Materia de Publicación Electrónica
División de Comunicación
Viale delle Terme di Caracalla,
00153 Roma, Italia

Correo electrónico a: copyright@fao.org
Fax: (+39) 06 57053360
Sitio Web: <http://www.fao.org>

Material de propagación de calidad declarada

Protocolos y normas para cultivos propagados vegetativamente

Consulta de expertos
Lima, 27-29 de noviembre de 2007

Coordinada por
Juan Fajardo, NeBambi Lutaladio, Michael Larinde y Cadmo Rosell
División de Producción y Protección Vegetal de la FAO

y

Ian Barker, Willy Roca y Enrique Chujoy
Centro Internacional de la Papa (CIP)

Índice

Agradecimientos	xii
Prefacio	xiii
Lista de acrónimos y abreviaturas	xv
Introducción	1
Descripción del material de propagación de calidad declarada	3
Material de propagación de cultivos propagados vegetativamente	3
Objetivos y principios del MPCD	3
Compatibilidad con las regulaciones nacionales de semillas	4
Etiquetado	4
Estructura	7
Tubérculos andinos	9
Limitaciones en materia de plagas y patógenos de los tubérculos andinos	10
Enfermedades virales	10
Material de propagación	12
Técnica de multiplicación rápida	13
Manejo del campo o del invernáculo	14
Bananos, plátanos y otras especies de <i>Musaceae</i>	17
Taxonomía, origen, distribución	17
Métodos de propagación comúnmente utilizados	17
Principales enfermedades y plagas transmitidas por el material de propagación	18
Consideraciones primarias sobre el material de propagación	18
Enfermedades e insectos plaga	19
Protocolo para la producción de material de propagación	20
Chupones extraídos de campos en producción de banano y plátano	20
Buenas prácticas de multiplicación para cada técnica	21
Selección y manejo del campo de las parcelas de multiplicación de chupones	24

Cámara de alta humedad para PIBS	25
Técnicas de laboratorio para multiplicación de cultivos de tejidos	26
Vivero de aclimatación	28
Vivero de endurecimiento	29
Normas de calidad para el material de propagación	30
Ejemplo de multiplicación con y sin enfermedades cuarentenarias	33
Mandioca	37
Plagas y enfermedades	37
Protocolo para la producción de material de propagación	39
Normas de calidad para el material de propagación (Cuadro 10)	44
Yautía	47
Origen y distribución geográfica	47
Nombre comunes	47
Medios de reproducción	47
Plagas y enfermedades (Cuadro 11)	47
Protocolos para la producción de material de propagación	49
Laboratorio	50
Invernáculo	50
Prácticas agronómicas incluyendo rotaciones	51
Multiplicación rápida	52
Normas de calidad para el material de propagación	52
Métodos de inspección a campo, recomendaciones de muestreo (Cuadro 12) y tolerancias	53
Programa de multiplicación	55
Ajo	57
Virus	57
Protocolo para la producción de material de propagación en ajo	59
Facilidades y equipo de campo	61
Manejo del cultivo	62
Cosecha	62
Almacenamiento y transporte	63
Normas de calidad para el material de propagación (Cuadro 16)	63

Tolerancia a plagas y enfermedades de importancia económica en el campo y durante la conservación	63
Variedades conformes al tipo	64
Papa hausa	65
Taxonomía	65
Distribución	65
Centros de cultivo	65
Botánica	66
Propagación y tasa de reproducción	67
Condiciones de cultivo	67
Protocolo para la producción de material de propagación de la papa hausa	67
Facilidades y equipo de campo	68
Prácticas agronómicas	68
Cosecha	69
Almacenamiento y transporte	70
Normas de calidad para el material de propagación	70
Konjac	73
Nombre científico, origen y distribución	73
Modos de propagación utilizados comúnmente	74
Principales enfermedades y plagas de semilla	74
Protocolos para la producción de material de propagación de calidad	75
Proceso	75
Requerimientos de campo	76
Prácticas agronómicas	77
Cosecha, curado, tratamientos post-cosecha y embalaje	77
Resumen de las normas de calidad para el material de propagación	78
Papa	79
Origen y distribución geográfica	79
Medios de reproducción	79
Factores físicos y fisiológicos que afectan la calidad del material de propagación	80
Prácticas para producir material de propagación de buena calidad	82

Material de propagación	82
Prácticas agronómicas	83
Cosecha	83
Almacenamiento	83
Programas de multiplicación de semilla	84
Normas para la multiplicación convencional a campo de la papa	85
Rotación	86
Requerimientos mínimos de aislamiento	87
Inspecciones durante la estación de crecimiento	87
Boniato	91
Origen	91
Modos de propagación	91
Plagas y enfermedades	91
Protocolo para la producción de material de propagación	93
Prácticas agronómicas	93
Seguimiento de cultivos para semilla	94
Métodos de inspección	94
Cosecha	94
Almacenamiento	94
Protocolo para un programa de multiplicación	95
Materiales de multiplicación rápida	96
Preparación del material de propagación	98
Prácticas culturales	98
Malanga	101
Métodos de propagación	102
Plagas y patógenos	102
Protocolo para la producción de material de propagación	103
Origen del material	104
Facilidades y equipo	105
Requerimientos de campo	105
Prácticas agronómicas	106
Cosecha	106
Almacenamiento y transporte	107
Normas de calidad para el material de propagación	107

Ñame	109
Origen y distribución geográfica	109
Medios de reproducción	109
Enfermedades y plagas	110
Protocolo para la multiplicación de tubérculos de ñame para semilla	111
Requerimientos para la producción a campo y almacenamiento en granero	111
Facilidades de invernáculos y laboratorios	112
Prácticas agronómicas	113
Tubérculos madre	113
Facilidades, equipos y pasos apropiados para el tratamiento de minisetts	115
Colocación de tutores y conducción de guías	117
Seguimiento de cultivos para semilla	117
Métodos de inspección	118
Cosecha	118
Almacenamiento	119
Protocolo del programa de multiplicación	119
Normas de calidad declarada	120
Referencias	121
Anexos	131
1. Lista de los principales colaboradores	131
2. Glosario	133

Lista de figuras

1.	Esquema de multiplicación para materiales de propagación	60
2.	Propagación vegetativa de papa y producción de semilla	85
3.	Descripción de un programa de multiplicación de boniato	97
4.	Protocolo para la producción de material de propagación de boniato libre de virus	98
5.	Descripción de un programa de multiplicación	104
6.	Cortes transversales seguidos de recortes en sectores para alcanzar el tamaño deseado de sett	114
7.	Las plantas a lo largo y entre filas son centradas en torno a un tutor central fuerte con pequeños tutores o cuerdas provenientes de cada una de las plantas. De esta manera se necesitan menos tutores por unidad de área	117

Lista de cuadros

1.	Etapas claves en la multiplicación de plantas de banano	21
2.	Riesgo de transmisión de plagas y enfermedades por método de multiplicación usando 100 por ciento de buenas prácticas	30
3.	Plantas producidas en vivero	32
4.	Opciones para propagar material de multiplicación donde están presentes enfermedades cuarentenarias	32
5.	Multiplicación de material de propagación proveniente de campos en producción	34
6.	Multiplicación de material de propagación proveniente de parcelas de multiplicación de chupones	34
7.	Propagación de material de multiplicación con PIBS	35
8.	Lista de las principales enfermedades de la mandioca	35
9.	Cuadro resumen de normas	38
10.	Otras plagas y enfermedades	44
11.	Recomendaciones para muestreos	48
12.	Cuadro resumen de normas	53
13.	Tasa de reproducción estimada	54
14.	Resumen del programa de multiplicación que utiliza micropropagación	55
15.	Cuadro resumen de normas	56
16.	Cuadro resumen de normas varietales y de germinación	63
17.	Cuadro resumen de normas	71
18.	Identificación, detección, diseminación natural, síntomas a campo, huéspedes alternativos, métodos de control y/o cualquier otro elemento útil para caracterizar las enfermedades/plagas	78
19.	Tasa de multiplicación para técnicas de propagación de papa	81
20.	Tolerancias (inspección a campo)	86
21.	Tolerancias para la inspección de tubérculos (post-cosecha)	87
22.	Cuadro resumen de normas	88
23.	Tolerancias máximas para normas de enfermedades, daño de insectos y calidad interna, para las categorías Fundación, Registrada, Certificada y SCD de boniato	95
24.	Cuadro resumen de normas	95
25.	Cuadro resumen de normas	108

Lista de láminas

1.	Chupones PIBS preparados con x.	23
2.	Chupones PIBS con numerosos renuevos.	24
3.	Plantas in vitro prontas para plantar.	26
4.	Daño de nematodo de la raíz. Bioversity. 2006	31
5.	Galerías hechas por barrenadores del tallo.	39
6.	Sección transversal del tallo de mandioca mostrando la relación entre el diámetro de la médula y el diámetro total y el exudado de látex.	42
7.	Almacenamiento de lotes seleccionados para ser usados en multiplicación.	43
8.	Estacas de mandioca con largo y ancho adecuados y con 5–7 nudos.	45
9.	Micropropagación de <i>Xanthosoma</i> a través de Sistemas de Inmersión Temporal. A. Sistemas en producción. B. Explantes de <i>Xanthosoma</i> luego de la fase de multiplicación.	50
10.	A. Mosaico del ajo. B. Trips (<i>Thrips tabaci</i>). C. Ácaros (<i>Rhizoglyphus</i> spp.). D. Mildiu	58
11.	E. Podredumbre Blanca de la cebolla. F. Mancha purpúrea. G. Nódulos de la raíz. H. Roya (<i>Puccinia allii</i>).	59
12.	Cosecha de tres accesiones diferentes de papa Hausa.	66
13.	Fotografía de una planta de papa Hausa de 24 días derivada de un tubérculo de semilla brotado.	66
14.	A – tubérculos de semilla para plantar; B – tubérculos para alimentación.	67
15.	Variación en color, forma y tamaño de cinco accesiones diferentes de papa Hausa.	70
16.	Preparación de minisetts de konjac.	74
17.	Propagación de minisetts de konjac.	76
18.	Almacenamiento de konjac.	77
19.	Esquejes de brotes de tubérculos y esquejes de tallos apicales con hojas simples de una planta madre joven.	85
20.	Esquejes de brotes de tubérculos.	89
21.	Producción de minitubérculos en un sistema aeropónico.	89
22.	Nematodo de nódulos de la raíz.	92
23.	Gorgojo del boniato.	93
24.	Tubérculo del cormo pequeño (tipo eddoe) a menudo referido como <i>Colocasia esculenta</i> var <i>antiquorum</i> .	101

25.	Tizón de la hoja de malanga causado por <i>Phytophthora colocasiae</i> .	102
26.	Planta de malanga infectada con potyvirus del mosaico tipo dasheen (DsMV).	103
27.	Plantas de malanga obtenidas de cultivos de tejidos probadas por virus como fuente de material de propagación.	104
28.	Preparación de chupones del tipo dasheen referido como <i>Colocasia esculenta</i> var. <i>esculenta</i> para plantar.	105
29.	Trozos de tubérculos recién cortados.	115
30.	Las superficies cortadas son espolvoreadas o sumergidas en una suspensión de productos químicos para prevenir la podredumbre.	115

Agradecimientos

En la Reunión sobre Material de Propagación de Calidad Declarada llevada a cabo en Lima, Perú, del 27 al 29 de noviembre de 2007, participaron expertos altamente calificados en cultivos reproducidos vegetativamente de todas las regiones del mundo. Sus contribuciones y discusiones sobre los protocolos y normas fueron fundamentales para desarrollar un esquema de aseguramiento de la calidad que adecuadamente tenga en cuenta los muchos y complejos elementos involucrados en la producción de material de propagación de alta calidad a nivel de la comunidad.

Sinceramente reconocemos las contribuciones tanto de los presentes como de los no presentes en la reunión de Lima, incluyendo: Elizabeth Acheampong, Malachy Akoroda, Carlos Arbizu, Ian Barker, Fernando Calle, Hernán Ceballos, Enrique Chujoy, Sivasubramanian Edison, Segundo Fuentes, Thierry Lescot, Robert Mwanga, Juan Pérez Ponce, Alejandrina Robledo, Charles Staver, Mary Taylor and Victor M. Villalobos. También estamos agradecidos a sus instituciones por el interés mostrado en esta iniciativa y, en particular, a Bioversity International y al Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT) por su generoso apoyo.

Un agradecimiento especial a aquellos que coordinaron la consulta de expertos y la edición técnica de esta publicación, concretamente: Juan Fajardo, NeBambi Lualadio, Michael Larinde y Cadmo Rosell (FAO), y a Ian Barker, Willy Roca y Enrique Chujoy (CIP). La asistencia administrativa y logística fue gentilmente brindada por, entre otras, Enrica Romanazzo en la FAO, y Julia Zamudio y Marta Huanes at el CIP.

De parte de ambas organizaciones, queremos expresar también nuestro agradecimiento por el amplio apoyo de la FAO y el CIP, sus expertos participantes y a todo el personal que hizo posible esta actividad.

Prefacio

Asegurar que los agricultores tengan un acceso oportuno a semillas y a material de propagación de buena calidad es uno de los elementos más importante de una producción agrícola y desarrollo exitosos. Este tema fue presentado como un componente principal de la Conferencia de Alto Nivel sobre Seguridad Alimentaria Mundial: Los Desafíos del Cambio Climático y la Bioenergía llevada a cabo en junio de 2008 en la sede de FAO en Roma. Los participantes de la conferencia reconocieron que un acceso incrementado de los agricultores a semillas localmente adaptadas adecuadas es un elemento clave en apoyo a la producción agrícola en el contexto de altos precios de los alimentos y del cambio climático.

A pesar de esta realidad, la semilla y el material de propagación disponibles para los pequeños agricultores en muchos países en desarrollo son a menudo de calidad insuficiente, lo cual socava el rendimiento potencial y el desempeño de la producción de cultivos. Con el apoyo de la FAO, el desafío de elevar la calidad de la semilla producida localmente por los pequeños agricultores ha sido encarado en una serie de programas e iniciativas en muchos países.

En 1993, la División de Producción y Protección Vegetal de la FAO (AGP) contribuyó además con estos esfuerzos, iniciando una consulta de expertos que produjeron directrices técnicas sobre normas y procedimientos para semillas de calidad – conocidas como el sistema de semillas de calidad declarada (SCD). El SCD, como un sistema de aseguramiento de la calidad para la producción de semilla, es menos demandante que los sistemas completos de control de calidad y, por lo tanto, pueden ser más fácilmente implementados en situaciones donde los recursos son limitados. Actualmente se utiliza y consulta a nivel mundial y ha probado ser particularmente útil como fuente de información sobre normas de semillas para una serie de especies de cultivos propagados por semilla botánica verdadera. Una revisión del sistema SCD que apuntaba a expandir la cobertura de cultivos y a una mejor adaptación a circunstancias y necesidades cambiantes, fue publicada por la FAO en 2006.

Sin embargo, las especies de cultivos que se propagan por diversas estructuras vegetativas tales como setts, esquejes de tallos, tubérculos, chupones y otras no habían sido incluidas en el SCD, aunque algunas de estas especies son de gran importancia para la producción agrícola y la seguridad alimentaria. Con la excepción de las especies de papa y Musa, los cultivos de propagación vegetativa han recibido muy poca atención en los sistemas formales de regulación de la calidad de semilla.

Muchos de estos cultivos, tales como ñame, mandioca y boniato, pertenecen a sistemas agrícolas tropicales o subtropicales en muchos países en desarrollo. Aunque algunos son considerados cultivos menores a nivel global, contribuyen significativamente a la seguridad alimentaria de las poblaciones rurales en países y regiones específicas. Actualmente, hay posibilidades ampliadas para mejorar y desarrollar los cultivos que reproducen vegetativamente, gracias a la disponibilidad y difusión de tecnologías avanzadas, en particular la micropropagación de plantas y la producción de materiales libres de enfermedades. Adicionalmente, como todo el mundo podría ver, el Año Internacional de la Papa 2008 (AIP) brindó una oportunidad adecuada para avanzar en el desarrollo de instrumentos globales para la producción mejorada de papa.

Por todas estas razones, la FAO, en colaboración con el Centro Internacional de la Papa y un equipo de expertos internacionales, ha desarrollado y preparado una serie de normas y protocolos para la producción de material de propagación de calidad de la mayoría de los cultivos importantes de reproducción vegetativa. Presentada en esta publicación, ofrece una herramienta útil y práctica para productores de semilla y técnicos a nivel de la comunidad y también para los servicios nacionales de semillas y la comunidad de investigación agrícola. Creemos que una mejor calidad de los materiales utilizados para plantar contribuirá significativamente a la producción y productividad agrícola mejorada, y por lo tanto a la seguridad alimentaria en muchas partes del mundo. Esta publicación será de particular valor para los países en desarrollo en zonas tropicales y subtropicales donde los cultivos de propagación vegetativa tienen el potencial de hacer una contribución real para combatir el hambre y la pobreza, impulsando el desarrollo económico y sosteniendo los medios de subsistencia rurales.

Shivaji Pandey
Director

División de Producción y Protección Vegetal

Lista de acrónimos y abreviaturas

AbaMV	Virus del mosaico del abacá
APLV	Virus latente de la papa de los Andes
AVA	Virus A de la arracacha
AVB-O	Virus B de la arracacha
BanMMV	Virus del mosaico leve del banano
BBrMV	Virus del mosaico de la bráctea del banano
BBTV	Virus del cogollo racimoso del banano
BSV	Virus del estriado del banano
CBB	Tizón bacteriano de la mandioca
CBDV	Virus de la enfermedad Bobone de la malanga
CBSD	Enfermedad del estriado marrón de la mandioca
CIAT	Centro Internacional de Agricultura Tropical
CIP	Centro Internacional de la Papa
CIRAD	Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement Centro de cooperación internacional en investigación agronómica para el desarrollo
CMD	Enfermedad del mosaico de la mandioca
CMV	Virus del mosaico del pepino
DsMV	Virus del mosaico de la malanga dasheen
EC	Estiércol de corral
ELISA	Ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas
EPRV	Pararetrovirus endógeno
FSD	Enfermedad piel de rana
GYSV	Virus del estriado amarillo del ajo
IITA	Instituto Internacional de Agricultura Tropical
K	Potasio
KoMV	Virus del mosaico del konjac
LYSV	Virus del rayado amarillo del puerro
MPCD	Material de propagación de calidad declarada
MIE	Manejo integrado de enfermedades
msnm	Metros sobre el nivel del mar
MS	Mezcla de sales Murashige & Skoog

N	Nitrógeno
NASH	Hibridación local de ácidos nucleicos
NPK	Nitrógeno-fósforo-potasio
OYDV	Virus del enanismo amarillo de la cebolla
PapMV-U	Virus del mosaico de la papaya
PBRSV	Virus de la mancha anular negra de la papa
PGRRI	Instituto de Investigación en Recursos Fitogenéticos de Ghana
PIBS	Plants Issus de Bourgeons Secondaires Plantas resultantes de yemas secundarias
PLRV	Virus del enrollado de la papa
PVT	Virus T de la papa
RKN	Nemátodos de nódulos de la raíz
RRD	Enfermedad de la podredumbre radicular
SCD	Semillas de calidad declarada
SED	Enfermedad del super alargamiento
SNIA	Sistemas Nacionales de Investigación Agrícola
SoMv	Virus del mosaico de la anserina
SPCFV	Virus de las manchas cloróticas del boniato
SPCSV	Virus del enanismo clorótico del boniato
SPFMV	Virus del moteado plumoso del boniato
SPLCV	Virus del enrollamiento foliar del boniato
SPLV	Virus latente del boniato
SPMMV	Virus del moteado suave del boniato
SPV	Enfermedad severa del virus del boniato
SPVG	Virus G del boniato
SSR	Marcadores de repetición de secuencia única
TaBV	Badnavirus basiliforme de la malanga
TaRV	Reovirus de la malanga
TaVCV	Virus de la clorosis de la nervadura de la malanga
TropMV	Virus del mosaico de la mashua
TLB	Tizón foliar de la malanga
UFC	Unidad formadora de colonias
USA	Estados Unidos de América
UMMV	Virus del mosaico leve del ulluco
UMV	Virus del mosaico del ulluco
UVC	Virus C del ulluco

Introducción

La FAO ha reconocido siempre la contribución potencial de los cultivos locales tradicionales para alcanzar la seguridad alimentaria mundial. Sin embargo, en el contexto de precios desorbitados de los alimentos, el enfoque se tornó aun más crucial respecto a la necesidad de hacer uso de cultivos diferentes a los principales cultivos comerciales. A su vez, esto despertó conciencia de que la mayoría de estos cultivos tradicionales tenían poco o ningún sistema basado científicamente para la producción de sus materiales de propagación.

En 1993, la FAO publicó su primer *Manual sobre Sistemas de Semillas de Calidad Declarada (SCD)- Directrices Técnicas sobre Normas y Procedimientos* basado en los resultados de una reunión de expertos. En total, nueva información fue reunida y puesta a disposición con respecto a mejores protocolos y normas de campo y de semillas para la producción de semillas de calidad de 92 especies de cultivo que se reproducen por medio de semillas verdaderas.

Sin embargo, los participantes de la reunión de 2003 también reconocieron la escasez de conocimiento y procedimientos de normas de calidad de materiales de propagación no comerciales, especialmente de cultivos tradicionales de importancia local. Por lo tanto, recomendó, entre otras cosas que la FAO debería llevar a cabo una consulta de expertos para considerar un esquema de aseguramiento de la calidad para cultivos que se reproducen vegetativamente. Adicionalmente, el Catorceavo Simposio Trienal de la Sociedad Internacional de Cultivos Tropicales de Raíces, llevado a cabo en noviembre de 2006 en Thiruvananthapuram, India, también identificó que la «producción de materiales de propagación de calidad para superar la degeneración debida a la acumulación de enfermedades y patógenos» es un tema emergente clave.

Como resultado, la División de Producción y Protección Vegetal (AGP) de la FAO se embarcó en la preparación de protocolos y normas para los cultivos alimenticios que se reproducen vegetativamente más importantes del mundo. La FAO propuso colaborar con el Centro Internacional de la Papa (CIP) de manera de debatir los puntos principales y discutir propuestas en borrador preparadas por expertos seleccionados que trabajan en campos relacionados a lo largo del mundo.

La FAO y el CIP organizaron una Consulta de Expertos en la sede del CIP en Lima, Perú, del 27 al 29 de noviembre de 2007 con la participación de 12 expertos internacionales y varios expertos nacionales. Esta actividad tuvo conocimiento

de la gran contribución de la papa a la seguridad alimentaria, reconociendo su importancia como cultivo de propagación vegetativa. Por lo tanto, la consulta de expertos sumó el cultivo de papa a la lista, a pesar del hecho que su método de propagación ha sido perfeccionado por el sector privado, como una contribución del CIP al Año Internacional de la Papa 2008.

La reunión discutió y aprobó los artículos de los expertos sobre los protocolos para una multiplicación segura de materiales libres de enfermedades de cultivos que se reproducen vegetativamente de varias especies de importancia mundial. El objetivo fue establecer protocolos que mejorarían la calidad y disponibilidad de los materiales de propagación, particularmente para los pequeños agricultores. Los cultivos descritos variaron en gran medida en sus medios de reproducción y, por lo tanto, sobre los procesos necesarios para obtener materiales de calidad. Sin embargo, en términos generales, los artículos técnicos se enfocaron en los aspectos de calidad y sanidad de la producción de materiales de propagación.

Los participantes estuvieron de acuerdo sobre los principios y estructura comunes de los protocolos así como sobre las normas para material de propagación de calidad declarada (MPCD). Los grupos de trabajo revisaron los protocolos técnicos, los cuales son presentados en esta publicación como el principal resultado de la Consulta de Expertos. La Consulta de Expertos también recomendó:

- construcción de capacidades para la implementación del MPCD en el campo y promoción de su utilización en actividades de multiplicación de semillas basadas en la comunidad;
- desarrollar un sistema de seguimiento para observar la operación del MPCD en el campo e integrar los resultados y lecciones aprendidas;
- promover la responsabilidad gubernamental en la implementación del MPCD y en la promoción del uso de materiales de propagación limpios.

Descripción del material de propagación de calidad declarada

MATERIAL DE PROPAGACIÓN DE CULTIVOS PROPAGADOS VEGETATIVAMENTE

Los cultivos propagados vegetativamente tienen un papel fundamental en el mejoramiento de la seguridad alimentaria y en la nutrición humana. También son usados en la producción de almidón y biocombustibles y tienen muchos otros usos en la cadena agro-industrial. Adicionalmente, pueden substituir a otros cultivos en casos de necesidad económica, como en el caso de altos precios de los alimentos.

La reproducción de materiales de propagación de estos cultivos presenta problemas complejos y muchas cuestiones logísticas para su uso extensivo. Esto constituye particularmente un tema para los pequeños agricultores debido a:

- ausencia de sistemas de semillas formales (excepto papa);
- falta de conocimiento de medidas fitosanitarias y aspectos cuarentenarios relacionados con el movimiento seguro de germoplasma, plantas y material de propagación a través de las fronteras nacionales;
- falta de suministros constantes de material de propagación de buena calidad;
- demanda variable de material de propagación limpio;
- manejo a granel y carácter perecible del material de propagación;
- uso de mezclas de variedades tradicionales, incluyendo variedades locales.

OBJETIVOS Y PRINCIPIOS DEL MPCD

El proceso del MPCD ha sido desarrollado para guiar la producción de material de propagación limpio, libre de enfermedades de cultivos que se reproducen vegetativamente. Su objetivo general es elevar la calidad fisiológica y fitosanitaria de los materiales reproductivos vegetales disponibles para los pequeños agricultores y, como consecuencia, incrementar la producción y productividad agropecuarias. Se pretende que sea implementado primariamente por productores de semilla a nivel de la comunidad o extensionistas de campo.

Como forma de tener un acceso rápido y fácil a estos materiales, estos prácticos protocolos y normas del MPCD han sido diseñados para permitir un fácil seguimiento y verificación de los procesos de producción y distribución.

Al mismo tiempo, complementan y están de acuerdo con los sistemas formales de control de calidad de semillas, pero también son contestes de las condiciones nacionales y locales para asegurar que sean adecuados y alcanzables por los usuarios objetivo. También vinculan actividades iniciadas por estaciones experimentales e investigadores de instituciones nacionales e internacionales con las actividades de multiplicación de semillas de los pequeños agricultores.

La fuente de materiales puede provenir de cultivos *in vitro* o de varios otros medios utilizados para obtener material de propagación libre de enfermedades, pero en todos los casos el MPCD debe ajustarse a las disposiciones nacionales e internacionales sobre aspectos fitosanitarios.

El MPCD visualiza papeles muy claros para los sectores público y privado, con el sector público responsable del mantenimiento del germoplasma, introducción y mejoramiento de nuevos materiales, limpieza de materiales y manejo del indexado de virus mientras que el sector privado es responsable de la multiplicación y distribución masivas.

COMPATIBILIDAD CON LAS REGLAMENTACIONES NACIONALES DE SEMILLAS

Cualquier esquema del MPCD para la multiplicación de plantas debe cumplir con las regulaciones nacionales de semillas imperantes. Por lo tanto, las personas que desean iniciar dicho esquema deberían en primer lugar verificar su compatibilidad con las regulaciones locales. La mayoría de las regulaciones nacionales de semillas establecen que solamente se pueden multiplicar variedades de semillas registradas y pueden incluir un requisito para registrar productores. Por esta razón, la semilla derivada del MPCD no puede ser etiquetada como semilla «certificada».

El MPCD es un caso particular de SCD. Los medios de reproducción y, por lo tanto, las prácticas productivas del material de propagación son substancialmente diferentes de aquellas aplicadas a los cultivos que se reproducen por medio de semillas verdaderas.

ETIQUETADO

El etiquetado correcto es un elemento importante en la distribución responsable y exitosa del material de propagación a ser distribuido. La información que debería ser brindada en las etiquetas varía de acuerdo con los cultivos pero, en general, todas deberían contener lo siguiente (usando el ñame como ejemplo):

- número de lote
- peso del lote
- número de semillas de ñame o *setts* en el lote
- largo de los tubérculos para semilla
- nombre o código de la variedad

- nombre del productor de semilla de ñame
- ubicación de la finca donde los tubérculos para semilla fueron producidos
- fecha en que los tubérculos para semilla fueron cosechados
- nombre o código del inspector
- marca/logo de la norma de calidad, si corresponde

La autoridad local, ya sea gubernamental o de la cooperativa de productores, debería especificar la pena por cualquier etiquetado falso, asumiendo que este principio es aprobado por la cultura local. Se deberían mantener registros de las plantas fuera de tipo como prueba de error. Lo siguiente identifica algunos aspectos específicos del etiquetado.

Xanthosoma

Para *Xanthosoma*, el etiquetado es importante para evitar mezcla de materiales con diferentes especificaciones. Los lotes deberían ser etiquetados de la siguiente manera:

- variedad
- origen
- categoría
- peso (cormos o cormillos)
- altura (planta *in vitro* o plántula)
- fecha de cosecha

Colocasia

El etiquetado es fundamental en *Colocasia* y debería incluir:

- número de lote
- peso y/o número por lote
- nombre y/o código de la variedad
- nombre y ubicación del productor de semilla
- fecha de cosecha
- código del inspector
- marca/logo de la norma de calidad, si corresponde

Boniato

Cada contenedor de tubérculos para semilla o guías deberían ser etiquetados apropiadamente para identificar la fase de producción. Si el contenedor o atado de guías no es etiquetado, el material de propagación no puede ser distribuido como se obtuvo bajo el esquema SCD. La información de la etiqueta incluye:

- nombre/código de la variedad del material de propagación
- nombre del productor y ubicación de la finca
- fecha de cosecha
- número de lote y peso, largo y número de tubérculos para semilla o guías por lote

- nombre/código del inspector
- marca/logo de la norma de calidad, si corresponde
- todos los tubérculos para semilla o guías etiquetados deben seguir las normas de calidad

Chupones de banano

Para los chupones que se comercializan localmente, el etiquetado no es frecuente. Sin embargo, la siguiente información debería ser solicitada por las personas que adquieren chupones:

- ubicación de la finca, nombre del productor, información de contacto del productor;
- cultivar, edad de la plantación, prácticas de manejo primarias (insumos utilizados, prácticas rutinarias aplicadas) de la finca de donde fueron extraídos los chupones;
- resumen de la presencia de plagas y enfermedades en la plantación y frecuencia de la inspección;
- descripción de las prácticas usadas en la extracción y tratamiento de los chupones, incluyendo la ubicación del almacenamiento luego de la remoción.

Plantas de cultivos de tejidos

Para plantas de cultivos de tejidos, la siguiente información debería ser solicitada:

- nombre, dirección e información de contacto del laboratorio donde las plantas *in vitro* fueron producidas;
- nombre y dirección del agente que comercializa las plantas;
- cultivar, información particular sobre el clon y ubicación de las plantas madres de donde fueron extraídas las puntas de los renuevos. Si las plantas madres fueron mantenidas en un umbráculo, ubicación de las plantas madres originales;
- número de plántulas producidas y sub-cultivos utilizados por punta de renuevo en la multiplicación de rutina de cultivo de tejidos;
- protocolos de indexación de virus seguidos y resultados, incluyendo por ejemplo, virus racimoso del cogollo del banano (BBTV), virus del mosaico del pepino (CMV), virus del estriado del banano (BSV), virus del mosaico de la bráctea del banano (BBrMV) y virus del mosaico atenuado del banano (BanMMV);
- nombre, dirección e información de contacto del laboratorio que condujo la indexación de virus;
- otros exámenes de enfermedades conducidos, protocolos y resultados;
- nombre, dirección e información de contacto del laboratorio que condujo los exámenes de otras enfermedades;
- nombre y dirección de la organización oficial de control fitosanitario que certifica las plantas.

ESTRUCTURA

Los protocolos siguen, en la medida de lo posible, un patrón común en relación a la variabilidad existente entre estos cultivos y de acuerdo a sus diferentes características.

1. Introducción

- Nombre científico, origen, distribución
- Modo o modos de propagación comúnmente utilizados por los pequeños agricultores
- Tasa de reproducción

Principales enfermedades y plagas de semilla incluyendo un breve ciclo biológico, identificación, detección, difusión natural, síntomas a campo, huéspedes alternativos, métodos de control y/o cualquier otro elemento útil para caracterizar las enfermedades/plagas.

2. Protocolo para la producción de materiales de propagación por parte de pequeños productores a nivel de campo partiendo de fuentes de materiales limpios:

- Facilidades y equipo de campo
- Fuente de material, incluyendo selección positiva
- Requerimientos de campo
- Inspección de campo
- Prácticas agronómicas tales como aislación, rotación y selección negativa
- Cosecha y manipulación
- Tratamientos post-cosecha
- Almacenamiento y transporte
- Normas de calidad del producto suministrado

3. Tamaño y peso:

- Tabla de tolerancias (%) de plagas y enfermedades comunes económicamente importantes, tanto de campo como de almacenamiento
- Requerimientos de etiquetado (lista)
- Capacidad (%) para brotar y desarrollar una planta normal (cuando sea posible)
- Pureza varietal (%)

4. Descripción del programa de multiplicación.

Tubérculos andinos

Carlos Arbizu

Centro Internacional de la Papa (CIP), Lima, Perú

Oca	<i>Oxalis tuberosa</i> Molina	Oxalidaceae
Ulluco	<i>Ullucus tuberosus</i> Caldas	Bassellaceae
Mashua	<i>Tropaeolum tuberosum</i> Ruiz & Pavon	Tropaeolaceae

Los tubérculos de oca, ulluco y mashua son utilizados por alrededor de 50 millones de consumidores desde los Andes de Venezuela hasta el noroeste de Argentina. Son cultivados en altitudes que oscilan entre 2 800 a 4 000 msnm, con cultivos más intensivos desde el centro de Perú al centro de Bolivia. La oca también es consumida por alrededor de 2 millones de personas en México y Nueva Zelanda.

Oca, ulluco y mashua son perennes. Sus partes superiores entran en senescencia al final de la estación de crecimiento pero sus tubérculos persisten y crecen en la estación siguiente. Son plantados en suelos bien drenados, preferiblemente con alto contenido de materia orgánica y están prontos para la cosecha luego de 7-8 meses. Cuando hay un exceso de producción, los tubérculos de oca son tradicionalmente deshidratados como *kaya*, y los tubérculos de ulluco como *linge*, los cuales pueden ser almacenados durante varios años.

«Oca» es derivada de las palabras quechuas «ok'a», «occa» y «uqa». Ha sido identificada como una especie cultivada de *Oxalis tuberosa* con 64 cromosomas. Más de 80 especies de sus parientes silvestres han sido identificadas en los Andes con niveles de ploidía desde diploide a hexaploide. El número cromosómico básico de oca es $x=8$.

«Ulluco» es derivada de la palabra quechua «ulluku». Las especies de *Ullucus tuberosus* abarcan dos sub-especies incluyendo los ullucos cultivados con un número básico de cromosomas $x=12$ y formas silvestres triploides de *U. tuberosus aborigineus*.

«Mashua» es derivada de la palabra quechua «maswa» o «mashwa». *Tropaeolum tuberosum* es un especie formadora de tubérculos de *Tropaeolum*, considerada aquí como un cultivo de tubérculos andino.

LIMITANTES DE PLAGAS Y PATÓGENOS DE LOS TUBÉRCULOS ANDINOS

La oca es severamente dañada por el gorgojo *Adioristidius tuberculatus*. El manejo cultural y biológico de las plagas ha sido llevado a cabo para reducir el daño del gorgojo en los Andes. La oca también puede ser infectada por varios patógenos: *Fusarium oxysporum*, *F. roseum*, *Rhizoctonia solani*, *Mucor piriformis*, y *Rhizopus* spp (Ames, 1997). Los suelos bien drenados y la selección de tubérculos sanos dan los mejores resultados para la prevención de la podredumbre de tubérculos.

El cultivo del ulluco puede ser afectado por el gorgojo *Amathynetoides nitidiventris*, el cual daña a los tubérculos así como a varias plantas incluyendo zanahoria, habas y maíz. Otras limitaciones del cultivo del ulluco son 15 enfermedades fúngicas, una enfermedad bacteriana (Ames, 1997) y cuatro enfermedades virales. Las enfermedades virales son descritas a continuación (Chuquillanqui, *com. pers.*).

ENFERMEDADES VIRALES

Virus del ulluco

Los virus del ulluco incluyen los siguientes (Fuentes y Chuquillanqui, 2004).

El virus del enrollado de la papa (PLRV), encontrado en Perú, Bolivia, Argentina y Colombia, es transmitido por el áfido del durazno verde *Myzus persicae* desde el ulluco a la papa y viceversa. A diferencia de los síntomas en las plantas de papa, no se expresan en las plantas de ulluco. El rendimiento de ulluco puede disminuir hasta 30 por ciento por infección secundaria.

El virus T de la papa (PVT), encontrado en papa, mashua y en oca en Perú, Bolivia y Argentina, es transmitido mecánicamente a través de la maquinaria y del contacto entre plantas. Aunque este virus es transmitido por el material de propagación, las plantas infectadas no muestran síntomas.

El virus latente de la papa de los Andes (APLV), encontrado en Perú, Bolivia, Ecuador y Colombia, se transmite mecánicamente a través de la maquinaria y las plagas. Un insecto vector, *Epitrix* spp, tiene síntomas que no han sido mostrados por las plantas de ulluco.

El virus C del ulluco (UVC), encontrado en Perú, Bolivia, Ecuador, Argentina y Colombia, es transmitido a través del contacto entre plantas, pero el ulluco no muestra síntomas. Sin embargo, UVC en combinación con UMV resulta en un mosaico severo. Una infección secundaria fue reducir los rendimientos hasta 27 por ciento.

El virus A de la arracacha (AVA), el cual infecta el ulluco en Perú y la raíz amilácea del cultivo de arracacha (*Arracacia xanthorrhiza*) en América Central, se transmite mecánicamente, muy probablemente por nemátodos aunque la

transmisión por contacto entre plantas no ha sido demostrada. Usualmente no se ven los síntomas, aunque en asociación con otros virus, se pueden observar cambios en la forma de la hoja y el mosaico.

El virus del mosaico de la papaya (PapMV-U), encontrado en Perú, Bolivia, Ecuador, Argentina y Colombia, es usualmente transmitido a través del contacto entre plantas. Las plantas de ulluco permanecen asintomáticas, pero en combinación con UMV, las plantas muestran mosaico. La infección secundaria puede reducir los rendimientos en alrededor de un 30 por ciento. La enfermedad también puede infectar a plantas de oca, mashua y papaya.

El virus del mosaico del ulluco (UMV) es transmitido por el áfido del durazno verde *Myzus persicae*. Las plantas infectadas muestran desde un mosaico leve a un moteado clorótico y cambios en la forma de la hoja. Los rendimientos pueden ser reducidos hasta alrededor de un 30 por ciento. La enfermedad ha sido encontrada en Perú, Bolivia, Ecuador, Argentina y Colombia.

El virus del mosaico leve del ulluco (UMMV) se transmite mecánicamente a través del contacto entre plantas o durante las operaciones de campo. Las plantas infectas muestran síntomas de moteado. Se ha encontrado en Perú, Bolivia, Ecuador, Argentina y Colombia.

Virus de la oca

Cuatro virus han sido identificados en los cultivos de oca: virus de la mancha anular negra de la papa (PBRV), virus B de la arracacha (AVB-O), PapMV-U y PVT (Chuquillanqui, *com. pers.*). Los últimos dos también han sido encontrados en ulluco, habiendo sido sus principales características descriptas anteriormente.

PBRV, encontrado en Perú, es transmitido mecánicamente a través de nemátodos. Aunque las plantas infectadas de papa pueden mostrar manchas anulares necróticas, no hay una clara referencia sobre síntomas en plantas de oca.

AVB-O, encontrado en Perú, Bolivia y otros países de Sudamérica donde son cultivados la papa, oca y arracacha, también es transmitida por nemátodos y probablemente por los materiales de propagación. Las plantas infectadas son asintomáticas.

Virus de la mashua

Cuatro virus infectan el cultivo de mashua: PapMV y PVT (descriptos anteriormente en Ulluco), virus del mosaico de la anserina (SoMV) y un complejo de aislamientos del virus del mosaico de la mashua (TropMV) (M-6, M-8) (Chuquillanqui, *com. pers.*).

SoMV, encontrado en Sudamérica, es transmitido por minadores de la hoja, escarabajos y áfidos. También infecta varias plantas cultivadas incluyendo papa, espinaca, *Vitis* sp. y *Prunus domestica*.

TopMV tiene varias razas que requieren aún su clasificación. Son transmitidas por áfidos. Su distribución geográfica no es clara.

Control de enfermedades virales

La principal estrategia de control en la prevención de las infecciones virales es usar material sano de tubérculos, raleo de las plantas infectadas, remoción de las especies de malezas que son huéspedes alternativos y aplicaciones para controlar áfidos y otros vectores como *Epitrix* spp.

MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Los tubérculos para semilla son usualmente utilizados para plantar oca, ulluco y mashua. Los tubérculos se producen usualmente en el campo en la misma estación de crecimiento que los cultivos para consumo. El manejo agronómico del material de propagación de oca, ulluco y mashua es similar.

La producción de material de propagación luego de 6-8 años de barbecho a 3 500-3 800 msnm asegurará en gran medida un material de buena calidad que tenga menos de 5 por ciento de infección viral y que esté libre de nemátodos y gorgojos. Los tubérculos para semilla deberían provenir tanto de un proceso de selección positiva como de la producción de semilla básica. Deberían mantener el tipo varietal en términos de forma del tubérculo y color de la superficie. Un tubérculo para semilla debería mostrar una superficie del tubérculo limpia y brillante. La oca y el ulluco deberían pesar 20-30 g y la mashua debería pesar 30-40 g.

Los agricultores andinos han usado tradicionalmente 3-5 pequeños tubérculos (5-10 g cada uno) por estación de propagación para oca, ulluco y mashua, al contrario de los 20-40 g recomendados anteriormente. Debido a que los pequeños tubérculos se forman en la etapa tardía del desarrollo de la planta (senescencia), las partículas de virus no se habrían transportado a los tubérculos que se desarrollaron al final haciendo que algunos de los pequeños tubérculos resultaran libres de virus (Chuquillanqui, *com. pers.*). Por esta razón, la oca, ulluco y mashua cultivadas no se extinguieron durante sus 3 000-5 000 años de cultivo continuo.

Mejoramiento de los sistemas tradicionales de propagación de materiales mediante selección positiva

Los agricultores usualmente renuevan sus tubérculos para semilla cada 3-5 años, creyendo que sus semillas están «perezosas». Por esta razón hay un flujo continuo de tubérculos para semilla dentro y entre comunidades, principalmente a la cosecha y plantación. Es más, en los sistemas andinos tradicionales, los agricultores consideran usualmente al sistema de rotaciones y barbecho como

los factores claves para reducir las plagas y enfermedades. Adicionalmente, las mujeres seleccionan los tubérculos para semilla de mejor calidad de las reservas. Ellas seleccionan tubérculos de formas normales en las variedades, con superficies de los tubérculos limpias y brillantes, interpretando que el material de propagación está libre de enfermedades virales y bacterianas lo cual, en cierta medida, es una selección positiva. Este sistema ha cumplido con la mayoría de los requerimientos de tubérculos para semilla anuales de oca, ulluco y mashua de las familias rurales de los Andes.

El criterio de selección positiva para producir semilla de calidad de ulluco de acuerdo con Garay (1995) y López (2004) es un proceso mediante el cual los materiales de cultivo son plantados en el campo. Antes de la floración, plantas jóvenes vigorosas con color de follaje verde oscuro o verde amarillento oscuro con hojas grandes/normales sin síntomas de enfermedades virales son identificadas, etiquetadas y seleccionadas para ser cosechadas separadamente. Los tubérculos de cada planta seleccionada deben ser considerados como sanos y cumplir con la forma y color del cultivar. De esta manera, se obtiene una reserva de clones. En la próxima estación de crecimiento, los tubérculos para semilla de cada clon son multiplicados plantándolos en filas separadas de unas 10 plantas por clon. En el caso de que cualquier planta de un clon muestre una enfermedad viral, bacteriana o fúngica o cualquier carácter indeseable, todas las plantas del clon son eliminadas (selección negativa). Contrariamente, si todas las plantas crecen vigorosamente y libres de enfermedades, todas las plantas del clon son mantenidas y cosechadas separadamente (selección positiva). Este proceso es repetido en la siguiente estación de crecimiento de manera que eventualmente habrá una reserva de semilla limpia. Esta estrategia puede ser seguida fácilmente en las comunidades de agricultores, convergiendo por lo tanto el conocimiento tradicional ancestral con las tecnologías modernas para incrementar la productividad de la oca, ulluco y mashua a bajo costo.

TÉCNICA DE MULTIPLICACIÓN RÁPIDA

Cuando los tubérculos para semilla son escasos, las técnicas de multiplicación rápida a través de la selección positiva pueden ser usadas para satisfacer las necesidades de propagación. Las partes vegetativas utilizadas incluyen brotes de tubérculos, esquejes jóvenes y esquejes de vástagos laterales (Bryant *et al.*, 1981; López, 2004).

Esquejes de brotes

Requiere exponer tubérculos sanos a luz difusa y a temperatura ambiente normal para promover un brotado vigoroso. Cuando los brotes tienen unos 3-8 cm de largo, son desprendidos de los tubérculos mediante un movimiento en sentido contrario a las agujas del reloj para minimizar el daño y son plantados en una cama de arena desinfectada en el invernáculo. Una vez que enraizaron, son transplantados al campo y se siguen las prácticas culturales usuales hasta la cosecha. Casi todos los

esquejes de brotes sobrevivirán. Pueden ser cosechados de tubérculos madre tres veces, cada unas 3-4 semanas. No es necesaria una solución para enraizamiento. Una planta procedente de un brote podría rendir 600-800 g de tubérculos. Las plantas normales desarrolladas a partir de esquejes de brotes también pueden ser consideradas como plantas madres para esquejes jóvenes o esquejes de vástagos laterales. Esta técnica puede ser utilizada para estas tres especies de cultivo. Los esquejes de brotes también han sido utilizados exitosamente para control del gorgojo en oca.

Esquejes jóvenes

Estos comienzan con plantas que surgen de pequeños tubérculos (10-30 g), esquejes de brotes o plántulas *in vitro*. Las plantas deberían ser de 10-15 cm de alto, con 5-6 hojas por tallo. Cada esqueje de tallo es a su vez subdividido en pequeños esquejes nodales (menos de 1 mm de diámetro) con yemas axilares, luego de lo cual son enraizados y brotados en una cama de arena. No es necesario usar una hormona de enraizamiento. Una vez que los esquejes han enraizado y brotado (2-3 semanas), son transplantados al campo o usados como nuevas plantas madre para incrementar la tasa de multiplicación. El rendimiento de tubérculos de una planta cosechada a partir de esquejes jóvenes oscila entre 0.5 a 1.0 kg por planta. La planta madre puede proveer más esquejes de tallos.

Esquejes de brotes laterales

Se plantan tubérculos libres de patógenos (30-40 g) en macetas o camas para enraizar y brotar. Las plantas madres también pueden ser generadas a partir de esquejes de puntas de brotes, esquejes jóvenes o pequeños tubérculos *in vitro*. Una vez que las plantas madre tienen unos 20 cm de alto, los esquejes de punta de vástagos son recolectados, enraizados y brotados para generar más plantas madre e incrementar la tasa de multiplicación. La remoción del ápice de la planta promueve el desarrollo de muchas yemas axilares laterales, resultando en esquejes de vástagos laterales de 6-12 cm de largo en unas tres semanas. Este proceso puede ser repetido 3-4 veces, lo que significa que una planta madre puede rendir hasta 100 esquejes. La aplicación de fertilizante nitrogenado estimulará el crecimiento de vástagos laterales para estimular la producción de esquejes. Una planta derivada de un esqueje de vástago lateral puede rendir 0.5-1.0 kg de tubérculos.

MANEJO DE CAMPO O INVERNÁCULO

Facilidades y equipo

Las facilidades de laboratorio deberían contener equipo de termoterapia, cultivo de tejidos y detección de virus mediante ELISA o NASH. Estas son necesarias para eliminar patógenos de los clones de oca, ulluco y mashua. También se requieren invernáculos para indexación de virus y técnicas de multiplicación rápida para obtener material de semilla pre-básico y básico.

Manejo sanitario

Una vez que las plantas emergen en el campo, deberían ser mantenidas libres de *Epitrix* sp. para prevenir la transmisión de virus. También el campo debería estar libre de malezas para prevenir que los áfidos, escarabajos y gorgojos infecten a los cultivos. Deberían realizarse inspecciones frecuentes en el campo y en el invernáculo para controlar de que no ocurran brotes de plagas y enfermedades.

Cosecha

Las superficies de los tubérculos de oca, mashua y ulluco son muy delicadas. Por lo tanto, los métodos de cosecha y manipulación deberían asegurar un daño mínimo para prevenir un rápido deterioro durante el almacenamiento y transporte.

Almacenamiento

Una cuidadosa selección de tubérculos libres de daños mecánicos y de insectos es clave para mantener las pérdidas en un mínimo. Deberían ser almacenados en cajas de unos 50 kg o menos con hojas de eucaliptos en la base y por encima y mantenerlos en ambientes bien ventilados donde la temperatura usualmente oscile desde 8 a 12°C (Tupac, 1999).

Control de enfermedades

Los tubérculos para semilla deberían ser seleccionadas de plantas libres de enfermedades y plagas. Las plantas enfermas deben ser removidas del campo o invernáculo tan pronto como son detectadas. Deben ser eliminados todos los tubérculos que muestren forma atípica o daño en el depósito. El invernáculo, depósito y todas las estructuras asociadas deberían mantenerse limpias y libres de plantas y tubérculos muertos y deteriorados. Una vigilancia regular de la ocurrencia de ácaros y polillas de los tubérculos en los invernáculos debería ser parte de la rutina, y se deberían tomar medidas de control necesarias para prevenir y/o detener su desarrollo. Los depósitos de tubérculos para semilla deberían ser desinfectados con hipoclorito de sodio antes de su uso para controlar bacterias y hongos.

Bananas, plátanos y otras especies de *Musaceae*

Thiery Lescot

Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement (CIRAD), Montpellier, Francia

Charles Staver

Bioversity International, Montpellier, Francia

***Musa acuminata* Colla and *Musa balbisiana* Colla
*Musaceae***

TAXONOMÍA, ORIGEN, DISTRIBUCIÓN

Grupos

Musa AA, AAA y AAAA¹

Grupos

Musa BB, BBB

Grupos interespecíficos

Musa AB, AAB, ABB, AAAB, AABB Y ABBB

Más de 20 subgrupos

Origen

Sur de Asia, Sudeste de Asia y el Pacífico con zonas de diversificación secundarias en África Occidental y Central para el sub-grupo de plátanos, y en las Tierras Altas de África Oriental para el sub-grupo Lujugira de banana.

Distribución

A través de altitudes bajas y medias de los trópicos y sub-trópicos húmedos, húmedos-secos y secos (aproximadamente 120 países).

MÉTODOS DE PROPAGACIÓN UTILIZADOS COMUNMENTE

Cinco métodos se emplean comúnmente para obtener material de propagación para el establecimiento de nuevo material de propagación de banana y plátano:

- chupones extraídos de campos en producción de banana y plátano,
- chupones reproducidos en parcelas de multiplicación de chupones a campo,
- plantas de micro-cormos cultivados en viveros,

¹ AA= banana diploide; AAA=banana triploide; AAAA=banana tetraploide

- plantas originadas de yemas secundarias (PIBS²), producidas en cámara húmeda, camas de semilla y cultivadas en viveros,
- plantas de cultivos de tejidos cultivadas en viveros de dos fases.

PRINCIPALES ENFERMEDADES Y PLAGAS TRANSMITIDAS POR EL MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Enfermedades bacterianas

- podredumbre seca (*Ralstonia solanacearum* Smith, filotipo II)
- marchitamiento por xanthomonas (*Xanthomonas vasicola* pv. *Musacearum*)

Enfermedades virales

- virus del cogollo racimoso del banano (BBYV)
- virus del mosaico del pepino (CMV)
- virus del estriado del banano (BSV)
- virus del mosaico de la bráctea del banano (BBrMV)
- virus del mosaico leve del banano (BanMMV)
- virus del mosaico de abacá

Enfermedades fúngicas

- marchitamiento por Fusarium o enfermedad de Panamá *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense*, referida a menudo como Foc

Nematodos

- nematodo barrenador *Radopholus similis* Cobb
- nematodos que lesionan raíces *Pratylenchus coffeae* (Zimmerman) Filipjev y Schuurmans Stekhoven y *Pratylenchus goodeyi* Sher y Allen

Insectos

- gorgojo negro *Cosmopolites sordidus* Germar

CONSIDERACIONES PRIMARIAS SOBRE CALIDAD DEL MATERIAL DE PROPAGACIÓN

La calidad de un lote de material de propagación tiene tres componentes que deberían ser tenidos en cuenta por parte del comprador, vendedor y los controladores de calidad.

- **Enfermedad.** El material de propagación o cualquier medio de enraizamiento asociado no deberían ser una fuente de enfermedades o plagas de insectos. Si el material de propagación es traído desde otro país, región o continente, puede introducir una nueva plaga de insectos o enfermedad con efectos devastadores para los productores. Los virus son a menudo diseminados de esta forma. Enfermedades como la del estriado negro de la hoja también

² Del acrónimo francés de Plants Issus de Bourgeons Secondaires

puede ser introducida de esta forma, aunque una vez que una enfermedad está presente en una región, el material de propagación no es más una vía importante para su diseminación local. Si un material de propagación de origen local está altamente infectado con enfermedades y plagas de insectos que ocurren comúnmente, el productor experimentará menores rendimientos y una plantación de vida más corta. El material de propagación preparado por diferentes métodos tiene diferentes riesgos de transmisión de plagas y enfermedades.

- **Variedad.** El lote de material de propagación debería contener solamente la variedad deseada. Adicionalmente, el material debería originarse de plantas con superior producción, resistencia y características de calidad. La adquisición de material de propagación mejorado es una oportunidad de elevar el potencial de producción de la variedad. Ciertas técnicas de multiplicación de altas tasas pueden ser usadas para multiplicar cuidadosamente plantas seleccionadas con características de elite.
- **Tamaño y uniformidad.** El lote de material de propagación debería tener el tamaño y uniformidad apropiados para los objetivos y recursos del productor. En casos dirigidos a pequeñas ventanas de mercado, el productor puede querer materiales de propagación altamente uniformes. Si el material de propagación es para consumo doméstico o venta local, puede ser preferible un material de propagación menos uniforme para difundir la primer cosecha sobre un período de tiempo más prolongado.

ENFERMEDADES Y PLAGAS DE INSECTOS

Las enfermedades y las plagas de insectos son un elemento importante de la calidad del material de propagación por dos razones. Primero, ciertas enfermedades y plagas de insectos no están aun presentes en todas las regiones donde se cultiva *Musa*. Por lo tanto, una vigilancia extrema es esencial para prevenir la difusión de estos problemas fitosanitarios a nuevas regiones, especialmente a través del material de propagación u otros medios. Estas enfermedades cuarentenarias incluyen a la podredumbre seca, marchitamiento por xanthomonas, marchitamiento por fusarium, raza tropical 4, enfermedad del cogollo racimoso del banano y enfermedad del mosaico de la bráctea del banano. Un material de propagación y otras partes de la planta contaminados con la enfermedad de sigatoka o enfermedad del estriado negro de la hoja también pueden potencialmente difundir las enfermedades a áreas no infectadas.

Segundo, las enfermedades causadas por bacterias, hongos, virus, nemátodos e insectos plaga infectan a los materiales de propagación de plátano y banana reduciendo el tamaño del lote, la densidad de plantas y la vida de la plantación. Idealmente, tanto el material de propagación como el campo donde la nueva plantación se va a establecer deberían estar libres de estas enfermedades y plagas. En términos prácticos, solamente puede ser posible minimizar estos problemas en el material de propagación sin alcanzar completamente una semilla limpia.

Prácticas apropiadas para la calidad del material de propagación deberían ser determinadas de acuerdo con los problemas fitosanitarios presentes y el método de multiplicación a ser utilizado.

PROTOCOLO PARA LA PRODUCCIÓN DE MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Métodos comunes para la multiplicación de material de propagación

Cinco métodos son comunes para obtener material de propagación para el establecimiento de nuevas plantaciones de banana y plátano. Cada método tiene requerimientos específicos en términos de facilidades y equipos, genera material de propagación a una tasa característica y tiene riesgos particulares de contaminación con plagas y enfermedades. Los métodos oscilan desde unos pocos chupones extraídos de huertas familiares, a camas de semillas con unos pocos cientos de plántulas distribuidas a nivel local, a una unidad de manufacturación para la producción de varios millones de plantas *in vitro* por año. Las cinco técnicas están descritas a continuación. Buenas prácticas para diferentes etapas de la multiplicación de plantas son descritas en secciones posteriores.

CHUPONES EXTRAIDOS DE CAMPOS DE PRODUCCIÓN DE BANANO Y PLÁTANO

Los campos en producción tienen numerosos tipos de material de propagación. Los chupones nuevos y lanceolados son generalmente considerados como el material de propagación más confiable y productivo para la extracción directa desde los campos en producción. Los chupones tienen 0.5-1.0 m de largo, con un tallo creciendo en forma de cono y desde pequeñas hojas angostas hasta las más expandidas. Sin embargo, cualquier forma o tipo de chupón o el cormo principal pueden ser utilizados, tanto intactos como cortados en trozos, para plantar una nueva plantación, aunque los intervalos de cosecha pueden ser alargados debido a material menos satisfactorio. Luego de la extracción con herramientas manuales, los chupones o trozos de cormo deben ser sometidos a diversas prácticas (descritas en el Cuadro 1) para minimizar la transferencia de plagas y enfermedades, y luego ser plantados directamente en un campo nuevo. Dependiendo de la variedad, cada mata en una plantación puede rendir entre 1-3 chupones adecuados. Una sobre-extracción o extracción descuidada puede resultar en un debilitamiento de la planta de soporte y un volcado del tallo.

Chupones reproducidos en parcelas de multiplicación

Los chupones o los trozos de cormo son utilizados para plantar una población de alta densidad. Cuando las plantas alcanzan el estado de diferenciación floral – bastante antes que la emergencia floral – se usa la decapitación o falsa decapitación para detener el posterior desarrollo floral.

CUADRO 1

Pasos claves en la multiplicación de plantas de banano

Etapas	Chupones seleccionados de un campo de producción	Chupones cultivados en una parcela de multiplicación	Microcormos	PIBS	Cultivo de tejidos
Selección de chupones	X	X	X	X	X
Preparación de chupones	X	X	X	X	X
Selección del campo		X			
Manejo del campo		X			
Cámara de alta humedad				X	
Laboratorio de cultivo de tejidos					X
Vivero de aclimatación					X
Vivero de endurecimiento			X	X	X

Esta acción estimula la emergencia de 10-20 chupones por tallo. Estos chupones son entonces extraídos y preparados para evitar la multiplicación y transferencia de plagas y enfermedades.

Microcormos

Chupones pequeños, de forma cónica, de 200-300 g, llamados «ojos», son extraídos de un campo de producción o de un vivero de chupones, tratados y luego plantados en un vivero por 6-8 semanas, hasta que las plantas alcancen un tamaño apropiado para el trasplante.

PIBS

Cormos lanceolados (mínimo 12-25 cm de diámetro o de 150-400 g) o trozos de cormos más grandes, pelados y despojados completamente de las láminas de sus hojas, son colocados en aserrín húmedo en una cámara húmeda hecha con tela plástica. La destrucción del punto principal de crecimiento del chupón libera la brotación de las yemas axilares de la base de la lámina de cada hoja. Los vástagos resultantes son cuidadosamente extirpados y transferidos a bolsas de vivero, bajo las mismas condiciones que los microcormos, hasta que las plantas estén prontas para ser trasplantadas. Un solo chupón puede producir 15-60 vástagos.

Cultivo de tejidos

Bajo condiciones controladas de laboratorio, los cormos pequeños son recortados y desinfectados antes de la extracción de las puntas de los vástagos. Cada punta de vástago puede ser usada para producir hasta 1 000 plantas *in vitro*, las cuales son aclimatadas a alta humedad y luz relativamente baja y luego transferidas a un vivero para ser cultivadas antes del trasplante al campo.

BUENAS PRÁCTICAS DE MULTIPLICACIÓN PARA CADA TÉCNICA

Buenas prácticas de multiplicación deben ser empleadas en los cinco métodos mencionados para producir plantas con superior potencial de producción y con

mínimo riesgo de plagas y enfermedades. Estas prácticas pueden ser categorizadas por etapas comunes claves para dos o más técnicas como se muestra en el Cuadro 1.

Selección de chupones

1. Seleccionar y marcar plantas de la variedad deseada con altura normal o por debajo de la media, las que deberían ser de tronco robusto y raíces firmes. Las plantas deben estar libres de variaciones indeseables de las características varietales. La selección debería ser entre la floración y la cosecha para marcar plantas con tamaño de racimo por encima de la media.
2. Cuando los chupones son seleccionados, ya sea para ser usados como material de propagación o como material inicial en técnicas de multiplicación hortícola o de cultivo de tejidos, documentar sus orígenes (país, localidad, agricultor) e identificar y describir la parcela de donde provienen. Si los chupones son usados en cultivo de tejidos, la fuente de las puntas de los vástagos debería especificarse como monoclonal (originaria de una planta madre única) o policlonal (originaria de más de una planta madre).
3. La parcela debe ser bien manejada y los chupones seleccionados deberían ser sanos. Los buenos chupones tienen forma de cono y no desarrollan hojas anchas hasta que tienen más de 1 m de alto. Sin embargo, el tamaño preferido de los chupones depende de la técnica a ser utilizada. Los chupones lanceolados son preferibles a los chupones de agua o trozos de cormo, pero chupones de todos los tamaños e incluso trozos de cormo pueden ser usados como material de propagación, siempre y cuando estén libres de enfermedades cuarentenarias y relativamente libres de otras plagas y enfermedades. Si el chupón va ser indexado por virus, los chupones seleccionados deberían tener al menos una hoja nueva grande.
4. Para chupones o cualquier material de propagación obtenido destinado al transporte internacional, especialmente de cultivos de tejidos, las siguientes enfermedades cuarentenarias deberían estar ausentes en el país de origen.
 - Podredumbre seca debida a *Ralstonia solanacearum* Smith, filotipo II
 - Marchitamiento por xanthomonas causado por *Xanthomonas vasicola* pv. *musacearum*
 - Raza Tropical 4 *Fusarium oxysporum* var. *Cubense*
 - BBTV
 - BBrMV

Para chupones u otro material de propagación obtenido destinado a la venta o intercambio local o dentro del país, las enfermedades señaladas anteriormente deberían estar completamente ausentes del campo y de todos los campos circundantes. Cuanto más lejos estén estas enfermedades de la fuente de material de propagación, menor será el riesgo de contaminación del material para semilla.

Otras plagas y enfermedades, especialmente nematodos, gorgojos y otras enfermedades virales y bacterianas, deberían estar ausentes o tener baja prevalencia en el campo del cual es extraído el material de propagación. Esto debería ser confirmado por inspecciones regulares del campo.

Si el chupón va a ser utilizado en cultivo de tejidos, se debe indexar por virus muestras de hojas de la planta madre y de todos los chupones extraídos. La indexación por virus también puede ser usada para PIBS para asegurar un material libre de virus para un programa de multiplicación bien planificado y ejecutado.

Selección de chupones

1. Para prevenir la difusión de enfermedades de un chupón o trozo de cormo a otro, desinfectar las herramientas de cortar en una solución al 5 por ciento de hipoclorito de sodio o en una solución al 20 por ciento de yodo luego que cada chupón ha sido propagado.
2. Los chupones removidos de la planta madre deben ser recortados en el campo antes de ser transportados, removiendo todas las raíces y la superficie exterior del cormo hasta que ésta quede uniformemente blanca cremosa. Cualquier parte sospechosa de un color diferente debe ser removida. Si galerías oscurecidas, áreas muertas o descoloridas u otro daño constituyen un cuarto o un tercio del chupón, este debe ser descartado.
3. Cortar el pseudo-tallo 10-15 cm por encima del cormo para identificar anillos fuera de color, manchas acuosas o marrones. Los chupones o cormos que muestren estos síntomas deben ser eliminados.
4. Una vez que se completó el recorte de los chupones, transportarlos inmediatamente a un sitio por lo menos a 1 km de cualquier campo de banano para limitar el riesgo de que los gorgojos los alcancen para poner nuevos huevos.
5. Dependiendo de la técnica de multiplicación usada, someter el chupón a las siguientes prácticas:
 - Si los chupones van a ser plantados directamente o colocados en una parcela de multiplicación, pueden ser tratados con agua caliente (30 segundos en agua hirviendo o 20 minutos en agua 50°C) para matar huevos de gorgojo y nematodos. El recorte puede no ser necesario antes del tratamiento con agua caliente.
 - Para PIBS, los chupones que han sido recortados necesitan ser preparados adicionalmente antes de ser colocados en la cámara húmeda. Las láminas de las hojas deberían ser cuidadosamente retiradas una por una, para exponer



LESCOT CIRAD, 2006

Lámina 1
Chupón PIBS preparado con una x.



LESCOT, CIRAD, 2006.

Lámina 2

Chupón PIBS con numerosos renuevos.

los nudos de yemas axilares en la base de cada hoja. Los chupones son cortados en forma de x a través de la sección del tallo para destruir el punto de crecimiento principal. Los chupones también pueden ser tratados con un fungicida vigente y secados a la sombra durante un día antes de ser plantados (Lámina 1).

- Los chupones para la producción de material inicial para cultivo de tejidos deberían ser mantenidos en un área libre de plantas de banano o en un recinto a prueba de insectos. Una vez que el material

de propagación ha sido verificado como libre de virus, puede ser plantado en macetas grandes en un umbráculo de exclusión para asegurar de que no haya contacto con insectos vectores portadores de virus. Tal material puede servir como una fuente regular de pequeños cormos para puntas de renuevos jóvenes (Lámina 2).

SELECCIÓN A CAMPO Y MANEJO DE LAS PARCELAS DE MULTIPLICACIÓN DE CHUPONES

1. Para una parcela de multiplicación de chupones, liberar el campo de nematodos específicos de los bananos o plátanos. No debería haber sido plantado con bananos o plátanos por lo menos por un solo ciclo y preferiblemente por un mínimo de tres años. No se deberían cultivar bananos en los campos vecinos para evitar la contaminación por escurrimiento de agua o a través del tráfico de personas o implementos.
2. Seleccionar un lugar con suelo profundo de textura media. Debería ser bien drenado con lluvia o riego adecuado para asegurar un crecimiento de la planta continuo. La densidad de plantación puede ser de hasta 10 000 plantas/ha, tres o cuatro veces la densidad de un campo manejado para producción de frutas.
3. El manejo del riego, nutrición, control de malezas, plagas y enfermedades debe ser más meticuloso en las parcelas de multiplicación de chupones que en campos para producción de frutas. A lo largo del ciclo del cultivo, deberían eliminarse las plantas fuera de tipo. Si aparecen algunas enfermedades cuarentenarias como enfermedades bacterianas, marchitamiento por fusarium o virus, el campo entero debería ser puesto en cuarentena y los chupones no deberían ser vendidos o distribuidos.
4. Cuatro o cinco meses luego de la plantación, el meristemo apical es eliminado o impedido mediante decapitación, falsa decapitación o doblado del pseudotallo. Las plantas pueden ser aporcadas para incrementar el número de chupones y acelerar su crecimiento y desarrollo.

5. Cuando los chupones alcanzan el tamaño deseado, se preparan usando los procedimientos descritos anteriormente o como microcormos.

CÁMARA DE ALTA HUMEDAD PARA PIBS

Las técnicas de multiplicación que utilizan una cámara de alta humedad incluyen las PIBS y el fraccionamiento de cormos tales como las técnicas de multiplicación de *sett* y *minissett*. La calidad sanitaria del sustrato y las condiciones de humedad, luz, temperatura y drenaje en la cámara son críticas para asegurar la calidad del material de producción. El alto rendimiento de plantas por parte de un simple chupón, hace a ésta una técnica útil para la multiplicación local de clones superiores o nuevos. Cuando aparecen virus, es necesario un examen inicial de los chupones fundadores. Las siguientes prácticas contribuyen a PIBS de alta calidad:

1. Llenar la cama de brotado dentro de la cámara con aserrín limpio, no tóxico, libre de tierra y cualquier residuo de plantas.
2. Colocar la cámara a por lo menos 1 km de cualquier plantación de banano para evitar cualquier contaminación accidental por escurrimiento u otro método de transmisión.
3. Humedecer los sustratos con suficiente agua limpia (no contaminada con patógenos del banano) para mantener alta humedad dentro de la cámara. Demasiada agua promoverá el crecimiento de bacterias y hongos.
4. Mantener la temperatura entre 25 y 40°C (hasta 50°C en el momento más cálido del día). Se recomienda sombrear la cámara dado que la cámara no debería estar bajo luz solar directa.
5. Extraiga solamente los renuevos vigorosos, sanos, con características foliares normales para ser plantados en bolsas de vivero. Los chupones fuera de tipo o los chupones de variedades no deseadas deberían ser eliminados de las cámaras. Los chupones que no producen renuevos que producen muy pocos renuevos también deberían ser eliminados y reemplazados.

TÉCNICAS DE LABORATORIO PARA LA MULTIPLICACIÓN DE CULTIVOS DE TEJIDOS

La producción de cultivos de tejidos es una operación especializada. Se requiere experiencia y procedimientos estrictos para minimizar los riesgos de contaminación, variación somaclonal y activación de virus y, al mismo tiempo, mantener los costos de producción dentro de límites razonables. El costo de las plantas *in vitro* es el principal factor que limita una difusión más amplia de este método.

La presencia del pararetrovirus endógeno (EPRV) del BSV en el genoma de variedades ínter específicas triploides (AAB) y tetraploides (AAAB) resulta en severas limitaciones para el uso de la multiplicación de cultivo de tejidos. El propio proceso de cultivo de tejidos se sospecha que activa el EPRV del BSV en puntas de renuevos libres de virus, especialmente en especies de plátanos. Las técnicas *in vitro* no son recomendadas para la multiplicación de variedades AAB, especialmente de

plátanos, y de variedades AAAB. Estas variedades pueden ser multiplicadas a partir de plantas madre locales para ser distribuidas a agricultores dentro de la misma región. Sin embargo, las plantas de cultivo de tejidos de estos cultivares no deberían ser intercambiadas entre países. Otras variedades, especialmente aquellas con genoma de *Musa acuminata*, no presentan riesgo de activación del EPRV del BSV durante el cultivo de tejidos.

Para plantas de cultivo de tejidos de alta calidad, el laboratorio debería estar equipado con el equipo necesario para completar las siguientes tres fases. Se deberían seguir protocolos y procedimientos específicos. La trazabilidad de la punta del vástago debería ser mantenida a lo largo del proceso de multiplicación *in vitro*.

Fase 1: Introducción de material de yemas libre de virus y bacterias bajo condiciones asépticas

Todos los chupones y sus plantas madres introducidos deberían ser examinados por virus y bacterias, un proceso que lleva 1-2 meses. Antes de extraer las puntas de vástagos, los fragmentos de plantas deberían ser desinfectados para eliminar contaminantes superficiales.

Una vez que el material ha sido desinfectado, todo el trabajo posterior debería ser hecho en una cámara de flujo laminar. Las puntas de los vástagos deberían ser de 1.5 cm x 1.5 cm x 1.0 cm y colocados en un medio de cultivo estéril en frascos esterilizados.

Fase 2: Multiplicación de yemas o renuevos

Las puntas de renuevos que sobreviven a la Fase 1 dan origen a yemas o renuevos. A intervalos regulares, estos nuevos renuevos deberían ser transferidos a un nuevo medio estéril. Para reducir la incidencia de atípicas (variantes somaclonales), la producción de la punta de un renuevo debería limitarse a 1 000 plántulas. El número de subcultivos no debería exceder a 10.

Fase 3: Regeneración y enraizamiento de renuevos o yemas

Los renuevos obtenidos durante la Fase 2 deberían ser transferidos a un medio de regeneración consistente en sales de Murashige & Skoog (MS), azúcar (y eventualmente carbón activado) para sostener el desarrollo radicular.



LESCOT, CIRAD, 2006.

Lámina 3

Plantas in vitro prontas para ser plantadas.

Para las Fases 2 y 3, la temperatura recomendada oscila entre 20°C y 30 °C. Se debe suministrar luz artificial mediante lámparas fluorescentes blancas frías durante 12 a 16 horas por día. El laboratorio

debe cumplir con procedimientos establecidos para mantener la esterilidad del laboratorio de cultivo de tejidos incluyendo no usar calzado del exterior y ponerse gorra y túnica.

En este punto, las plántulas pueden ser comercializadas tanto dentro del país como exportadas si se puede garantizar que estén libres de patógenos. Para limitar el riesgo de contaminación y mantener la calidad de las plántulas, estas deberían ser transportadas en condiciones estériles sin contacto exterior. Esta recomendación debería ser compulsiva cuando las plantas de cultivo de tejidos son exportadas a otro país. Las plantas enraizadas en suelo no estéril u otro medio, no deberían ser trasladadas entre países (Lámina 3).

Los registros precisos son importantes para todos los lotes de plantas de cultivos de tejidos para minimizar errores de etiquetado y riesgos fitosanitarios, y para facilitar los controles internos y externos y la trazabilidad de las organizaciones oficiales y de los compradores. La documentación brindada con cada envío de plantas debería incluir la siguiente información:

- ✓ Nombre, dirección e información de contacto del laboratorio donde las plantas *in vitro* fueron producidas.
- ✓ Nombre y dirección de la compañía que ofrece las plantas para la venta.
- ✓ Variedad, información clonal especial y ubicación de las plantas madres de donde fueron extraídas las puntas de renuevos. Si las plantas madres son mantenidas en un umbráculo, ubicación de las plantas madres originales.
- ✓ Número de plántulas producidas y subcultivos usados por punta de renuevo en la multiplicación de cultivo de tejidos rutinaria.
- ✓ Máximo porcentaje de plántulas fuera de tipo garantizadas (el límite superior comúnmente propuesto es 3 por ciento).
- ✓ Protocolos seguidos para indexación de virus y resultados (BBTV, CMV, BSV, BBrMV, BanMMV).
- ✓ Nombre, dirección e información de contacto del laboratorio que conduce la indexación de virus.
- ✓ Cualquier otro examen de enfermedades realizado, protocolos y resultados.
- ✓ Nombre, dirección e información de contacto del laboratorio que conduce el examen de otras enfermedades.
- ✓ Nombre y dirección de la organización oficial de control fitosanitario que certifica las plantas.
- ✓ Instrucciones sobre las condiciones de almacenamiento antes de la aclimatación.
- ✓ Instrucciones de aclimatación claramente especificadas.

El país importador puede poner en cuarentena al material para realizar observaciones sobre indicios de enfermedades dentro de ocho semanas, tiempo durante el cual las plántulas deberían ser mantenidas en viveros de cuarentena

aislados de otras plantaciones de banano o plátano. Cualquier planta o síntomas asociados con enfermedades cuarentenarias (BBTV, BBrMV, marchitamiento por *fusarium* TR4, marchitamientos bacterianos por *ralstonia* y *xanthomonas*) deberían ser sometidos a posterior examen. Si los exámenes son positivos, el envío entero de plantas de cultivo de tejidos debería ser destruido.

VIVERO DE ACLIMATACIÓN

Las prácticas siguientes son necesarias solamente para las plántulas de vivero. Al cabo de cuatro semanas, las plántulas estarán enraizadas y tendrán de tres a cuatro hojas verdes.

1. Un vivero de aclimatación es un área cerrada como un invernáculo. Traslade las nuevas plantas desde el laboratorio al vivero de aclimatación tan rápido como sea posible para evitar estresar a las plantas. En el tránsito, evite periodos largos en oscuridad o luz solar directa y temperaturas por debajo de 18°C o por encima de 30°C.
2. Antes del trasplante, remueva el sustrato viejo (agar, por ejemplo) de las plántulas y enjuáguelas con agua limpia antes de meterlas en una solución vigente de fungicida de amplio espectro.
3. Transplante las plántulas a envases de 10-30 cm³ rellenos con sustrato limpio cuya calidad sea garantizada y verificable, tal como suelo de turba comercial o suelo para macetas con alta capacidad de retención de agua. Los residuos de cultivos y plantas (por ejemplo, cáscara de arroz, fibra de coco tamizada, aserrín), solos o mezclados con otros residuos y bien abonados, son excelentes materias primas para preparar sustratos y pueden ser usados frescos o abonados. Esterilice todas las materias primas para mezclas de sustratos antes de usarlas.
4. Riegue con agua limpia. Si se sospecha la presencia de nematodos, el agua puede ser filtrada con un filtro de 5 µ.
5. Facilite el drenaje durante el riego y mejore las condiciones sanitarias colocando las plántulas sobre mesas o estantes.
6. Durante la primer semana, use telas de plástico para crear una cámara compacta alrededor de las plántulas jóvenes para mantener una alta humedad relativa. Esto acelera el desarrollo de las hojas y reduce el estrés de la planta.
7. Las plántulas recientemente transplantadas son muy sensitivas a cambios en las condiciones climáticas (temperatura, humedad relativa y especialmente luz). El éxito de la fase de aclimatación (tasa de sobrevivencia y calidad del material de propagación) depende de la aclimatación gradual a condiciones menos húmedas y más brillantes del ambiente a donde van a ir.
8. Elimine las plantas fuera de tipo tan pronto sean identificadas.

VIVERO DE ENDURECIMIENTO

Los tres tipos de materiales de propagación a ser procesados en los viveros de endurecimiento son las plantas de cultivo de tejidos que provienen de un vivero de aclimatación, vástagos PIBS producidos en una cámara de alta humedad y los microcormos. En esta fase se intenta llevar a las plántulas a una etapa donde están prontas para ser plantadas en el campo. Las plantas debidamente endurecidas están prontas para el trasplante cuando la última hoja completamente emergida mide 20-30 cm de largo. No deberían haber plantas fuera de tipo. Las plantas deberían ser de una sola variedad.

1. Coloque el material de propagación en bolsas individuales (bolsas de polietileno perforadas para que drenen) o macetas con una capacidad de 0.8 a 3 litros rellenas con sustrato limpio, de buena calidad (como fue descrito en la fase de aclimatación). El volumen de la bolsa o de la maceta depende del tiempo en que las plantas van a pasar en el vivero, el cual debería ser de por lo menos 3-4 semanas.
2. Sombree el vivero, incluyendo las paredes laterales, para mantener un nivel uniforme de luz de 50 por ciento, por lo menos durante la primer semana, especialmente para las plantas de cultivo de tejidos y PIBS. La sombra debería ser reducida gradualmente y finalmente eliminada antes del final de esta fase para crear condiciones de campo. Una sombra excesiva causará plantas alargadas y débiles que sufrirán el shock del trasplante.
3. El vivero debería estar bien drenado de manera que el exceso de agua drene rápidamente cuando las plantas son regadas.
4. Tome medidas para evitar plagas y enfermedades específicas con potencial de causar infecciones en el vivero, tale como:
 - nematodos: use agua limpia, filtrada si es necesario, y sustrato limpio en bolsas y macetas e inspeccione regularmente las raíces por la posible presencia de nematodos,
 - virus: saque todas las malezas dentro del vivero y dentro de un perímetro de 10 m alrededor del vivero, use repelentes o mallas para la exclusión de insectos, incluyendo hormigas; use insecticidas de amplio espectro si fuera necesario (las plántulas son muy atractivas para ciertos áfidos, lo cual incrementa el riesgo de infección con virus del mosaico del pepino),
 - enfermedades bacterianas: evite zonas con fuentes conocidas de la enfermedad de la podredumbre seca y del marchitamiento por *xanthomonas*; el agua puede ser necesario esterilizarla o traerla de fuentes libre de bacterias.
5. A medida que las plantas crecen, deberían ser espaciadas para evitar la superposición de hojas. También pueden ser clasificadas para crear lotes más uniformes los cuales van a estar prontos para el trasplante al mismo tiempo.

CUADRO 2

Riesgo de transmisión de plagas y enfermedades por método de multiplicación usando 100 por ciento de buenas prácticas

Plaga/enfermedad	Chupones seleccionados de campos en producción	Chupones cultivados en parcelas de multiplicación	Microcormos	PIBS	Cultivo de tejidos
0=riesgo cero; 1=riesgo bajo; 2=riesgo moderado; 3=riesgo alto					
Enfermedades bacterianas*	2	1.5	1	2	0.5
	(3)	(2.5)	(2)	(2)	(1)
BBTV*	2	1,5	1	2	0
	(3)	(2.5)	(2)	(2)	(3)
BSV	1	1	1	2	2
	(2)	(2.5)	(2)	(2)	(3)
					(plátano)
Otros virus	2	1,5	1	2	0.5
	(3)	(2.5)	(2)	(2)	(0.5)
Foc*	2	1.5	1	2	0.5
	(3)	(2.5)	(2)	(2)	(1)
Nematodos	1	1	0	0	0
	(3)	(2)	(2)	(2)	(2)
Gorgojos	1	1	0	0	0
	(3)	(2)	(2)	(0)	(0)

* Si la plaga o enfermedad no está presente en la región o país, el riesgo es substancialmente menor.

Nota: las cifras entre paréntesis indican resultados con uso limitado de buenas prácticas de multiplicación.

6. Las plantas atrofiadas y fuera de tipo pueden ser detectadas cuando las plantas son redistribuidas o clasificadas por tamaño. Los tipos más comunes de variantes somaclonales incluyen el enanismo, gigantismo, mosaico tipo «masada», variegado, manchas foliares cloróticas o necróticas y hojas caídas. Todas las plantas atípicas o las plantas sin vigor deberían ser eliminadas. La proporción de variantes somaclonales de plantas que provienen del mismo laboratorio de cultivo de tejidos no deberían exceder 5 por ciento. Si hay más de 5 por ciento de plantas fuera de tipo, todo el lote debería ser eliminado.
7. Programe aplicaciones regulares de fertilizante, adaptadas a las condiciones locales. Incremente la aplicación a medida que crecen las plantas.

NORMAS DE CALIDAD PARA EL MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Riesgos de infestación de plagas y enfermedades

Las prácticas de multiplicación descritas anteriormente son diseñadas para minimizar los riesgos de transmitir plagas y enfermedades a través del material de

propagación producido (Cuadro 2). Por lo tanto, es esencial seguir estrechamente cada paso y cada especificación (Lámina 4).

Normas de calidad para el material de propagación

Las normas de calidad descriptas a continuación proveen una orientación a los compradores que están solicitando un pedido o recibiendo un lote de chupones para plantación directa o plantas producidas en un vivero. Si el lote excede los límites de tolerancia propuestos, entonces debería ser rechazado. Una vez que el lote ha sido adquirido, los chupones o plantas con cualidades defectuosas aun pueden ser eliminados para mejor la calidad y uniformidad de las plantaciones resultantes. Esta selección puede ocurrir cuando las plantas están siendo cargadas para el transporte, trasladadas al campo o transplantadas.



Lámina 4
Daño de nematodo de la raíz. Bioversity. 2006

Tamaño y peso

Chupones y trozos de cormo para plantación directa

- Muchos tamaños y tipos diferentes de material de propagación pueden ser usados satisfactoriamente para establecer una plantación. Los chupones pequeños o porciones de chupones brotan lentamente y tienen una más alta tasa de fracasos que los chupones más grandes. Los chupones o los trozos de cormo deberían medir por lo menos 12 cm de diámetro. El límite superior del tamaño de chupón es establecido por aspectos prácticos de transporte y logística.

Plantas producidas en vivero

- La última hoja completamente emergida debería tener por lo menos, pero no más de 20-30 cm de largo, con hojas progresivamente más grandes en tamaño desde las más viejas a la más jóvenes.
Tolerancia para plantas que no alcanzan los criterios de tamaño: 1 por ciento.
- La altura de las plantas no debería exceder dos veces la altura de la bolsa o maceta.
Tolerancia para plantas que no alcanzan los criterios de tamaño: 5 por ciento.

Otras normas de calidad del material de propagación aplicables a un lote de semillas o plantas

Chupones para plantación directa (Cuadro 3)

- Remoción de raíces y pelado para reducir el riesgo de contaminación con huevos y larvas de gorgojos, nematodos, bacterias y hongos.

Cuadros resumen de normas

CUADRO 3

Chupones/cormos para plantación directa

Tamaño de los chupones y cormos	Por lo menos 12 cm de diámetro	
Sanidad de los chupones/cormos	Remoción de las raíces/pelado para reducir la contaminación con plagas/enfermedades	Tolerancia de los cormos con raíces parciales o totales: 3 % de los cormos
	Cormos blanco-cremosos resultantes de la eliminación de galerías de insectos, nematodos, enfermedades bacterianas/fúngicas	Tolerancia: 2 % de los cormos con más de 1/3 del cormo removido o no totalmente de color blanco-cremoso
Pseudotallos	Sección transversal sin anillos descolorados o manchas acuosas o marrones	Tolerancia de secciones transversales con anillos descolorados: 0 %

CUADRO 4

Plantas producidas en el vivero

Tamaño de planta	Última hoja de 20 cm de largo, hojas más viejas más grandes que las jóvenes	Tolerancia para plantas que no alcanzan los criterios de tamaño: 1 %
	Altura de planta que no exceda dos veces la altura de la maceta	Tolerancia para plantas que no alcanzan los criterios de tamaño: 5 %
Atípicas	Enanismo, gigantismo, tipo mosaico, variegado, manchas foliares cloróticas/necróticas, hojas caídas	Tolerancia de atípicas: 1 %
Envase	Daño/pérdida del sustrato	Tolerancia: 2 % de las plantas

- Tolerancia para los cormos con raíces parciales o totales: 3 por ciento de cormos.
- Color blanco-cremoso del cormo resultante de la eliminación de las galerías de larvas de gorgojos, nematodos y otras enfermedades bacterianas o fúngicas; por lo menos dos tercios del cormo debería quedar luego del pelado (si no, descartarlo).
- Tolerancia de 2 por ciento de los cormos con más de un tercio del cormo removido durante el pelado o no totalmente de color blanco-cremoso.
- Sección transversal del pseudotallo sin anillos descolorados, o manchas acuosas o marrones (síntomas de bacterias u hongos).
Tolerancia de las secciones transversales de los tallo con anillos descolorados: 0 por ciento.

Plantas producidas en vivero (Tabla 4)

- Plantas con características fuera de tipo – enanismo, gigantismo, tipo mosaico, variegado, manchas foliares cloróticas o necróticas.

- Tolerancia para atípicas: 1 por ciento
- Condición del envase: daño del envase o pérdida de sustrato.

Tolerancia: 2 por ciento de las plantas

EJEMPLOS DE PROGRAMAS DE MULTIPLICACIÓN CON Y SIN ENFERMEDADES CUARENTENARIAS

El principal desafío para la producción de material de propagación limpio y de alta calidad es elegir la técnica adecuada a los problemas locales de plagas y enfermedades y luego planificar el proceso de producción para una plantación oportuna. Esto es especialmente importante en plantaciones de secano donde el plantío solo puede ser completado durante unos pocos meses en el año.

Programas alternativos para producir 50 000 plantas cuando las enfermedades cuarentenarias están presentes

El uso de chupones producidos localmente para la propagación directa en el campo, las parcelas de multiplicación de chupones, microcormos o PIBS conllevan un riesgo muy alto de multiplicación de las enfermedades cuarentenarias que puedan estar presentes. La única opción disponible depende de la multiplicación *in vitro* de puntas de vástagos limpias, completamente indexadas como libres de virus. El énfasis inicial de estos programas de multiplicación debería estar en el material libre de enfermedades pero, luego de un período de 5-10 años, el proceso de selección debería incluir la identificación de clones superiores con potencial de producción alto y uniforme.

La Opción 1, en el Cuadro 5, es la más aplicable cuando las plantas *in vitro* son baratas y la tasa de reinfección es alta. Este enfoque es usado en áreas donde hay una amenaza de Foc o donde la presión de BBTv es muy alta. Bajo tales condiciones, el uso de parcelas de multiplicación de chupones representa un riesgo alto antes de que el PIBS pueda ser implementado. La Opción 2 puede ser aplicable donde el riesgo de reinfección es más bajo y donde las plantas de cultivo de tejidos son más caras.

Programas alternativos cuando las principales enfermedades cuarentenarias están ausentes

En regiones donde no hay enfermedades cuarentenarias presentes, hay numerosas opciones para producir material de propagación limpio. El principal desafío en esas regiones es desarrollar clones superiores con un potencial de producción alto y uniforme. El uso de la multiplicación *in vitro* no es ilustrada entre las opciones de los Cuadros 6, 7 y 8, pero puede ser muy efectiva una vez que han sido identificados clones superiores.

CUADRO 5

Opciones para la multiplicación de material de propagación donde las enfermedades cuarentenarias están presentes

Opción 1. Plantas in vitro			Opción 2. Plantas in vitro, parcelas de multiplicación de chupones, PIBS		
Etapas	Tiempo (meses)	Factores en la multiplicación	Etapas	Tiempo (meses)	Factores en la multiplicación
Selección, indexación, limpieza de 55 puntas de renuevos libres de virus y enfermedades de la variedad deseada	1-12	Pequeñas pérdidas debido a la sobrevivencia y multiplicación de las puntas de renuevos	Selección, indexación, limpieza de 2 puntas de renuevos libres de virus y enfermedades de la variedad deseada	1-6	Pequeñas pérdidas debido a la sobrevivencia y multiplicación de las puntas de renuevos
Producción de 53 000 plantas <i>in vitro</i>	6	1 punta de renuevo rinde 1 000 plantas <i>in vitro</i>	Producción de 210 plantas <i>in vitro</i>	6	1 punta de renuevo rinde 1 000 plantas <i>in vitro</i>
Viveros de aclimatación y endurecimiento para producir 50 000 plantas	6	Pérdida de 3 % de atípicas, envases dañados, plantas que no sobreviven el trasplante	Viveros de aclimatación y endurecimiento para producir 205 plantas	6	Eliminación de 3 % de atípicas y envases dañados
			Parcela de multiplicación de chupones para producir 2 000 chupones	8	1 planta rinde 10 chupones
			Cámara de alta humedad con 2 000 chupones	6	1 chupón rinde 25 PIBS
			Vivero de aclimatación con 50 000 plantas	6	Pequeñas pérdidas por envases dañados y plantas que no sobreviven el trasplante

CUADRO 6

Multiplicación de material de propagación proveniente de campos en producción (enfermedades cuarentenarias ausentes)

Opción 3. Chupones provenientes de plantación para plantío directo			Opción 4. Microcormos provenientes de plantación para vivero de aclimatación		
Etapas	Tiempo (meses)	Factores en la multiplicación	Etapas	Tiempo (meses)	Factores en la multiplicación
Campo de 15-20 ha (1 000/ha) plantadas en producción de donde se extraen chupones	10	1 planta rinde de 2 a 5 chupones	Campo de 15-20 ha en producción de donde se extraen microcormos	8	1 planta rinde de 2 a 5 chupones
50 000 chupones pelados y tratados para ser plantados	0.5	Pequeñas pérdidas de chupones que no brotan	Microcormos pelados, tratados y cultivados en vivero	2	Pérdidas muy pequeñas de plantas que no sobreviven el trasplante

CUADRO 7

Multiplicación de material de propagación proveniente de parcelas de multiplicación de chupones (enfermedades cuarentenarias ausentes)

Opción 5. Parcela de multiplicación de chupones			Opción. Parcela de multiplicación de microcormos, vivero de microcormos		
Etapas	Tiempo (meses)	Factores en la multiplicación	Etapas	Tiempo (meses)	Factores en la multiplicación
Campo de 2 ha plantadas en producción de donde se extraen los chupones	10	1 planta rinde de 2 a 5 chupones	Campo de 2 ha plantadas en producción de donde se extraen los chupones	8	1 planta rinde de 2 a 5 chupones
Parcela de multiplicación de chupones de 1 ha (5 000 plantas/ha) de chupones pelados y tratados	10	1 planta rinde 10 chupones	Parcela de multiplicación de microcormos de 1 ha (5 000 plantas/ha) de chupones pelados y tratados	8	1 planta rinde 10 microcormos
			Microcormos pelados, tratados y cultivados en vivero	2	Pérdidas muy pequeñas de plantas que no sobreviven el trasplante

CUADRO 8

Multiplicación de material de propagación con PIBS (enfermedades cuarentenarias ausentes)

Opción 7. PIBS de chupones provenientes de un campo en producción			Opción 8. PIBS de una parcela de multiplicación de chupones		
Etapas	Tiempo (meses)	Factores en la multiplicación	Etapas	Tiempo (meses)	Factores en la multiplicación
Campo de 1 ha plantada en producción de donde se extraen los chupones	10	1 planta rinde de 2 a 5 chupones	100 plantas plantadas en producción de donde se extraen los chupones	10	1 planta rinde de 2 a 5 chupones
2 100 chupones dentro de una cámara de alta humedad	6	1 chupón rinde 25 PIBS	250 chupones en parcela de multiplicación de chupones pelados y tratados	8	1 planta rinde 10 cormos
Vivero de aclimatación de 50 000 plantas	6	Pequeñas pérdidas por envases dañados y plantas que no sobreviven el trasplante	2 100 chupones dentro de una cámara de alta humedad	6	1 chupón rinde 25 PIBS
			Vivero de aclimatación con 50 000 plantas	6	Pequeñas pérdidas por envases dañados y plantas que no sobreviven el trasplante

Mandioca

Hernán Ceballos y Fernando Calle

Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT), Cali, Colombia

***Manihot esculenta* Crantz**

Euphorbiaceae

Manihot esculenta Crantz, conocida como mandioca o yuca en diferentes regiones de Sudamérica, es una planta perenne nativa de América tropical. Su probable centro de origen es el noreste y centro de Brasil (Allen, 2001; Olsen y Schaal, 2001) con un segundo centro de diversidad y sitio de domesticación en América Central (Nassar, 1978).

La mandioca puede ser propagada a partir tanto de esquejes de tallo como de semilla botánica, pero la primera es la práctica más importante. La raíz no es un órgano reproductivo. La altura de planta puede variar de

1-4 m. Su hábito de crecimiento influye sobre la cantidad de material de propagación que una planta madre puede producir. Los tipos erectos, no ramificados producen grandes cantidades de esquejes (hasta 30) lo cual facilita la cosecha, almacenamiento y transporte de los tallos (Ceballos y de la Cruz, 2002). La tasa reproductiva de los tipos altamente ramificados puede ser tan baja como 1:3. Una planta desarrollada de esquejes de tallos (estacas) puede producir tantos tallos primarios como yemas viables haya en el esqueje. Sin embargo, en algunas variedades con fuerte dominancia apical, solo se desarrolla un tallo (Alves, 2002).

El número de estacas comerciales obtenidas de una simple planta madre oscila típicamente entre 7 y 10. La tasa de propagación depende de la variedad, clima, manejo, edad del material de propagación y condiciones del suelo.

PLAGAS Y ENFERMEDADES

Principales enfermedades

Los tallos de mandioca son atacados por varios patógenos que inducen podredumbres internas o externas y/o canchros corticales o epidérmicos (Lozano *et al.* 1977). Otros patógenos – virus, micoplasmas, tizón bacteriano de la mandioca – invaden sistemáticamente el tejido leñoso del tallo sin dejar ningún síntomas visible.

Los patógenos sistémicos incluyen agentes causales vasculares (virus, bacterias y/o fitoplasmas) y corticales o epidérmicos (diferentes hongos), que invaden el huésped sistemáticamente sin dejar ningún signo visible en la porción madura del tallo. Por esta razón, un alto porcentaje de las plantas que provienen de esquejes enfermos están infectadas, y estas plantas pueden constituir la fuente primaria de inóculo en la nueva plantación. Este es el medio a través del cual son diseminados los patógenos sistémicos.

CUADRO 9

Lista de las principales enfermedades de la mandioca

Código	Nombre común	Agente
CBB	Tizón bacteriano de la mandioca	<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>manihotis</i>
CBSD	Enfermedad del estriado marrón de la mandioca	Virus
CMD	Enfermedad del mosaico de la mandioca	Virus
	Enfermedades foliares	<i>Cercospora</i> spp., <i>Cercosporidium</i> spp., <i>Colletotrichum</i> spp., <i>Phaeoramularia</i> spp.
FSD	Enfermedad piel de rana	Se sospecha de virus y fitoplasma
	Podredumbres radiculares	<i>Armillaea</i> spp., <i>Diplodia manihotis</i> , <i>Fusarium</i> spp., <i>Phytophthora</i> spp., <i>Sclerotium</i> spp.
SED	Super-elongación	Inducida por <i>Sphaceloma manihoticola</i>

Las enfermedades más importantes (Cuadro 9) propagadas por material de propagación infectado son:

- enfermedad del mosaico de la mandioca (CMD) y la enfermedad del estriado marrón de la mandioca (CBSD) están ambas presentes en África y la CMD también se encuentra en India y Sri Lanka,
- tizón bacteriano de la mandioca (CBB, *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis*) se encuentra en Asia, África y América Latina y el Caribe,
- enfermedad de super-elongación (SED), una enfermedad fúngica inducida por *Sphaceloma manihoticola* (Teleomorfo: *Elsinoe brasiliensis*) que está ampliamente difundida en las Américas,
- podredumbre de raíces y tallos infectados inducidos por varias especies de *Phytophthora*, los cuales son los mecanismos de diseminación más importantes,
- el hongo *Diplodia manihotis*, el cual causa podredumbres de raíz y tallo en África y en América Latina y el Caribe,
- enfermedad piel de rana (FSD), la cual es de etiología desconocida pero se sospecha de un virus y de un fitoplasma.

Otras enfermedades que no son tan agudas como aquellas mencionadas anteriormente – aunque en ciertas regiones la importancia evaluada de las enfermedades puede ser diferente – incluyen:

- otras enfermedades foliares que afectan la productividad de la mandioca en las tierras bajas tropicales con alta pluviosidad, pertenecen a los géneros *Cercospora*, *Cercosporidium*, *Phaeoramularia* o *Colletotrichum* (Jennings e Iglesias, 2002),

- especies de *Phoma* las cuales causan lesiones en hojas y tallos en las tierras altas tropicales,
- podredumbres de raíces inducidas por diferentes especies de *Sclerotium*, *Armillaea* y *Fusarium*.

Principales plagas transmitidas por el material de propagación

Los tallos son atacados por insectos y ácaros que están localizados en la epidermis o dentro del tallo (Lozano *et al.*, 1977). Diferentes especies de ácaros se alimentan de las hojas de la mandioca. Cuando migran, se encuentran en la superficie de los tallos de las plantas infectadas donde atacan a las yemas que germinan. Los esquejes infectados son el vehículo más importante del ácaro *Mononychellus tanajoa*, pulgones (*Aonidomytilus albus*, *Saissetia miranda*) y cochinitas (*Phenacoccus herreni* y *P. manihoti*). Los huevos y larvas de otros insectos como trips (*Frankiniella williamsi*, *Corynothrips stenopterus* y *Caliothrips masculinus*) y chinichetas (*Vatiga* spp.) se adhieren a la superficie de los tallos y se diseminan a través de los esquejes infectados.



CEBALLOS, CIAT, 2006.

Lámina 5

Galerías hechas por barrenadores del tallo

Los insectos más comúnmente encontrados dentro del tallo son los barrenadores del tallo de diferentes especies de Coleoptera (*Coelosternus* sp. y *Lagochirus* sp.), Lepidoptera (particularmente *Chilomima* spp) y moscas de la fruta de Hymenoptera (*Anastrephas* spp.) (Lámina 5). Los gusanos cortadores superficiales o subterráneos que se alimentan de tallos (*Agrotis ipsilon* y *Prodenia eridania*) son a menudo llevados inadvertidamente de un lugar a otro. Las galerías que hacen en el tallo facilitan el acceso de microorganismos que causan podredumbre de raíces, pero también brindan una manera fácil de identificar al material de propagación infectado.

PROTOCOLO PARA LA PRODUCCIÓN DE MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Facilidades de invernáculo y laboratorio

Se han desarrollado métodos rápidos de multiplicación que van del uso de micro estacas a técnicas de cultivo de tejidos. Micro estacas de un nudo han sido usadas exitosamente en esquemas de multiplicación rápida. Para estas condiciones, el riego sería un requerimiento. El tamaño de la estaca a ser usada depende de:

- la humedad en el suelo al momento de la plantación – lluvias adecuadas o acceso a riego permitirían el uso de estacas más cortas,
- periodo de almacenaje del material de propagación – cuanto más corto es el periodo de almacenaje más cortas pueden ser las estacas,

- características varietales – algunos clones tienen mejor capacidad de brotación que otros, y
- calidad fisiológica y nutricional general del material de propagación.

Alternativamente, micro estacas de dos nudos pueden ser cultivadas a alta densidad en cámaras húmedas donde brotarán. Los renuevos resultantes (15-20 cm de largo) son cosechados luego de tres semanas, sus porciones inferiores son sumergidas en agua para producir raíces, y luego son transferidas al suelo.

Las facilidades necesarias para un endurecimiento eficiente de estas pequeñas plantas no son complejas. Un ambiente frío o fresco bajo sombra debería estar disponible, donde se puedan evitar las temperaturas extremas y se provea una humedad adecuada. Las plantas pueden ser transplantadas al campo cuando tengan dos meses.

Propuestas de cultivos de tejidos tales como el uso de meristemos o embriogénesis somática han sido utilizadas para la multiplicación rápida de la mandioca (Fregene *et al.*, 2002). Estos dos protocolos producen pequeñas plantas cultivadas *in vitro*, lo cual requiere un proceso de endurecimiento (Fregene *et al.*, 2002). El periodo crítico del proceso de endurecimiento, luego que las plantas son sacadas de las condiciones *in vitro*, dura una semana. El endurecimiento (usando las facilidades descritas anteriormente) comienza con la transferencia de la pequeña planta desde las condiciones *in vitro* a un envase (bolsas de plástico o bandejas para plántulas) con una mezcla de tierra y arena que ha sido idealmente esterilizada a 100°C. Se requiere una condición de alta humedad durante la primer semana luego del trasplante. Se han propuesto diferentes alternativas que van desde el uso de tazas de café descartables de plástico con pequeños agujeros en la base y colocadas boca abajo sobre la planta de modo que quede completamente cubierta, hasta el uso de cámaras húmedas (Fregene *et al.*, 2002; Segovia *et al.*, 2002). Luego de la primer semana, las plantas son gradualmente expuestas a condiciones con menor humedad y mayor temperatura y en dos meses pueden ser transplantadas al campo.

Requerimientos de manejo del campo

El proceso de producción de mandioca de material de propagación de mandioca en el campo es igual que el de producción de raíces. Se recomienda mantener un área del campo de producción como fuente de material de propagación para el próximo ciclo. Esta área (un 10 por ciento del área total) es manejada especialmente siguiendo los mismos criterios que para los viveros diseñados con ese propósito.

Los viveros específicos de multiplicación son plantados cuando una nueva variedad es identificada, o cuando el material de propagación limpio es producido del cultivo de meristemos de una variedad vieja. En este caso, el producto primario es el material de propagación (estacas) mas que las raíces. Esto es

particularmente relevante para el material de propagación que ha sido analizado como libre de enfermedades virales presentes en África o la enfermedad piel de rana en las Américas. Cuando se confirma que el material de propagación está libre de enfermedades, es importante evitar **permitir** que el cultivo nuevo y limpio tenga contacto con insectos vectores de enfermedades, como las moscas blancas, de manera de prevenir la reinfección. Aunque el uso de insecticidas puede ser considerado, no es completamente efectivo. Las moscas blancas son prevalentes en los ambientes de tierras bajas y raramente están presentes por encima de 1 800 msnm. Las rotaciones son importantes en el caso de los campos que han sido afectados por podredumbres de raíz debido a que el inóculo permanecería en el suelo y un cultivo nuevo muy probablemente sería infectado.

La producción de material de propagación necesita ser manejada adecuadamente para evitar falta o exceso de agua de cualquier fuente, prevenir el ataque de plagas y enfermedades y proveer una fertilidad del suelo adecuada. El objetivo último es tener plantas de mandioca (de 10-18 meses) que tengan tallos con condiciones sanitarias y fisiológicas óptimas, bien desarrolladas y regadas. Una adecuada fertilidad del suelo es importante debido a que maximiza una rápida germinación de la siguiente generación, con plantas vigorosas y sanas y una población de plantas uniforme.

Seguimiento de viveros

La producción de material de propagación comienza con material que esté libre de plagas y enfermedades. Antes de plantar, el productor verificará la ausencia de contaminantes y plantas voluntarias de la estación anterior, así como la disponibilidad de facilidades de riego y drenaje en el campo. Las inspecciones deberían tener lugar durante el desarrollo del cultivo: 1 mes después de plantar (MDP) para seguir el establecimiento del cultivo y, por lo menos, cada mes por medio hasta la cosecha (típicamente 10-12 MDP).

Bajo ciertas condiciones, como cuando la mandioca es cultivada a altitud alta (>1 500 msnm), con periodos lluviosos cortos o inviernos fríos (en latitudes >20°), el material de propagación es cosechado de plantas viejas (18 meses). En este caso, las visitas de seguimiento se pueden extender.

Durante las inspecciones, todo el vivero debería ser examinado por problemas sanitarios potenciales. Las plantas atacadas por enfermedades o plagas deberían ser eliminadas. Debería garantizarse una adecuada disponibilidad de nutrientes y agua. El control de malezas debería hacerse cuidadosamente, particularmente en los tres primeros meses del cultivo. La pureza varietal puede ser chequeada a los 3-5 MDP. Los descriptores más distintivos de mandioca (color y largo del pecíolo, forma de los lóbulos de la hoja, presencia de pubescencia en el vástago, color del tallo) permiten una identificación fácil de las plantas atípicas que pueden luego

ser eliminadas. Para algunas enfermedades, como CBSD o la enfermedad piel de rana, es necesario inspeccionar las raíces dado que pueden ofrecer la única fuente de síntomas que permiten la identificación de las plantas infectadas (Calvert and Thresh, 2002).

Se recomienda efectuar una inspección oficial del vivero de multiplicación de plantas a los 5-7 MDP. Hasta un 1 por ciento de plantas atípicas pueden ser aceptadas. Para CBB y SED, hasta 2 por ciento de plantas con síntomas es aceptable. Dependiendo de la presión de enfermedades y de la variedad que está siendo multiplicada, los niveles aceptables de CMD y CBSV en ese momento pueden oscilar entre 0 y 5 por ciento pero este nivel de tolerancia debería ser acordado con la agencia autorizadora.

Cosecha del material de propagación

Cualquier parte del tallo de la mandioca puede ser utilizada para propósitos de propagación. Sin embargo, el grosor del tallo usado para esquejes no debería ser menor a la mitad del diámetro de la parte más gruesa del tallo de la variedad particular que está siendo utilizada,

Los esquejes de tallos verdes (ligeramente lignificados) germinarán, pero son susceptibles de ser atacados por patógenos e insectos y tienden a deshidratarse rápidamente. Los esquejes de tallos de más de 18 meses están muy lignificados,



CEBALLOS. CIAT. 2006

Lámina 6

Sección transversal de un tallo de mandioca mostrando la relación entre el diámetro de la médula y el diámetro total y el exudado de látex.

contienen pequeñas cantidades de reservas de nutrientes, y tienen viabilidad reducida, brotado demorado y lento, y/o vigor pobre. Se recomienda que el material de propagación sea tomado de tallos que oscilen entre 8-18 meses. Cuando más joven sea la planta, más lignificada debe ser la parte del tallo seleccionada para esquejes. Una forma práctica de saber si un tallo está suficientemente maduro es determinar la relación entre el diámetro de la médula y el del tallo en un corte transversal. Si el diámetro de la médula es igual o menor que el 50 por ciento del diámetro del tallo, está suficientemente maduro para ser usado para propagación (Lámina 6).

Dado que la mandioca no tiene madurez fisiológica, es preferible mantener los materiales de propagación en los campos de vivero que cosecharlos muy temprano y almacenarlos por 2-3 meses. Las ramas jóvenes son cortadas y desechadas y los tallos principales, que ofrezcan las normas de calidad descriptas anteriormente, son cortados y atados juntos en manojos de unos 50 tallos. En promedio, cada

tallo rinde 5-7 estacas. Sin embargo, dependiendo de la edad y de las características varietales, los tallos pueden rendir 3-12 estacas. No hay período de dormancia y las estacas pueden ser plantadas inmediatamente luego de la cosecha, cuando aun los tallos delgados (verdes) podrían brotar y producir una planta vigorosa. Cada manojo es identificado con una etiqueta de plástico con el nombre de la variedad, fecha y ubicación de la cosecha escritos claramente con marcadores de tinta permanente o lápices de grafito.

A la cosecha, los tallos son examinados por evidencia de daño de insectos, particularmente de barrenadores de tallo. Si es relevante para la región, las raíces deberían ser chequeadas por FSD o CBSD.

Almacenamiento

Los tallos (de unos 1-2 m de largo) pueden ser almacenados a medida que han sido cosechados del campo. De otro modo, pueden ser cortados al tamaño adecuado para plantarlos (unos 20 cm de largo). Para prevenir el deshidratado durante el almacenamiento, se recomienda que los tallos sean cortados en estacas de plantación justo antes de ser plantados. Los manojos de tallos largos deberían ser colocados verticalmente sobre el suelo, a la sombra (Lámina 7) y con la porción apical hacia arriba. A veces, los agricultores cubren los manojos de tallos con el follaje remanente del cultivo para reducir más la deshidratación de los tallos. El área de almacenamiento debería estar sombreada y brindar humedad relativa alta pero no excesiva (alrededor de 80 por ciento) y temperatura moderada (20-30°C).



CEBALLOS, CIAT 2006

Lámina 7

Almacenamiento de lotes seleccionados para ser usados en multiplicación.

Tratamiento químico

Se recomienda aplicar o sumergir los tallos en una solución protectora incluyendo un insecticida y un fungicida vigente (usualmente basado en cobre). La solución también podría ser usada sobre el material de propagación justo antes de ser plantado. Los tallos que van a ser almacenados por un tiempo prolongado deberían ser tratados dos veces con la misma solución: inmediatamente luego de la cosecha del tallo y justo antes de ser plantado. Es muy importante que los operarios usen guantes, delantales, lentes y máscaras protectoras.

Diferencias varietales

Existen diferencias varietales en la capacidad de brotación de las estacas de mandioca. Las diferencias se acentúan cuando los esquejes son almacenados: cuando más largo es el periodo de almacenaje, mayor es la variación. La capacidad

de brotación de diferentes variedades puede ser comparada luego de un corto periodo de almacenamiento de 15 días y luego cada dos semanas durante tres meses.

Daño mecánico

La epidermis y yemas de los esquejes pueden ser magulladas y dañadas por fricción y heridas por machetes durante su preparación, transporte, almacenamiento y plantación. Cada herida es un nuevo sitio potencial para la entrada de microorganismos que pueden causar podredumbres. Se deberían tomar todas las precauciones para evitar una manipulación brusca cuando los tallos son cortados y transportados. Los cortes deberían ser realizados con un machete bien afilado o con una sierra circular, en cuyo caso el tallo debería ser sostenido con ambas manos mientras está siendo cortado. Debida consideración debe ser prestada a las medidas sanitarias y de seguridad para el personal que trabaja en estas operaciones.

NORMAS DE CALIDAD PARA EL MATERIAL DE PROPAGACIÓN (CUADRO 10)

Edad del material de plantación

Los tallos no deberían ser guardados por más de tres meses bajo condiciones óptimas, preferiblemente menos de un mes.

Número de nudos por esqueje

Cada nudo tiene una yema axilar. Teóricamente, se puede obtener una planta de cada nudo. Se ha encontrado que esquejes con 1-3 nudos tienen bajos porcentajes de germinación en el campo. Estacas más largas, con 8-10 nudos, tienen una mejor chance de conservar su viabilidad potencial, pero requieren más material de plantación por unidad de área. Por lo tanto, las estacas ideales deberían tener de 5-7 nudos y ser de unos 20 cm de largo (Lámina 8).

CUADRO 10

Cuadro resumen de normas

Edad del tallo	Menos de 3 meses de almacenamiento luego del corte
Largo del tallo	18–25 cm
Número de nudos por esqueje	5–7
Grosor de la médula	Hasta 50 % del diámetro total del tallo
Tolerancia a plagas y enfermedades	No más de 5 %

Grosor de la médula

El diámetro de la médula debería ser, como regla general, 50 por ciento o menos del diámetro total del tallo. Cuando los tallos son cortados en estacas para propagación, el exudado de látex de la corteza es una indicación de la buena condición del tallo.

Inspección visual de tallos/estacas

Una inspección visual de los tallos puede detectar daño físico durante el almacenamiento y/o el transporte así como la presencia de síntomas o signos

de enfermedades y plagas. Un material de propagación de buena calidad debería tener menos del 5 por ciento de tallos mostrando ese tipo de problemas.

Capacidad de brotado

Un brotado rápido y vigoroso es el objetivo último de cualquier esquema para producir material de propagación de mandioca. Por lo tanto, una muestra de estacas puede ser probada por capacidad de brotado colocándola en bolsas de plástico con tierra y agregándole agua a las bolsas. El porcentaje de brotado y vigor puede ser evaluado dentro de 10 días.



GERALLOS, CIAT, 2006

Lámina 8

Estacas de mandioca con largo y ancho adecuados y con 5-7 nudos.

Yautía

Juan Pérez Ponce

Vitrobio Valencia S.L., Valencia, España

Xanthosoma sagittifolium (L) Schott

Araceae, sub-familia Aroidea

ORÍGEN Y DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

Xanthosoma sagittifolium (yautía) es originaria de los trópicos de América. Es cultivada en zonas tropicales y sub-tropicales, entre latitudes de 30 grados norte y 15 grados sur. Es un cultivo de raíces y tubérculos mundialmente importante, clasificado sexto en área cultivada y producción después de mandioca, papa, boniato, ñame y malanga. Las principales área de distribución incluyen el Caribe (Cuba, República Dominicana, Puerto Rico, Indias Occidentales), América Central y del Sur; USA (Florida, Hawái), África Occidental (Camerún, Ghana, Nigeria, Togo), y Asia Tropical (Indonesia, Malasia, e islas del sur del Pacífico).

NOMBRES COMUNES

Gualuza, macal, malanga, malangay, okumo, otoa, quiquisque, quiscamote, tiquisque, uncucha, yautía en español. *Mangareto, mangarais, mangadito, taioba* en portugués. *Chou Caraïbe* en francés. *Cocoyam, tannia, taniera* en inglés.

MEDIOS DE REPRODUCCIÓN

La propagación convencional incluye porciones de esquejes del cormo central, cormillos y pequeños cormillos. Estos experimentan un periodo de dormancia de aproximadamente cinco semanas, durante el cual el brotado no ocurre (Wilson, 1984). La remoción de la dominancia apical acelera el brotado de las yemas laterales mediante la destrucción de la yema apical.

PLAGAS Y ENFERMEDADES (CUADRO 11)

Virus del mosaico de la malanga dasheen

El virus del mosaico de la malanga dasheen (DsMV) es el patógeno viral más importante de las aráceas cultivadas a nivel mundial (Chen *et al.*, 2001). Primero fue reportada por Zettler *et al.* (1970) y fue identificada primero en América Central en Costa Rica por Ramírez (1985). El DsMV es clasificado como un potyvirus, de la familia Potyviridae, consistente en partículas filamentosas flexuosas (menos de 700 nm) conteniendo un filamento en sentido positivo de ARN genómico. Los síntomas visibles en las plantas incluyen deformación de las hojas, clorosis en las

nervaduras, mosaico plumoso a lo largo de las nervaduras (Zettler *et al.*, 1989) y, con un ataque severo, plantas raquílicas.

CUADRO 11

Otras plagas y enfermedades

Enfermedad o plaga	Agentes causales	Área afectada	Síntomas	Tratamientos preventivos
Podredumbre blanda bacteriana	<i>Pseudomonas solanacearum</i>	Hojas y tubérculos	Clorosis foliar, marchitamiento y podredumbre del tubérculo	Uso de material de propagación libre de enfermedades. Rotación de cultivos. Uso de suelos bien drenados. Desinfección de las herramientas para cortar el material de propagación. Eliminación de atípicas.
Podredumbre blanda del tubérculo	<i>Erwinia carotovora</i> pv. <i>atroseptica</i>	Tubérculos	Podredumbre blanda del tubérculo	Igual que para podredumbre blanda bacteriana
Mancha foliar bacteriana	<i>Xanthomonas campestris</i>	Hojas	Los síntomas tempranos comienzan cerca del borde de la hoja en la parte de abajo de la hoja como pequeñas manchas acuosas. En etapas tardías las manchas foliares se ponen marrones, necróticas y se fusionan, resultando en grandes áreas necróticas irregulares con un borde amarillo brillante	Uso de material de propagación libre de enfermedades. El riego excesivo y el amontonamiento deben ser evitados. Las hojas afectadas deberían ser removidas.
Tizón foliar	<i>Phytophthora</i> spp.	Hojas	Manchas foliares marrones con forma circular	Eliminar huéspedes alternativos antes de plantar. Descartar las hojas infectadas.
Podredumbre seca	<i>Fusarium oxysporum</i>	Hojas	Podredumbre seca con apariencia algodonosa	Uso de material de propagación libre de enfermedades. Rotación de cultivos con gramíneas.
Nematodo de nódulos de la raíz	<i>Meloidogyne</i> spp.	Raíces	Agallas de la corona	Rotación de cultivos con leguminosas, por ej. <i>Mucuna pruriens</i> .
Nematodo de lesiones radiculares	<i>Pratylenchus</i> spp.	Raíces	Lesiones radiculares	Igual que para nematodo de nódulos de la raíz

El DsMD es transmitido exclusivamente por áfidos (Brunt *et al.*, 1996) y puede difundirse muy rápidamente en el campo (Pernezny *et al.*, 1993). Aunque el DsMD no es letal, retarda el crecimiento y reduce el rendimiento.

Especies silvestres de *Xanthosoma* son fuentes del virus. Otros géneros de huéspedes alternativos incluyen:

- *Aglaonema*, *Alocasia*, *Amorphophallus*, *Arisaema*, *Cyrtosperma*. Síntomas: mosaico.

- *Cryptocoryne*, *Dieffenbachia*, *Philodendron*, *Richardia*, *Zantedeschia* spp. Síntomas: mosaico y mal formación de las hojas.
- *Colocasia esculenta*. Síntomas: mosaico, clorosis y enanismo (Seller *et al.*, 1970).

El control del DsMV depende de:

- uso de material de propagación libre de enfermedades;
- control químico de áfidos;
- áreas de plantación aisladas y no contaminadas;
- control eficiente de plantas de huéspedes alternativos.

Enfermedad de la podredumbre radicular (RRD)

La enfermedad de la podredumbre radicular es la enfermedad más devastadora en *Xanthosoma* (Tambong *et al.*, 1998) y puede producir pérdidas totales de rendimiento (Saborido *et al.*, 2004).

Los síntomas son raquitismo, amarillamiento del follaje y reducción o pérdida total del sistema radicular. Los agentes causales son *Rhizoctonia* spp. (Giacometti y León, 1994), *Sclerotium rolfsii* (Bejarano-Mendoza *et al.*, 1998), *Fusarium* spp. (Saborido *et al.*, 2004) *Pythium myriotylum*, el cual ha sido reportado como el principal agente causal (Tambong *et al.*, 1999).

Esta enfermedad se propaga a través del material de propagación y el suelo infectado (Nzietchueng, 1984) y el patógeno persiste en el suelo durante muchos años.

El control de RRD depende de:

- uso de material libre de enfermedades;
- control químico;
- plantar a un espaciamiento amplio, en montículos altos y regular la época de plantación;
- plantar sobre camellones, también rotación de cultivos;
- uso de fertilizantes orgánicos

PROTOCOLOS PARA LA PRODUCCIÓN DE MATERIALES DE PROPAGACIÓN

Las pérdidas causadas por los patógenos justifican completamente un programa de producción de materiales libres de patógenos. En el caso de DsMV, estas pérdidas han sido siempre superiores al 25 por ciento y en el caso de RRD han alcanzado a 90 por ciento del cultivo.

Otra justificación importante es el efecto del rejuvenecimiento fisiológico (Dottin and Pérez Ponce, 1998), el cual podría incrementar el rendimiento en más de 30 por ciento, incluyendo plantas infectadas con virus. En Nicaragua, Reyes

et al. (2005) informó de un 86 por ciento de incremento en los rendimientos por medio del efecto del rejuvenecimiento.

LABORATORIO

La micropropagación de *Xanthosoma* es convencional. La composición de la mayoría de los medios de cultivo está bien definida, así como lo están las técnicas. Adicionalmente, se puede obtener material libre de virus. El DsMV es un potyvirus y solo puede ser eliminado mediante cultivo de meristemos. Usando este método se puede obtener un material 70-100 por ciento libre de virus. Otros patógenos, incluyendo los responsables del RRD también son excluidos.

Requerimientos de laboratorio

Para el laboratorio se necesitan una construcción de aproximadamente 120 m², equipada con microscopio estereoscópico, cuatro cámaras de flujo laminar y equipo auxiliar. La capacidad de producción de un laboratorio de este tipo es de 200 000 a 500 000 plantas libres de patógenos por año. Esta producción puede alcanzar 1 millón por año con buena eficiencia y tecnologías de micropropagación

avanzadas. El personal requerido son dos especialistas (un biotecnólogo vegetal y un fitopatólogo), cuatro operadores del flujo laminar y dos técnicos de laboratorio.



PÉREZ PONCE. 2004.

Lámina 9

Micropropagación de Xanthosoma mediante sistemas de inmersión temporaria.

A. *Sistemas en producción. B.* *Explante de Xanthosoma luego de la fase de multiplicación.*

Como forma de mejorar la eficiencia de la producción, se puede emplear luz solar en los cuartos de crecimiento. La introducción de tecnologías de micropropagación de sistemas de inmersión temporaria puede incrementar la producción al doble (Lámina 9).

INVERNÁCULO

Para una producción de 500 000 plantas *in vitro* por año y una rotación de cinco veces por año, la capacidad del invernáculo debería tener lo siguiente:

- área total de 400 m²;
- área efectiva de 300 m²;
- lugares o mesas de trabajo para 2 700 bandejas de 38 hoyos (estaciones) cada una;
- capacidad en el número de plantas *in vitro*: 100 000;
- revestimiento (recubrimiento del invernáculo) de plástico grueso para el techo, con una malla a prueba de áfidos en los costados, y ventiladores;
- doble puerta para evitar la entrada de insectos y vectores, desinfección del calzado y cambio de ropa de laboratorio.

PRÁCTICAS AGRONÓMICAS INCLUYENDO ROTACIONES

La plantación de plantas *in vitro* o plántulas deberían hacerse en áreas aisladas donde no se hubieran plantado especies de *Xanthosoma* o *Colocasia*. Por ejemplo, áreas previamente plantadas con caña de azúcar han sido muy eficientes para plantar papa para semillas, debido a la ausencia de plantas huéspedes y poblaciones mínimas de áfidos. En estos casos, la reinfección ha sido casi cero, y por consiguiente se recomienda la rotación con caña de azúcar y otros cultivos que requieren áreas grandes.

Las principales consideraciones y prácticas agronómicas son las siguientes.

- cultivar el cultivo en un rango de pH de 5,5 a 6,5 y a temperaturas entre 20 y 35°C;
- temperaturas menores a 18°C demoran el crecimiento foliar mientras que temperaturas mayores a 35°C incrementan el follaje, pero limitan la formación de cormos normales;
- plantar en áreas aisladas, preferiblemente en áreas de caña de azúcar;
- no exceder la densidad de plantación de 10 000 plantas por ha;
- haga montículos a distancias de plantación de 1,2 m x 0,8 m;
- asegure que haya buen drenaje si el área esta sujeta a lluvias fuertes;
- coloque trampas amarillas para capturar y monitorear los áfidos;
- los especialistas deberían aplicar insecticidas luego de evaluar la población de áfidos y la incidencia de virus;
- siempre plante plantas *in vitro* en áreas nuevas;
- rote cormos, cormillos y plántulas cada dos años con otros cultivos de la familia de las gramíneas (poaceae), preferiblemente caña de azúcar, maíz o sorgo.

Otras

- Las herramientas limpias son esenciales, use un cuchillo bien afilado desinfectado con hipoclorito de sodio al 0,01 % cada vez que sea seccionado un nuevo cormo.
- En el invernáculo, el suelo no debería nunca ser usado como sustrato debido a que es un agente contaminante.
- Se recomiendan sustratos de base inorgánica libre de microorganismos.
- Cuando no hay posibilidad de usar estos sustratos, entonces ciertos sustitutos pueden ser también usados, como el bagazo de caña de azúcar, cáscara de arroz u otro material similar.
- Un sustrato con 60 por ciento de bagazo bien descompuesto y 40 por ciento de cáscara de arroz ha sido utilizado para plantas *in vitro* de *Colocasia* y *Xanthosoma* con muy buenos resultados sin problemas de contaminación.

MULTIPLICACIÓN RÁPIDA

Los cormos y cormillos de plantas *in vitro* desarrollados en áreas aisladas deberían ser usados para multiplicación rápida, y deberían incluir los parámetros de la categoría básica como se muestra en el Cuadro 3.

Pasos a seguir:

1. Seleccionar cormos y cormillos sin síntomas de plagas y enfermedades, y sin daño mecánico.
2. Seccionar el material en segmentos entre 15-20 gramos.
3. Desinfectar con fungicidas, bactericidas y nematicidas vigentes, los cuales estén permitidos y disponibles en la región.
4. Propagar las plantas en bandejas o camas de arena.
 - Sistema de bandeja: Usar bandejas con hendiduras de 100-150 ml. Se recomienda un sustrato sin tierra. Luego de 40-50 días, las plantas deberían tener 12-15 cm de alto y estar prontas para llevarlas al campo. Esta es la opción más recomendable.
 - Sistema de cama de arena: Induzca la gemación de cormos y cormillos en una cama de arena, y luego transfíralos a bolsas de plástico de 15 x 10 cm llenas de sustrato (evitando mezclas con tierra). Luego de 50-60 días, las plantas deberían tener 20-25 cm de altura y estar prontas para llevarlas al campo.

NORMAS DE CALIDAD PARA EL MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Seguimiento del cultivo

- Para asegurar la calidad genética, sanitaria y fisiológica de los materiales producidos, se requiere un seguimiento muy vigoroso, mediante las siguientes inspecciones de campo:
- inspeccionar el campo 45 días antes de plantar para verificar que el área está aislada de otras plantaciones de *Xanthosoma* o Colocasia, y sacar muestras de suelo si hay patógenos relevantes;
- inspeccionar la plantación con el objetivo de evaluar la calidad de la preparación del suelo, el drenaje y las distancias de plantación propuestas;
- hacer una segunda inspección 45 días después de plantar para evaluar el porcentaje de sobrevivencia del material de propagación, su desarrollo y la presencia de plagas y enfermedades;
- hacer 4-6 inspecciones más con los mismos objetivos, hasta la cosecha;
- hacer selección negativa (eliminación de atípicas) para eliminar plantas con síntomas de virus, un mes después de plantar en el caso de plantas *in vitro* y plántulas, y dos meses en el caso de cormos y cormillos; eliminar todas las plantas con síntomas de enfermedades, así como plantas atípicas (las plantas atípicas podrían aparecer en plantas *in vitro* como resultado de la variación somaclonal, y en *Xanthosoma* estas no deberían exceder el 1 por ciento).

MÉTODOS DE INSPECCIÓN DEL CAMPO, RECOMENDACIONES DE MUESTREO (CUADRO 12) Y TOLERANCIAS

Para las enfermedades más importantes, DsMV y RRD, las plantas *in vitro* deberían permanecer con un porcentaje de infección mínimo, si los requerimientos de aislación y de selección negativa (eliminación de atípicas) son seguidos correctamente. Cada programa debería establecer valores permisibles de infección, dependiendo de las condiciones locales.

CUADRO 12
Recomendaciones de muestreo

Área (ha)	Número de muestras	Número de plantas por muestra
1	5	100
1-2	6	100
2-3	7	100
3-4	8	100
4-5	9	100

En el caso de las plántulas, la diferencia de infección con las plantas *in vitro* no debería exceder el 2-5 por ciento, debido a que bajo las condiciones de producción, la reinfección es muy rápida. Por lo tanto, solamente material de propagación de la más alta calidad fitosanitaria debería ser llevado al campo.

Las semillas obtenidas de plantas *in vitro* deberían tener 0 por ciento de cormos o cormillos afectados por hongos o bacterias y un máximo de 3 por ciento con daño mecánico, daño por insectos, deshidratación o brotado. En el caso de las semillas obtenidas de plántulas, 0 por ciento debería estar afectado por enfermedades fúngicas y/o bacterianas. Se permite hasta un 5 por ciento por otros daños.

En el caso de pureza genética, las variaciones somaclonales deberían ser eliminadas por selección negativa a la cosecha. La pureza genética debería ser de 99 por ciento para las plantas *in vitro* y 98 por ciento para las plántulas.

Cosecha

Xanthosoma es un cultivo perenne pero, por razones prácticas, se cosecha luego de 9-12 meses. El ciclo de crecimiento y desarrollo puede ser dividido en tres periodos principales:

- Periodo 1: Durante los primeros dos meses, el crecimiento es lento. Este periodo comienza con el brotado y termina con la emergencia de los cormillos.
- Periodo 2: El segundo periodo se caracteriza por un rápido incremento del crecimiento del renuevo hasta 6-7 MDP. Durante este periodo las plantas alcanzan sus máximos en área foliar, diámetro del pseudo tallo y altura.
- Periodo 3: Durante el tercer periodo las hojas comienzan a marchitarse y el peso seco total de la planta por encima del suelo disminuye hasta la cosecha.

Este es el momento de mayor re-movilización de foto-asimilatos desde las hojas al cormo y cormillos. La senescencia de la planta, al final de este periodo (aproximadamente 9-10 MDP), es usada por los agricultores como índice de cosecha.

La cosecha, ya sea manual o mecanizada, debería ser hecha cuando el suelo tiene un contenido de humedad medio de manera que el daño a los cormos sea mínimo. Los cormos no deberían ser expuestos al sol por más de dos horas. Luego son transferidos a un área sombreada para su clasificación en cormos primarios, secundarios o terciarios. Los cormos afectados por enfermedades, daño mecánico o cualquier rasgo degradante son descartados.

Almacenamiento

Un lote de semillas (cormos y cormillos) puede estar compuesto por cormos primarios, secundarios o terciarios y no deberían mezclarse en el mismo lote. El número de cormos o cormillos por lote debería ser: cormos primarios: 1 000, cormos secundarios: 5 000 y cormos terciarios: 5 000.

Las condiciones de almacenamiento deberían ser las siguientes:

- techo y piso construidos con concreto u otro material impermeable;
- no se necesitan paredes sólidas ya que se recomienda que el material de propagación esté completamente ventilado, pero lejos de la luz solar directa;
- la temperatura debería estar entre 20-23°C, con 60 por ciento de humedad relativa;
- el almacenamiento de las semillas no debería exceder los 45 días;
- el lote de semillas debería ser inspeccionado cada 15 días, todas aquellas con síntomas de enfermedades, plagas, daño post-cosecha e infecciones deberían ser eliminadas (Cuadro 13).

CUADRO 13

Cuadro resumen de normas

Plagas, enfermedades y otros criterios	Fase 1 (plantas in vitro)	Fase 2 (plántulas o plantas in vitro)	Fase 3 – MPCD (cormos, cormillos o plántulas)
Pureza genética %	99	99	98
DsMV %	0	3	5
RRD %	0	1	3
<i>Pseudomonas solanacearum</i> %	0	1	2
<i>Erwinia carotovora</i> %	0	0	2
<i>Xanthosomas campestris</i> %	0	0	3
<i>Phytophthora</i> spp. %	0	5	5
<i>Fusarium oxysporum</i> %	0	5	5
<i>Meloidogyne</i> spp. %	0	1	2
<i>Pratylenchus</i> spp. %	0	1	2
Peso o altura	12–15 cm	12–15 cm (en bandejas)	70–130 g
		20–25 cm (en bolsas de plástico)	
Daño mecánico %	0	2	3
Gemación %	99	99	98

PROGRAMA DE MULTIPLICACIÓN

Tasa reproductiva estimada

El índice de multiplicación de *Xanthosoma* es de 6-8 plantas en un ciclo de 10-12 meses por el sistema tradicional. Los resultados mostrados en el Cuadro 14 pueden ser obtenidos usando cultivo de meristemas o micropropagación *in vitro*.

CUADRO 14

Tasa reproductiva estimada

Material inicial	Duración (meses)	Material obtenido	Número de unidades
Meristemo	6-8	Planta <i>in vitro</i>	1 000-10 000
Planta <i>in vitro</i>	10-12	Semillas/cormos	15-20
Planta <i>in vitro</i>	12-14	Plántulas	40-50

El programa descrito en el Cuadro 15 debería estar adaptado a las condiciones locales, haciendo posible incluir las siguientes alternativas:

- **Alternativa 1. Uso de plantas *in vitro* directamente en producción comercial.**
- Esta alternativa puede ser aplicada cuando el laboratorio y el invernáculo tienen alto nivel de producción y calidad. Tiene la ventaja de plantar un material completamente limpio con un alto incremento del rendimiento en un corto período de tiempo. La plantación a campo puede empezar ocho meses desde el inicio del programa. La principal desventaja son los altos costos de las plantas *in vitro*. Evaluaciones de esta alternativa están siendo conducidas en República Dominicana, donde más de 100 000 plantas *in vitro* de *Colocasia* están siendo plantadas en áreas aisladas de producción.
- **Alternativa 2. Uso de secciones de cormos y cormillos de plantas *in vitro* en la producción comercial.** Además de incrementar el periodo de crecimiento de las plantas *in vitro* en el campo y el riesgo de introducir infecciones si las técnicas no se llevan a cabo correctamente, puede incrementar el rendimiento 2-4 veces, rindiendo 15-20 semillas por planta *in vitro*.
- **Alternativa 3. Uso de cormos y cormillos de plantas *in vitro* para producir plántulas.** La ventaja sobre la Alternativa 2 es que duplica el mínimo número de plantas, por lo tanto, 40 o más plántulas pueden ser obtenidas de cada planta *in vitro*. Es más seguro tener una plántula con un sistema radicular bien desarrollado que una sección de cormo o cormillo. Para esta alternativa se necesita una mayor capacidad de invernáculo.

CUADRO 15

Resumen del programa de multiplicación utilizando micropropagación

Sitio	Objetivos	Tiempo (meses)	Tasa de multiplicación	Material producido
Laboratorio	Introducción y multiplicación	6	1: 100	Planta <i>in vitro</i>
Invernáculo	Adaptación de plantas <i>in vitro</i>	2	1: 1	Planta <i>in vitro</i> adaptada (Fase 1)
Área aislada	Multiplicación a campo	10	1: 1	Semilla básica de cormos y cormillos
Invernáculo	Multiplicación de cormos y cormillos	2	1: 40	Plántulas básicas (Fase 3-MPCD)
Programa de multiplicación entero		20	1: 4 000	
Campo	Producción comercial	10	1: 15	Cormos y cormillos, para usar

Ajo

Alejandrina Robledo and Victor M. Villalobos

*Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación
(SAGARPA), México*

***Allium sativum* L.**

Alliaceae

El ajo (*Allium sativum* L.) es una especie monocotiledónea originaria de Asia Central. Inicialmente, esta especie fue clasificada en la familia Liliaceae, pero la investigación taxonómica reciente la ha identificado como *Alliaceae* (Hanelt, 1990). El cultivo tiene una distribución mundial, mayormente en climas templados.

El ajo produce bulbos y tiene un escapo floral. Las inflorescencias raramente forman semilla pero a menudo desarrolla bulbillos en la parte superior de la inflorescencia (Purseglove, 1975). Los bulbos de ajo se dividen en dientes que junto con los bulbillos son los propágulos del cultivo.

El ajo se clasifica como:

- a. asiático o violeta para los sub-trópicos;
- b. rosado con bajos requerimientos de frío y fotoperíodos largos;
- c. blanco con requerimientos de frío medianos a altos y fotoperíodos largos;
- d. púrpura con altos requerimientos de frío y fotoperíodos largos (Burba, 1991).

Las variedades de ajo también pueden ser agrupadas en «cuello duro» y «cuello blando». Las variedades de ajo de cuello duro muestran un escapo sólido, alto emergiendo del centro del bulbo con flores que a menudo abortan y con bulbillos en la parte superior del escapo. Los cultivares de cuello duro rinden 4-6 dientes por bulbo pero son difíciles de separar debido a la dureza del escapo. Los cultivares de cuello blando raramente muestran un escapo y rinden 10-40 dientes, pero de menor tamaño que los cultivares duros. La mayoría de los cultivares comerciales son de cuello blando debido a su facilidad de cultivo, de plantación a máquina y vida útil.

Los patógenos y plagas más importantes que afectan al ajo son los siguientes:

VIRUS

El virus del rayado amarillo del puerro (LYSV), el virus del estriado amarillo del ajo (GYSV) y el virus del enanismo amarillo de la cebolla (OYDV) son los principales



Lámina 10

A. Mosaico del ajo. B. Trips (*Thrips tabaci*).
C. Arañuelas (*Rhizoglyphus* spp.). D. Mildiu.

virus que pertenecen al grupo potyvirus (Bos, 1982; Walkey *et al.*, 1987). El mosaico del ajo es causado por uno o más de los virus anteriores. Sus principales síntomas son mosaicos cloróticos especialmente en las hojas jóvenes (Lámina 10 A). Estos virus pueden ser transmitidos a través de dientes o áfidos. Plantas derivadas de cultivo de tejidos de meristemos se cultivan en campos limpios y aislados para minimizar la difusión de estos virus.

Trips

Thrips tabaci y *Frankiniella occidentalis* son los principales insectos plaga del ajo. Infestan el cultivo en sus etapas de desarrollo inicial y causan daños severos durante la formación del bulbo y engrosamiento (Lámina 10 B).

Arañuelas

Rhizoglyphus spp. infecta bulbos o dientes, haciéndolos flácidos y afectando su habilidad para desarrollar renuevos (Lámina 10 C). Las arañuelas se desarrollan aproximadamente en 14 días desde el huevo hasta el estado adulto y pueden vivir hasta 121 días. Las arañuelas toleran las altas temperaturas pero no pueden sobrevivir a temperaturas debajo de 11°C. Se debe evitar el daño mecánico debido a que facilita la entrada de *Rhizoglyphus* spp.

Hongos

La podredumbre blanca de la cebolla, *Sclerotium cepivorum*, una de las principales enfermedades del ajo, se está difundiendo en las principales áreas de producción del mundo (Lámina 10 E). Las hojas de las plantas infectadas muestran bulbos cloróticos y marchitos. El hongo comienza desarrollándose en la base y el escleroto, una forma latente del hongo, crece en la superficie hasta estado posterior de su desarrollo. Un escleroto puede sobrevivir hasta 20 años, aun luego que la planta murió, y se puede diseminar a través del agua, equipos, maquinaria o propágulos. La enfermedad se desarrolla más fácilmente a bajas temperaturas (15-20°C) y en suelo húmedo (15 por ciento). Se recomienda para controlar esta enfermedad, mantener los materiales de propagación libres del patógeno o limpios y el suelo libre de esclerotos, y limpiar el equipo con formaldehído antes de moverlo a otro campo (Delgadillo-Sánchez, 2000).

El mildiu, mancha purpúrea, podredumbre basal, moho azul y roya son enfermedades fúngicas del ajo causadas por *Peronospora destructor*, *Alternaria porri*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium* spp. y *Puccinia alli*, respectivamente (Lámina 10 D, Lámina 10 F). Algunas de ellas, como el moho azul o la podredumbre basal, aparecen o permanecen hasta la cosecha y aún durante el almacenamiento.

Nematodos

Los síntomas de *Ditylenchus dipsaci* (nematodo del nudo de la raíz) son el acortamiento y engrosamiento de las hojas con manchas amarillas o marrones (Lámina 10 G). El «cuello» del bulbo se pone flácido hasta que el bulbo se pudre; se pueden ver agallas en las raíces. El uso en la rotación de cultivos de plantas no hospederas como zanahorias y lechugas puede reducir la densidad de la población de nematodos en el suelo. El tratamiento de los bulbos con agua caliente y el uso de nematicidas seguros y vigentes proveen un medio de control.

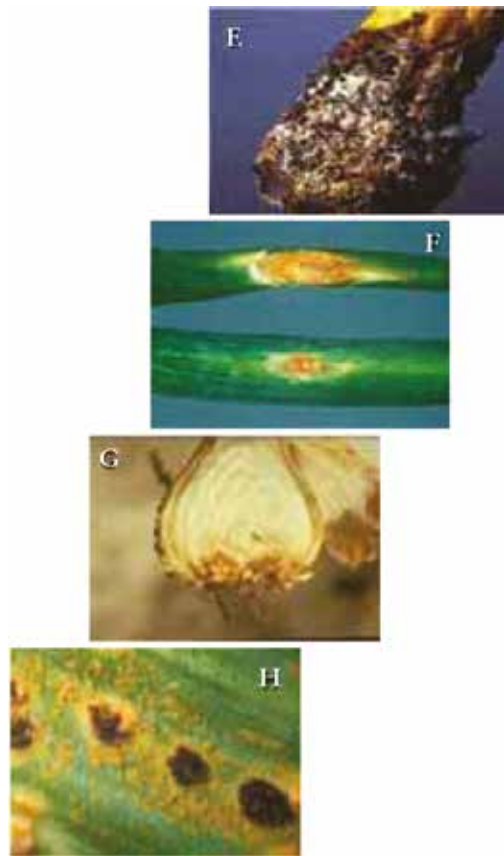


Lámina 11

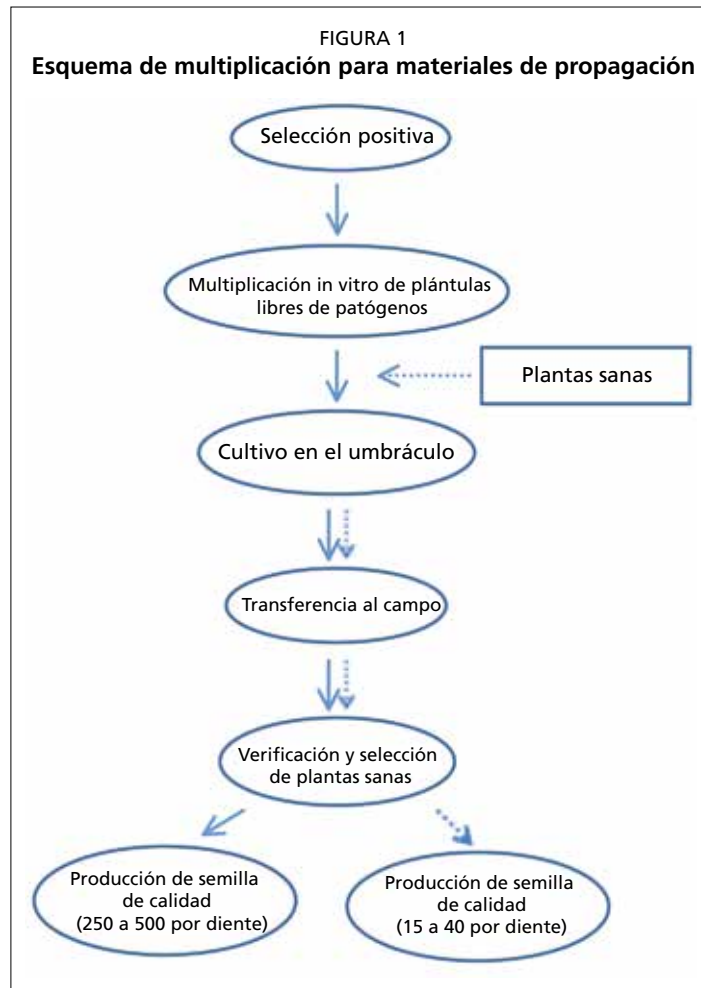
E. Podredumbre blanca de la cebolla.
F. Mancha purpúrea. *G.* Nudo de la raíz.
H. Roya (*Puccinia alli*).

PROTOCOLO PARA LA PRODUCCIÓN DE MATERIAL DE PROPAGACIÓN DE AJO

Origen del material

El origen del material debería ser de plantas madres libres de patógenos luego de una selección estricta o de plántulas derivadas de cultivo de puntas de meristemas. El cultivo de puntas de meristemas permite la regeneración de plantas de ajo libres de virus (Walkey *et al.*, 1987; Chovelon *et al.*, 1990). Recientes protocolos de regeneración usan meristemas de inflorescencias o raíces debido a que están libres de virus (Appiano y D'Agosotino, 1983) y están disponibles en cantidades más grandes (30 o más por diente) lo cual permite una tasa de multiplicación alta. Esta regeneración de meristemas de raíces e inflorescencias fue exitosa en cultivares de ajo (Haque *et al.*, 1997; Robledo-Paz *et al.*, 2000; Xu *et al.*, 2001; Martín-Urdíroz *et al.*, 2004). La técnica involucra diseccionar meristemas de una planta sana y cultivarlos en un medio sintético con micro y macronutrientes, vitaminas, y reguladores de crecimiento, los cuales permiten la formación de renuevos o embriones adventicios. Los renuevos son inducidos a formar el sistema radicular

de toda la planta, mientras que los embriones son cultivados en un ambiente donde pueden germinar y desarrollar plantas (Figura 1).



Resultados de investigaciones recientes han mostrado una transferencia exitosa de genes resistentes a plagas y enfermedades de plantas hospederas al ajo mediante un enfoque transgénico (Kondo *et al.*, 2000; Robledo-Paz *et al.*, 2004; Eady *et al.*, 2005), en cumplimiento de las regulaciones nacionales. Hay protocolos para la regeneración de plantas transgénicas que muestran la resistencia de la planta huésped al insecto *Spodoptera exigua* (Zheng *et al.*, 2004) o a hongos (Robledo-Paz, 2008, com. pers.).

El material sano a ser utilizado como propágulos libres de virus debería ser identificado mediante exámenes de laboratorio debido a que ciertos patógenos son asintomáticos en las plantas infectadas. Los exámenes dependerán de los patógenos

o plagas conocidos en cada país. Los bulbos a ser usados como propágulos no deberían haber sido almacenados en sistemas de enfriado o congelado. Los dientes deberían ser separados de los bulbos 6 a 10 días antes de plantar para evitar deshidratación y pérdida de vigor. El daño físico también debería ser evitado para reducir la incidencia de patógenos. En casos donde nematodos y hongos han sido observados antes en el campo, los propágulos pueden ser tratados con fungicidas y nematocidas vigentes antes de ser plantados.

Hay una correlación entre el tamaño de los propágulos de dientes y la cosecha de los respectivos bulbos. Por lo tanto, se recomienda la selección y plantación de dientes grandes, fuertes. Los dientes deberían ser plantados en una posición vertical.

FACILIDADES Y EQUIPO DE CAMPO

Es necesaria una sembradora para siembra mecánica, junto con un umbráculo a prueba de insectos para la aclimatación de plantas derivadas de cultivo de tejidos antes de transplantarlas al campo.

La propagación convencional de los dientes o bulbillos también puede ser hecha en un umbráculo para asegurar altas normas de calidad en las plantas.

Requerimientos de campo

Los campos seleccionados no deberían haber tenido cultivos de cebolla o ajo durante por lo menos tres años.

El ajo se cultiva en un suelo fresco con buen drenaje. Idealmente, prefiere condiciones llanas, no salinas, libre de piedras con pH 6-6,5. Antes de sembrar, se debería determinar la fertilidad del suelo. El ajo tiene raíces superficiales, por lo tanto, el laboreo del suelo permitirá una emergencia de plántulas y crecimiento satisfactorios.

Inspecciones de campo

El seguimiento del cultivo debería ser llevado a cabo por lo menos dos veces durante la estación de crecimiento. La primera inspección debería ser cuando las plantas muestren su morfología y condición sanitaria. Cada 10 a 15 filas se debe muestrear caminando a través del campo e inspeccionando para asegurar que no haya plantas voluntarias, infectadas o fuera de tipo. La segunda inspección debería ser cuando las hojas comienzan a marchitarse y antes de recoger los bulbos. Diez plantas de cuatro lugares en el campo deberían recogerse para evaluar trips – esto se debe hacer semanalmente cuando hay más de 20 trips individuales por planta. Para el seguimiento de podredumbre blanca, las muestras de suelo deberían ser tomadas a 20 cm de profundidad por cada 50 m². Para detectar *Ditylenchus dipsaci*, el campo debería dividirse en bloques de 2-8 ha con muestras de 15 a 20 cm de profundidad.

MANEJO DEL CULTIVO

Una apropiada selección del campo, rotación de cultivos y propágulos vigorosos y libres de patógenos aseguran un cultivo de alto rendimiento. Las siguientes prácticas de manejo son necesarias para alcanzar éxito.

- **La plantación manual** debería ser en surcos dobles separados a 25 cm con 90 cm entre doble surcos.
- **La plantación mecanizada** es en surcos dobles separados a 30 cm con 1 m entre ellos. Los dientes se siembran a 5-6 cm de profundidad y separados a 6-11 cm. La plantación puede ser en filas o en camas de ancho variable que permitan plantar hasta seis filas.
- **Las recomendaciones de fertilización** en suelos normales oscilan dese 120 a 300 kg/ha de nitrógeno (N), 120 a 240 kg/ha de fósforo (P) y hasta 185 kg/ha de potasio (K), según sea necesario. Alrededor de un 25 por ciento del N y 100 del P y K son aplicados a la siembra y el resto cuando las plantas tienen 8 9 cm de altura.
- **El desmalezamiento** es una operación importante y debería hacerse en etapas tempranas de desarrollo del cultivo y cada 20 días a partir de entonces para evitar pérdidas en rendimiento y calidad y para controlar la incidencia de patógenos y plagas.
- **El riego** debería aplicarse cada 15 a 20 días en suelos de textura media y cada 20 a 25 días en suelos arcillosos.
- **Los escapos** deberían ser removidos tan pronto como aparezcan para acelerar la madurez y evitar pérdidas de rendimiento.
- **Las plantas derivadas de cultivos de tejidos** necesitan aclimatación y ser cultivadas en umbráculos durante por lo menos ocho semanas antes de plantarlas en el campo; a partir de entonces son manejadas como las de dientes.

COSECHA

La cosecha comienza cuando las hojas inferiores se tornan marrones y las hojas que cubren los bulbos se secan. Se recomienda inspeccionar algunos bulbos antes de la cosecha para asegurar que tienen el tamaño apropiado y pronto para su cosecha. A la cosecha, los bulbos son levantados mediante el corte de sus raíces a unos 3-5 cm con una cuchilla adaptada al tractor o al arado.

Manejo post-cosecha

Los bulbos inmaduros son sacados de la tierra a mano o colocados en la cabecera del surco y cubiertos con las guías y la capa superior del suelo, o son llevados a la sombra con buena ventilación para completar la madurez. El proceso de curado toma de una a dos semanas, luego de lo cual las raíces y el follaje son cortados, dejando 2 a 5 cm de tallo. El curado podría realizarse con aire caliente a 27°C y a una humedad relativa de 60 a 75 por ciento durante aproximadamente 48 horas. Luego del proceso de curado, los bulbos dañados que muestren cualquier defecto o síntomas no saludables son eliminados, los bulbos sanos son clasificados por

tamaño y empacados en bolsas de malla o cajas de cartón corrugado de acuerdo con los requerimientos del comprador. Los bulbos pueden ser puestos a la venta inmediatamente o mantenidos en almacenamiento.

ALMACENAMIENTO Y TRANSPORTE

Luego de poner los bulbos en los envases, estos son almacenados en ambientes bien ventilados a 1-2°C y a 60-70 por ciento de humedad relativa. La vida útil en este ambiente podría ser de 90 a 210 días. Cualquier bulbo de ajo almacenado por encima de 70 por ciento de humedad relativa puede ser infectado con hongos y mostrar enfermedades. Los dientes pueden comenzar a germinar cuando están almacenados a 4°C, lo cual significa que su conservación a esa temperatura debería ser por períodos cortos. Los bulbos de ajo almacenados deberían ser monitoreados frecuentemente para detectar cualquier patógeno, peste o cambios en la temperatura de almacenamiento. El vehículo para el transporte de los bulbos de ajo debería tener un buen sistema de aireación.

CUADRO 16

Cuadro resumen de normas

Tamaño de los bulbos (diámetro mínimo)	2,5 cm
Peso de los bulbos	25 g
Pureza varietal (conformes al tipo, mínimo)	99,8 %
Tolerancia para plagas y enfermedades	
<i>Ditylenchus dipsaci</i> , OYDV, <i>Thrips tabaci</i> , <i>Peronospora destructor</i> , <i>Sclerotium cepivorum</i> , <i>Puccinia allii</i> y <i>Botrytis porri</i>	0,0 %

NORMAS DE CALIDAD PARA LOS MATERIALES DE PROPAGACIÓN (CUADRO 16)

Tamaño y peso

Los bulbos son agrupados de acuerdo con su diámetro:

- Clase Extra o Superior tienen un diámetro mínimo de 4,5 cm,
- Clase I incluye aquellos de buena calidad,
- Clase II incluye aquellos con un diámetro mínimo de 3 cm.

Un máximo de 3 por ciento de bulbos por debajo del diámetro mínimo aún pueden ser aceptados en todas las clases. Los bulbos que van a ser utilizados como propágulos para la próxima estación de propagación no deberían tener menos de 2,5 cm de diámetro y pesar menos de 25 g.

TOLERANCIA A PLAGAS Y PATÓGENOS ECONOMICAMENTE IMPORTANTES EN EL CAMPO Y EL ALMACENAMIENTO

Debería haber «tolerancia cero» para las plagas cuarentenarias debido a que los propágulos de ajo deben ser cultivados en áreas libres de patógenos. Cuáles plagas son consideradas «plagas cuarentenarias» depende del país de origen. La tolerancia para otras plagas y patógenos depende del daño que puedan causar al cultivo en cada uno de los lugares donde es cultivada o importada. Los propágulos *in vitro*

pueden ser trasladados a otro país si un certificado fitosanitario es incluido en el envío para mostrar la condición de libre de patógenos del material. Las plagas y patógenos para los cuales debería haber tolerancia cero incluyen a *Ditylenchus dipsaci*, OYDV, *Thrips tabaci*, *Peronospora destructor*, *Sclerotium cepivorum*, *Puccinia allii* y *Botrytis porri*.

VARIEDADES CONFORMES AL TIPO

El porcentaje de bulbos que no son conformes al tipo no deberían exceder el 0,1 por ciento en la primera fase del programa de producción y 0,2 por ciento para los propágulos del MPCD.

Papa Hausa

Elizabeth Acheampong

University of Ghana, Accra, Ghana

Solenostemon rotundifolius (Poir) J.K. Morton

Lamiaceae

TAXONOMÍA

Solenostemon rotundifolius (Poir) J.K. Morton, conocida comúnmente como papa Hausa o frafra es un cultivo de raíces tropical. *S. rotundifolius* pertenece a la familia Lamiaceae, sub-familia Nepetoideae, tribu Ocimeae (GRIN, 2008). Sus sinónimos incluyen: *Coleus dysentericus* Baker, *Coleus rotundifolius* Chev and Perrot, *Plectranthus rotundifolius* Spreng, y *Plectranthus tuberosus* Blume.

Solenostemon rotundifolius (Poir) J.K Morton también es conocida por sus nombres comunes. En inglés, estos incluyen *Hausa potato*, *frafra potato*, *coleus potato*, *country potato*, *Sudan potato*, *Madagascar potato* y *Chinese potato*. En francés, es conocida como *pomme de terre de Madagascar* o *pomme de terre du Sudan*. Otros nombres locales: *innala*, *ratala* (Sri Lanka); *koorka* (India); *tumuku*, (Ghana, Nigeria); *piaha* (Ghana); *saluga* (Nigeria); *kembili*, *manding-bambara* (Mali); *ketang* (Indonesia); patata de los Hausas (España); *vatke* (Etiopía); *coleus* (portugués, Brasil); *Hausa kartoffel* (Alemania) (Burkill, 1995; NRI, 1987; GRIN, 2008).

DISTRIBUCIÓN

La papa Hausa, un cultivo de la sabana seca, crece desde Senegal hasta Nigeria y generalmente en el resto de África tropical, Sri Lanka y el sudeste de Asia. Se cree que es originaria de África y de allí fue introducida a India, Indonesia, Malasia y Filipinas (Zeven y de Wet, 1982; GRIN, 2008). Ha sido ampliamente cultivada en las partes más secas del África tropical, especialmente en Sudán Occidental, Ubangi y la cuenca del Congo, pero su cultivo le ha dado paso a plantas del Nuevo Mundo como mandioca (*Manihot esculenta*), boniato (*Ipomoea batatas*), maní (*Arachis hypogea*) y otras (Busson, 1965, citado por Burkill, 1995).

CENTROS DE CULTIVO

Los centros de cultivo de la papa Hausa están en el norte de Ghana, específicamente en las regiones septentrional, oriental superior y occidental superior, y Kita, Mali (Burkill, 1995). En otros lugares, es un cultivo ocasional de importancia

secundaria. Aunque el tubérculo es nutritivo, palatable y tiene la capacidad de rendir en suelos de baja fertilidad (Burkill, 1995), la papa Hausa es un alimento de hambruna y es usualmente cosechado y conservado para su uso durante la larga estación seca. Se ha informado que la papa Hausa se utiliza a veces en tratamientos contra la disentería y trastornos oculares (Burkill, 1995).



ACHEAMPONG, 2007.

Lámina 12

Cosecha de tres accesiones diferentes de papa Hausa.

Los tubérculos se parecen a la papa irlandesa pero son mucho más pequeños (Lámina 11). Hay de varios tamaños y formas y pueden ser cilíndricos, redondos o elípticos. Los tubérculos de tamaño grande son de unos 6,5 cm de largo y 1,8 cm de diámetro.

La papa Hausa tiene un sabor dulce aromático y es considerada una exquisitez. Una colección de germoplasma de papa Hausa mantenida en el Instituto de

Investigación en Recursos Fitogenéticos de Ghana reconoce cuatro variedades principales en base a su color de piel – blanco, negro, marrón y rojo. El color de la pulpa era blanco en todos los tipos de piel. Sin embargo, de acuerdo con la literatura también se han reportado colores de pulpa amarillo rojizo, marrón oscuro y gris claro (Burkill, 1995).

Estudios conducidos por Tetteh (1993) y Abapoll (1997) enumeraron las razones de la baja producción del cultivo. Identificaron a la intensidad de mano de obra del cultivo, falta de materiales de propagación, tamaño pequeño del tubérculo, bajo rendimiento, putrefacción durante el almacenamiento, plagas y enfermedades.



ACHEAMPONG, 2007.

Lámina 13

Fotografía de una planta de papa Hausa de 24 días de edad, derivada de un tubérculo para semilla brotado.

BOTÁNICA

La papa Hausa es una planta herbácea, semi-suculenta, erecta. Es arbustiva desde la base, hasta 30 cm de altura, postrada o ascendente, tiene un tallo suculento y hojas algo gruesas (Lámina 12).

Tiene flores pequeñas, las cuales son azules, blanco rosáceas o violeta pálido en una inflorescencia distal. Las flores son hermafroditas, producidas sobre un racimo terminal alargado. En la base del tallo se producen tubérculos pequeños.

PROPAGACIÓN Y TASA DE REPRODUCCIÓN

La papa Hausa se propaga vegetativamente. Usualmente se seleccionan pequeños tubérculos para plantar ya que está ampliamente entendido que los tubérculos grandes tienden a pudrirse en el suelo (Lámina 13). El cultivo también puede ser propagado mediante esquejes de tallo. Sin embargo, los agricultores usan tubérculos de semilla mas que esquejes de tallo. La papa Hausa también puede ser propagada mediante cultivo de tejidos (Acheampong and Asante, 1998).



Lámina 14

A – tubérculos de semilla seleccionados para plantar;
B – tubérculos para alimentación.

CONDICIONES DE CULTIVO

La planta requiere mucha lluvia, distribuida uniformemente con bajas temperaturas nocturnas. El riego es posible en la estación seca (Burkill, 1995). También requiere suelos franco-arenosos bien drenados, dado que los suelos arcillosos pesados no son adecuados. La planta no puede resistir el anegamiento y, por lo tanto, usualmente se cultiva en camellones anchos y en montículos (NRI, 2008; PGRRI, com. pers.).

En el norte de Ghana, la papa Hausa madura en tres meses. El cultivo se planta durante las fuertes lluvias de julio a agosto y se cosecha antes del final de las lluvias en octubre o noviembre. Todas las 23 accesiones mantenidas en el banco de germoplasma del campo del PGRRI son del norte de Ghana y maduran dentro de tres meses. Sin embargo, la información actualmente disponible en la literatura o en Internet informa que el cultivo madura en cinco a seis meses, aunque puede llegar a ocho meses en India (Burkill, 1995; NRI, 1987). Los tubérculos se forman en racimos en la base de los tallos aéreos, pero los macollos de los tallos producirán más tubérculos cuando hagan contacto con el suelo.

La papa Hausa en el campo está relativamente libre de plagas y enfermedades. Sin embargo, se ha reportado que *Pycnarmon cribata*, *Phostria piasusalis* y un doblador de hojas, *Hymenia curvalis*, tienen una presencia importante en la India.

PROTOCOLO PARA LA PRODUCCIÓN DE MATERIAL DE PROPAGACIÓN DE PAPA HAUSA

La papa Hausa puede ser propagada mediante tres tipos de material de propagación. El más común es la propagación por tubérculos brotados pero los esquejes de tallos o las plántulas de cultivos de tejidos también pueden ser usados. Los tubérculos para plantar usualmente se guardan en la estación de crecimiento previa.

Origen del material

Idealmente, el origen del material de propagación deberían ser plantas de cultivos de tejidos probadas por virus. Sin embargo, desde que el protocolo para indexar virus en papa Hausa puede no estar disponible, las plantas madres podrían provenir de plantas de cultivos de tejidos o plantas identificadas a través de selección positiva. Tubérculos sanos y grandes sin magullones deberían ser seleccionados y trasladados a un umbráculo donde los tubérculos puedan brotar y las plantas aclimatarse. Las plantas cultivadas en umbráculos pueden ser explantes de cultivo de tejidos.

Las plántulas de cultivo de tejidos deberían ser aclimatadas en el umbráculo y utilizadas para cultivar plantas, las cuales entonces pueden ser multiplicadas por esquejes de tallos en el vivero. Los tubérculos derivados de dichas plantas son usados para propagación, aunque se requiere más investigación para verificar la eficiencia de esta práctica. Alternativamente, los tubérculos grandes seleccionados para propagación podrían ser esterilizados en superficie con hipoclorito de sodio para reducir el riesgo de pudrición en el campo.

FACILIDADES DE CAMPO Y EQUIPO

Un umbráculo es esencial para aclimatar las plantas de cultivo de tejidos para transferirlas al campo. Un umbráculo también puede ser usado para producir plantas de esquejes.

Requerimientos de campo

Para asegurar plantas libres de enfermedades, las plantas madres deberían ser cultivadas en un ambiente libre de enfermedades y plagas. Un periodo de barbecho de un año con por lo menos un laboreo puede reducir los patógenos del suelo. La papa Hausa crece bien en suelos franco arenosos bien drenados. La planta debería crecer en camas elevadas para evitar el anegamiento de agua ya que el contacto con mucha agua tiende a causar podredumbre.

Inspección de campo

El campo y los viveros deberían ser inspeccionados regularmente para asegurar de que no haya un brote de plagas y enfermedades que podrían reducir la calidad del material de propagación. El cultivo debería ser desmalezado dos veces antes que las plantas cubran la cama. Sin embargo, debería haber una inspección regular para eliminar plantas atípicas, plantas enfermas y malezas.

PRÁCTICAS AGRONÓMICAS

El cultivo debería ser cultivado en camellones anchos de unos 90 cm o en montículos. Los tubérculos para semilla deberían estar espaciados a intervalos de 25-30 cm. La cama debería ser mantenida libre de malezas luego de la siembra para reducir la incidencia de plagas y enfermedades. Las plántulas de cultivo de tejidos deberían estar completamente aclimatadas en el umbráculo durante unas

seis semanas antes de ser transferidas al campo. En esta etapa, pueden ser plantadas al mismo espaciamiento que los tubérculos para semilla.

El suelo debería ser franco arenoso con camellones que se drenen fácilmente; deberían estar mojados pero no anegados dado que esto causaría la podredumbre de las plantas; y deberían ser laboreados justo antes de plantar para que los tubérculos tengan adecuada humedad al ser plantados. Las camas deberían ser fertilizadas, ya que la papa Hausa necesita suelos bien fertilizados. Sin embargo, en la siembra tradicional donde los fertilizantes importados están fuera del alcance del agricultor, las camas son abonadas con estiércol de vaca. Luego que los camellones están bien abonados, se pone otra capa de tierra por encima del abono de manera tal que solo el tubérculo quede cubierto con tierra y el renuevo brotado quede fuera del suelo.

Bajo condiciones ideales, se aplican fertilizantes a las camas de los viveros. Se ha reportado que antes de plantar, se podrían aplicar fertilizantes NPK a una tasa de 125 kg/ha. En Ghana, donde el cultivo debe ser rotado con otros cultivos como maní y cereales para mantener rendimientos aceptables, se cree que los nematodos pueden ser una de las razones de los bajos rendimientos.

Los suelos húmedos son preferibles y lo ideal debería ser aplicar riego. La principal razón para demorar plantar hasta agosto es la irregularidad de las lluvias antes de este periodo, pero con riego sería posible plantar tubérculos para semilla desde abril hasta mayo. La opción de plantar esquejes de tallos de material mejorado directamente en el campo en abril y mayo bajo riego, necesita de más investigación.

COSECHA

En Ghana, la papa Hausa madura en tres meses. Los tubérculos están prontos para ser cosechados cuando las hojas comienzan a marchitarse y deberían ser cosechados tan pronto como madura el cultivo. Si embargo, la cosecha del cultivo producido en las riberas de los ríos puede demorarse por un mes o más si el suelo no está demasiado seco. Los tubérculos son pequeños y usualmente oscilan entre 1 y 20 g. El cultivo es normalmente cosechado con azada y luego es clasificado a mano para evitar el magullado.

Tratamientos post-cosecha

Tradicionalmente, los tubérculos para semilla son seleccionados a la cosecha. Los tubérculos grandes son usados como alimento y los tubérculos pequeños son preservados para ser plantados en la estación siguiente. Esta selección negativa debería ser evitada. Los tubérculos para semilla deberían ser seleccionados entre los mejores. Los tubérculos para plantar deberían ser sanos y tener un color satisfactorio.

En el centro del cultivo intensivo en la región oriental superior de Ghana, los tubérculos para semilla son mezclados con cáscaras de mijo secas, colocados en vasijas de barro y guardadas en una habitación por seis meses hasta la próxima estación de siembra. A veces la vasija de tubérculos se guarda en un árbol. El cultivo a veces se desparrama en el piso fresco de una habitación o se mantiene sobre hojas secas bajo la sombra de un árbol.

Los tubérculos de la papa Hausa solo pueden ser almacenados por dos meses luego de lo cual comienzan a brotar. Luego que los tubérculos han brotado, no son palatables. Los tubérculos seleccionados para alimentación durante el periodo de escasez son hervidos y secados al sol para usarlos a lo largo de la larga estación seca, la cual dura seis meses.

ALMACENAMIENTO Y TRANSPORTE

Los tubérculos seleccionados para plantar deberían ser almacenados en un área fresca, seca y bien ventilada. Se pueden guardar en canastos abiertos o en vasijas de barro en una habitación lejos de la luz solar directa. Los canastos de tubérculos deberían estar elevados para evitar el contacto con hormigas y otras plagas. Los tubérculos para semilla no deberían mojarse durante el prolongado periodo de almacenamiento, de lo contrario podrían pudrirse.

Dado que los tubérculos para semilla estarían brotados al momento de ser plantados, se debe tener extremo cuidado en no romper el renuevo brotado durante el transporte. Si está roto, el tubérculo no desarrollará otro renuevo y no podrá ser plantado. Adicionalmente, no sería palatable, causando la pérdida total de la producción. Idealmente, los tubérculos para semilla deberían ser transportados dentro de los dos meses luego de la cosecha antes de que broten.



PGRRI BUNSO GHANA

Lámina 15

Variación en color, forma y tamaño de cinco diferentes accesiones de papa Hausa.

NORMAS DE CALIDAD PARA EL MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Tamaño y peso

Óptimamente, un tubérculo para semilla no debería tener menos de 14 g. Sin embargo, los tubérculos grandes de algunas accesiones tienen unos 3 g. El peso medio de los tubérculos grandes de cinco accesiones del PGRRI oscilaron entre 2,52 y 28,2 mientras que el peso medio de los tubérculos pequeños (material de propagación tradicional) de las cinco accesiones oscilaron entre 0,9 y 1,8 g (Lámina 14).

Tolerancia/riesgos

Aunque hay pocas plagas y patógenos conocidos de la papa Hausa en África, se deberían tomar precauciones. Un informe indica que varias enfermedades afectan al cultivo en la India. Debido al riesgo de la transferencia inadvertida de patógenos, la papa Hausa debería ser transferida entre países solo como plantas de cultivo de tejidos probadas por virus. Dentro de países, los tubérculos deberían ser esterilizados en superficie con hipoclorito de sodio para evitar la transferencia de patógenos de un área a otra.

Pureza varietal

Por lo menos 98 por ciento de las plantas de papa Hausa deben corresponder o ser consistentes con las características del padre respectivo.

Germinación

Un brotado aceptable debería ser de 95-99 por ciento (Cuadro 17).

CUADRO 17

Cuadro resumen de normas varietales y de germinación

Tamaño de tubérculo (mínimo)	14 g
Pureza varietal (mínimo)	98 %
Germinación/brotado de tubérculos (mínimo)	95 %

Konjac

Sivasubramanian Edison

Central Tuber Crops Research Institute, Trivandrum, India

***Amorphophallus konjac* K. Koch**

Araceae

NOMBRE CIENTÍFICO, ORIGEN Y DISTRIBUCIÓN

El konjac (*Amorphophallus konjac* K. Koch, syn. *A. rivieri*; japonés: konnyaku; chino:pinyin:jūruò), también es conocida como konyak, konyaku, lengua del diablo, lirio vudú, palma víbora o ñame elefante (este nombre también se usa para *A. paeoniifolius*). Pertenecce a la familia Aráceae y es nativa del área cálida sub-tropical y tropical del este de Asia, Japón y sur de China hasta Indonesia. Es un cultivo comercial importante en China, Indonesia, Japón y otros lugares en el Asia sub-tropical. Su cultivo es tan extensivo que sus orígenes silvestres son oscuros. Se le encuentra actualmente en el oeste de Yunnan (China) a una altitud de hasta 1 200 metros, lo cual indica su tolerancia a frío. Alguna literatura aun se refiere a esta planta com *A. rivieri*, *A. rivieri* var. *Konjac* o *A. rivieri konjac*. Konjac, como la mayoría de las especies de *Amorphophallus*, produce una sola hoja de hasta 1,3 m de ancho, bi pinnada y dividida en numerosos foliolos. Las flores se producen sobre un **espádice** púrpura oscuro de hasta 55 cm de largo rodeado por una **espata**.

El konjac fue cultivado en China hace 1 500 años y difundido a Japón y otros países, históricamente como alimento (harina para fideos y una gelatina llamada «konjaku») pero crecientemente como alimento saludable para procesamiento y para la industria farmacéutica. Los tubérculos de konjac tienen la característica única de contener altos niveles de *glucomannan*, la cual es la fibra soluble al agua comestible natural más conocida. Su alto contenido de fibra soluble al agua combinado con su bajo valor energético, bajo contenido de vitaminas y bajo valor nutricional, lo hacen un suplemento alimenticio ideal para ayudar a regular las funciones corporales resultantes de dietas pobres que inducen obesidad.

El konjac tiene un alto valor de exportación. A diferencia de otros *Amorphophallus* spp, *A. konjac* requiere un clima más fresco y generalmente se cultiva a altitudes entre 500-1 000 m. China, un gran productor, tiene una larga historia de plantar konjac, y los agricultores chinos han desarrollado un sistema de producción tradicional. Las principales áreas de cultivo de konjac en China están el altiplano de Yunnan-Guizhou y en las áreas montañosas de las provincias

de Yunnan, Sichuan, Guizhou, Hubei, Guangxi y Shaanxi en la cuenca del río Yangtze. También, el municipio de Fuyuan en la ciudad de Qujing en la provincia de Yunnan es una de las mayores áreas de producción de China.



EDISON, 2006.

MODOS DE PROPAGACIÓN COMUNMENTE USADOS

El método más común de propagación de konjac es mediante cormos o cormillos. La floración y el cuajado de semillas ocurre en *A. konjac*, pero las semillas verdaderas no pueden ser usadas para el cultivo comercial debido a la variabilidad genética. La tasa normal de multiplicación vegetativa es 1:4 (Lámina 15).

Lámina 16

Haciendo minisets de konjac.

PRINCIPALES ENFERMEDADES Y PLAGAS DE SEMILLAS

Las plagas y enfermedades de konjac son comunes para la mayoría de las *Amorphophallus* spp. aunque la incidencia, severidad y razas varían de un lugar a otro. Entre las enfermedades a campo, el mosaico es el más importante desde el punto de vista cuarentenario y es transmitido a través del material de propagación y de insectos vectores; por lo tanto, el inóculo desarrollado durante un periodo de tiempo puede plantear una seria amenaza al cultivo. El monocultivo continuo también puede contribuir a desarrollar la enfermedad.

Las plantas infectadas con mosaico son generalmente enanas y de apariencia clorótica y exhiben un mosaico con moteado el cual es más pronunciado en las hojas jóvenes. Los folíolos se angostan y síntomas de distorsión foliar, como engrosamiento de la hoja, cola de rata, cordón de zapato, arrugamiento y doblado hacia arriba de la lámina de la hoja, son prominentes en plantas severamente infectadas. El virus de mosaico de konjac (KoMV) y el virus del mosaico de la malanga dasheen (DsMV) se conocen que infectan a las plantas de konjac (Shimoyama *et al.*, 1992). DsMV es transmitido a través de cormos infectados de *A. konjac* y por áfidos del algodón (*Aphis gossypii*).

Sobre 17 especies en cinco familias (*Aizoaceae*, *Araceae*, *Chenopodiaceae*, *Leguminosae* y *Solanaceae*), KoMV ha sido detectado en plantas infectadas naturalmente en solo tres especies de *Araceae*: *A. konjac*, *A. oncophyllus* y *A. virosus*. Aunque *Arisaema serratum* y *Colocasia esculenta* pertenecen a *Araceae*, no son huéspedes de KoMV.

La podredumbre del cuello, también referida como tizón sureño y causada por *Sclerotium rolfsii*, es otra importante enfermedad a campo, la cual se torna más

sería si el drenaje no es eficiente. Bajo clima cálido y húmedo, las enfermedades foliares, especialmente tizón foliar y podredumbre foliar, afectan a los folíolos de las plantas. El tizón foliar es causado por *Phytophthora colocasiae* mientras que la podredumbre foliar es causada por *Corynespora cassicola*. Adicionalmente, el tizón foliar bacteriano causado por *Pseudomonas pseudoalcaligenes* subsp. *Konjaci* y la podredumbre blanda causada por *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* son enfermedades serias transmitidas por el material de propagación.

Aparte de las enfermedades a campo, los tubérculos de konjac sufren de serias podredumbres post-cosecha debido a varios patógenos. El daño mecánico durante la cosecha predispone a los tubérculos a la podredumbre causada por hongos y bacterias. Más de 12 patógenos fúngicos y bacterianos se reportan como causantes de la podredumbre de tubérculos. El nematodo de la raíz, *Meloidogyne incognita*, causa la podredumbre seca de los tubérculos, perfora las raíces y predispone a las raíces y tubérculos a subsecuentes infecciones por hongos, y también puede reducir el brotado. Aunque *A. konjac* no tiene problemas serios de insectos plaga en el campo, la cochinilla puede causar considerable daño durante el almacenamiento.

PROTOCOLOS PARA PRODUCIR MATERIAL DE PROPAGACIÓN DE CALIDAD

Infraestructura

Facilidades

El primer requerimiento es un laboratorio de cultivo de tejidos bien equipado con un adecuado número de invernáculos. El núcleo de material de semillas debería ser producido por organizaciones gubernamentales o productores de semilla organizados.

Equipo

Equipo estándar, material de vidrio, productos químicos e ítems diversos son requeridos para las facilidades anteriores.

PROCESO

Origen del material de propagación

Se deberían obtener tejidos de meristemos apicales de los brotes de los tubérculos para semilla, recolectados de cultivos de campo libres de enfermedades de un origen genético conocido. Cada país debería registrar y liberar las variedades de konjac luego de una caracterización molecular. Las plántulas obtenidas de los callos deberían ser cultivadas en frascos separados para producir mini-tubérculos, o si no transplantados a invernáculos a prueba de insectos luego del endurecimiento. Es posible obtener tubérculos de 50g en el invernáculo.

Estos tubérculos (semilla núcleo) deberían ser inspeccionados, a través de un indexado de virus rutinario, en lotes al azar por la ausencia de virus. Estos tubérculos deberían ser multiplicados en los campos de agricultores de las aldeas que produzcan semillas. Las aldeas deberían ser seleccionadas de tal



EDISON, 2006.

Lámina 17*Plantando minisets de konjac.*

manera que estuvieran localizadas cerca de las principales áreas de cultivo de konjac. El material de propagación producido de esta manera debería ser curado adecuadamente, tratado con fungicida vigente, empaçado adecuadamente y etiquetado antes del transporte (Lámina 16).

REQUERIMIENTOS DE CAMPO

Las parcelas para producción de semilla no deberían haber cultivado konjac por lo menos durante tres años y deberían estar libres de material voluntario de konjac. Los

productores registrados de semilla deberían cultivar el cultivo para semilla en parcelas de un mínimo de 0,5 ha. El tipo de suelo debería ser un suelo franco arenoso fértil o franco arcillo arenoso con buen drenaje. El suelo no debería tener más de diez unidades formadoras de colonias (UFC) de los patógenos podredumbre blanda (*Erwinia carotovora*) y tizón sureño (*Sclerotium rolfsii*). Se debería obtener un certificado de análisis de suelo por los patógenos y también por el estatus de los nutrientes, antes de la acreditación para la producción de semillas.

Inspección de campo

Los funcionarios de la certificación de semillas deberían inspeccionar periódicamente el cultivo en diferentes etapas de crecimiento del mismo. El material de propagación producido tendría aproximadamente 200-300 g, lo cual debería ser el tamaño ideal para el cultivo comercial. En la práctica, los agricultores venden cormos que pesan 200 g o más a las fábricas, ya que prefieren usar cormos pequeños como material de propagación. Sin embargo, si usaron cormos de 200-300 g como material de propagación, su ingreso neto sería ciertamente más alto. El material de propagación producido en los campos de los productores de semilla registrados debería estar curado adecuadamente, el suelo y las raíces removidas, tratado con fungicida vigente, embalado, etiquetado y certificado adecuadamente antes del transporte.

Los inspectores designados oficialmente deberían visitar al cultivo de semilla por lo menos tres veces durante la estación de crecimiento – siete días luego de la plantación, un mes después de la plantación y finalmente un mes antes de la cosecha estimada. Antes de entrar al campo, el inspector debería confirmar con el productor de semilla la ubicación exacta del campo para semilla, la variedad que se dice que es, y los cultivos previos del campo. Los campos de más de 5 ha deberían ser divididos en áreas de un máximo de 5 ha cada una e inspeccionadas separadamente.

PRÁCTICAS AGRONÓMICAS

Los hoyos para plantar deben ser preparados de un tamaño adecuado para contener el tamaño del cormo para semilla de 200-300 g. El hoyo debe ser llenado con estiércol de corral (EC) u otro abono orgánico a una tasa de 12,5 toneladas por ha y luego cubierto con tierra. Se recomienda una aplicación de fertilizante de 27:20:23 kg por ha de NPK. El espaciamiento ideal es de 90 cm x 90 cm con 8 000 a 9 000 plantas/ha. Un cuidado adecuado debe ser tomado para controlar cualquier enfermedad foliar observada con medidas apropiadas de control químico, especialmente de tizón foliar, podredumbre foliar y tizón foliar bacteriano. Estas prácticas contribuirán a altos rendimientos de tubérculos.

COSECHA, CURADO, TRTAMIENTOS POST-COSECHA Y EMPACADO

El cultivo para semilla debería ser cosechado solamente después del completo secado de las plantas. El riego debe ser retirado por lo menos un mes antes de la cosecha. En el caso de lluvia, la cosecha debería hacerse luego de que el suelo se haya secado completamente. Los tubérculos para semilla cosechados deberían ser curados por siete días en un lugar ventilado, sombreado y seco (Lámina 17). Los tubérculos deberían ser limpiados adecuadamente, tratados con un fungicida vigente y empacados en capas en cajas de cartón de 10 kg de capacidad. Se debería colocar material inerte entre las capas de tubérculos para evitar daños durante el transporte. Las cajas de cartón deberían tener agujeros de ventilación en los costados.

Tubérculos enteros de tamaño uniforme oscilando entre 200-300 g deberían ser seleccionados como tubérculos para semilla.

Los tubérculos para semilla producidos en los centros primarios y en los campos de agricultores deberían ser indexados al azar por virus y otros patógenos. La agencia de certificación de semillas debería tener evaluado al material de propagación en un laboratorio oficial de ensayo de semillas.



Lámina 18
Konjac almacenado.

RESUMEN DE NORMAS DE CALIDAD PARA EL MATERIAL DE PROPAGACIÓN (CUADRO 18)

CUADRO 18

Cuadro resumen de normas

Peso de propágulos	200–300 g
Pureza varietal	98 %
Germinación	99 %
Tolerancia máxima para plagas y enfermedades	
Enfermedad del mosaico (a campo)	1 %
Podredumbre del cuello (a campo)	5 %
Otras plagas y enfermedades (en almacenamiento)	5 %

Papa

Ian Barker y Enrique Chujoy

Centro Internacional de la Papa, Lima, Perú

***Solanum tuberosum* L.**

Solanaceae

ORIGEN GEOGRÁFICO Y DISTRIBUCIÓN

La papa (*Solanum tuberosum* L.) es originaria de las tierras altas de América del Sur. Siendo el cuarto cultivo alimenticio más importante del mundo luego de arroz, trigo y maíz, la papa se cultiva en 157 países en las zonas tropicales, subtropicales y templadas del mundo. Se cultivan ocho especies. La más común es *S. tuberosum*, un tetraploide ($2n=4x=48$) que produce tubérculos bajo condiciones de día largo y es cultivada a nivel mundial. Las otras siete especies se encuentran principalmente en los Andes y producen tubérculos bajo condiciones de día corto. Estas incluyen la subespecie tetraploide *S. tuberosum andigena*, las especies diploides ($2n=2x=24$) *S. phureja*, *S. stenotomum*, *S. goniocalyx*, *S. ajanhuiri*, las especies triploides ($2n=3x=36$) *S. chaucha* y *S. juzepzucki*, y la pentaploide ($2n=5x=60$) *S. curtilobum*. Aproximadamente 187 especies silvestres de *Solanum*, las cuales están estrechamente relacionadas a la papa, están distribuidas desde los Estados Unidos de América (USA) hasta el sur de América del Sur.

MEDIOS DE REPRODUCCIÓN

La papa se cultiva tradicionalmente a partir de tubérculos, pero también puede ser cultivada a partir de otros órganos vegetativos como tallo o brotes, y también a partir de semilla verdadera.

El tubérculo es un tallo protuberante modificado subterráneo que sirve como órgano de almacenamiento y reproductivo. Se desarrolla desde la punta del estolón, el cual es un tallo subterráneo alargado, 35-50 días luego de la emergencia de la planta. Una planta de papa tiene una tasa de multiplicación que oscila de 1:10 a 1:15. El tubérculo tiene yemas, también llamadas «ojos», ordenados en forma de espiral, desde los cuales se desarrollan los brotes y renuevos. Luego de la cosecha, el tubérculo experimenta un periodo de dormancia de dos a tres meses, durante el cual el desarrollo es temporalmente suspendido. Algunas especies, como *S. phureja*

y *S. chaucha*, tienen un periodo corto o no tienen requerimiento de dormancia. La dormancia del tubérculo puede ser rota mediante la aplicación de varios tratamientos incluyendo la exposición de los tubérculos a temperaturas cambiantes altas y bajas o tratamientos químicos incluyendo ácido giberélico. Los tubérculos de 40-60 g son usados comúnmente como papa para semilla, los tubérculos grandes son cortados en dos a cuatro pedazos conteniendo por lo menos un ojo. Han sido desarrolladas varias técnicas usando otras partes reproductivas de las plantas para incrementar la tasa de propagación.

Los esquejes de tallos consistentes en por lo menos un nudo son comúnmente usados como una técnica rápida de multiplicación. El tallo tiene nudos, cada uno con tres yemas en las axilas de las hojas. Las yemas pueden crecer para formar tallos laterales, estolones o inflorescencias, tubérculos aéreos o una nueva planta. Los esquejes de tallos son cosechados cuando la planta madre tiene 20-30cm de alto. Una planta madre puede rendir de 15 a 20 esquejes de tallo con un nudo. A los esquejes se les puede aplicar una hormona promotora de raíces para mejorar el enraizamiento y el establecimiento.

Los microtubérculos o tubérculos *in vitro* de 1-3 g pueden ser producidos de una planta *in vitro*. La adopción de microtubérculos como propágulos de semilla ha sido dispar a nivel mundial y hay una falta de consenso sobre las prácticas óptimas de producción para microtubérculos. Los microtubérculos requieren cuidado y no son aptos para plantarlos en el campo, pero pueden ser usados como material de propagación para producir minitubérculos o en combinación con otras técnicas para una rápida multiplicación en un invernáculo.

FACTORES FÍSICOS Y FISIOLÓGICOS QUE AFECTAN LA CALIDAD DEL MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Edad fisiológica del tubérculo

Hay tres edades fisiológicas de los tubérculos, concretamente dominancia apical, brotado múltiple y ramificación múltiple. Siguiendo el final de la dormancia del tubérculo, este desarrolla un solo brote al final de la roseta, la cual está del otro lado del final del estolón del tubérculo. A medida que el tubérculo envejece, la dominancia apical se rompe y otras yemas comienzan a brotar. Este tubérculo con múltiples brotes está pronto para plantar. Con mayor envejecimiento del tubérculo, los brotes desarrollan múltiples ramas y el tubérculo puede deshidratarse significativamente y, de hecho, plantar un tubérculo senil con múltiples ramas resultará en un fracaso de la emergencia o una planta débil con muchos tallos y bajo rendimiento de tubérculos. Plantas de tubérculos muy seniles producen pocas papas.

Manejo de las plantas madres para una rápida multiplicación de los esquejes

La edad fisiológica de la planta madre y de los esquejes es un factor importante en la producción de esquejes. Siempre deben ser mantenidos jóvenes. Plantas madre viejas que están en el proceso de formación de tubérculos producen a menudo esquejes viejos fisiológicamente que desarrollarán plantas pequeñas. Estas plantas pequeñas tienen a menudo una formación de tubérculos muy temprana y producen tubérculos pequeños y escasos. Una planta madre derivada de un tubérculo o de un esqueje viejo formará hojas compuestas. Es preferible cosechar esquejes a los 35-40 días luego de plantar las plantas madre – cuando la planta madre aun no ha producido tubérculos. La tuberización se puede demorar extendiendo el fotoperiodo a 16 horas.

Una planta joven derivada de una planta *in vitro* tiene hojas simples y, como fuente de esquejes de tallos apicales, es preferible a una planta madre fisiológicamente vieja que tenga hojas compuestas. Esquejes de tallos apicales de plantas madre jóvenes desarrollarán plantas vigorosas y rendirán un mayor número de tubérculos, mientras que aquellas derivadas de plantas madres viejas pueden desarrollar plantas pequeñas y rendirán un menor número de tubérculos debido a una precoz formación de tubérculos. El corte continuo de los renuevos apicales y un fotoperiodo extendido de 16 horas asegurará que las plantas se mantengan jóvenes con hojas simples. En el Cuadro 19 se describen las principales enfermedades y plagas de semilla, incluyendo sus ciclos biológicos.

CUADRO 19

Identificación, detección, difusión natural, síntomas a campo, huéspedes alternativos, métodos de control y/o cualquier otro elemento útil para caracterizar las enfermedades/plagas

Enfermedad/plaga	Agente causal	Área afectada	Síntomas de la enfermedad	Tratamientos preventivos
Mosaico severo	<i>Virus Y de la papa</i>	Hojas y tubérculos	Variable de acuerdo con la raza y la variedad. Mosaicos suaves a severos incluyendo distorsión foliar. Necrosis de nervaduras, las hojas pueden marchitarse y caer (síntoma primario). Raquitismo. Los tubérculos pueden mostrar rajaduras o anillos superficiales y necrosis interna en el caso de variedades susceptibles a PVY (incluyendo N y NTN) y otras razas necróticas.	Plantar semilla limpia, aislamiento e higiene. Uso de variedades resistentes. Los insecticidas son de poco valor en el control de PVY debido a la muy rápida transmisión por áfidos vectores migrantes.
Enrollado de la hoja	<i>Virus del enrollado de la hoja de la papa</i>	Hojas y tubérculos	Enrollado de las hojas inferiores las cuales pueden parecer «crocantes». Color púrpura de los folíolos jóvenes en la infección primaria. Necrosis en red en algunas variedades.	Plantar semilla limpia, aislamiento, higiene y uso de insecticidas (aficidas). Uso de variedades resistentes.
Mosaico suave	<i>Virus X de la papa</i>	Hojas	El diseño del mosaico suave es de verdes claros y oscuros sobre las hojas. No hay distorsión foliar. Puede causar síntomas severos en infecciones mezcladas con otros virus.	Plantar semilla limpia y uso de variedades resistentes.

Continúa

Enfermedad/ plaga	Agente causal	Área afectada	Síntomas de la enfermedad	Tratamientos preventivos
Pie negro	<i>Erwinia carotovora</i> pv. <i>atroseptica</i>	Tallos y tubérculos	No hay emergencia o raquitismo verde pálido o follaje amarillo, hojas superiores enrolladas, tallos negros y follaje fácilmente arrancable. Podredumbre blanda del tubérculo (negra) extendiéndose desde el final del talón.	Plantar semilla limpia.
Nematodo quiste de la papa	<i>Globodera rostochiensis</i> y <i>G. pallida</i>	Planta entera	Plantas débiles raquíticas con tendencia a marchitamiento. Quistes pequeños tipo cuentas (visibles a simple vista) adheridos a raíces y tubérculos.	Rotación de cultivos y uso de variedades resistentes, si hay disponibles.
Sarna pulvurulenta	<i>Spongospora subterranea</i>	Tubérculos	Los tubérculos erupcionan con costras de bordes irregulares más circulares que las costras comunes.	Rotación de cultivos. Plantar semilla limpia y uso de variedades resistentes.
Cancro del tallo y viruela negra	<i>Rhizoctonia solani</i>	Tallos y tubérculos	Partículas marrones a negras sobre la piel del tubérculo. Bases de los tallos con canchros marrones que pueden rodear el tallo causando enrollamiento foliar y marchitamiento.	Rotación de cultivos. Plantar semilla limpia y uso de variedades resistentes.
Marchitamiento bacteriano	<i>Ralstonia solanacearum</i>	Tubérculos	Los anillos vasculares de los tubérculos se ponen marrones, llevando a la pudrición del tubérculo entero.	Plantar semilla limpia, evitar regar con agua contaminada. Conformidad con los requerimientos locales mínimos de rotación.

PRÁCTICAS PARA PRODUCIR MATERIAL DE PROPAGACIÓN DE BUENA CALIDAD

Selección del campo/rotación de cultivos

Para la producción de semillas, es preferible seleccionar un campo que no haya sido cultivado con ningún cultivo de solanáceas por al menos tres años. Idealmente, elegir campos que están aislados de otros cultivos de papa (consumo) y sitios dentro de las áreas tradicionales (elevadas) de producción de semillas. Averiguar si el campo tiene alguna historia de enfermedades de papa, particularmente marchitamiento bacteriano. Esta información será útil para tomar las medidas necesarias para prevenir o controlar los patógenos del suelo. El programa nacional de papa u otros especialistas en el área pueden instrumentar análisis de suelo para marchitamiento bacteriano antes de plantar.

MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Usar siempre semilla sana, preferiblemente certificada, como material de propagación. Esto ayuda a minimizar los riesgos de enfermedades. Es una buena idea identificar el origen del material de propagación potencial con un año o más de anterioridad y visitar el campo de semilla, si fuera posible, para evaluar la sanidad y el manejo de ese cultivo. Preguntar siempre sobre el origen de la semilla, incluyendo el número de generaciones a campo, y preguntar por los resultados

de cualquier prueba o inspecciones que se hayan realizado. Las autoridades nacionales podrán proveer los resultados de cualquier prueba o inspección.

PRÁCTICAS AGRONÓMICAS

El control de malezas, las aplicaciones de fertilizantes y las aplicaciones de productos químicos para operaciones de control de plagas deberían ser implementados como lo recomienda el personal competente y entrenado. Inspeccionar el cultivo regularmente por la presencia de áfidos colonizadores que transmiten virus mediante el examen de la parte inferior de las hojas. Evitar mezcla de variedades, y eliminar plantas atípicas y voluntarias. Las plantas voluntarias de papa son una fuente de muchas enfermedades y deben ser controladas en los sitios de producción de semillas. El acceso al semillero debería ser restringido al mínimo.

COSECHA

Los tubérculos deberían ser cosechados cuando están fisiológicamente maduros, que es cuando la cáscara (piel) está bien establecida. Los tubérculos inmaduros son propensos al pelado durante las operaciones de cosecha y almacenamiento, lo cual los pone en riesgo de infecciones de enfermedades. Los tubérculos pueden ser inducidos a madurar cortando, arrancando o acabando el follaje 10-20 días antes de la cosecha. La eliminación temprana del follaje también puede ser usada para control de plagas (particularmente de virus transmitidos por áfidos) y para controlar el tamaño de semilla. Evitar la cosecha de papas para semilla cuando el suelo está húmedo o durante días lluviosos, ya que los tubérculos acarrearán tierra y estarán en riesgo de infección por enfermedades. El secado no se debería hacer mediante luz solar directa o calor.

ALMACENAMIENTO

Curar las papas para semilla durante dos semanas para suberizar la capa externa de la piel de la papa y engrosar la peridermis. Esto reduce la infección y la pérdida de agua. Antes del almacenamiento, las papas para semilla deberían ser clasificadas para eliminar tubérculos dañados, enfermos o fuera de tipo. Durante el almacenamiento se recomienda repetir el examen y clasificación. En general, los tubérculos para semilla deben ser almacenados en facilidades protegidas, evitando la exposición directa a la luz solar y a cambios extremos de temperatura y humedad. Los tubérculos de papa para semilla pueden ser almacenados en habitaciones frías (5-10°C) con control de humedad para extender la vida en almacenamiento y reducir la deshidratación. Otra opción es el uso de luz difusa en el almacenamiento, en particular en regiones tropicales y subtropicales. La luz difusa reduce el brotado y la pérdida de peso de los tubérculos durante el almacenamiento, ayuda a los tubérculos a ponerse verdes lo cual incrementa la resistencia a plagas, y permite a los agricultores a almacenar la semilla por períodos más largos y, por lo tanto, incrementando los rendimientos. El almacenamiento de los tubérculos en la oscuridad resulta en brotes débiles y largos, y en bajo rendimiento de tubérculo.

PROGRAMAS DE MULTIPLICACIÓN DE SEMILLAS

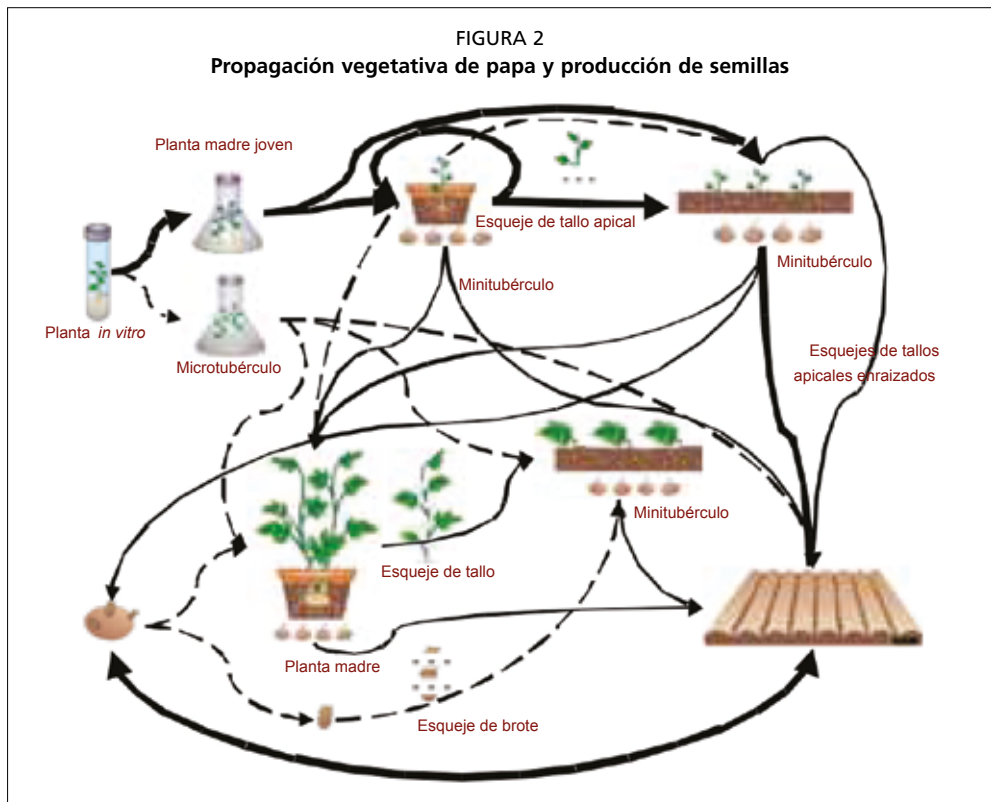
A diferencia de muchos cultivos propagados en forma clonal, en muchos países del mundo existe legislación sobre papa para semilla. Por lo tanto, el esquema MPCD para papa debería considerar la legislación local. Los programas de semilla certificada o formal en papa comenzaron a comienzos del siglo XX en Alemania y en 1914 en USA.

En muchos países existen organizaciones de semillas y regulaciones sofisticadas, las que usualmente tienen una agencia encargada con la base legal para manejar y coordinar todas las fases del programa. Estas agencias típicamente son responsables de organizar a los productores de semilla, de formular y hacer cumplir las regulaciones, de las inspecciones de campo y almacenamiento, y del etiquetado. La semilla certificada es clasificada a menudo en categorías tales como «pre-básica» (estatus sanitario más alto), «básica» y «certificada» siguiendo cada ciclo de multiplicación a campo. La semilla es ingresada en la clase adecuada e inspeccionada por personas competentes de acuerdo con los criterios especificados para esa clase. El incumplimiento de las normas especificadas resulta en un rechazo o en la posibilidad de reingresar la semilla en una clase inferior, si está disponible.

Los programas de certificación de semillas no están completamente estandarizados entre países. Sin embargo, ciertas regiones están iniciando esfuerzos para armonizar las categorías de semillas, el número de generaciones en el campo dentro de cada categoría o clase, y los niveles de tolerancia. En los países en desarrollo, los agricultores comúnmente usan su propia semilla guardada y a menudo menos del 5 por ciento de la semilla es certificada. Muchas agencias promueven el entrenamiento de los agricultores para reconocer las enfermedades de semilla comunes y para practicar selección positiva de plantas madres sanas y /o selección negativa con la remoción o raleo de plantas infectadas. Inevitablemente los lotes de semilla declinan en vigor al acumularse las enfermedades con el tiempo (degeneración). Replantar con semilla certificada o derivada del MPCD puede representar una inversión adecuada para el productor de papa dependiendo de las condiciones económicas prevalentes. Dado que los productores de papa pierden periódicamente su semilla como resultado de desastres naturales o disturbios civiles, las agencias participantes en la restauración de los suministros de semilla deberían considerar conseguir la semilla de una norma de calidad apropiada cuando sea posible (Figura 2).

Plantas *in vitro* son usadas como una fuente de plantas madres jóvenes para producir esquejes de tallos apicales o son directamente plantadas en un vivero o en un medio sin tierra como en un cultivo aeropónico, para producir minitubérculos. A su vez, los minitubérculos son plantados a campo para producir tubérculos para semilla. El tubérculo para semilla se planta tradicionalmente a campo pero también puede ser usado como una fuente de esquejes de brotes o plantas madre para producir esquejes de tallos y minitubérculos (Lámina 18).

Una combinación de técnicas de propagación puede incrementar sustancialmente la tasa de multiplicación. Las líneas gruesas y las líneas punteadas muestran, respectivamente, caminos comunes y menos comunes.



NORMAS PARA LA MULTIPLICACIÓN CONVENCIONAL A CAMPO DE LA PAPA
Métodos de inspección incluyendo pureza varietal (Cuadros 21 y 22)

Periodicidad y número de inspecciones

Se recomiendan dos inspecciones de campo y una post-cosecha. La primera debería hacerse cuando la variedad a ser inspeccionada ha desarrollado sus características completamente, normalmente antes de la floración. Este es típicamente el punto cuando las plantas se están tocando dentro de la fila pero justo antes de que confluyan en la entre fila. La inspección debería hacerse temprano en la mañana o con cielo cubierto para facilitar el reconocimiento de los síntomas de virus. La segunda inspección debería hacerse por lo menos dos semanas más tarde, usualmente cuando la floración haya terminado. Una tercera inspección de tubérculos debería



Lámina 19
Esquejes de brotes de tubérculos y esquejes de tallos apicales con hojas simples de plantas madres jóvenes.

llevarse a cabo en post-cosecha. Los cultivos que probablemente sean regados deberían ser inspeccionados en su estado de crecimiento óptimo. Si fuera posible, la inspección debería ser hecha por personal entrenado de una agencia de semillas, agencia de extensión, programa nacional, gobierno local, o representantes aptos de la comunidad o de grupos de productores. Si es auto certificado, entonces esto debería estar indicado en la etiqueta.

ROTACIÓN

El mínimo requerimiento de rotación es de cuatro años sin papas en el lugar.

CUADRO 20

Tasa de multiplicación para técnicas de propagación de papa

	Origen	Producto	Tiempo de cosecha	Tasa de multiplicación promedio estimada	Comentarios
Campo	Tubérculo para semilla	Tubérculo	90 días	10:1	
	Planta <i>in vitro</i> / nudo/tallo apical/ esqueje de brote	Tubérculo	90 días	8:1	Manejo de plantas <i>in vitro</i> /esquejes para evitar tuberización precoz y rendimiento bajo de número de tubérculos
Invernáculo	Planta de 40 días	Esqueje de nudo de tallo	40 días	15:1	Evitar cosechar esquejes viejos
	Planta madre derivada de planta <i>in vitro</i> o esqueje	Esqueje de tallo apical	Cada 10-15 días	25:1	Mantener jóvenes las plantas madres. Usar fertilizante foliar. Extender fotoperíodo
	Tubérculo	Esqueje de brote	14 días	25:1	
	Planta <i>in vitro</i> / nudo/tallo apical/ esqueje de brote	Mintubérculo	90 días	10:1	Requiere manejo cuidadoso de plantas <i>in vitro</i> /esquejes para evitar tuberización precoz y rendimiento bajo de número de tubérculos. Alta densidad de plantación (50-100 plantas/m ²) para producir 350-900 minitubérculos/m ²)
	Plantas <i>in vitro</i> para cultivo aeropónico	Minitubérculo	90 días	30:1 a 80:1	Alta densidad de plantación (16-67 plantas/m ²) para producir 1 200-2 000 minitubérculos > 1,5 g/ m ² .
Laboratorio (<i>in vitro</i>)	Planta <i>in vitro</i>	Planta <i>in vitro</i>	30 días	5:1 a 10:1	Plantas <i>in vitro</i> pueden ser multiplicadas continuamente.
	Planta <i>in vitro</i>	Microtubérculo	40-60 días	1:1	Alta densidad de plantas <i>in vitro</i> puede rendir alto número de microtubérculos/ m ² .

CUADRO 21

Tolerancias (inspección a campo)

Enfermedad o defecto	Tolerancia
Variedad incorrecta	1 %
Enrollado foliar (virus)	5 %
Mosaico severo (virus)	5 %
Total virus severos(enrollado foliar + mosaico severo)	10 %
Mosaico suave (virus)	10 %
Total virus	10 %
Pié negro	2 %
Marchitamiento bacteriano*	cero

* Si se encuentra una planta con marchitamiento bacteriano, la planta enferma debe ser claramente indicada; no ralear la planta enferma para evitar difundir la enfermedad en el campo; evitar entrar en el campo; cosechar las plantas sanas primero; no cosechar las ocho plantas inmediatamente adyacentes a la planta enferma a lo largo de la fila y en las dos filas adyacentes. Clasificar la semilla por síntomas externos de podredumbre marrón a la cosecha, antes del almacenamiento, dos o tres veces durante el almacenamiento a intervalos de un mes, y nuevamente cuando se prepare la semilla antes de plantar. Si la situación es más seria y no hay nada que ralear debido a que los tubérculos están en estado de putrefacción debido a la enfermedad, el campo debería ser abandonado o debería seguir a través de rotaciones para reducir el marchitamiento bacteriano, evitando cultivos solanáceos como opción de rotación.

REQUERIMIENTOS MÍNIMOS DE AISLACIÓN

Los cultivos para semilla a ser inspeccionados por la categoría del MPCD deberían estar aislados de otros cultivos de papa o de otros cultivos solanáceos por un mínimo de 50 m. Los inspectores deberían tomar nota de la presencia de cuidadores y malezas. Si el follaje de la papa no puede ser inspeccionado adecuadamente debido a la presencia de malezas, entonces al cultivo no se le podría otorgar el estatus de MPCD.

INSPECCIONES DURANTE LA ESTACIÓN DE CRECIMIENTO**Inspecciones**

Las inspecciones para el MPCD deberían incluir el examen de 10 recuentos de 100 plantas cada uno para cultivos de 2 ha o menos. El inspector debería hacer los recuentos mientras camina diagonalmente a través del campo. Un adicional de 10 recuentos de 100 plantas cada uno debería ser examinado por cada 2 ha adicionales de cultivo. Una inspección post-cosecha de tubérculos también debería ser llevada a cabo (Cuadro 22).

Áfidos

Los inspectores deberían examinar la parte inferior de las hojas por áfidos, anotar su presencia y estimar el grado de infección. Las infecciones deberían ser registradas como leve (uno o dos áfidos sobre pocas plantas), moderada (pocos áfidos en la mayoría de las plantas) o severa (muchos áfidos en algunas plantas). Los inspectores deberían recomendar la destrucción del follaje de los cultivos con infecciones moderadas o severas.

Raleo (selección negativa)

Los productores pueden raleo todas las plantas obviamente infectadas para las cuales no habrá tolerancia máxima antes de la inspección. Los inspectores también

pueden ralear plantas mientras inspeccionan el cultivo pero deberían contar todas las plantas infectadas comparándolas con las tolerancias mostradas.

CUADRO 22

Tolerancias para la inspección de tubérculos (post-cosecha)

Enfermedad, plaga o defecto	Tolerancias individuales	Tolerancias de grupo
<i>Sarna verrugosa</i> (<i>Synchytrium endobioticum</i>)	Cero	Cero
<i>Nematodos</i>		
<i>Marchitamiento bacteriano</i>		
<i>Podredumbre anular</i>		
<i>Virus del tubérculo fusiforme</i>		
Escarabajo del Colorado		
Tizón (<i>Phytophthora infestans</i>)	1 %	5 %
Pie negro (<i>Erwinia carotovora</i> subsp. <i>atroseptica</i> o <i>Erwinia chrysanthemi</i> o ambas)		
Gotera (<i>Pythium ultimum</i>)		
Podredumbre rosada (<i>Phytophthora erythroseptica</i>)		
Podredumbre seca (<i>Fusarium</i> spp.)		
Gangrena (<i>Phoma</i> spp.)		
Sarna pulverulenta (<i>Spongospora subterranea</i>)	5 %	8 %
Viruela negra (<i>Rhizoctonia solani</i>)		
Sarna común (<i>Streptomyces</i> spp)		
Necrosis del tubérculo causada por razas de PVY	0.5 %	0.5 %
Tierra	2 %	2 %
Fuera de tipo – Tubérculo para semilla del campo	1 %	1 %
Fuera de tipo – Minitubérculos y microtubérculos	Cero	Cero

Destrucción del follaje

En general, el follaje debería ser destruido 3-4 semanas luego de la segunda inspección. Esto podría ser reducido a dos o aun una semana si los áfidos están presentes y si los tubérculos han engrosado a un tamaño suficiente.

Tamaño de tubérculo

El tamaño de semilla puede influenciar el rendimiento de tubérculos de un cultivo de papa. La emergencia de plantas, vigor, crecimiento y rendimiento de tubérculos están relacionados al tamaño de semilla. En general, tamaños grandes de semilla resultan en rendimiento total más alto que tamaños pequeños. Sin embargo, los beneficios de usar semilla de tamaño grande disminuyen a medida que el tamaño de semilla se incrementa por encima de 70 g. El tamaño óptimo de semilla depende de factores como la disponibilidad y costo de la semilla, densidad de plantas y precio de mercado del producto. En general, un tamaño de semilla de 40-70 g proveerá óptimos retornos. Semillas más pequeñas que 40 g son menos productivas que semillas más grandes. Semillas más grandes que 80 g incrementan los costos de semilla.

Microtubérculos y minitubérculos son más pequeños que los tubérculos para semilla convencionales pero su alta calidad sanitaria puede compensar por el

menor rendimiento de tubérculos esperado de un tamaño de semilla menor. El tamaño de microtubérculos a menudo oscila de 0 a 1 g; microtubérculos de por lo menos 0,5 g pueden ser plantados superficialmente a 3 cm de profundidad en el campo. Minitubérculos, cuyos tamaños a menudo oscilan de 0,5 a 30 g, pueden ser clasificados en dos tamaños para facilitar la plantación y uniformizar el manejo por clase de tamaño de semilla. El tamaño menor de los mimitubérculos que oscilan entre 0,5-5 g puede ser plantado a 3 cm de profundidad, mientras que los mini tubérculos de 5-35 g pueden ser plantados más profundo (Láminas 19 y 20).



Lámina 20
Esquejes de brotes de tubérculos



Lámina 21
Producción de minitubérculos en un sistema aeropónico

Bolsas

Las papas para semilla deberían ser almacenadas y transportadas en bolsas nuevas sin usar.

Boniato

Robert Mwangi

National Agricultural Research Organization (NARO), Namulonge, Uganda

Segundo Fuentes

Centro Internacional de la Papa (CIP), Lima, Perú

***Ipomoea batatas* (L.)
Convolvulaceae**

ORIGEN

El boniato, *Ipomoea batatas* (L.) Lam., fue domesticado en o cerca de Sudamérica alrededor de los años 8 000-6 000 AC. Colombia, Ecuador, Guatemala y el norte de Perú tienen la mayor diversidad en germoplasma de boniato. Existen centros de variabilidad secundaria en Papua Nueva Guinea, Filipinas y partes de África.

MODOS DE PROPAGACIÓN

El boniato puede reproducirse asexualmente por:

- i. raíces almacenadas que subsecuentemente brotan para dar plantas nuevas; y
- ii. esquejes de guías que forman raíces en los nudos, produciendo plantas hijas.

El boniato también puede reproducirse sexualmente por semilla, pero esto es usado solamente para propósitos de mejoramiento genético. El boniato es perenne pero es cultivado como anual mediante guías y raíces. Tiene un fotoperíodo de 11,5 horas de duración del día o menos para promover la floración, aunque con un día de 13,5 horas, la floración cesa pero el rendimiento de la raíz de almacenamiento no es afectado. Los días cortos con luz de baja intensidad promueven el desarrollo radicular.

La tasa reproductiva estimada en boniato usando esquejes de guías es de 1:15 a 1:20. En condiciones óptimas, una plántula de cultivo de tejidos puede producir 64 000 esquejes, lo cual es suficiente para plantar una parcela de campo de 800 m² en un año.

PLAGAS Y ENFERMEDADES

Un amplio rango de organismos patógenos atacan a la planta de boniato. Aunque la mayoría están ampliamente difundidos, los niveles de daño que provocan son

variables. Estos organismos incluyen a virus, hongos y bacterias, y daño causado por nematodos.

Globalmente, por lo menos se conocen 20 virus que infectan al boniato individualmente o como infecciones mezcladas. El virus del moteado plumoso del boniato (SPFMV) es el más común. En infecciones mezcladas, el virus del enanismo clorótico del boniato (SPCSV) puede estar asociado con la enfermedad severa del virus del boniato (SPV), la enfermedad del boniato más importante en África. Otros virus incluyen: virus del moteado suave del boniato (SPMMV), virus latente del boniato (SPLV), virus de las manchas cloróticas del boniato (SPCFV), virus G del boniato (SPVG) y virus del enrollamiento de la hoja del boniato (SPLCV). Las moscas blancas y los áfidos actúan como vectores de algunos virus.

Las enfermedades bacterianas pueden ser económicamente dañinas e incluyen a la podredumbre bacteriana de tallo y raíz (*Dickeya dadantii*) en algunas partes del mundo. El marchitamiento bacteriano (*Pseudomonas solanacearum*) es importante en el sur de China y la podredumbre del suelo (*Streptomyces ipomoea*) es importante en parte de Estados Unidos de América y Japón. Medidas de control como una buena sanidad del cultivo y variedades resistentes son recomendaciones comunes.

Los nematodos de la raíz (RKNs – *Meloidogyne* spp.) ocurren a nivel mundial (Lámina 21). Lo extensivo de los RKNs y sus interacciones con hongos



Lámina 22
Nematodo de la raíz

y bacterias patogénicos en los complejos de enfermedades de plantas, clasifican a los RKNs entre las principales plagas. Los nematodos atacan al boniato causando raquitismo, follaje amarillo, producción anormal de flores, inflamaciones redondas a fusiformes (agallas), sistema radicular necrótico y bajos rendimientos. Más de 50 especies de RKNs han sido descritas, pero *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. hapla* explican globalmente más del 95 por ciento.

A nivel mundial, hay por lo menos 270 especies de insectos y 17 especies de arañuelas que se alimentan del boniato. Los insectos plagas se categorizan en desfoliadores, transmisores de virus, barrenadores de tallo y consumidores de raíces. Los gorgojos del boniato, *Cylas* spp., (Lámina 22) son las principales plagas. A nivel mundial hay tres principales gorgojos económicamente importantes: *Cylas formicarius* ocurre globalmente, mientras que *C. puncticollis* y *C. brunneus* son las principales especies en África. El gorgojo de India Occidental del boniato,

Euscepes postfasciatus, ocurre en América Central y del Sur, el Caribe y las islas del Pacífico.

El estado más perjudicial de los gorgojos es el estado de larva. Las larvas atacan mayormente los tallos y las partes subterráneas, pero pueden alimentarse también de hojas. Los adultos de los gorgojos ponen huevos en la base de las guías y en raíces expuestas, mientras que las larvas barrenan a través de las raíces de almacenamiento causando pérdidas económicas importantes. El daño causado por larvas y adultos también estimula la producción de fitoalexinas de terpeno, lo cual hace a las raíces de almacenamiento tóxicas para el consumo humano. La población de gorgojos y su daño son más prevalentes durante las estaciones secas, probablemente porque la sequía incrementa el rajado del suelo, exponiendo de este modo las raíces a los gorgojos.



S.M.T. CIP 2006

Lámina 23
Gorgojo del boniato

PROTOCOLO PARA LA PRODUCCIÓN DE MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Facilidades y equipo

Se siguen protocolos establecidos, incluyendo aquellos específicos para una región o país o aquellos desarrollados por el Centro Internacional de la Papa (CIP), para limpiar material de boniato derivado de varias fuentes incluyendo el campo, umbráculo o cultivo de tejidos. Los producen plántulas indexadas por virus para uso local, regional o internacional (Figuras 1 y 2). Las facilidades importantes incluyen invernáculos bien equipados o umbráculos, laboratorios para cultivo de tejidos, equipo para detección de virus y plantas indicadoras para indexar virus. El equipo básico para cultivo de tejidos incluye: autoclave, cámara de flujo laminar, medidor de pH, balanzas sensibles, refrigeradores y estufas. Una habitación para crecimiento de plántulas *in vitro* puede ser construida localmente. El tamaño de los campos para multiplicación e incremento de los lotes de plantas limpias depende de la demanda por materiales de propagación y la capacidad del país, organización o agente para cumplir con la demanda.

PRÁCTICAS AGRONÓMICAS

En los trópicos, el boniato es propagado mediante esquejes de guías, pero en las regiones templadas también puede ser cultivado mediante brotes enraizados (plantín) extraídos de raíces de almacenamiento estratificadas. Los esquejes apicales de 30-45 cm de largo son plantados insertándolos inclinados en el suelo. En algunas partes de África Oriental, los esquejes pueden ser dejados marchitar o a la sombra por unos pocos días. En la India, la porción central del esqueje es enterrada en el suelo, dejando un nudo expuesto en cada extremo.

Los brotes se obtienen plantando juntas raíces de tamaño pequeño o mediano en camas de vivero. Los brotes resultantes son removidos de las raíces de almacenamiento cuando tienen 22-30 cm de largo y son plantados en el campo.

Los esquejes y brotes son plantados en montículos, camellones o en plano si el suelo es profundo y bien drenado. Los montículos se usan extensivamente en los trópicos, especialmente donde la napa freática es alta. Montículos de 60 cm de alto y separados a 90-120 cm son plantados con tres o más esquejes. Preparar camellones es adecuado para la preparación mecánica del suelo. Los camellones son de unos 45 cm de alto y se separan a 90-120 cm, plantándose los esquejes a intervalos de 30 cm.

El boniato es a menudo el cultivo principal en un ciclo de rotación. La excepción es en suelos muy fértiles donde plantar boniato al comienzo de la rotación debe ser evitado, ya que un excesivo crecimiento vegetativo ocurre a expensas de la formación de raíces de almacenamiento.

SEGUIMIENTO DEL CULTIVO DE SEMILLAS

Un cultivo de boniato para producción de material de propagación (semilla), cuando está bien establecido con buen crecimiento de guías, debería ser cuidadosamente inspeccionado por un fitomejorador experimentado, inspector de semillas u otro personal entrenado para detectar plantas fuera de tipo dentro de una variedad. Adicionalmente, todas las plantaciones son sometidas a inspección por pureza varietal por la autoridad apropiada durante la estación de crecimiento.

MÉTODOS DE INSPECCIÓN

Las inspecciones de campo son conducidas antes y durante la cosecha para identificar montículos de alto rendimiento y forma deseable, y para detectar plantas fuera de tipo, mezclas varietales, enfermedades y plagas serias. Los resultados de las inspecciones permiten una selección positiva de raíces o guías que sirven como semilla del mejorador para plantar el cultivo de la próxima estación. Las inspecciones a campo son conducidas para que coincidan con el momento en el cual las enfermedades son más conspicuas, tal como un mes después de plantar cuando el SPVD puede ser claramente identificado. Una inspección representativa de un campo grande incluye un 1 por ciento del campo tomado al azar en cuatro lugares diferentes. Para campos más chicos, se puede inspeccionar un porcentaje más grande.

COSECHA

A la cosecha, las raíces son desenterradas del suelo y cada montículo es manejado y clasificado separadamente. Solamente son seleccionados aquellos montículos que tengan alto rendimiento de raíces bien formadas y estén libres de cualquier defecto. Solamente las guías libres de enfermedades son cortadas para servir como semilla del mejorador.

ALMACENAMIENTO

El manejo post-cosecha incluye el curado de las raíces para semilla y un adecuado saneamiento, lo cual requiere la remoción de todos los boniatos viejos

y la fumigación del depósito antes de almacenar las nuevas raíces. El polvo y los desechos del área de clasificación y embalaje no deben entrar en contacto con las raíces para semilla o guías. Las guías deben ser almacenadas en lugares bien ventilados y sombreados antes de ser plantadas. Todas las raíces almacenadas y guías para semilla deben ser transportadas en bolsas de red o en envases bien ventilados para evitar el daño por exceso de calor debido a la respiración y un embalaje apretado (Cuadro 23).

PROTOCOLO DEL PROGRAMA DE MULTIPLICACIÓN

La semilla del mejorador es la categoría de calidad más alta de todas las variedades oficialmente liberadas en un país y, por lo tanto, es producida y mantenida por el mejorador de boniato. La semilla del mejorador es cuidadosamente mantenida hasta el próximo ciclo de multiplicación, cuando es repetida. Las directrices para la producción de semilla fundación, registrada y certificada son generalmente las mismas. Las directrices se refieren a requerimientos de tierras, inspecciones y normas de campo, semillas y planta de procesamiento (Cuadro 24).

CUADRO 24

Tolerancias máximas para enfermedades, daño de insectos y normas de calidad interna para las categorías Fundación, Registrada, Certificada y SCD de boniato

Normas	Fundación (Generación 1)	Registrada (Generación 2) %	Certificada (Generación 3)	SCD ² (Generación 4) %
Podredumbre negra	Nada	Nada	0.10	0.50
Nematodos de raíz	Nada	0.20 %	0.50	1.00
Viruela	Nada	Nada	0.10	0.50
Gusanos de alambre	1.00 %	2.00 %	5.00	10.00
Marchitamiento	Nada	Nada	0.10	0.50
Viruela-SSR ¹	Nada	5.00 %	5.00	10.00
Virus del boniato:				
Mosaico y enanismo	Nada	Nada	Nada	1
Enrollamiento foliar	Nada	Nada	Nada	5
Otros (por ej., color púrpura de las hojas viejas, manchas cloróticas, aclaramiento de nervaduras)	Nada	Nada	Nada	5
Otras variedades (pureza varietal)	Nada	Nada	Nada	2
Podredumbre del almacenamiento	Nada	Nada	Nada	Nada
Gorgojo del boniato	Nada	Nada	Nada	Nada

¹La semilla con viruela será etiquetada como podredumbre del suelo por *Streptomyces* (viruela) debajo de 5 por ciento. Para semilla fundación, registrada y certificada no deberían haber desórdenes fisiológicos, mezclas varietales o tubérculos podridos.

² Semilla de calidad declarada

CUADRO 23

Cuadro resumen de normas

Largo de guía	25 cm
Tolerancia por otras variedades (pureza varietal)	2 %
Tolerancia por plagas y enfermedades	
Podredumbre negra	0,5 %
Nematodos de raíces (RKNs)	1 %
Viruela del boniato	0 %
Gusanos alambre	10 %
Marchitamiento	0,5 %
Viruela SSR	10 %
Virus del mosaico y enanismo	1 %
Enrollamiento foliar (SPLCV)	5 %
Otros virus (por ej., color púrpura de las hojas viejas, manchas cloróticas, aclaramiento de nervaduras)	5 %
Podredumbre del almacenamiento	Nada
Gorgojo del boniato	Nada

El boniato cultivado para certificación es manejado de la misma manera que el cultivo comercial con las siguientes excepciones:

- las plantas que muestren alguna mutación o síntomas son descartadas;
- se sigue una rotación de 4 años;
- solamente esquejes de guías pueden ser usados para producir semilla fundación;
- los campos a ser certificados deben tener por lo menos una inspección de campo por un funcionario relevante durante la estación de crecimiento (Figura 4).

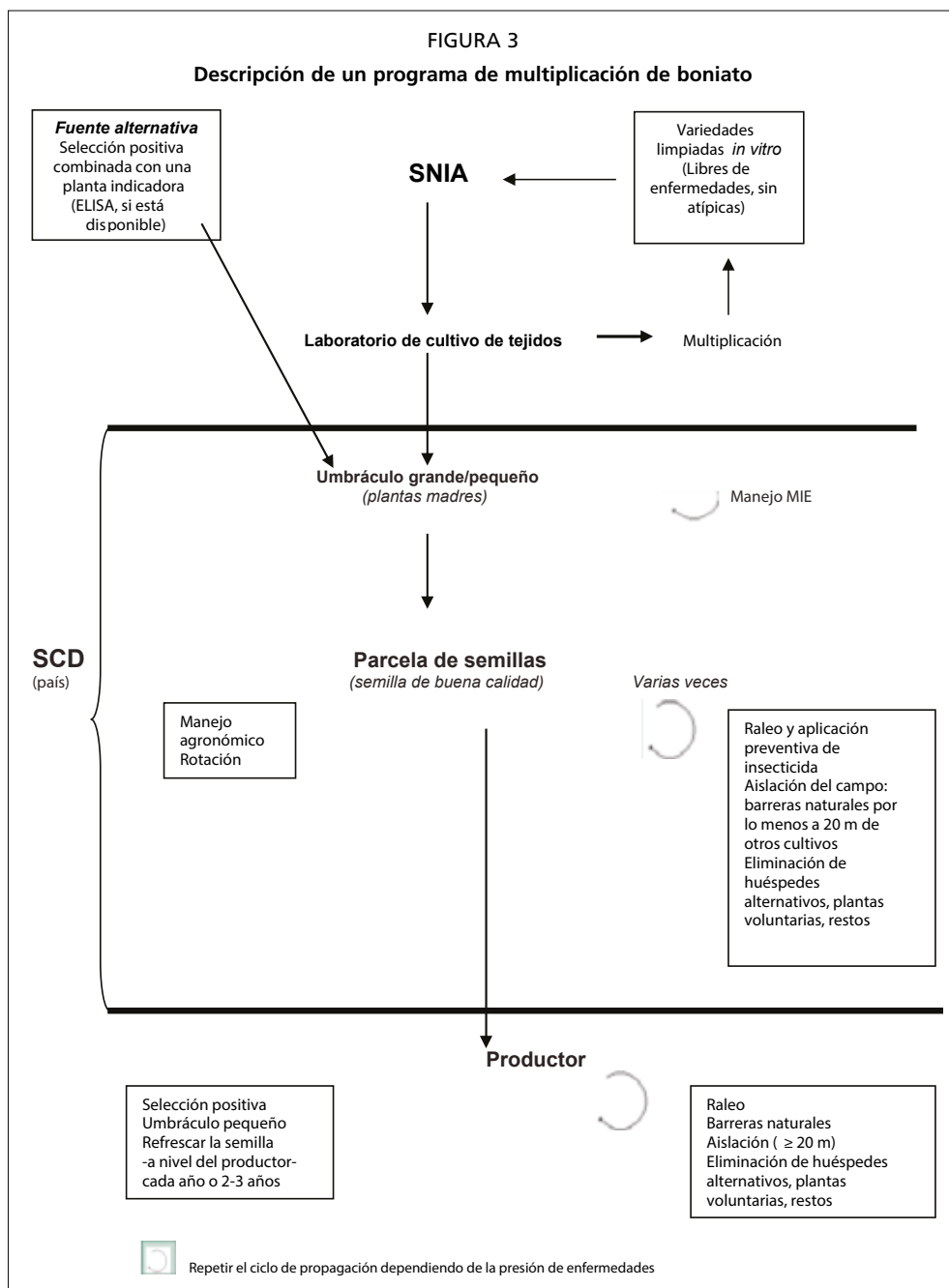
MATERIALES PARA UNA RÁPIDA MULTIPLICACIÓN

Fertilizante

Se aplica NPK 17-17-17 a una tasa de 42 g/m² luego de plantar. Se aplica urea a una tasa de 13 g/m² luego de cada cosecha de esquejes, seguido de un riego ligero. Se aplica estiércol a 2,5 kg/m² como estiércol de corral antes de plantar. El estiércol debería estar bien descompuesto.

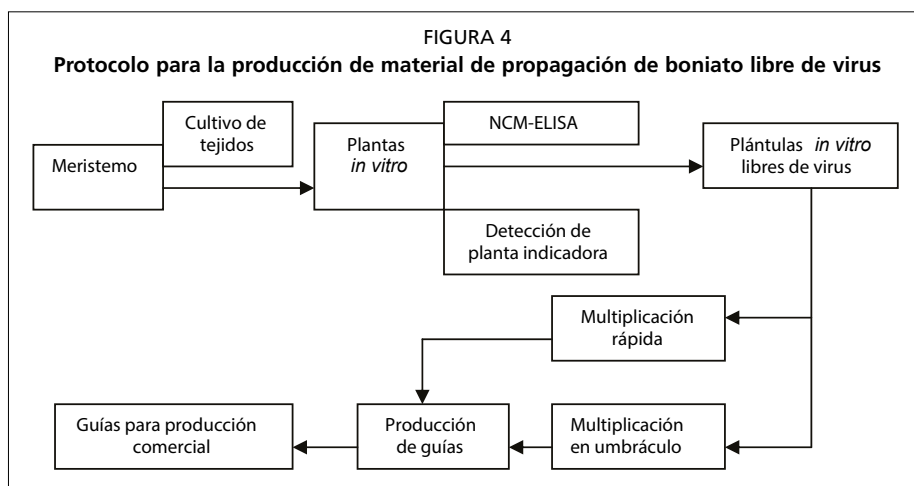
Insecticidas

Donde la presencia de gorgojos esté probada, los esquejes deben ser sumergidos en una solución de insecticida sistémico durante varios minutos antes de plantar, de acuerdo con la legislación nacional. Esto es realizado para asegurar la eliminación de todos los estadios del gorgojo y proveer de cierta protección a las plantas jóvenes. Para controlar áfidos, moscas blancas o arañuelas, se pueden aplicar acaricidas o pesticidas alternativos disponibles en el mercado y vigentes, siguiendo la dosis y método de aplicación recomendados.



Fungicidas vigentes

Fungicidas sistémicos vigentes pueden ser aplicados siguiendo la dosis recomendada, solamente cuando aparecen síntomas de enfermedades.



Variedades

Se necesitan identificar variedades apropiadas para multiplicación rápida.

Esquejes

Se toman esquejes de tres nudos cuyas hojas fueron previamente removidas. Los esquejes apicales o terminales se plantan separadamente.

Preparación de las camas de vivero

Las camas son de 10 m de largo, 1,2 m de ancho y 20 cm de alto. El fertilizante (17-17-17), estiércol (2,5 kg/m²) e insecticida se aplican y mezclan completamente con el suelo antes de plantar.

PREPARACIÓN DEL MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Se toman los esquejes de plantas madre vigorosas luego de unos tres meses. Se remueven las hojas de las guías. Se preparan esquejes de tres nudos de todas partes de la guía. Los esquejes apicales con tres nudos se plantan separadamente. Si existe riesgo probado de infestación con gorgojos, los esquejes son sumergidos en una solución de un insecticida sistémico antes de plantar.

Plantación

Densidad: 50 esquejes/m² (0,2 m entre filas x 0,1 m en la fila). Los esquejes se plantan erectos con dos nudos debajo de la superficie del suelo.

PRÁCTICAS CULTURALES

Regar dos o tres veces por día, temprano en la mañana y a última hora de la tarde con una manguera o regadera.

Controlar las malezas periódicamente para mantener a las camas libres de malezas.

Ralear todas las plantas enfermas tan pronto son identificadas.

Sombrear las camas del vivero cuando hay luz solar excesiva o calor, usando esteras u otros materiales disponibles localmente. Quitar las esteras cuando se caen las primeras hojas. Evitar mantener las esteras por más de dos semanas para prevenir la etiolación.

Cortar (cosechar) las guías con esquejes apicales (25 cm de largo) 5 cm por encima del nivel del suelo, dejando algunos nudos en los tallos para permitir más producción de esquejes desde los brotes axilares. El procedimiento de cortar por encima de la superficie del suelo tiene una chance de 98 por ciento de seleccionar plantas libres de gorgojos.

La información a ser recabada en las camas de multiplicación rápida incluye:

- porcentaje de brotado o implantación (dos semanas luego de plantar);
- fechas de cosecha (cortes) de los esquejes apicales;
- número de esquejes apicales cosechados;
- porcentaje de éxito en el enraizamiento (sobrevivencia en campo abierto); y
- reacción de los esquejes en campo abierto relacionado al rendimiento.

Malanga

Mary Taylor

Secretariat of the Pacific Community, Suva, Fiji

Colocasia esculenta (L.) Schott

Araceae

Malanga, *Colocasia esculenta* (L.) Schott es un cultivo de raíces de la familia de las monocotiledóneas Aráceae (Matthews, 1995). Es un cultivo alimenticio ampliamente distribuido, localmente importante en muchas partes de los trópicos húmedos y sub-trópicos, pero también es cultivado en zonas templadas. Hasta hace relativamente poco, se aceptaba que el centro de origen y domesticación de *Colocasia* era el sudeste de Asia (Plucknett, 1976), con Papua Nueva Guinea como el principal centro de diversidad. Sin embargo, el consenso actual es que la mayoría de los cultivares encontrados a lo largo del Pacífico fueron domesticados a partir de fuentes silvestres en Melanesia (Plucknett *et al.*, 1970; Kuruvilla and Singh, 1981). Con la domesticación también ocurriendo en el sudeste de Asia y la separación entre las masas de tierra en Sundra y Sahull, se desarrollaron dos reservorios de genes (Matthews 2003; Lebot *et al.*, 2005a).

Se reconocen dos variedades botánicas de malanga: *C. esculenta* var. *esculenta* conocida comúnmente como dasheen, y *C. esculenta* var. *antiquorum* (Lámina 23), conocida comúnmente como eddoe (Purseglove, 1972). Las variedades dasheen, con cormos centrales grandes, chupones o estolones son dominantes en el Pacífico, mientras que el tipo eddoe con cormo central pequeño y un gran número de pequeños cormillos se encuentra principalmente en Asia. En años recientes, esta separación de malangas cultivadas ha sido objetada (Hay, 1998a) y hoy la literatura se refiere a menudo a cormo grande (tipo dasheen) y cormo pequeño (tipo eddoe) o tipos intermedios.



Lámina 24

Tubérculos de cormo pequeño (tipo eddoe) a menudo referido como *Colocasia esculenta* var. *antiquorum*.

MÉTODOS DE PROPAGACIÓN

La malanga es un cultivo de propagación vegetativa. Las plantas son monoicas, siendo la floración y la formación de semilla comunes a las malangas silvestres y naturalizadas. Sin embargo, la información referida a la dispersión de semilla y germinación es limitada (Matthews, 1977). La malanga puede ser inducida a producir semilla mediante la aplicación de ácido giberélico, una práctica utilizada en los programas de mejoramiento genético. Para propagación, los agricultores usan comúnmente *headsetts (tops)* o chupones en el tipo dasheen o cormillos en el tipo eddoe. Algunas malangas producen tallos rastreros o estolones que también pueden ser usados como material de propagación. Los *headsett* o chupones grandes se implantan rápidamente, resultando en plantas vigorosas. La tasa de proliferación para los tipos dasheen (chupones) y eddoe (cormillos) depende del genotipo, pero puede ser influenciada por prácticas agronómicas. Cormos enteros pueden ser usados para incrementar el material de propagación mediante el corte de cormos o la producción de *minisett*.

PLAGAS Y PATÓGENOS

La malanga es atacada por una amplia serie de insectos plaga, siendo la más seria de todas el escarabajo de la malanga, *Papuana* spp. (Theunis and Aloali'i, 1999). Los escarabajos adultos se alimentan de los cormos, causando un daño significativo. Los síntomas en la parte aérea varían con la edad de la planta. La malanga también es atacada por hongos, bacterias, nematodos y virus, alguno de los cuales causan serias enfermedades (Jackson, 1980). Infestaciones fuertes de *Tarophagus proserpina* (langosta de la malanga) pueden causar el marchitamiento de



TAYLOR, 2006

Lámina 25

Tizón foliar de la malanga causado por Phytophthora colocasiae

plantas y, excepcionalmente, la muerte, pero lo más importante es que transmiten virus, concretamente el virus de la enfermedad Bobone de la malanga (CBDV) y posiblemente el virus de la clorosis de las nervaduras de la malanga (TaVCCV). El tizón foliar de la malanga (TLB), causado por *Phytophthora colocasiae*, está ampliamente difundido a lo largo de Asia y el Pacífico (Lámina 24). El control cultural es intensivo en mano de obra y el control químico es difícil y costoso. El uso de variedades tolerantes/resistentes es el único enfoque sostenible para manejar el TLB.

La podredumbre seca del cormo, causada por *Pythium* spp., puede tener un impacto significativo en la planta dependiendo de su edad y de si la malanga se cultiva en humedales o como cultivo de secano. Un material de propagación sano, almacenado por 4-5 días y luego inspeccionado por podredumbre, es la mejor forma de control.

Se conocen varios virus que infectan la malanga. El más común es el virus del mosaico de la malanga dasheen (DsMV), el cual es fácilmente transmitido por áfidos (Lámina 25). Puede ser eliminado por cultivo de meristemos pero los síntomas aparecen rápidamente en la propagación a campo. El badnavirus baciliforme de la malanga (TaBV), aunque está ampliamente difundido, tiene poco impacto sobre el crecimiento. Sin embargo, se piensa que está involucrado en el serio complejo viral Alomae. El CBDV, restringido a Papua Nueva Guinea y las Islas Salomón, se informa que está asociado con



TAYLOR, 2006

Lámina 26

Planta de malanga infectada con el potyvirus del mosaico Dasheen (DsMV).

las dos enfermedades virales más devastadoras de la malanga, Alomae y Bobone. Las plantas se recuperan de una infección de Bobone, pero no de Alomae, la cual es una enfermedad letal, restringida a Papua Nueva Guinea y las Islas Salomón. Es crucial la destrucción de las plantas infectadas, ya que la enfermedad se propaga rápidamente y destruye la plantación entera. La infección con ambas CBDV y TaBV ha sido considerada la causa de Alomae, pero algunas plantas pueden ser infectadas con ambos virus y no desarrollar Alomae (Revill *et al.*, 2005). Con el TaVCV las hojas muestran una clorosis distinta en las nervaduras, más pronunciada que la clorosis de las nervaduras asociada con el TaBV. Por contraste, la infección con el CBDV (el cual es un rhabdovirus), las agallas no están presentes en las láminas de las hojas y los pecíolos, y las plantas en general no están atrofiadas. El reovirus de la malanga (TaRV) ha sido detectado solamente con otros virus, significando que es posible que el TaRV no sea un serio patógeno de la malanga (Revill *et al.*, 2005).

Se recomienda enfáticamente la remoción y subsecuente quemado o enterrado de las plantas infectadas por todos los virus, ya que las plantas sirven como fuente de infección. Las directrices recomiendan que todos los traslados de malanga deberían ser como plántulas estériles, probadas por virus, creciendo en un medio de cultivo de tejidos (Zettler *et al.*, 1989). Más información sobre plagas y enfermedades de malanga puede ser obtenida en TaroPest, una guía ilustrada sobre plagas y enfermedades de malanga en el sur del Pacífico (Carmichael *et al.*, 2008).

PROTOCOLO PARA LA PRODUCCIÓN DE MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Hay esencialmente cinco tipos de material de propagación de taro: *headsetts/tops* o chupones, cormillos, trozos de cormo o *minisetts*, tallos rastreros o estolones y plántulas de cultivo de tejidos. El material de propagación se produce generalmente en el campo al mismo tiempo que el cultivo, lo cual significa que las mejores prácticas usadas para la producción de malanga también beneficiarán al material de propagación. El protocolo para la reproducción de material de propagación de malanga se ilustra en la Figura 5.



TAYLOR, 2006

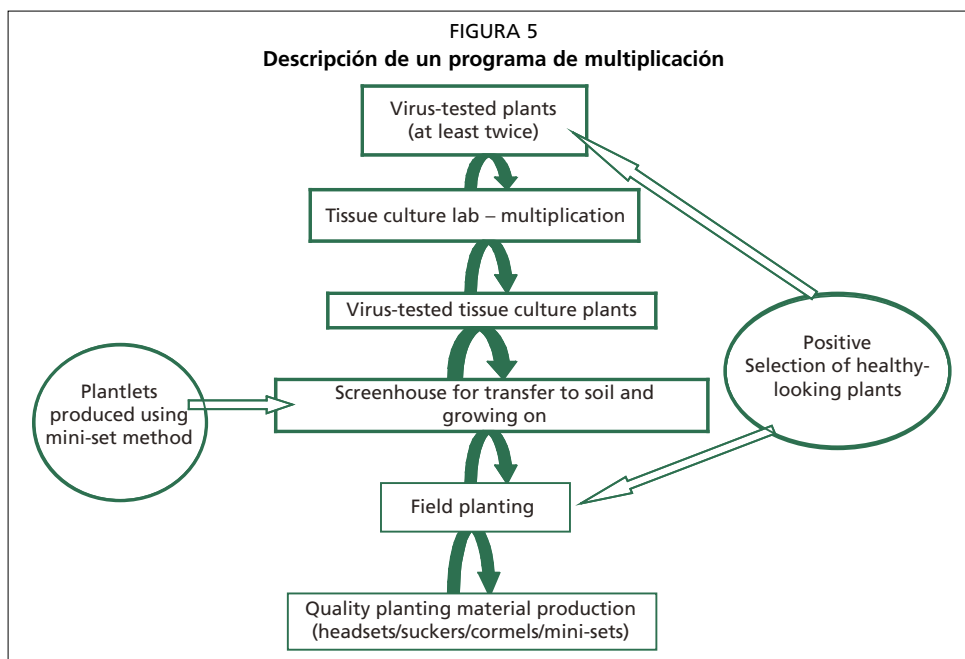
Lámina 27

Plantas de malanga de cultivo de tejidos probadas por virus como fuente de material de propagación.

ORIGEN DEL MATERIAL

El origen del material de propagación (plantas madres) debería ser tanto plantas de cultivo de tejidos probadas por virus (Lámina 26) como plantas identificadas a través de selección positiva de plantas sanas, libres de enfermedades y libres de plagas. Las plantas de cultivo de tejidos probadas por virus serían preferibles ya que algunos virus de la malanga son asintomáticos, lo cual podría afectar la eficiencia de la selección positiva. Si se usan plantas de cultivos de tejidos probadas por virus, se debería suministrar documentación que

detalle cuales fueron los virus probados, la frecuencia del estudio y que métodos se utilizaron.



Cinco virus han sido registrados en malanga, pero su presencia puede ser específica de cada país. Los registros de cada país deberían ser examinados para determinar que virus son importantes. Es aconsejable muestrear todo el material almacenado y analizarlo por virus por lo menos dos veces, antes que un gran número de plantas proliferen. Estas plantas pueden entonces ser cultivadas para producir *headsets*, chupones y/o *minisets* a partir de cormos o cormillos. Cada

minisett debería pesar 20-50 g y poseer por lo menos una yema axilar. Deberían ser empolvados con ceniza de madera o una mezcla vigente de fungicidas para reducir la podredumbre, luego de los cual son plantados en una cama de vivero o en un umbráculo (como las plantas de cultivo de tejidos) hasta que las plantas brotadas estén prontas para plantarlas a campo.

FACILIDADES Y EQUIPO

Es esencial un umbráculo para la aclimatación de las plantas de cultivo de tejidos antes de ser trasladadas al campo. También es necesario un umbráculo para cultivar pequeños chupones o cormillos, y para manejar el método *minisett*. Las herramientas para cortar, como los cuchillos, deben ser mantenidos limpios para prevenir la propagación de plagas y enfermedades. El cuchillo puede ser sumergido en una solución diluida de lavandina entre cada corte (Lámina 27).

REQUERIMIENTOS DE CAMPO

Los beneficios completos del uso de plantas madres libres de enfermedades solo pueden ser alcanzados si las plantas son cultivadas en un ambiente libre de enfermedades y plagas. Se aconsejan por lo menos dos meses de barbecho con dos laboreos para reducir los patógenos causantes de enfermedades en la malanga, aunque un año es preferible. La malanga crecerá en un amplio rango de tipos de suelos, desde los franco arcillosos pesados a los suelos volcánicos livianos. Sin embargo, la calidad y rendimiento mejorarán con un suelo friable, fértil, que tenga alta capacidad de agua y que sea rico en materia orgánica. Es preferible un suelo ligeramente ácido (un rango de pH de 5,5 a 6,5) con moderado contenido de arcillas. El mantenimiento de los niveles de calcio disponible a las concentraciones recomendadas prevendrá el desarrollo de la podredumbre del cormo por *Pythium*. Idealmente, los niveles de calcio deberían ser monitoreados mediante análisis foliar a lo largo del crecimiento del cultivo.

Inspección de campo

Los campos y viveros deberían ser inspeccionados regularmente para asegurar que no hubiera un brote de ninguna plaga o enfermedad que podría impactar sobre la calidad del material de plantación. Las plantas enfermas deben ser eliminadas del campo y del vivero. La inspección debería ocurrir poco después de plantar (dentro de dos semanas) y luego a los tres meses y justo antes de la cosecha estimada (a los seis meses). El número de plantas a ser inspeccionadas estará influenciado por el tamaño del campo o vivero.



TAYLOR, 2006

Lámina 28

Preparación de chupones del tipo dasheen referido como Colocasia esculenta var. esculenta para ser plantados.

El vivero en un umbráculo debería ser mantenido limpio y libre de material vegetal en descomposición o muerto. La arañuela roja puede ser un problema y, por lo tanto, una aplicación regular de acaricida puede ser necesaria.

PRÁCTICAS AGRONÓMICAS

El campo de malanga debería ser mantenido libre de malezas luego de plantar, para reducir la incidencia de plagas y enfermedades. Las plantas de cultivo de tejidos solo pueden ser transferidas al campo luego de 6-8 semanas en el umbráculo, cuando hayan sido completamente climatizadas. Una vez que están prontas para ser transferidas al campo, pueden ser plantadas al mismo espaciamiento usado para *headsetts* y chupones, generalmente 1,0 m por 1,0-1,5 m. Las aplicaciones de nitrógeno y potasio deberían comenzar luego que se hubieran formado un mínimo de dos hojas y deberían ser hechas en varias aplicaciones pequeñas durante los primeros dos tercios del ciclo de la planta. Idealmente, se deberían conducir análisis de suelo y foliar para determinar las dosis requeridas, con una meta para el N y K generalmente en el rango de 55-90 kg/ha. Suelos permanentemente húmedos son preferibles. Idealmente, el riego se debería aplicar justo luego de plantar y una semana más tarde. El riego subsecuente puede ser aplicado a intervalos de 12-15 días, dependiendo de la capacidad de retención de agua del suelo. Se requerirán unas 9-12 aplicaciones de riego para el cultivo, aunque el riego debería ser detenido 3-4 semanas antes de la cosecha. En el caso de cultivos de secano, si hay una sequía prolongada, se requiere riego suplementario, especialmente para el tipo eddoe.

COSECHA

El material de propagación puede ser agrupado de acuerdo a su tamaño en la etapa de cosecha, ya que puede haber variación en el tamaño final. Los cormos de malanga pueden permanecer en la tierra luego de que los chupones han sido cosechados, y proveerán 5-10 chupones más a lo largo del tiempo. Es importante arrimar tierra contra los costados de la malanga, junto con una ligera aplicación de fertilizante. El material visiblemente dañado o muerto debería ser descartado adecuadamente a la cosecha.

Tratamientos post-cosecha

Luego de la cosecha, los chupones/*headsetts* son recortados, lavados cuidadosamente con agua limpia e inmersos en un desinfectante como hipoclorito de sodio al 0,5 por ciento (totalmente sumergidos durante un minuto cronometrado), luego son removidos, escurridos y puestos a secar en un área fresca y limpia. Los *headsetts* son retenidos por 4-5 días para permitir que la peridermis lastimada se forme sobre las superficies cortadas y para permitir el descarte de cualquier despunte enfermo (CTAHR, 1997). Similarmente los cormillos son dejados en un lugar fresco y seco por 1-2 días.

El área de «retención» debería ser fresca, limpia, seca, bien ventilada y fuera de la luz solar directa. El material de propagación también debería ser elevado

durante este lapso para evitar contacto con hormigas u otras plagas. Los cormillos pueden ser mantenidos en arena extendida sobre el piso para evitar que se pudran.

ALMACENAMIENTO Y TRANSPORTE

Antes de plantar, los *headsett*/chupones son mantenidos por 4-5 días, y los cormillos son mantenidos por 1-2 días en un área bien ventilada. Un almacenamiento más largo no es ideal. Para el transporte, no hay un sistema recetado pero se deben tomar precauciones: evitar daño físico, contusiones, contaminación con microbios y deterioro; proveer una adecuada ventilación para respiración e intercambio de gases; y proveer protección del sol.

NORMAS DE CALIDAD PARA EL MATERIAL DE PROPAGACIÓN

Tamaño y peso

El tamaño óptimo de un *headsett* o chupón no debería ser menor a 5 cm de diámetro en la base del pecíolo. Los *headsetts* son preparados cortando el pedúnculo foliar a 1-2 cm por debajo de la parte superior del cormo madre, removiendo todas las hojas muertas y las bases exteriores del pecíolo, y finalmente recortando una pequeña porción de la planta para hacerla más prolija, con un largo final del *headsett* de unos 15-20 cm. Los chupones deberían ser tratados en la misma forma que los *headsetts*. Para los cormillos, el tamaño preferido es de 30-50 g.

Tolerancias/riesgos

El traslado de la malanga de un país a otro debería hacerse solamente como plantas de cultivo de tejidos probadas por virus. Sin embargo, dentro de países, el grado en el cual una plaga y/o una enfermedad están presentes es específico de la localidad. Por ejemplo, en Fiji, el escarabajo de la malanga es un problema en una isla pero no en otra. Por lo tanto, el material de propagación para la isla que está libre del escarabajo no debería ser originario de la isla donde el escarabajo de la malanga existe. Varias plagas y enfermedades de la malanga tienen la habilidad de perjudicar significativamente la comercialización del cultivo o destruirlo completamente. Por lo tanto, el producto suministrado debería ser producido en áreas libres de esas plagas y enfermedades (tolerancia cero). En el caso de los virus, las plantas madre deberían provenir de plantas probadas por virus, certificadas como libres de virus. Las plagas y enfermedades para las cuales debería haber tolerancia cero son:

- escarabajo de la malanga
- TLB
- CBDV
- *Alomae*
- *pythium*

Entre las plagas y enfermedades descritas anteriormente, algunas se sabe que están ampliamente difundidas a nivel global, otras acaban de ser encontradas en el Pacífico, pero podrían existir en otro lado. Sin embargo, el nivel de tolerancia

aceptable para estas plagas y enfermedades dependería del grado en el cual están presentes en el país.

Pureza varietal

Por lo menos un 98 por ciento de las plantas de malanga deben concordar con las características del padre respectivo.

Germinación

La norma mínima para *headsetts* y cormillos debería ser 99 por ciento y 95 por ciento de germinación, respectivamente (Cuadro 25).

CUADRO 25

Cuadro resumen de normas

Norma	Headsett/chupón	Cormillo
Tamaño	5 cm de diámetro, en la base del pecíolo	30–50 g
Pureza varietal (mínimo)		98 %
Germinación (mínimo)	99 %	95 %
Tolerancias para plagas y enfermedades: escarabajo de la malanga, TLB, CBDV, aloma, pythium	0 %	

Ñame

Malachy Akoroda

University of Ibadan, Ibadan, Nigeria

***Dioscorea* spp.**

Dioscoreaceae

Las principales especies del género *Dioscorea* comúnmente utilizadas para consumo humano incluyen a: *D. rotundata* Poir., *D. cayenensis* Lam., *D. alata* L., *D. bulbifera* L., *D. esculenta* (Lour) Burk., *D. dumetorum* (Kunth) Pax., *D. trifida* L., *D. japonica* Thunb., *D. hispida* Dennst., y *D. opposita* Thunb.

Sin embargo, solamente dos especies, *D. rotundata* (ñame blanco) y *D. alata* (ñame de agua o ñame de Lisboa) explican más de cuatro quintos del ñame comestible consumido a nivel mundial tanto en términos de tonelaje como de difusión sobre las principales áreas de consumo. En África Occidental, la cual produce alrededor del 95 por ciento del producto mundial de ñames comestibles, se utilizan ambas especies, pero *D. rotundata* es predominante y reverenciada. En algunos países *D. alata* domina en un 60 por ciento, como en Costa de Marfil (Okonkwo *et al.*, 2004).

ORIGEN GEOGRÁFICO Y DISTRIBUCIÓN

Los ñames son mayormente pan-tropicales en su distribución. África, la cual tiene 83 por ciento de las áreas cultivadas, tiene los principales países productores, especialmente Benin, Costa de Marfil, Ghana, Guinea, Nigeria y Togo. En 2005, la producción global de ñame fue de 49,3 millones de toneladas en 4,5 millones de ha, 96 por ciento de las cuales estaban en África tropical. Nigeria sola explica un 70 por ciento de la producción mundial. Es el segundo cultivo de raíz/tubérculo más importante en África, con una producción que alcanza apenas por debajo de un tercio el nivel de la mandioca. Las otras principales áreas productoras están en Sudamérica, mayormente en Brasil y Colombia; las islas caribeñas de Cuba, Haití y Jamaica; Filipinas y Japón en el sudeste de Asia; y Portugal el cual es el único país europeo que produce ñame. Los rendimientos brutos de tubérculo fresco promedian en general 10,85 t/ha.

MEDIOS DE REPRODUCCIÓN

Los ñames se reproducen sexualmente mediante semilla botánica verdadera. La reproducción vegetativa es por tubérculos aéreos y subterráneos. Aunque las guías

pueden ser usadas para reproducir la planta, este método es utilizado mayormente por investigadores. El siguiente protocolo describe el uso de tubérculos como material de propagación por pequeños agricultores, los cuales cultivan la mayor parte de su cultivo para consumo doméstico y solo secundariamente para la venta.

ENFERMEDADES Y PLAGAS

Las principales enfermedades y plagas de los tubérculos para semilla son las podredumbres blandas, podredumbres secas, nematodos y escarabajos. Síntomas de virus pueden ser observados sobre hojas y guías luego de plantar tubérculos sanos. La diseminación de la mayoría de estos patógenos y plagas es a través del material de propagación vegetativa, tanto de tubérculos para semillas como *setts* de tubérculos cortados.

Virus

Ocurre como enfermedad de mosaico sobre el aclaramiento de las nervaduras distorsionadas/con deformación linear/como cordón de zapato, las hojas cloróticas y sobre las guías como moteado o atrofiado. Es diseminado por el áfido *Aphis citricola* y por *setts* infectados.

Quemado

Observada como clorosis, puede ser debida tanto a virus como hongos que son diseminados cuando la inoculación de la savia infecta a los *setts* sanos durante el cortado.

Podredumbre del tubérculo en almacenamiento

Causada por bacterias y hongos, con síntomas de podredumbre blanda o seca y con un sabor desagradable. Los tubérculos infectados deben ser removidos. Las heridas y contusiones en el campo o durante el transporte facilitan a las podredumbres, las cuales son diseminadas por la lluvia, insectos y viento.

Daño de nematodos

Comienza en el campo donde la piel rajada y las cavidades en un tubérculo con tejido muerto son síntomas obvios. La formación de agallas en las raíces del ñame son claros signos de los nematodos *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus* sp. y *Meloidogyne* sp. Los nematodos persisten en el suelo y pueden ser controlados mediante rotaciones, uso de *setts* limpios y curado de los *setts* con un nematocida vigente.

Insectos plaga

Escarabajos de diferentes especies afectan los tubérculos en el campo y en el almacenamiento. Perforan agujeros en los tubérculos y son controlados mediante la aplicación de insecticidas recomendados en el país para *setts* al momento de plantar. *Crioceris livida*, el escarabajo que consume hojas, tiene adultos marrones y negros, sus larvas se alimentan de las láminas causando muerte regresiva y

defoliación con daño localizado, especialmente luego de que comienza la lluvia. Las hembras ponen huevos en la cara inferior de la lámina, los cuales dan origen a larvas blandas que están cubiertas por secreciones babosas y espumosas. Son lavadas por lluvias fuertes y pupan en el suelo, completando su ciclo de vida en un mes.

Los siguientes puntos se brindan como protocolo para agrónomos de campo, personal de extensión y pequeños agricultores sobre la producción de materiales de propagación de calidad.

PROTOCOLO PARA LA MULTIPLICACIÓN DE TUBÉRCULOS DE SEMILLA DE ÑAME

- Seleccione tubérculos madre por calidad y tamaño apropiado.
- Corte los tubos seleccionados en pequeños *setts*, cada uno con una porción de piel o cáscara marrón.
- Practique un buen cuidado y mantenimiento del campo para asegurar un crecimiento y rendimiento satisfactorios.
- Establezca un peso óptimo, dependiente del objetivo en cuanto a peso de tubérculo para semilla requerido a la cosecha.
- Conserve los buenos tubérculos para semilla en óptimas condiciones para minimizar las pérdidas de peso y su potencial de regeneración.

El ñame para semilla esperado debería ser de 150-400 g con una preferencia por *setts* de aproximadamente 200 g. La respuesta diferencial de las variedades individuales hace que el peso óptimo de semilla sea difícil de prescribir. En la práctica, la distribución de los ñames para semilla está normalmente distribuida pero a menudo está torcida hacia los pesos más livianos. Estos pesos de ñame son recomendados especialmente cuando el objetivo es obtener tubérculos para consumo de 2 kg o más.

REQUERIMIENTOS PARA LA PRODUCCIÓN A CAMPO Y GRANEROS DE ALMACENAMIENTO

La implementación de la producción a campo y la preparación de los graneros de almacenamiento requiere:

- tierra para la producción a campo;
- herramientas de vivero incluyendo azadas, machetes, cuchillos, regaderas y guantes;
- fuente de agua para el vivero, tal como molino, río o fuente;
- productos químicos (para ser usados para tratar las superficies cortadas de los *setts*);
- vivero confiable;
- granero para almacenar los *setts* y los tubérculos madre;
- papelería y material de escritura adecuado para llevar registros;
- tubérculos madre para iniciar la producción;

- bolsas, canastos y envases de plástico para empacar;
- redes para sumergir los *setts*;
- mesas sobre las cuales cortar los *setts*.

FACILIDADES DE INVERNÁCULO Y LABORATORIO

Los agricultores no necesitan invernáculos. Solamente se requieren baldes o bolsas de polietileno en la preparación de *minisetts* de tubérculos antes de ser transplantados al campo.

Sin embargo, la producción de semilla de ñame a partir de plántulas de cultivo de tejidos importadas es una opción. Se asume que las plántulas de cultivo de tejidos de ñame tendrán que ser aclimatadas antes de ser plantas en baldes con tierra en los viveros o en el campo.

Se recomiendan los siguientes 16 pasos para producir semilla de ñame a partir de plántulas de cultivo de tejidos importadas.

1. Reunir dos baldes, tijeras, marcador, etiquetas, bolsas de plástico, cinta de enmascarar, pulverizador manual, agua limpia, fertilizante NPK, cuerda, palillo de madera pequeño y chato, botella de lavar, y pellets de turba de coco esterilizados a 121 °C por una hora, dejados enfriar y puestos en bolsas de plástico de plantar de alrededor de 9 x 4 x 5 cm.
2. Poner en remojo los pellets de turba en un balde por una hora antes de usarlos.
3. Sacar los pellets de turba inflados del agua cuando alcancen su volumen final.
4. Perforar cada pellet con un palillo o la tapa de un marcador.
5. Escribir una etiqueta para cada planta indicando el genotipo, número y fecha de transplante.
6. Quitar la tapa del tubo de cultivo de tejidos.
7. Usar un palillo de madera pequeño y chato, y muy suavemente y cuidadosamente aflojar el borde del medio de cultivo del envase del cultivo, cuidando de no romper el brote o las raíces.
8. Sostener el tubo de cultivo con la mano derecha (la boca del tubo mirando hacia abajo) y suavemente golpearlo contra la mano izquierda hasta que la mitad de la plántula esté fuera del tubo.
9. Cuando la plántula está fuera del tubo, no sostenerla del tallo porque esto aumentará las posibilidades de quebrar el sistema radicular entero del tallo. Colocar la plántula sobre la palma de su mano. Para remover el medio de cultivo pegado al sistema radicular, colocar la palma de su mano con la plántula en el agua del segundo balde y sacúdala suavemente.
10. Colocar la plántula en el agujero del pellet de turba y presionar suavemente sobre la parte superior del pellet para cerrar el agujero. Insertar la etiqueta y colocar el pellet plantado en una cámara húmeda.

11. Pulverizar la cámara húmeda generosamente con agua y luego cerrar la parte superior atando el film de plástico con una cuerda y asegurarla con la cinta de enmascarar.
12. A los 10-14 días luego del trasplante, perforar tres agujeros de 1 cm de ancho, a cada lado de la cámara húmeda con la punta de un bolígrafo.
13. Dos o tres días más tarde, reducir la humedad en la cámara cortando una abertura (una ventana de medio círculo de 14 cm de diámetro) en la parte inferior de la cámara. Llenar la botella de lavar con agua limpia y deje caer unos 6-8 granos de fertilizante NPK para que se disuelvan. Regar las plantas con la solución. Se debe aplicar una adecuada cantidad de agua, pero no en exceso. Rocíar la cámara para mantener la humedad. Controlar las plantas diariamente y regare cuando sea necesario.
14. Dos días después de cortar la primer ventana, cortar una segunda ventana del lado opuesto a la primer ventana. En este momento, la humedad de la cámara está cerca de las condiciones ambientales. Controle y riegue las plantas diariamente.
15. A los 21-24 días luego del trasplante, las plantas habrán formado nuevas hojas y raíces. Las plantas pueden permanecer en la cámara por otras 2-3 semanas y luego ser directamente transplantadas a una cama de semillas con una separación de 25 x 25 cm, o a bolsas de polietileno rellenas con tierra. Si la malla exterior del pellet no es biodegradable, debería ser quitada inmediatamente antes de plantar.
16. Luego del trasplante a camas de semillas, macetas o bolsas, todas las prácticas agronómicas como controlar las malezas y colocación de tutores deberían ser realizadas. A los 6-8 meses luego del trasplante en la cama de semillas, las plantas envejecerán y los tubérculos podrán ser cosechados. Dependiendo donde fueron instaladas las plantas, se obtendrán tubérculos para semilla de 5 250 g.

PRÁCTICAS AGRONÓMICAS

Se deberían usar parcelas de campo fértiles que tengan un historial de rotaciones satisfactorio. Una leguminosa luego de un cultivo de raíces podría ayudar a lograr esto, como la *Mucuna* sp., la cual es comúnmente usada en África Occidental.

TUBÉRCULOS MADRE

Los tubérculos madre son tubérculos de donde se cortan los *minisetts*. La selección de los mejores tubérculos madre es el paso más crítico en la tecnología de *minisetts*.

Los tubérculos madre **deberían:**

- pesar unos 500-1 000 g – los tubérculos madre más grandes son menos aptos para producir brotes, por consiguiente los *minisetts* de tubérculos más grandes no brotan temprano debido a su actividad meristemática más baja;
- tener un diámetro que permita que un poco de corteza o pulpa acompañe al *minisett* cortado – son preferibles los tubérculos madre de 8-12 cm de diámetro.

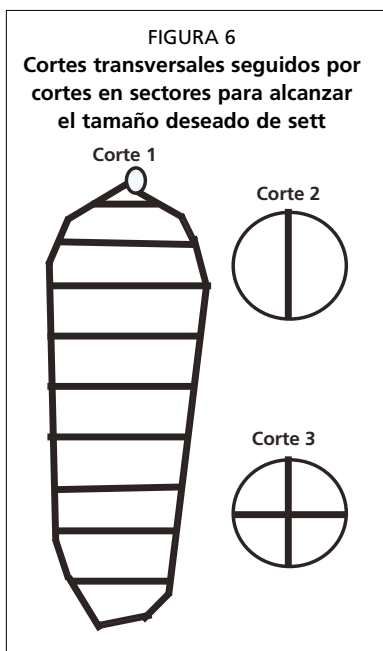
Por otro lado, los tubérculos madre **no deberían:**

- provenir de tubérculos «exprimidos» o de «doble cosecha» – tales tubérculos no están fisiológicamente maduros y brindan un desempeño pobre de *minisetts* respecto al brotado y al porcentaje de *minisetts* que fallan al brotar y se pudren;
- estar en dormancia – las yemas activas o brotes deberían ser observadas en partes del tubérculo madre, y deberían ocurrir 2-4 meses luego de la cosecha, dependiendo de la variedad y condiciones de almacenamiento;
- no deberían estar arrugados o encogidos en la piel o cáscara;
- mostrar síntomas de podredumbres blanda o seca;
- tener síntomas de plagas de almacenamiento, como manchas blancas algodonosas producidas por insectos que chupan la savia.

Cortado del tubérculo madre en *minisetts*

El tubérculo madre es cortado en rodajas cilíndricas transversales usando un cuchillo de cocina afilado (Figura 6). Cada rodaja es puesta en forma plana y cortada en 2, 3 o 4 secciones dependiendo del diámetro de la rodaja, de manera de obtener el peso o tamaño deseado.

Los *minisetts* usualmente pesan 25-50 g pero una mortalidad más elevada ha influenciado a algunos trabajadores para preferir tamaños más grandes. *Setts* de 100-150 g han sido probados para diferentes variedades de manera de alcanzar el tamaño deseado de semilla de ñame.



Cada especie reacciona en forma diferente a la técnica de *minisetts*. *Dioscorea alata* funciona bien con pequeños *setts* de menos de 50 g pero *D. rotundata* funciona mejor con *setts* de 40-100 g. Sin embargo, las diferencias varietales también existen. Por ejemplo, 15 clones de *D. rotundata* dieron una multiplicación de 1:5,5 comparados con 1:12,9 para 15 clones de *D. alata* (Okonkwo *et al.*, 2004).

En general, los ensayos para cualquier variedad específica deberían incluir una serie de *setts* pesando de 25 a 100 g para proporcionar una interpretación de la interacción de la variedad y de las condiciones ambientales bajo las cuales crecerá el cultivo. El determinante más importante del tamaño del *minisett* es la distribución de los ñames para semilla resultantes. Por ejemplo, si se determina que 200 g es el peso máximo para una buena semilla de ñame para producir ñame para consumo, es necesario establecer el número

de semillas de ñame de ese peso resultantes del esfuerzo de producción de semilla de ñame. En otras palabras, no es solo una cuestión del número total de ñames para semilla o del peso total de ñames para semilla *per se*. Por lo tanto, el manejo del sistema de producción de ñame para semilla para rendir el mayor número de ñames para semilla de 200 g debería ser el objetivo de todos los emprendimientos productivos de ñame para semilla.

FACILIDADES, EQUIPO Y PASOS APROPIADOS PARA EL TRATAMIENTO DE MINISSETTS

El tratamiento de los *minissetts* requiere facilidades específicas y equipo:

- guantes, canastos de plástico, bolsas plásticas de red o sacos, un envase para la solución, films de plástico sobre los cuales se extienden los *minissetts* para su secado al aire;
- productos químicos, fungicidas, insecticidas, nematocidas vigentes o una mezcla de ellos a las dosis recomendadas para tratar los *minissetts* de ñame, de acuerdo a los protocolos aprobados;
- ceniza de madera, para ser usada sola o en combinación con un producto químico por algunos agricultores para lograr un secado temprano de las superficies cortadas.

Los pasos para el tratamiento de los *minissetts* incluyen:

- preparar una solución o suspensión de producto(s) químico(s) dentro de la cual serán sumergidos los *minissetts*;
- poner una tanda de *minissetts* en el canasto y sumergirla dentro de la solución en la pileta durante uno a tres minutos;
- extender los *minissetts* tratados sobre un film de plástico para permitir el secado al aire de las superficies cortadas por lo menos durante dos horas sin exponerlos a la luz solar directa o, como una opción, dejarlos secar durante la noche (Láminas 28 y 29).

La eficacia del uso único o en mezclas de la ceniza de madera, polvo de hoja de margosa u otro fungicida vigente con



AKORODA, 2007.

Lámina 29
Trozos frescos de tubérculos cortados.



AKORODA, 2007.

Lámina 30
Las superficies cortadas son espolvoreadas o sumergidas en una suspensión de productos químicos para prevenir la podredumbre. Nótese que cada sett tiene un área de piel externa donde se producirá un brote.

insecticidas está aun por ser determinada como residuo en el suelo, en la planta o en el tubérculo para consumo resultante. Se necesitaría el examen de su persistencia bajo los ambientes de producción, de modo de garantizar su utilización a gran escala.

Pre-brotado

El pre-brotado de los *minisetts* permite que los mejores sean llevados al campo y brinda una mejor cobertura del campo que el plantío directo, si el pre-brotado tiene lugar en el suelo del vivero o en aserrín curado ya sea en canastos o en bolsas de polietileno transparentes perforadas de grosor adecuado.

El punto clave en el pre-brotado es establecer condiciones favorables que promuevan el brotado. Esto significa obtener una temperatura ligeramente superior con una alta humedad relativa.

Cuando se usan bolsas de polietileno, los brotes aparecen en dos a cuatro semanas dependiendo de la variedad, tamaño del *minsett* y del régimen hídrico y de temperatura mantenido en la sombra o depósito donde los *minisetts* embolsados son guardados para el pre-brotado. Las ventajas del pre-brotado en bolsas de polietileno incluye una fácil visión del desarrollo de los brotes, y un material barato y portátil que ocupa menos espacio y que puede ser apilado junto a material brotado previamente. Adicionalmente, el aserrín no se seca dentro de la bolsa de polietileno, eliminando entonces la necesidad de riegos frecuentes.

Transplante

Los costos en el campo se reducen si toda la población de plantas sobrevive hasta la cosecha. Por lo tanto, primero es necesario seleccionar los *minisetts* mejor brotados en el vivero, canastos o bolsas de polietileno, y dejar el resto de manera que tengan más tiempo para desarrollarse.

Es ideal plantar directamente en el campo los *setts* cortados que han sido tratados adecuadamente con productos químicos para controlar podredumbres y plagas. La experiencia muestra que la sobrevivencia de los *minisetts* plantados se incrementa por el buen manejo de los mejores *minisetts* y si son transplantados al campo dentro de 90 días.

Se deberían adoptar buenas prácticas agronómicas de manejo en el campo para obtener altos rendimientos de ñames para semilla. Estas deberían incluir:

- planificar fechas para acciones oportunas en el campo;
- usar fertilizantes y materiales orgánicos como nutrientes, y también monitorear los precios de mercado de los fertilizantes y ñame para semillas;
- seleccionar el tubérculo madre para semilla por sanidad y variedad;
- colocar tutores a la planta temprano – una vez que la planta haya alcanzado 1 m;

- cosechar solo luego que los renuevos hayan envejecido completamente;
- proteger los tubérculos para semilla de roedores, intrusos y ladrones;
- efectuar visitas regulares y frecuentes para controlar y verificar cualquier cambio o peligro planteado por plagas o por riesgos climáticos como lluvia o sol.

Las buenas prácticas agronómicas también incluyen las rotaciones y el uso de materiales orgánicos y fertilizantes para enriquecer el suelo de estación en estación. Las parcelas de campo a ser usadas para la producción de ñame para semilla deberían ser fértiles. Es aconsejable una rotación de cultivos para evitar el monocultivo. Una leguminosa siguiente a un cultivo de raíces podría ayudar a lograr esto. *Mucuna* sp. es la opción común en partes de Benin, Nigeria, y Togo en África Occidental.

COLOCACIÓN DE TUTORES Y CONDUCCIÓN DE LAS GUÍAS (FIGURA 7)

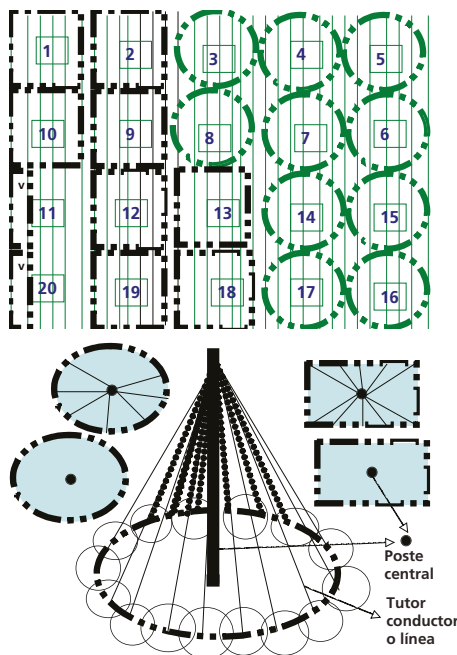
Tanto la colocación de tutores como la conducción pueden ser necesarias en las zonas de sabana donde las ramas de bambú se utilizan usualmente con hilos para dirigir las guías al tutor. Hasta 10 guías pueden ser conectadas a un tutor central dependiendo de su tamaño y altura. Los tutores son de 1-1,5 m de altura dependiendo de la ecología y de la disponibilidad de materiales para hacer tutores. En las zonas selváticas, las ramas de bambú son usualmente consideradas como suficientes.

La colocación de tutores en el campo está diseñada para minimizar el número de tutores, lo cual reduce de este modo los costos de mano de obra y materiales. Los ñames para semilla maduran en 5-8 meses, dependiendo de la variedad, suelo, colocación de tutores, la cantidad de lluvia y su distribución, y el tiempo de transplante luego del comienzo de la estación.

SEGUIMIENTO DEL CULTIVO DE SEMILLAS

En la etapa de producción a campo, las plantas son inspeccionadas por enfermedades foliares incluyendo virus, antracnosis y tizón. El período de

FIGURA 7
Las plantas a lo largo y entre filas son centradas en torno a un fuerte tutor central con pequeños tutores o cuerdas provenientes de cada una de las plantas. De esta manera se necesitan menos tutores por unidad de área.



crecimiento de cinco a ocho meses requiere tres inspecciones – a uno y cinco meses luego del trasplante (MLT) y a la cosecha. Los tubérculos cosechados son controlados por síntomas de nematodos. Los tubérculos infectados no deberían ser almacenados porque se deterioran en almacenamiento e infectan a los tubérculos sanos. Cualquier tubérculo infectado durante el periodo de almacenamiento debe ser removido.

MÉTODOS DE INSPECCIÓN

Se supone la presencia de una agencia/asociación de productores de semilla gubernamental o local, autorizada por la legislación nacional para inspeccionar y controlar la semilla. De lo contrario, se pueden formar agencias públicas o privadas en áreas de gobierno local para ayudar a los productores a obtener altos estándares.

1 MLT

Luego de plantar, algunos de los *setts* de semilla no germinan o no producen retoños. El grado de pérdida de la población de plantas debería ser verificado luego de 1 MLT de manera de estimar el número máximo de la población de plantas que madurarán a la esperada fecha de cosecha. Cualquier suministro posterior de las plantas perdidas introducirá plantas que madurarían en una fecha posterior. En este punto, 1 por ciento de las plantas debería ser inspeccionado por el nivel de los síntomas de virus y por el porcentaje de otras variedades en la parcela. Cualquier planta enferma debería ser desarraigada, removida y reemplazada por una planta bien desarrollada del vivero. Luego de un mes de la plantación, las plantas en el vivero no necesitan ser conservadas.

3 MLT

Una vez que los tubérculos comienzan a desarrollarse, los roedores empiezan a atacar. Es necesario buscar métodos para reducir y prevenir su acceso, como el uso de cercas de tejido de alambre, trampas o cebos químicos. Los métodos que permitan la reutilización de los materiales de una estación a otra son los más eficientes y económicos.

5 -6 MLT/COSECHA

Coloque los tubérculos a ser almacenados sobre una lona extendida sobre la tierra y examínelos por signos de defectos en la cáscara, rajaduras, cortes superficiales, podredumbre, protuberancias de la piel o cortes profundos cubiertos con tierra. Esta inspección de los tubérculos para semilla busca evidencia de podredumbres bacterianas o fúngicas, agujeros perforados por insectos y frecuencia de brotes.

COSECHA

Las condiciones del suelo influyen sobre la facilidad de la cosecha. Palos de madera o metal se usan junto con azadas para retirar los ñames para semilla de los camellones o montículos en los cuales fueron plantados los *minisetts*.

Tasa de multiplicación esperada

El *sett* individual se multiplica por una tasa de 2-12. Sin embargo, la tasa es comúnmente de 5, pero esto depende del manejo de la operación, estación, variedad y de la fertilidad del suelo, así como cuando en la estación los *minisetts* estuvieron establecidos luego de plantar.

Tratamiento post-cosecha

Es importante presentar ñames para semilla en la mejor forma para ser almacenados, embalados o vendidos:

- remover toda la tierra de los ñames para semilla de manera de que puedan ser fácilmente evaluados por tamaño y características de la piel;
- sumergir los ñames para semilla en una solución de insecticida antes del almacenamiento, pero no antes de la venta;
- poner los ñames para semilla en una canasta o bolsa de red y átela al granero usando una cuerda;
- realizar inspecciones periódicas en el granero y remueva los brotes de los tubérculos;
- para el transporte, poner todos los ñames para semilla en canastas, sacos o paquetes de plástico y cubrirlos para minimizar el machucado de la piel o el daño a los brotes, y para protegerlos del calor, humedad o roedores.

ALMACENAMIENTO

Los tubérculos de ñame para semilla son conservados similarmente a los tubérculos para consumo. Se utilizan graneros o filas de árboles atados con barras atravesadas de bambú. Las bolsas de red conteniendo los ñames para semilla son colgadas sobre cada barra atravesada. La aireación bajo la sombra de los árboles ayuda a conservar una alta humedad relativa. Las condiciones de sombra también desarrollan bajos gradientes de evaporación. Los graneros son de tamaños variados, pero la unidad básica es de 10 m x 10 m, y se pueden diseñar múltiplos de acuerdo con la cantidad de tubérculos para semillas a ser almacenados y el espaciamiento entre árboles.

PROTOCOLO DEL PROGRAMA DE MULTIPLICACIÓN

Se seleccionan los tubérculos madre

Son cortados en pequeños trozos, cada uno con una porción de piel o cáscara marrón. El tamaño óptimo depende de la meta de tamaño del tubérculo de ñame para semilla resultante a la cosecha.

Tasas de multiplicación

Las tasas de multiplicación varían pero, bajo buenas prácticas agronómicas, serán de alrededor de 1:10. Cuando menor es el peso del *sett*, mayor es la tasa de multiplicación. Usualmente los *microsetts* o *minisetts* son pequeños (5-50 g). Los *minisetts* más pesados (50-150 g o más) son también utilizados, ya que tendrán menos daño y pérdida durante el brotado en el vivero, canasta o bolsa de polietileno. Los *minisetts* más grandes también logran tubérculos de ñame para

semilla más gruesos en el rango esperado de peso de 150-250 g. Consecuentemente, al aumentar el tamaño y peso de cada *minisett* plantado, la tasa de multiplicación se reduce.

Hay una enorme variabilidad en el tamaño de los tubérculos de ñame para semilla. Dependiendo del establecimiento de la planta, se pueden obtener tubérculos variando su tamaño de 5 a 250 g.

NORMAS DE CALIDAD DECLARADA

Las autoridades locales pueden establecer normas mínimas eligiendo entre aquellas detalladas a continuación. Estas normas podrían servir como una base para incrementar la calidad de semilla de los productores locales pero también serían más realistas y alcanzables (Cuadro 26).

- Establecer el peso de los tubérculos para semilla: 200 g pero no más de 250 g.
- Empaquetar tubérculos en lotes de 25 kg cada uno.
- Producir ñames para semilla de la misma variedad y usar *setts* muy uniformes de 25-50 g.
- Almacenar solamente tubérculos sanos de ñame para semilla.
- Inspeccionar el campo por enfermedades y pureza varietal.
- Inspeccionar los tubérculos por sanidad y tamaño del ñame para semilla.
- Establecer como norma 98 por ciento de pureza de la variedad especificada en la etiqueta.
- Establecer un status fisiológico y físico de 100 por ciento de viabilidad a la fecha de la etiqueta.
- Declarar los resultados de las inspecciones de campo como porcentaje observado entre plantas de la muestra contada y evaluada.
- Sumar otros criterios para normas consideradas como apropiadas por las autoridades locales, basados en las plagas y enfermedades prevalentes.
- Permitir tolerancias de hasta 10 por ciento para la mayoría de las variables. Pero menos es preferible.
- Asegurar que las tolerancias son menores a aquellas que se pueden observar en las «semillas comunes», por ejemplo, material de propagación comercial habitual no derivado de un programa de SCD monitoreado y controlado.

Referencias

- Abapoll, R.R.** 1997. *Assessment of the performance of some Frafra potato accessions in the Nyankpala area of Ghana*. A dissertation submitted to the Faculty of Agriculture University of Development Studies (UDS) in partial fulfillment of the requirement for the award of the B.Sc. Agric. Tech. Degree pp. 1–34.
- Acheampong, E. & Asante, B.** 1998. In vitro propagation of Frafra potato (*Coleus dysentericus*). In: *Root Crops in the 21st Century. Proceedings of the 7th Triennial Symposium of the International Society for Tropical Root Crops – Africa Branch*.
- Aighevi, A.B., Akoroda, M.O. & Asiedu, R.** 2003. Seed yam production from pre-sprouted minisetts with varied thickness of storage parenchyma. *African Journal of Root and Tuber Crops*, 5(2): 21–24.
- Akoroda, M.O.** 1985. Optimizing sett size and sett multiplication ratio for ware tuber production in Guinea yams. *Field Crops Research* 12: 377–385.
- Allem, A.C.** 2001. The origin and taxonomy of cassava. In: Hillocks, R.J., Thresh, J.M. and Bellotti, A.C. (eds.) *Cassava: biology, production and utilization*. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Alves, A.A.C.** 2002. Cassava botany and physiology. In: Hillocks, R.J., Thresh, J.M., Bellotti, A.C., *Cassava: biology, production and utilization*. (eds.) CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Ames, T.** (ed.) 2002. Proceedings of the First International Conference on Sweetpotato, Food and Health for the Future. *Acta Horticulturae*, Vol. 583.
- Ames, T.** 1997. *Enfermedades fungosas y bacterianas de raíces y tubérculos andinos*. Centro Internacional de la Papa, Lima.
- Ames, T., Smit, N.E.J.M., Braun, A.R., O’Sullivan, J.N., & Skoglund, L.G.** 1996. *Sweetpotato: major pests, diseases, and nutritional disorders*. International Potato Center (CIP), Lima. 152 pp.
- Appiano, A., & D’Agostino, G.** 1983. Distribution of tomato bushy stunt virus in root tips of systemically infected *Gomphrena globosa*. *J. Ultrastructural Research*, 85:239–248.
- Aritua V., Bua, B., Barg, E., Vetten, H.J., Adipala, E., & Gibson, W.** 2007. Incidence of five viruses infecting sweetpotatoes in Uganda; the first evidence of Sweetpotato caulimo-like virus in Africa. *Plant Pathology*, 56:324–331.
- Bejarano-Mendoza, C.A., Zapata, M., Bosques, A., Rivera-Amador, E. & Liu, L. J.** 1998. *Sclerotium rolfsii* como componente del complejo patológico causante del mal seco de la yautia (*Xanthosoma sagittifolium*) en Puerto Rico. *Journal of Agricultural University of Puerto Rico* 82 (1–2).
- Bonte E., Verdonck, R., & Grégoire L.** 1995. La multiplication rapide du bananier et du plantain au Cameroun. *Tropicicultura, Notes Techniques* 13(3):109–116
- Bos, L.** 1982. Viruses and virus diseases of *Allium* species. *Acta Hort.* 127:11–29.

- Brunt, A., Crabtree, A., Dallwitz, M. L., Gibbs, A. J., Watson, L. & Zucher, E. L.** 1996. *Viruses of plants: descriptions and lists from the VIDE database*. CAB International, UK.
- Bryant, J., Jackson, M. & Meléndez, N.** 1981. *Técnicas de multiplicación rápida en papa*. Centro Internacional de la Papa, Lima.
- Burba, J. L.** 1991. Caracterización de cultivares y tipos clonales de ajo obtenidos e introducidos en Argentina. In: *Taller subregional de producción y biotecnología de ajo*. FAO/RLAC/UNC. Cosquín, Córdoba, Argentina.
- Burkill, H.M.** 1995. *The Useful Plants of West Tropical Africa. J-L Vol 3*. Royal Botanic Gardens, Kew.
- Calvert, L.A. & Thresh, J. M.** 2002. The viruses and virus diseases of cassava. In: Hillocks, R.J., Thresh, J.M., & Bellotti, A.C. (eds.) *Cassava: biology, production and utilization*. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Ceballos, H. & De la Cruz, G.A.** 2002. Taxonomía y Morfología de la Planta. In: H. Ceballos and B. Ospina (eds.) *La Yuca en el Tercer Milenio*. CIAT, Cali, Colombia.
- Ceballos, H., Morante, N., Jaramillo, G. J., Lenis, I., Calle, F. & Pérez, J.C.** 2002. Mejoramiento genético de la yuca. In: H. Ceballos y B. Ospina (eds.) *La Yuca en el Tercer Milenio*. CIAT, Cali, Colombia.
- Chen, J. Chen, J., Chen, J. & Adams, M.L.** 2001. Molecular characterization of an isolate of dasheen mosaic virus from *Zantedeschia aethiopica* in China and comparisons in the genus Potyvirus. *Archives of Virology* 146, 1821–1829.
- Chovelon, V., Leroux, J. P. & Dore, C.** 1990. Sélection sanitaire de l'ail et de l'échalote: culture de méristèmes et régénération de variétés. In: Dore, C. (ed.). *Cinquantenaire de la culture in vitro*. Colloques de l'INRA. 51: 142–150.
- Chun-Lin Long, Heng Li, Zhiqin Ouyang, Xiangyun Yang, Qin Li, & Trangmar, B.** 2003. Strategies for agrobiodiversity conservation and promotion: A case from Yunnan, China. *Biodiversity and Conservation*, 12:1145–1156.
- Clark, C.A. & Moyer, J.W.** 1988. *Compendium of sweetpotato diseases*. The American Phytopathological Society, St Paul, MN, USA. 74 pp.
- Coursey, D.C.** 1968. The Edible Aroids. *World Crops* 20, 25–30.
- CTAHR.** 1997. *Taro, Mauka to Makai, A taro production and business guide for Hawaii growers*. CTAHR, College of Tropical Agriculture & Human Resources, University of Hawaii at Manoa.
- Dahal, G., d'A Hugues, J., Thottapilly G., & Lockhart, B.** 1998. Effect of temperature on symptom expression and reliability of *Banana streak badnavirus* detection from naturally-infected plantain and banana (*Musa* spp.). *Plant Disease* 82:16–21.
- Dallot S., Acuna P., Rivera C., Ramirez P., Côte F., Lockhart B., & Caruana M.L.** 2001. Evidence that the proliferation stage of micropropagation procedure is determinant in the expression of Banana streak virus integrated into the genome of FHIA 21 hybrid (*Musa* AAAB). *Archives of Virology* 146, 2179–2190.
- Dangler, J.M.** 1994. Compendium, sweetpotato foundation programs. *HORTTECH* 4(3)223–238.

- Dantas, J., Shepherd, K., & Alves E. J. 1987. Eficiencia da propagação rápida da bananeira a partir do fermento de gemas “in vivo”. *ACORBAT 85 – Memorias VII Reunion – Galindo J.J., & Jaramillo Celis R. (eds.) pp.325–332.*
- Degras, L. 2003. Sweetpotato. In: *The Tropical Agriculturist*. L. Coste (ed.). CTA/CIP Macmillan, Oxford, UK.
- Delanoy M., Salmon M., Kummert J., Frison E., & Lepoivre P. 2003. Development of real time PCR for the rapid detection of episomal Banana streak virus (BSV). *Plant Disease: 87:33–38.*
- Delgadillo-Sánchez, F. 2000. Enfermedades: descripción y tratamiento. In: H. Heredia-García, and F. Delgadillo-Sánchez (eds.). *El ajo en México: origen, mejoramiento y tecnología de producción*. SAGAR, INIFAP, Campo Experimental Bajío. Celaya, Gto., México.
- Donnelly, D.J., Coleman, W.K. & Coleman, S. 2003. Potato Microtuber Production and Performance: A Review. *Amer. J. of Potato Res.* (2003) 80:103–115.
- Douglas, J.A., Follett, J.M., & Waller, J.F. 2006. Effect of three plant densities on the corm yield of konjac [*Amorphophallus konjac*] grown for 1 or 2 years. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Sciences* 34:139–144.
- Eady, C., Davis, S. Catanach, A., Kenel, F., & S. Hunger. 2005. *Agrobacterium tumefaciens*-mediated transformation of leek (*Allium porrum*) and garlic (*Allium sativum*). *Plant Cell Rep.* 24:209–215.
- Fegan, M., & Prior, P. 2006. Diverse members of the *Ralstonia solanacearum* species complex cause bacterial wilts of banana. *Australasian Plant Pathology* 35:93–101
- Fregene, M., Tohme, J., Roca, W., Chavarriaga, P. Escobar, R., & Ceballos, H. 2002. Biotecnología de yuca. In: *La Yuca en el Tercer Milenio*. H. Ceballos y B. Ospina (eds.). CIAT, Cali, Colombia.
- Fuentes, S., & Chuquillanqui, C. 2004. Las enfermedades causadas por virus y su control. In: López, G. y Hermann, M. (eds.). *El cultivo de ulluco en la sierra central del Perú. Serie: conservación y uso de la biodiversidad de raíces y tubérculos andinos: una década de investigación para el desarrollo (1993–2003)*. No.3. Centro Internacional de la Papa, Universidad Nacional del Centro, Instituto Vida en los Andes, Universidad Nacional Agraria La Molina, Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación. Lima.
- Garay, O. 1995. *Mejoramiento del ulluco por selección positiva. Informe Técnico 1994–95, Proyecto R3-2b*. Programa Colaborativo de Raíces y Tubérculos Andinos. Centro Internacional de la Papa. Lima.
- Geering A.D.W., Olszewski, N.E., Harper G., Lockhart, B.E., Hull, R., & Thomas, J.E. 2005. Banana contains a diverse array of endogenous badnaviruses. *Journal of General Virology* 86: 511–520.
- Giacometti, D. C. & Leon, J. 1994. Tannia-Yautia (*Xanthosoma sagittifolium*). In: *Neglected Crops: 1992 from a different perspective*. FAO Plant Production and Protection Series No. 26, Rome.
- Gowen S. 1995. *Bananas and Plantains*. Chapman & Hall, Suffolk, UK. 612 pp.

- Gyansa-Ameyaw C.E., Hahn S.K., Alvarez N.M., & Doku E.V. 1994. Determination of optimum sett size for white Guinea yam (*Dioscorea rotundata* Poir.) seed yam production: trends in sprouting in the presprout nursery and field performance. pp. 335-341. In: *Proceedings of the 9th International Society for Tropical Root Crops, October 1991*, Accra, Ghana. IITA, Ibadan.
- Hanelt, P. 1990. Taxonomy, evolution and history. In: Rabinowitch H.D. & Brewster J.L. (eds.). *Onions and allied crops*. C. R. C. Press. Boca Raton, Florida, USA.
- Haque, M. S., Wada, T., & Hattori, K. 1997. *High frequency shoot regeneration and plantlet formation from root tip of garlic*. *Plant Cell Tiss. Org. Cult.* 50:83-89.
- Harper G., Osuji J.O., Heslop-Harrison J.S., & Hull R. 1999. Integration of Banana streak badnavirus into the *Musa* genome: molecular and cytogenetic evidence. *Virology* 255: 207-213
- Hay, A. 1998 *Botanical varieties in taro (Colocasia esculenta: leaving old baggage behind)*. A report on taro consultancy No CO2C, IPGRI: Rome 13pp.
- Hossain, M.J., M. S. Nahar & A. U. Ahmad. 1999. Sprout and top-shoot cutting for rapid multiplication of potato in Bangladesh. *Journal of Agricultural Science* (1999), 132, 437-443
- INIBAP. 2005. *How to recognize banana xanthomonas wilt*. Montpellier, France. 2pp. Available from URL: <http://www.inibap.org/pdf/symptoms.pdf>
- Jackson, G.V.H. 1980. *Diseases and Pests of Taro*. Noumea: South Pacific Commission.
- Jansson R. K. & Raman, K. V. 1991. *Sweetpotato pest management: A global perspective*. Westview Press Inc., Oxford, UK.
- Jennings D.L & Iglesias, C.A. 2002. Breeding for crop improvement. In: Hillocks, R.J., Thresh, J.M. and Bellotti, A.C. (eds.), *Cassava: biology, production and utilization*. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Jones D.R. 2000. *Diseases of banana, abacá and enset*. CABI Publishing, Wallingford, U.K, pp. 241-293.
- Kalu B.A., Norman J.C., Pal U.R. & Adedzwa D.K. 1989. Seed yam multiplication by the miniset technique in three yam species in a tropical Guinea savanna location. *Experimental Agriculture* 25: 181-188.
- Kondo, T., Hasegawa, H. & Suzuki, M. 2000. Transformation and regeneration of garlic (*Allium sativum* L.) by Agrobacterium-mediated gene transfer. *Plant Cell Rep.* 19:989-993.
- Kreuze J & Fuentes, S. 2007. Sweetpotato viruses. In: *Encyclopedia of Virology, Third Edition*. Elsevier (UK) Ltd, Kidlington, Oxford. UK.
- Kuruvilla, K.M. & Singh, A. 1981. Karyotypic and electrophoretic studies on taro and its origins. *Euphytica* 30, 405-412.
- Kwa, M. 2003. Activation de bourgeons latents et utilisation de fragments de tige de bananier pour la propagation de masse de plants en conditions horticoles in vivo. *Fruits*. 58:315-328.
- Le Provost G., Iskra-Caruana M.-L., Acina I., & Teycheney P.Y. 2006. Improved detection of episomal Banana streak viruses by multiplex immunocapture PCR. *Journal of Virological Methods* 137:7-13.

- Lebot, V., Hartati, S., Hue, N.T., Viet, N.V. Nghia, N.H., Okpul, T., Pardales, J., Prana, M.S., Prana, T.K., Thongjiem, M., Krieke, C.M., van Eck, H., Yap, T.C. & Ivancic, A. 2005. Characterizing taro using isoenzymes and morpho-agronomic descriptors. In: Rao, R., Matthews, P.J. and P.B. Ezaguirre (eds.) *The Global Diversity of Taro: Ethnobotany and Conservation*. National Museum of Ethnology and IPGRI: Osaka and Rome.
- Liu-Jun, Xie Cong Hua, Yu-Zham Shen, & Liu-Yong. 2001. *Research on propagation of Amorphophallus in vitro*. Journal of Huazhong Agricultural University. 20 [3]: 283–285.
- López, G. 2004. Tubérculos – semilla. In: G. López y M. Hermann (eds.). *El cultivo de ulluco en la sierra central del Perú. Serie: conservación y uso de la biodiversidad de raíces y tubérculos andinos: una década de investigación para el desarrollo (1993–2003)*. No. 3. Centro Internacional de la Papa, Universidad Nacional del Centro, Instituto Vida en los Andes, Universidad Nacional Agraria La Molina, Agencia Suiza para el Desarrollo y la Cooperación. Lima.
- Lozano, J.C., J.C. Toro, A. Castro & A.C. Bellotti. 1977. *Production of cassava planting material*. Cassava Information Center, CIAT, Cali, Colombia.
- Lu-Yixin, Sui-Qi Jun, Xie-Qin Hua & Chen-Hai Ru. 2006. System establishment of plant virus free regeneration from tuber explants of *Amorphophallus konjac*. *Southwest China Journal of Agricultural Sciences* 19 [4]: 722–727.
- Martín-Urdíroz, N., Garrido-Gala, J., Martín, J., & Barandiaran, X. 2004. Effect of light on the organogenic ability of garlic roots using a one-step in vitro system. *Plant Cell Rep.* 22:721–724.
- Matthews, P.J. 1995. *Aroids and the Austronesians Tropics* Vol 4 (2): 105–126.
- Matthews, P.J. 1997. Field Guide for wild-type taro, *Colocasia esculenta* (L.) Schott. *Plant Genetic Resources Newsletter*, 1997, No 110:41–48
- Matthews, P.J. 2003. Taro planthopper (*Tarophagus* spp) in Australia and the origins of taro (*Colocasia esculenta*) in Oceania. *Archaeology Oceania* 38, 192–202
- Mitchell, W.C & Maddison, P.A. 1983. Pests of taro. In: J.K. Wang, (ed.) *Taro: A review of Colocasia esculenta and its potential*. Honolulu: University of Hawaii Press, pp. 180–235
- Mukasa, S.B., Rubahiyo, P.R., & Valkonen, J.P.T. 2006. Interactions between a crinivirus, an ipomovirus and a potyvirus in coinfecting sweetpotato plants. *Plant Pathology* 55: 458–467.
- Muñoz H., Vargas H. 1996. *Evaluación de la metodología de ‘multiplicación rápida’ en plátano (Musa AAB)*. Corbana 21(46):141–144. Nakatani, M & Koda Y. C. 1992. Potato tuber inducing activity of the extracts of some root and tuber crops. *Japanese Journal of Crop Sciences*, 61 [3]: 394–400. Nassar, N.M.A. 1978. Conservation of the genetic resources of cassava (*Manihot esculenta*): determination of wild species localities with emphasis on probable origin. *Econ. Bot.* 32: 311–320. Ng S.Y.C. 2002. *Postflask management of cassava and yams*. IITA Research Guide number 69. International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria.
- North Carline Sweetpotato Commission.
http://www.ncsweetpotatoes.com/index.php?option=com_content

- Nzietchueng, S. 1994. Root rot of *Xanthosoma sagittifolium* caused by *Pythium myriontyl* in Cameroon. In: Terry, E. R., Doku, E. V., Arene, O.B. & Mahungu, N.M. (eds.) *Tropical root crops: production and uses in Africa*. Proceedings of the Second Triennial Symposium of the International Society for Tropical Root Crops. Douala, Cameroon.
- Okoli O.O. & Akoroda M.O. 1995. Providing seed tubers for the production of food yams. *African Journal of Root and Tuber Crops* 1(1): 1–6.
- Okonkwo C.C., Adeniji, M.O. & Asiedu R. 2004. *Dioscorea alata*: a yam with potential in West Africa. A poster presented at the 9th triennial symposium of the ISTRC-AB. 1–5 Nov. 2004. Whitesands Hotel, Mombasa, Kenya.
- Olsen, K.M. & Schaal, B.A., 2001. Microsatellite variation in cassava (*Manihot esculenta*, Euphorbiaceae) and its wild relatives: further evidence for a southern Amazonian origin of domestication. *American Journal of Botany* 88:131–142.
- Onmueme, I.C. 1978. *The tropical tuber crops: Yams, Cassava, Sweetpotato and Cocoyams*. John Willey and Sons, New York. USA.
- Orkwor G.C., Asiedu R., & Ekanayake I.J. 1998. *Food yams: Advances in Research*. IITA, Ibadan and NRCRI, Umudike, Nigeria
- O’Sullivan, J., Amante, V., Norton, G., Van de Fliert, E., Vasquez, E., & Pardales, J. <http://www.lucidcentral.org/keys/sweetpotato/key/Sweetpotato%20Diagnoses/media/html/FrontPage/FrontPage.htm>
- Otoo J.A., Okolo O.O., & Ilona P. 2001. *Improved production of seed yam*. IITA Research Guide number 63. International Institute of Tropical Agriculture, Ibadan, Nigeria.
- Pearson, M.N., Jackson, G.V.H., Saelea, J., & Morar, S.G . 1999. Evidence for two rhabdoviruses in taro (*Colocasia esculenta*) in the Pacific region. *Australasian Plant Pathology*, 28: 248–253.
- Pérez Ponce J. (ed.) 1998. *Propagación y Mejora Genética de Plantas por Biotecnología*. Instituto de Biotecnología de las Plantas, Santa Clara, Cuba.
- Pernezny, K., Lamberts, M. & Ramos, L. 1993. Tropical vegetable diseases: *Series of the Plant Pathology Department*. Institute of Food and Agricultural Sciences Florida, University of Florida. USA
- PGRRI. 2008. Personal Communication. Plant Genetic Resources Research Institute. Bunso, Eastern region, Ghana.
- Ploetz, R.C. 2000. *Panama disease: A classic and destructive disease of banana*. Available from URL: <http://www.plantmanagementnetwork.org/pub/php/management/bananapanama/> doi:10.1094.
- Ploetz, R.C. 2006. Fusarium wilt of banana is caused by several pathogens referred to as *Fusarium oxysporum* f. sp. *cubense*. *Phytopathology* 96:653–656.
- Ploetz, R.C., Zentmyer, G.A., Nishijima, W.T., Rohrbach, K.G., & Ohr H.D.(eds.). 1994. *Compendium of Tropical Fruit Diseases*, American Phytopathological Society Press, Minnesota.
- Plucknett, D.L., de la Pena, R.S., & F. Obrero. 1970. Taro (*Colocasia esculenta*) *Field Crop Abstracts* 23, 413–426.

- Plucknett, D.L., Edible Aroids. 1976. In: Simmonds N.W. (ed.) *Evolution of crop plants*. pp. 10–12. Longman Inc, New York.
- Purseglove, J. M. 1975. *Tropical crops. Monocotyledons* 1. Longman. New York, USA.
- Purseglove, J.K. 1972. *Tropical Crops. Monocotyledons* 1. Longman, London.
- Purseglove, J.W. 1972. *Tropical Crops. Monocotyledons* 1. Longman, London 58–75.
- Ramírez, P. 1985. *Aislamiento y caracterización del virus del mosaico del dasheen (DMV) en Costa Rica*. Turrialba 35(3), 279–285.
- Ranalli P. 1997. Innovative propagation methods in seed tuber multiplication programmes. *Potato Res* 40:439–453.
- Revell, P.A., Jackson, G. V. H., Hafner, G. J., Yang, I., Maino, M.K., Dowling, M.L., Devitt, L.C., Dale, J.L., & Harding, R.M. 2005. Incidence and distribution of viruses of Taro (*Colocasia esculenta*) in Pacific Island countries. *Australasian Plant Pathology* 34, 327–331.
- Robledo-Paz, A., Cabrera-Ponce, J. L., Villalobos-Arámbula, V. M., Herrera-Estrella, L., & Jofre-Garfias, A. E. 2004. Genetic transformation of garlic (*Allium sativum* L.) by particle bombardment. *HortSci*. 37:1208–1211.
- Robledo-Paz, A., Villalobos-Arámbula, V. M., & Jofre-Garfias, A. E. 2000. Efficient plant regeneration of garlic (*Allium sativum* L.) by root-tip culture. *In-Vitro Cell. Dev.* 36:416–419.
- Segovia, R.J., Bedoya, A., Triviño, W., Ceballos, H., Gálvez, G., & Ospina, B. 2002. Metodología para el Endurecimiento de vitroplantas de yuca. In: H. Ceballos and B. Ospina (eds.) *La Yuca en el Tercer Milenio*. CIAT, Cali, Colombia.
- Shimoyama, J. 1986. Callus induction and micropropagation from shoot tips of Konjac [*Amorphophallus konjac*]. *Japanese Journal of Crop Sciences*. 55 [3]: 381–382.
- Shishida, Y., Shimoyama, J. and Ushiyama, M. 1991. Elimination of DasMV and KMV and mass multiplication through shoot tip culture in Konjac plants. *Gunma Journal of Agricultural Research*, 8; 1–0.
- Stover R.H. 1972. *Banana, plantain and abaca diseases*. Commonwealth Mycological Institute, Kew, UK.
- Stover R.H., & Simmonds N.W. 1987. *Bananas*. 3rd edition. Tropical Agriculture Series. London, U.K. 468pp.
- Struik, P.C. 2008 The Canon of Potato Science: 25. *Minitubers*. *Potato Research* (2007), 50:305–308
- Su-Cheng Gang & Zhang-Xing Guo. 2004. Studies on callus induction and plant regeneration of *Amorphophallus*. *Journal of Southwest Agricultural University* 24 [5]: 601–602.
- Su-Cheng Gang, Zhang-Xing Guo & Zhang Sheng Lin. 2001. Tissue culture in *Amorphophallus coactaneus*. *Journal of Southwest Agricultural University*, 23 [3]: 228–229.
- TaroPest: A computer based information and diagnostics package for taro pests of the South Pacific. <http://taropest.sci.qut.edu.au/>
- Tenkouano A., Hauser S., Coyne D., & Coulibaly O. 2006. Clean planting material and management practices for sustained production of banana and plantain in Africa. *Horticultural Science News*: 14–18

- Tetteh, J.P. 1993. Frafra potato. *Peoples Daily Graphic* (Ghanaian daily) Issue No. 13362 of Saturday, November 13 1993. pp. 5.
- Theunis, W., & I. Aloali'i, I. 1999. Susceptibility of taro beetle, *Papuana uninodis* (Coleoptera, Scarabaeidae) to two new *Bacillus popilliae* isolates from *Papuana* spp. *Journal of Invertebrate Pathology* 73: 255–259
- Thomas J.E., Iskra-Caruana, M-L. & Jones, D.R. 1994. *Musa Disease Fact Sheet No. 4 Banana bunchy top disease*. Available from URL: http://bananas.bioversityinternational.org/files/files/pdf/publications/disease4_en.pdf
- Tupac, A. 1999. Reducción de pérdidas por almacenamiento para consumo de oca (*Oxalis tuberosa*), olluco (*Ullucus tuberosus*) y mashua (*Tropaeolum tuberosum*). In: T. Fairlie, M. Morales Bermudez y M. Holle (eds). *Raíces y tubérculos andinos: avances de investigación* I. Centro Internacional de la Papa, Consorcio para el Desarrollo Sostenible de la Eco región Andina. Lima.
- Untiveros, M., Fuentes, S., & Salazar, L.F. 2007. Synergistic interaction of *Sweetpotato chlorotic stunt virus* (*Crinivirus*) with carla-, cucumo-, ipomo-, and potyvirus infecting sweetpotato. *Plant Dis.* 91: 669–676.
- USDA. ARS, National Genetic Resources Program. Germplasm Resources Information Network (GRIN) [Online Database] National Germplasm Resources Laboratory, Beltsville, Maryland. URL: <http://www.ars-grin.gov/cgi-bin/npgc/html/taxon.pl?70741> (20 March 2008)
- Walkey, D. A. G., Webb, M. J. W., Bolland, C. J. & Miller, A. 1987. Production of virus-free garlic (*Allium sativum* L.) and shallot (*A. ascalonicum* L.) by meristem-tip culture. *J. Hort. Sci.* 62:211–220.
- Wang-Ping Hua, Xie-Qing Hua, Wu-Yixin, Zhang- Yong Fei, & Gao-Li Qiong. 2001. Study of the differentiation conditions in tissue culture for different explants from white konjac [*Amorphophallus albus*]. *Journal of Southwest Agricultural University.* 23 [1]: 63–65.
- Wardlaw C.W. 1972. *Banana diseases* (2nd edition). Longman, London, UK.
- Wiersema S.G., R Cabello, P. Tovar & J.H. Dodds. 1987. Rapid seed multiplication by planting into beds microtubers and in vitro plants. *Potato Res.* 30:117–120.
- Woolfe, J. A. 1991. *Sweetpotato: An untapped food resource*. Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- Vuylsteke D., Schoofs J., Swennen R., Adejare G., Ayodele M., & De Langhe E. 1990. *Shoot tip culture and third-country quarantine to facilitate the introduction of new Musa germplasm into West Africa*. IBPGR/FAO Plant Genetic Resources Newsletter 81/82:5–11.
- Vuylsteke D., Swennen R. & De Langhe E. 1991. Somaclonal variation in plantains (*Musa* spp., AAB group) derived from shoot-tip culture. *Fruits* 46 (4):429–439.
- Vuylsteke D., Swennen R. & De Langhe E. 1996. Field performance of somaclonal variants of plantain (*Musa* spp., AAB group). *Journal of the American Society for Horticultural Science* 121:42–46.
- Vuylsteke D., Swennen R., Wilson G. F., & De Langhe E. 1988. Phenotypic variation among *in vitro* propagated plantain (*Musa* spp. cv. AAB). *Scientia Horticulturae* 36(1–2):79–88.

- Xu, P., Yang, C., Yang, C. Y., Qu, S. & Srinives, P. 2001. Inflorescence meristem culture and economic analysis of virus-free garlic (*Allium sativum* L.) in commercial production. *Acta Hort.* 555:283–288.
- Zettler, F.W., Jackson, G.V.H., & Frison, E.A. (eds.) 1989. *Technical Guidelines for the Safe Movement of Edible Aroid Germplasm* FAO/IBPGR Rome 24pp.
- Zeven A.C & de Wet, J.M.J. 1982. *Dictionary of Cultivated Plants and their Origin of Diversity*. Published by Centre for Agricultural Publishing and Documentation, Wageningen.
- Zheng, S. J., Henken, B., Ahn, Y. K., Krens, F. A. & Kik, C. 2004. The development of a reproducible *Agrobacterium tumefaciens* transformation system for garlic (*Allium sativum* L.) and the production of transgenic garlic resistant to beet armyworm (*Spodoptera exigua* Hübner). *Molecular Breeding*, 14, 293-307.

Anexo 1

Lista de los principales colaboradores

Cultivo	Colaborador principal	Organización
Tubérculos andinos: Oca (<i>Oxalis tuberosa</i>) Ulluco (<i>Ullucus tuberosus</i>) Mashua (<i>Tropaeolum tuberosum</i>)	Carlos Arbizu	CIP Lima, Perú
Banano, plátano y otras Musáceae (<i>Musa</i> spp.)	Thierry Lescot Charles Staver	CIRAD Montpellier, Francia Bioversity International Montpellier, Francia
Mandioca (<i>Manihot esculenta</i>)	Hernán Ceballos Fernando Calle	CIAT Cali, Colombia
Yautía (<i>Xanthosoma sagittifolium</i>)	Juan Pérez Ponce	Vitrobio Valencia S.L. Valencia, España
Ajo (<i>Allium sativum</i>)	Alejandrina Robledo Víctor M. Villalobos	SAGARPA México
Papa Hausa (<i>Solenostemon rotundifolius</i>)	Elizabeth Acheampong	University of Ghana Accra, Ghana
Konjac (<i>Amorphophallus konjac</i>)	Sivasubramanian Edison	Central Tuber Crops Research Institute Trivandrum, India
Papa (<i>Solanum tuberosum</i>)	Ian Barker Enrique Chujoy	CIP Lima, Perú
Boniato (<i>Ipomoea batatas</i>)	Robert Mwangi Segundo Fuentes	National Agricultural Research Organization Namulonge, Uganda CIP Lima, Perú
Malanga (<i>Colocasia esculenta</i>)	Mary Taylor	Secretariat of the Pacific Community Suva, Fiji
Ñame (<i>Dioscorea</i> sp.)	Malachy Akoroda	University of Ibadan Ibadan, Nigeria

Anexo 2

Glosario

Bráctea

Hoja modificada que abraza flores e inflorescencias y aparenta ser un pétalo.

Brote

Nuevo desarrollo de una planta.

Bulbillo

Bulbo (o tubérculo) pequeño y decíduo formado en la axila de una hoja y que funciona para propagar la planta vegetativamente.

Bulbo

Tallo subterráneo modificado corto el cual tiene un o más yemas encerradas en hojas modificadas carnosas o brácteas y el cual suministra energía a (las) yema(s) cuando comienzan a crecer.

Callo

Masa no organizada en división activa de células indiferenciadas o diferenciadas, a menudo desarrollándose a partir de lesiones (heridas) o, en cultivo de tejidos, por la presencia de reguladores del crecimiento.

Centro de origen

Localización geográfica donde se originó una especie vegetal domesticada en particular.

Chupón

Renuevo que surge de una raíz subterránea o tallo.

Clon

Grupo de células o individuos genéticamente idénticos los cuales son todos derivados de un individuo seleccionado mediante propagación asexual.

Cormillo

Cormo nuevo, pequeño que surge de un cormo maduro.

Cormo

Tallo similar a un bulbo el cual, a diferencia con un bulbo verdadero, es sólido y emite una raíz cuando comienza la nueva estación de crecimiento.

Cultivar

Colección de plantas que ha sido seleccionada por un atributo particular o combinación de atributos. Es claramente distinta, uniforme y estable en sus características y, cuando es propagada por medios apropiados, retiene esas características (Código Internacional de Nomenclatura de Plantas Cultivadas, 2004, Art. 2.2).

Cultivo de callos

Técnica de cultivo de tejidos vegetales, usualmente usando un medio solidificado e iniciado mediante la inoculación de pequeños explantes.

Cultivo de meristemas

Cultivo de tejidos conteniendo tejido organizado meristemático sin primordios florales adyacentes o tejido caulinar. El término también puede implicar el cultivo de regiones meristemoidales de plantas, o crecimiento meristemático en cultivo.

Desinfección

Intento de eliminación por medios químicos de microorganismos internos (particularmente patógenos) de un cultivo o muestra.

Desinfectación

Eliminación o inhibición de la actividad de microorganismos adheridos a una superficie y remoción de insectos.

Diente

Uno de los pequeños bulbos (como en el ajo) desarrollado en las axilas de las brácteas de un bulbo grande.

ELISA

Acrónimo de *Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay*, un ensayo que depende de una reacción de conversión enzimática y es usado para detectar la presencia de sustancias específicas (como enzimas o virus).

Endurecimiento

Proceso que acondiciona las plantas para su sobrevivencia cuando son transplantadas al aire libre.

Enfermedades de semilla

Patógenos transmitidos por semilla.

Enredadera

Planta trepadora: una planta que se sostiene así misma trepándose, enroscándose o arrastrándose sobre una superficie.

Escapo

Tallo floral de una planta, similar a un tallo, con hojas agrupadas alrededor de la base de su tallo.

Esqueje

Parte separada de una planta, tal como una porción de hoja, tallo, raíz o yema la cual, cuando es removida de una planta y con el tratamiento adecuado, puede regenerar una planta completa.

Estaca

Esqueje de tallo en mandioca.

Estolón

Tallo lateral que crece horizontalmente a lo largo de la superficie del terreno y da origen a nuevas plantas ya sea a partir de yemas axilares o terminales.

Explante

Porción de una planta asépticamente extirpada y preparada para cultivo en un medio nutritivo.

FOC

Fusarium oxysporum f.sp. *cubense* (con referencia a banano).

Fuera de tipo (atípica)

No concuerda con el fenotipo de la raza/variedad.

Hoyo

Agujero o hendidura especialmente en la superficie de un organismo.

In vitro

Fuera del organismo o en un ambiente artificial. Aplicado por ejemplo a tejidos celulares u organismos cultivados en envases de vidrio o plástico.

Indexación de enfermedades

Ensayo de organismos por la presencia de patógenos conocidos de acuerdo a procedimientos de análisis estandarizados.

Indexación por virus

Procedimiento para determinar la presencia o ausencia de virus en un material vegetal.

Inóculo

En cultivo de tejidos, un pequeño trozo de tejido cortado de un callo, un explante de un tejido u órgano, o una pequeña cantidad de material celular de un cultivo en suspensión, es transferido a un medio fresco para continuar el crecimiento del cultivo.

Latencia

Período en la vida de una planta o animal durante el cual el crecimiento y/o desarrollo se enlentece o cesa completamente.

Libre de enfermedades

Planta o animal certificado a través de análisis específicos que está libre de patógenos específicos. Debería interpretarse significando «libre de cualquier enfermedad *conocida*» dado que «nuevas» enfermedades aún por ser descubiertas pueden estar presentes.

Libre de patógenos

Incontaminado de patógenos.

Magulladura

Daño subyacente al tejido de la planta o fruto, visible como un área descolorada blanda sobre la superficie intacta y causada por presión o impacto.

Marchitamiento

Trastorno de las plantas señalado por pérdida de turbidez con subsecuente caída y a menudo arrugamiento. Puede ser causado por estrés hídrico y/o enfermedad.

Médula

Porción central, blanda de un tallo vegetal dentro del cilindro vascular.

Meristemo

Tejido vegetal indiferenciado pero determinado en el cual las células son capaces de una división activa y de diferenciarse en tejidos especializados como brotes o raíces.

Meristemo apical

Región de la punta del brote y raíz de una planta en la cual la división celular ocurre continuamente para producir un nuevo tallo y tejido radicular, respectivamente.

Micropropagación

Multiplicación *in vitro* en miniatura y/o regeneración de material vegetal bajo condiciones ambientales asépticas y controladas.

Microtubérculo

Tubérculo en miniatura, producido en cultivo de tejidos, el cual puede rápidamente ser regenerado en una planta de tubérculos normal.

Minitubérculo

Pequeño tubérculo (5-15 mm de diámetro) formado en cultivos de brotes o esquejes de cultivos que forman tubérculos como la papa.

Nudo

Estructura ligeramente hinchada sobre el tallo, donde surgen las hojas y yemas y donde se originan las ramificaciones. Los tallos tienen nudos pero las raíces no.

Nematocida vigente

Pesticida agrícola vigente para el control de nematodos.

Ojos

En papa, localización de las yemas en los tubérculos.

Ortet

(ver: planta madre).

Planta madre (=planta donante=ortet)

Planta de la cual se obtiene un clon o propágulo, también un tubérculo madre en ñame.

Plantín

Parte (a veces una raíz, hoja o yema) removida de una planta para propagar una nueva planta a través de enraizamiento o injerto.

Plántula

Brote enraizado y pequeño regenerado a partir de cultivo de células a continuación de una embriogénesis y organogénesis. Las plántulas pueden desarrollarse normalmente como plantas normales cuando son transplantadas al suelo u otro sustrato.

Plántula de semilla

Planta joven, especialmente aquella cultivada en un vivero para ser transplantada o partir de una semilla.

Propagación asexual

Reproducción vegetativa (por ejemplo, bulbos, tubérculos, cormos) que no implica la formación o unión de gametos de diferentes sexos.

Propagación clonal

Propagación asexual de muchas plantas nuevas (ramets) a partir de un individuo (planta madre); todas tienen el mismo genotipo.

Propágulo

Cualquier parte o porción de una planta u órgano vegetal usado para propagación.

Ralear

Identificar y remover plantas individuales inferiores, enfermas o atípicas de un cultivo.

Rastrojo

Tallos o cañas de granos, porotos, arvejas, papas o pastos, especialmente después de la cosecha.

Rejuvenecimiento

Reversión desde el estado adulto al juvenil.

Reproducción sexual

Proceso por el cual dos gametos se fusionan para formar un huevo fertilizado (zigoto).

Resistencia a enfermedades

Habilidad genéticamente determinada para prevenir la reproducción de un patógeno, permaneciendo sano de esta manera.

Selección negativa

Selección en contra de individuos que poseen una cierto carácter. *Opuesto*: selección positiva.

Selección positiva

(Ver: *Selección negativa*)

Sett

Pequeño bulbo, cormo, tubérculo o trozo de tubérculo usado para propagación de plantas.

Vector

Organismo, usualmente un insecto, que porta y transmite patógenos.

Voluntaria (=guacha)

Planta que surge en un cultivo y se origina de un material (por ejemplo, tubérculo o semilla) que quedó en el suelo de un cultivo anterior.

Yema

Región de tejido meristemático con el potencial de desarrollar hojas, brotes, flores o combinaciones de los mismos, generalmente protegida por una bráctea modificada.

Yema axilar (=yema lateral)

Yema que se encuentra en la axila de una hoja.

Material de propagación de calidad declarada

Protocolos y normas para cultivos propagados vegetativamente

Esta publicación incluye un conjunto de protocolos y normas para la producción de material de propagación de calidad de los cultivos que se reproducen vegetativamente más importantes: banano, plátano y otras Musaceae, mandioca, yautía, ajo, papa Hausa, konjac, mashua, oca, papa, boniato, malanga, ulluco y ñame. Preparado por la FAO, en colaboración con el Centro Internacional de la Papa y un equipo de expertos, sigue los principios y enfoque del Sistema de Semilla de Calidad Declarada de la FAO.

Las especies de cultivos propagados vegetativamente contribuyen significativamente a los sectores agrícola y de producción de alimentos de muchos países y regiones en desarrollo y a su seguridad alimentaria. La actual disponibilidad y difusión de tecnologías reproductivas avanzadas, en particular la micropropagación, han incrementado las posibilidades de mejoramiento y desarrollo de materiales de propagación libres de enfermedades de estos cultivos. Sin embargo, a pesar de su potencial, han recibido poca atención en los sistemas regulatorios formales de calidad de semillas. Por consiguiente, estos protocolos y normas fueron desarrollados para servir como herramientas prácticas y útiles para los productores de semillas y técnicos a nivel de la comunidad, así como a los servicios nacionales de semillas y a la comunidad de investigación agrícola en los países en desarrollo. Los materiales de propagación de calidad mejorada contribuirán significativamente a mejorar la producción y productividad agrícola y la seguridad alimentaria mundial.

