

Matériel de plantation de qualité déclarée

Protocoles et normes pour les cultures à multiplication végétative



Photo de couverture : boutures de manioc d'une longueur et d'un diamètre satisfaisant avec 5 à 7 nœuds.
Ceballos, CIAT. 2006

Des copies des publications de la FAO peuvent être obtenues auprès du:
GROUPE DES VENTES ET DE LA COMMERCIALISATION
Organisation des Nations Unies pour l'Agriculture et l'Alimentation
Sous-division des politiques et de l'appui en matière de publications électroniques
Division de la communication
Viale delle Terme di Caracalla,
00153 Rome, Italie

Courriel: publications-sales@fao.org
Télécopie: (+39) 06 57053360
Site Web: <http://www.fao.org/publications>

Matériel de plantation de qualité déclarée

Protocoles et normes pour les cultures à multiplication végétative

Consultation d'experts
Lima, 25-27 novembre 2007

Coordonné par
Juan Fajardo, NeBambi Lutaladio, Michael Larinde et Cadmo Rosell
Division de la production végétale et de la protection des plantes

et

Ian Barker, Willy Roca et Enrique Chujoy
Centre international de la pomme de terre (CIP)

L'édition originale de cet ouvrage a été publiée en anglais par l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture sous le titre *Quality declared planting material - Protocols and standards for vegetatively propagated crops. FAO Plant Production and Protection Paper no. 195, 2010.*

Les appellations employées dans ce produit d'information et la présentation des données qui y figurent n'impliquent de la part de l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (FAO) aucune prise de position quant au statut juridique ou au stade de développement des pays, territoires, villes ou zones ou de leurs autorités, ni quant au tracé de leurs frontières ou limites. La mention de sociétés déterminées ou de produits de fabricants, qu'ils soient ou non brevetés, n'entraîne, de la part de la FAO, aucune approbation ou recommandation desdits produits de préférence à d'autres de nature analogue qui ne sont pas cités.

Les opinions exprimées dans ce produit d'information sont celles du/des auteur(s) et ne reflètent pas nécessairement les vues ou les politiques de la FAO.

ISBN 978-92-5-206425-1 (version imprimée)
E-ISBN 978-92-5-208198-2 (PDF)

© FAO, 2014

La FAO encourage l'utilisation, la reproduction et la diffusion des informations figurant dans ce produit d'information. Sauf indication contraire, le contenu peut être copié, téléchargé et imprimé aux fins d'étude privée, de recherches ou d'enseignement, ainsi que pour utilisation dans des produits ou services non commerciaux, sous réserve que la FAO soit correctement mentionnée comme source et comme titulaire du droit d'auteur et à condition qu'il ne soit sous-entendu en aucune manière que la FAO approuverait les opinions, produits ou services des utilisateurs.

Toute demande relative aux droits de traduction ou d'adaptation, à la revente ou à d'autres droits d'utilisation commerciale doit être présentée au moyen du formulaire en ligne disponible à www.fao.org/contact-us/licence-request ou adressée par courriel à copyright@fao.org.

Les produits d'information de la FAO sont disponibles sur le site web de la FAO (www.fao.org/publications) et peuvent être achetés par courriel adressé à publications-sales@fao.org.

Table des matières

Remerciements	xii
Préface	xiii
Acronymes et abréviations	xv
Introduction	1
Description du matériel de plantation de qualité déclarée	3
Matériel de plantation de cultures à multiplication végétative	3
Objectifs et principes du MPQD	3
Compatibilité avec les réglementions semencières nationales	4
Etiquetage	4
Structure	7
Tubercules andins	9
Ravageurs et pathogènes affectant les tubercules andins	10
Les maladies virales	10
Matériel de plantation	12
Techniques de multiplication rapide	13
Gestion des champs ou des serres	14
Les bananes, les plantains et d'autres espèces de la famille des <i>Musacées</i>	17
Taxonomie, origines, distribution	17
Méthodes de multiplication habituellement employées	17
Maladies et ravageurs principaux transmis par le matériel de plantation	18
Considérations principales sur la qualité du matériel de plantation	18
Maladies et ravageurs	19
Protocole pour la production de matériel de plantation	20
Rejets extraits de champs de bananes et de plantains en production	20
Les bonnes pratiques de multiplication pour chaque technique	21
Sélection des champs et gestion des parcelles de multiplication des rejets	24

Chambre humide pour les PIBS	25
Techniques de laboratoire pour la multiplication <i>in vitro</i>	25
Pépinières de sevrage	28
Pépinières d'endurcissement	28
Normes de qualité pour le matériel de plantation	30
Exemples de programmes de multiplication avec et sans maladies de quarantaine	33
Le manioc	37
Maladies et ravageurs	37
Protocoles de production du matériel de plantation	39
Normes de qualité pour le matériel de plantation (Tableau 10)	44
Le chou caraïbe	47
Origines géographiques et distribution	47
Noms d'usages	47
Méthodes de reproduction	47
Maladies et organismes nuisibles (Tableau 11)	47
Protocoles de production du matériel de plantation	49
Laboratoire	50
Serre	50
Pratiques agronomiques y compris la rotation	51
Multiplication rapide	52
Normes de qualité pour le matériel de plantation	52
Méthodes d'inspections au champ, recommandations d'échantillonnage (Tableau 12) et tolérance	53
Programme de multiplication	55
Ail	57
Virus	58
Protocole pour la production du matériel de plantation de l'ail cultivé	59
Installations et équipement	61
Pratiques culturales	62
Récolte	62
Stockage et transport	63
Normes de qualité pour le matériel de plantation (Tableau 16)	63

Tolérance pour les ravageurs et les pathogènes économiquement importants au champ et pendant le stockage	63
Variétés conformes au type	64
La pomme de terre du Soudan	65
Taxonomie	65
Distribution	65
Centres de culture	65
Botanique	66
Multiplication et taux de reproduction	67
Conditions de culture	67
Protocole pour la production du matériel de plantation de la pomme de terre du Soudan	68
Installations et équipement	68
Pratiques agronomiques	69
Récolte	69
Stockage et transport	70
Normes de qualité pour le matériel de plantation	70
Konjac	73
Nom scientifique, origine et distribution	73
Méthodes usuelles de multiplication	74
Principales maladies propagées par les semences et ravageurs	74
Protocole pour la production de matériel de plantation de qualité	75
Procédure	75
Critères au champ	76
Pratiques agronomiques	77
Récolte, préparation, traitement post-récolte et emballage	77
Résumé des normes de qualité pour le matériel de plantation	78
Pomme de terre	79
Origine géographique et distribution	79
Reproduction	79
Facteurs physiques et physiologiques affectant la qualité du matériel de plantation	80
Pratiques pour la production de matériel de plantation de bonne qualité	82

Matériel de plantation	82
Pratiques agronomiques	83
Récolte	83
Stockage	83
Programmes de multiplication de semences	84
Normes pour la multiplication conventionnelle au champ de la pomme de terre	85
Rotation	86
Critères minimaux d'isolation	87
Inspections en cours de culture	87
Patate douce	91
Origine	91
Modes de propagation	91
Maladies et ravageurs	91
Protocole pour la production de matériel de plantation	93
Pratiques agronomiques	93
Suivi des cultures semencières	94
Méthodes d'inspection	94
Récolte	94
Stockage	94
Programme de multiplication	95
Matériels pour multiplication rapide	96
Préparation du matériel de plantation	98
Pratiques culturales	98
Taro	101
Méthodes de multiplication	101
Maladies et ravageurs	102
Protocole pour la production de matériel de plantation	103
Source de matériel	103
Infrastructures et équipements	104
Critères au champ	105
Pratiques agronomiques	105
Récolte	106
Stockage et transport	106
Normes de qualité pour le matériel de plantation	107

Igname	109
Origine géographique et distribution	109
Moyens de reproduction	109
Maladies et ravageurs	110
Protocole de multiplication de semences d'igname	111
Critères pour la production au champ et le stockage	111
Serre et laboratoire	111
Pratiques agronomiques	113
Tubercules mère	113
Infrastructures, équipements et étapes appropriées pour la gestion des mini-fragments	114
Tuteurage et taille des lianes	117
Suivi du champ semencier	117
Méthode d'inspection	117
Récolte	118
Stockage	119
Protocole du programme de multiplication	119
Normes de qualité déclarée	119
Références	121
Annexes	131
1. Liste des principaux contributeurs	131
2. Glossaire	133

Liste des figures

1.	Schéma de multiplication du matériel de plantation	60
2.	La multiplication végétative des pommes de terre et la production de semences	85
3.	Schéma d'un programme de multiplication de patate douce	97
4.	Protocole pour la production de matériel de plantation indemne de virus	98
5.	Descripción de un programa de multiplicación	104
6.	Coupure transversale suivi de coupure des tranches afin d'atteindre la taille de semenceau souhaitée	114
7.	Les plantes le long et entre les rangs sont reliées à un tuteur solide avec des petits tuteurs ou cordes qui tiennent chaque plante. Ainsi, moins de tuteurs sont nécessaires pour une unité de surface	117

Liste des tableaux

1.	Les étapes clés de la multiplication de la banane	21
2.	Risque de transmission des maladies et ravageurs par méthode de multiplication avec une utilisation des bonnes pratiques de multiplication	30
3.	Rejets/bulbes pour plantation directe	32
4.	Plantes produites en pépinière	32
5.	Options pour la multiplication de matériel de plantation quand les maladies de quarantaine sont présentes	34
6.	Multiplication de matériel de plantation à partir de champs en production (maladies de quarantaines absentes)	34
7.	Multiplication de matériel de plantation à partir de champs de multiplication de rejets (maladies de quarantaines absentes)	35
8.	Multiplication de matériel de plantation avec la méthode PIBS (maladies de quarantaines absentes)	35
9.	Liste des principales maladies	38
10.	Résumé des normes	44
11.	Autres maladies et ravageurs	48
12.	Recommandations d'échantillonnage	53
13.	Résumé des normes	55
14.	Taux de reproduction estimé	55
15.	Résumé d'un programme de multiplication basé sur la micropropagation	56
16.	Résumé des normes	63
17.	Résumé des normes variétales et de germination	71
18.	Resume des normes	78
19.	L'identification, la détection, les symptômes naturels de champ de diffusion, d'autres hôtes, des procédés de contrôle et / ou de tout autre élément utile pour caractériser la maladie / ravageur	81
20.	Taux de multiplication pour les différentes méthodes de propagation de la pomme de terre	86
21.	Tolérance (inspection au champ)	87
22.	Tolérances lors des inspections des tubercules (post-récolte)	88
23.	Résumé des normes	95
24.	Normes de tolérance maximales pour les maladies, dommages d'insectes, et qualité interne pour les semences de base, certifiées et MPQD	95
25.	Tableau résumé des normes	108
26.	Résumé des normes	120

Liste de photos

1.	Rejets PIBS préparés avec des x.	23
2.	Rejets issus de PIBS avec de nombreuses pousses.	24
3.	Vitroplants prêts pour la plantation.	27
4.	Dégâts de de nématodes. Bioversity. 2006	31
5.	Les tirages réalisés par les foreurs de tiges.	39
6.	Coupe transversale d'une tige de manioc montrant le diamètre de la moelle, le diamètre total et l'exsudation de latex.	42
7.	Stockage de tiges sélectionnées destinées à la multiplication.	43
8.	Boutures de manioc d'une longueur et d'un diamètre adéquats avec 5-7 nœuds.	44
9.	Micropropagation de <i>Xanthosoma</i> avec des systèmes d'immersion temporaire. A. Système en production. B. Explants de <i>Xanthosoma</i> après la phase de multiplication.	50
10.	A. Mosaïque de l'oignon. B. Thrips (<i>Thrips tabaci</i>). C. Acariens (<i>Rhizoglyphus spp.</i>). D. Midiou.	58
10.	E. Pourriture blanche de l'oignon. F. Alternariose du poireau. G. Nématode à gale. H. Rouille (<i>Puccinia allii</i>).	59
11.	Récolte de trois différentes accessions de pomme de terre du Soudan.	66
12.	Plant de pomme de terre du Soudan de 24 jours obtenu à partir de tubercules.	66
13.	A – Tubercules sélectionnés pour la plantation; B – Tubercules pour la consommation.	67
14.	Variation de couleur, de forme et de taille de cinq accessions différentes de pomme de terre du Soudan.	71
15.	Préparation des mini-fragments de konjac.	74
16.	Plantation de mini-fragments de konjac.	76
17.	Konjac au stockage.	77
18.	Boutures de de germes issus de tubercules et boutures de tiges apicales avec feuilles simples issues d'une plante mère juvénile.	85
19.	Boutures de germes issus de tubercules.	89
20.	Production de mini-tubercules en système aéroponique.	89
21.	Nématode à gale.	92
22.	Tubercules ou bulbes secondaires, type eddo aussi appelé <i>Colocasia esculenta</i> var. <i>antiquorum</i> .	93
23.	Tubérculo del cormo pequeño (tipo eddoe) a menudo referido como <i>Colocasia esculenta</i> var <i>antiquorum</i> .	101

24. Brûlure des feuilles du taro provoquée par *Phytophthora colocasiae*. 102
25. Plant de taro infesté par le potyvirus de la mosaïque du dachine (DsMV). 102
26. Vitroplants de taro testés pour les virus comme source de matériel de plantation. 103
27. Préparation de rejets du type dachine, également appelé *Colocasia esculenta* var. *esculenta*, pour la plantation. 105
28. Fragments fraîchement coupés. 115
29. Les surfaces coupées sont recouvertes de cendres ou trempées dans un mélange de pesticides pour limiter le pourrissement. Noter que chaque fragment a une partie de peau extérieure qui produira un germe. 115

Remerciements

La réunion sur les Matériels de Plantation de Qualité Déclarée, qui s'est tenue à Lima au Pérou du 27 au 29 Novembre 2007, a vu la participation d'experts hautement qualifiés dans les cultures à multiplication végétative venant de toutes les régions du monde. Leurs contributions et discussions sur les protocoles et les normes ont été fondamentales dans le développement d'un système de contrôle de qualité qui tient compte de la complexité de la production de matériel de plantation de haute qualité au niveau communautaire.

Nous reconnaissons notamment les contributions des experts suivants, présents ou non à la réunion de Lima : Elizabeth Acheampong, Malachy Akoroda, Carlos Arbizu, Ian Barker, Fernando Calle, Hernán Ceballos, Enrique Chujoy, Sivasubramanian Edison, Segundo Fuentes, Thierry Lescot, Robert Mwangi, Juan Pérez Ponce, Alejandrina Robledo, Charles Staver, Mary Taylor et Victor M. Villalobos. Nous sommes également reconnaissants envers leurs institutions pour l'intérêt qu'elles ont porté à cette initiative et, en particulier, envers Bioversity International et le Centre International pour l'Agriculture Tropicale (CIAT) pour leur soutien généreux.

Nous remercions également particulièrement ceux qui ont coordonné la consultation d'experts ainsi que l'édition technique de cette publication : Juan Fajardo, NeBambi Lutaladio, Michale Larinde et Cadmo Rosell (FAO) et Ian Barker, Willy Roca et Enrique Chujoy (CIP). L'assistance logistique et administrative a été réalisée par, entre autres, Enrica Romanazzo de la FAO ainsi que Julia Zamudio et Marta Huanes du CIP.

De la part de ces deux organisations, nous exprimons également nos remerciements pour le soutien large de la FAO et du CIP, de leurs experts et également de tout le personnel qui a rendu cette activité possible.

Préface

S'assurer que les agriculteurs aient accès à temps à des semences et plants de bonne qualité est un des éléments les plus importants pour le succès du développement de la production agricole. Cette question a été considérée comme un problème majeur au cours de la *Conférence de haut niveau sur la sécurité alimentaire mondiale : les défis des changements climatiques et de la bioénergie* qui s'est tenue en juin 2008 au siège de la FAO à Rome. Les participants à la conférence ont reconnu qu'un accès amélioré par les agriculteurs à des semences appropriées, adaptées localement, est un élément clé pour l'appui à la production agricole dans le contexte de la montée des prix agricoles et du changement climatique.

Malgré cette réalité, les semences et plants disponibles auprès des petits agriculteurs sont souvent de mauvaise qualité dans de nombreux pays en développement, ce qui limite les rendements potentiels et les performances de la production agricole. Avec l'appui de la FAO, le défi de l'amélioration de la qualité des semences produites localement et utilisées par les petits agriculteurs a été relevé à travers différents programmes et initiatives dans de nombreux pays.

En 1993, la Division de la production végétale et de la protection des plantes (AGP) a contribué à cet effort en initiant une consultation d'experts qui a conduit à la production d'un guide technique sur les normes et procédures pour les semences de qualité, connu sous le nom de Système de semences de qualité déclarée (SQD). Le SQD est un système de contrôle de la qualité des semences qui est moins exigeant que les systèmes complets et peut donc être mis en œuvre plus facilement dans les situations où les ressources sont limitées. Il est maintenant utilisé et consulté dans le monde entier et s'est montré particulièrement utile comme source d'informations pratiques pour les normes de qualité de cultures multipliées par des semences véritables. Une révision du SQD a été publiée en 2006 par la FAO afin d'étendre le nombre de cultures traitées et de s'adapter à l'évolution des circonstances et besoins.

Toutefois, les espèces culturales multipliées grâce à différentes structures végétatives tels que boutures, fragments de tiges, tubercules, rejets, bulbes n'ont pas été incluses dans le SQD, bien que certaines de ces espèces soient d'une importance majeure pour la production agricole et la sécurité alimentaire. Avec l'exception de la pomme de terre et des espèces *Musa*, les cultures à multiplication végétative ont été peu prises en comptes dans les systèmes réglementaires sur la qualité des semences. Ces cultures, telles que l'igname, le manioc et la patate douce, sont

principalement utilisées dans les systèmes de culture tropicaux ou subtropicaux et constituent l'alimentation de base dans de nombreux pays en développement. Bien que certaines soient considérées comme des cultures mineures au niveau global, elles contribuent significativement à la sécurité alimentaire de certains pays ou régions spécifiques. Il y a des possibilités nouvelles pour l'amélioration et le développement des cultures à multiplication végétative, grâce à la disponibilité et la diffusion de technologies avancées, en particulier la micropropagation et la production de matériel de plantation indemne de maladie. De plus, comme tout le monde a pu le constater, l'Année internationale de la pomme de terre en 2008 a représenté une opportunité pour faire avancer le développement d'instruments globaux pour l'amélioration de la production de pomme de terre.

Pour toutes ces raisons, la FAO, en collaboration avec le Centre international de la pomme de terre et une équipe d'experts internationaux, a développé et préparé une série de protocoles et normes pour la production de matériel de plantation de qualité pour les cultures à multiplication végétative les plus importantes. Présentés dans cette publication, ils offrent un outil utile et pratique pour les producteurs de semences et les techniciens au niveau communautaire et également pour les services semenciers nationaux la communauté de la recherche agricole. Nous croyons qu'une meilleure qualité des plants utilisés contribuera significativement à l'amélioration de la production et de la productivité agricole, ainsi qu'à la sécurité alimentaire dans de nombreuses régions du monde. Cette publication sera particulièrement utile pour les pays en développement des zones tropicales et subtropicales où les cultures à multiplication végétative ont le potentiel d'apporter une contribution réelle pour la lutte contre la faim et la pauvreté, le développement économique, et le développement rural.

Shivaji Pandey
Directeur

Division de la production végétale et de la protection des plantes

Acronymes et abréviations

AbaMV	Virus de la mosaïque de l'Abaca
APLV	Virus andin latent de la pomme de terre
AVA	Virus A de l'arracacha
AVB	Virus B de l'arracacha
BanMMV	Virus de la maladie la mosaïque atténuée du bananier
BBrMV	Virus de la maladie du bunchy top du bananier
BSV	Banana streak virus
CBB	Bactériose vasculaire du manioc
CBDV	Maladie du virus bonone de la colocase
CBSD	Maladie de la striure brune du manioc
CFU	Unités formant des colonies
CIAT	Centre international pour l'agriculture tropicale
CIP	Centre international de la pomme de terre
CIRAD	<i>Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement</i>
CMD	Virus de la mosaïque du bananier
CMV	Virus de la mosaïque du concombre
DsMV	Virus de la mosaïque du dachine
ELISA	Dosage d'immunoabsorption par enzyme liée
EPRV	Pararetrovirus endogène
FYM	Fumier
FSD	Cassava Frog-skin Disease
GYSV	Virus des stries jaune de l'ail
IDM	Protection intégrée contre les maladies
IITA	Institut international pour l'agriculture tropicale
K	Potassium
KoMV	Virus de la mosaïque du konjac
LYSV	Virus de la striure du poireau
MPQD	Matériel de plantation de qualité déclarée
masl	Mètres au-dessus du niveau de la mer
MS	Mélange de sel de Murashige et Skoog

N	Azote
NARS	Système de recherche agricole national
NASH	Hybridation spot d'acide nucléiques
NPK	Azote-Phosphore-Potassium
OYDV	Virus de la bigarrure de l'oignon
PapMV-U	Virus de la mosaïque de la papaye
PBRV	Virus de l'anneau noir de la pomme de terre
PGRRI	Institut de recherche en ressources génétiques du Ghana
PIBS	<i>Plants issus de bourgeons secondaires</i>
PLRV	Virus de l'enroulement de la pomme de terre
PVT	Virus T de la pomme de terre
RKN	Nématodes à gale
RRD	Maladie du pourrissement des racines
SED	Maladie de la super élévation du manioc
SoMv	Virus de la mosaïque du chénopode
SPCFV	Virus des taches chlorotiques de la patate douce
SPCSV	Virus d'arrêt de croissance chlorotique de la patate douce
SPFMV	Virus de la marbrure plumeuse de la patate douce
SPLCV	Virus del enrollamiento foliar del boniato
SPLV	Virus latent de la patate douce
SPMMV	Virus de la panachure légère de la patate douce
SPV	Virus sévère de la patate douce
SPVG	Virus G de la patate douce
SSR	Microsatellite de type séquence unique répétée
TaBV	Badnavirus bacilliforme du taro
TaRV	Reovirus du taro
TaVCV	Virus de la chlorose vasculaire du taro
TropMV	Virus de la mosaïque du tropaeolum
TLB	Maladie de la brûlure des feuilles du taro
USA	Etats Unis d'Amérique
UMMV	Virus modéré de la mosaïque de l'ulluco
UMV	Virus de la mosaïque de l'ulluco
UVC	Virus C de l'ulluco

Introduction

La FAO a toujours reconnu la contribution potentielle des cultures locales et traditionnelles pour l'atteinte de la sécurité alimentaire globale. Toutefois dans le contexte de l'augmentation des prix alimentaires, la nécessité d'utiliser des cultures autres que les cultures commerciales majeures est devenue encore plus pressante. Mais, ce nouvel intérêt a révélé l'absence de systèmes de production de matériels de plantation basés sur la science pour ces cultures.

En 1993, la FAO a publié son premier *manuel pour le système de semences de qualité déclarée (SQD) – guide technique sur les normes et procédures* basé sur les résultats d'une réunion d'expert. Il a été mis à jour en 2003. Cette publication met à disposition de nouvelles informations sur les normes et protocoles utilisables pour la production de semences de qualité de 92 cultures reproduites par des semences véritables.

Toutefois, les participants de la réunion de 2003 ont reconnu également l'absence de connaissances, de procédures et de normes de qualité pour les matériels de plantation non commerciaux, notamment pour des cultures traditionnelles localement importantes. Ils ont donc recommandé que la FAO organise une consultation d'experts pour considérer les cultures à multiplication végétative. De plus, le quatorzième Symposium triennal de la Société internationale pour les cultures à racine, organisé en novembre 2006 à Thiruvananthapuram en Inde, a également identifié « la production de matériel de plantation de qualité pour surmonter la dégénérescence liée à l'accumulation de maladies et pathogènes » comme un thème émergent.

En conséquence, la division de la production végétale et de la protection des plantes de la FAO (AGP) s'est lancée dans la préparation de protocoles et de normes pour les cultures alimentaires à multiplication végétative les plus importantes dans le monde. La FAO a proposé une collaboration au Centre international de la pomme de terre (CIP) afin de discuter des propositions de protocoles mises au point par des experts internationaux sur les cultures sélectionnées.

La FAO et le CIP ont organisé une consultation d'expert à Lima au Pérou, siège du CIP, du 27 au 29 novembre 2007 avec la participation de 12 experts internationaux et 7 experts nationaux. Cette activité a reconnu l'importance de la pomme de terre pour la sécurité alimentaire, en tant que culture à multiplication

végétative. Les experts ont donc ajouté la pomme de terre à la liste, bien que les méthodes de production aient été déjà clairement définies par le secteur privé, afin que le CIP contribue à l'Année internationale de la pomme de terre de 2008.

La réunion a discuté et approuvé, pour les cultures à multiplication végétative d'importance globale, les propositions de protocoles faites par les experts pour une multiplication sûre de matériel végétal exempt de maladie. L'objectif était d'établir des protocoles qui amélioreraient la qualité et la disponibilité de matériel de plantation, notamment pour les petits agriculteurs. Les méthodes de multiplication et les types de procédures pour l'obtention de matériel de plantation de qualité varient de manière importante en fonction des cultures. Toutefois, d'un point de vue général les documents techniques se concentraient sur les aspects qualitatifs et sanitaires de la production de matériel de plantation.

Les participants se sont accordés sur une structure et des principes communs ainsi que sur des normes pour le matériel de plantation de qualité déclarée (MPQD). Les protocoles techniques présentés dans cette publication ont été révisés au cours de la consultation d'experts. Par ailleurs, les experts ont également recommandé :

- la mise en place d'activités de renforcement de capacités pour la mise en place du MPQD sur le terrain et la promotion de son utilisation dans les activités de multiplication communautaire de semences ;
- la mise en place d'un système de suivi de la mise en place du MPQD sur le terrain et l'intégration future des résultats et leçons tirées ;
- la promotion de la responsabilité gouvernementale dans la mise en œuvre du MPQD et l'appui à l'utilisation de matériel de plantation de qualité.

Description du matériel de plantation de qualité déclarée

MATÉRIEL DE PLANTATION DE CULTURES À MULTIPLICATION VÉGÉTATIVE

Les cultures à multiplication végétative jouent un rôle essentiel dans l'amélioration de la sécurité alimentaire et de la nutrition. Elles sont également utilisées dans la production d'amidon et de biocarburants et ont beaucoup d'autres utilisations dans les filières agro-industrielles. De plus, elles peuvent se substituer à d'autres types de cultures en cas de besoins économiques comme dans le cas des hausses de prix des aliments.

La reproduction du matériel de plantation de ces cultures représente un problème complexe et leur utilisation à grande échelle pose de nombreuses questions logistiques. C'est un problème particulièrement pour les petits exploitants en raison :

- de l'absence de système semencier formel (à l'exception des pommes de terre),
- du manque de connaissances sur les mesures phytosanitaires et les problèmes de quarantaine liés au transport du germoplasme, des plantes et du matériel de plantation à travers les frontières nationales,
- de l'absence d'approvisionnement régulier de matériel de plantation de bonne qualité,
- d'une demande fluctuante de matériel de plantation sain,
- du fait que ce type de matériel de plantation est encombrant et périssable,
- de l'utilisation de mélanges de variétaux, notamment de variétés locales.

OBJECTIFS ET PRINCIPES DU MPQD

Le processus MPQD a été développé pour guider la production de matériel de plantation de cultures à multiplication végétative sain et exempt de maladie. Son objectif général est d'améliorer la qualité physiologique et phytosanitaire du matériel de reproduction disponible auprès des petits producteurs, et en conséquence, augmenter la production et la productivité. Ce système est destiné à être utilisé principalement par les producteurs de semences au niveau communautaire ou par les agents de vulgarisation.

Afin d'obtenir un accès simple et rapide à ce matériel, ces protocoles et normes MPQD sont pratiques. Ils ont été mis au point dans l'objectif de permettre un suivi simple et une vérification des processus de production et de distribution. Ils

sont complémentaires et cohérents avec le système formel de contrôle de la qualité des semences, mais tiennent également compte des conditions nationales et locales spécifiques, pour garantir qu'ils sont adaptés et utilisables par les utilisateurs cibles. Ils relient notamment des activités initiées par les stations expérimentales et les chercheurs des institutions nationales et internationales aux activités de multiplication de semences des petits exploitants.

Les matériels de plantation d'origine peuvent venir de cultures *in vitro* ou de plusieurs autres méthodes utilisées pour l'obtention des matériels de plantation indemnes de maladies, mais quoi qu'il en soit, les MPQD doivent être conformes à la réglementation phytosanitaire nationale et internationale.

Le système MPQD prévoit des rôles très clairs pour les secteurs public et privé, avec le secteur public responsable du maintien du germoplasme, de l'introduction et de la sélection des nouveaux matériels, de la purification des matériels et de l'indexation pour les virus, tandis que le secteur privé est responsable de la multiplication et de la distribution de masse.

COMPATIBILITÉ AVEC LES RÉGLEMENTIONS SEMENCIÈRES NATIONALES

Tous les programmes de multiplication de MPQD doivent être conformes à la réglementation nationale semencière. Chaque personne qui désire entreprendre ce type de programme doit d'abord vérifier sa compatibilité avec la réglementation locale. La plupart des législations nationales déclarent que seules les semences de variétés homologuées peuvent être multipliées et peuvent exiger un agrément officiel des producteurs de semences. Pour cette raison, un matériel obtenu à partir de MPQD ne peut pas être étiqueté en tant que semence «certifiée».

Le système MPQD est un cas particulier de SQD. Les moyens de reproduction, et par conséquent les pratiques de production de matériel de plantation sont différents significativement de ceux utilisés pour les cultures reproduites au moyen de semences véritables.

ETIQUETAGE

Un étiquetage adéquat est un élément important pour une distribution responsable et efficace de matériel de plantation. Les informations devant être fournies sur les étiquettes varient selon les cultures, mais en général, toutes devraient comporter les informations suivantes (en prenant pour exemple les ignames):

- le numéro du lot;
- le poids du lot;
- le nombre de semenceaux d'igname ou de fragments par lot;
- la longueur des tubercules;
- le nom ou le code de la variété;
- le nom du producteur de semences;

- zones géographique où les tubercules ont été produits;
- la date à laquelle les tubercules ont été récoltés;
- le nom ou le code de l'inspecteur;
- le logo correspondant à la qualité.

Les autorités locales, le gouvernement ou la coopérative de producteurs de semence, devraient spécifier la nature des amendes pour tout étiquetage frauduleux, en supposant qu'il y ait un accord sur ce principe dans la culture locale. Les nombres de hors-types doivent être enregistrés comme preuve d'erreur.

Dans les paragraphes suivants certain aspects spécifiques de l'étiquetage sont indiqués:

Xanthosoma

Pour le *xanthosoma*, l'étiquetage est important pour éviter de mélanger des matériels ayant des caractéristiques différentes. Les stocks doivent donc être étiquetés de la manière suivante:

- variété;
- origine;
- catégorie;
- poids (bulbe ou bulbe secondaire);
- hauteur (plantes ou *vitroplants*);
- date de la récolte.

Taro

L'étiquetage est nécessaire pour le taro et devrait contenir :

- le numéro du lot;
- le poids ou/et nombre par lot;
- le nom ou le code de la variété;
- l'adresse et le nom du producteur de semences;
- la date de la récolte;
- le code de l'inspecteur;
- le logo correspondant à la qualité.

Patate douce

Chaque emballage contenant des tubercules ou des boutures doit être étiqueté convenablement afin de permettre l'identification de la phase de production. Si l'emballage ou le lot de boutures n'est pas étiqueté, le matériel de plantation ne pourra être distribué comme conforme au système MPQD.

Les informations sur l'étiquette doivent comprendre:

- le nom ou le code de la variété;
- le nom et l'adresse du producteur;
- la date de récolte;

- le numéro du lot, le poids, la longueur et le nombre de tubercules ou de boutures par lot;
- le logo correspondant à la qualité;
- tous les tubercules ou les boutures doivent suivre les normes de qualité.

Rejets de bananes

Pour les rejets commercialisés localement, l'étiquetage est peu fréquent. Néanmoins, les informations suivantes devraient être exigées par les personnes qui font l'acquisition de ces rejets :

- localisation du champ, nom et coordonnées du producteur;
- le cultivar, l'âge de la plantation, les pratiques culturales (intrants utilisés, pratiques de routine) dans le champ dont les rejets ont été extraits;
- la présence d'organismes nuisibles et de maladies dans la plantation et la fréquence des inspections;
- la description des pratiques utilisées pour l'extraction et le traitement des rejets, y compris les lieux où ils ont été stockés après parage.

Plantes issues de culture in-vitro

Pour les plantes issues de culture in-vitro, les informations suivantes doivent être requises :

- le nom, l'adresse et les coordonnées du laboratoire où les plantes ont été produites *in vitro*.
- le nom, l'adresse de l'agent qui commercialise les plantes.
- le cultivar, les informations spécifiques sur les clones et l'origine des plantes mères à partir desquelles les bourgeons terminaux ont été extraits. Si les plantes-mères sont maintenues dans une serre insect-proof, la localisation devra être indiquée.
- le nombre de *vitroplants* produits et de sous-cultures utilisées par bourgeon terminal dans le protocole de multiplication in-vitro.
- les protocoles d'indexation des virus ainsi que les résultats, y compris par exemple le virus bunchy top du bananier (BBTV), le virus de la mosaïque du concombre (CMV), le virus à bandes de la banane (BSV), le banana bract mosaic Potyvirus (BBrMV) et le virus de la mosaïque atténuée du bananier (BanMMV).
- le nom, l'adresse et les coordonnées du laboratoire chargé de l'indexation des virus.
- autres tests de maladie réalisés, protocoles et résultats.
- le nom, l'adresse et les coordonnées du laboratoire chargé de ces autres tests.
- le nom et l'adresse de l'organisme officiel phytosanitaire certifiant les plantes.

STRUCTURE

Malgré la variabilité existante parmi ces cultures et suivant leurs différentes caractéristiques, les protocoles suivent autant que possible un schéma commun.

1. Introduction

- le nom scientifique, l'origine, la distribution ;
- le mode ou les modes de propagation communément utilisés par les petits exploitants ;
- le taux de multiplication.

Les principales maladies et ravageurs transmis par les semences, y compris leurs cycles de vie, l'identification, la détection, la diffusion naturelle, les symptômes au champ, les hôtes secondaires, les méthodes de contrôle et n'importe quel autre élément utile pour la caractérisation des maladies/ravageurs.

2. Les protocoles pour la production au champ de matériel de plantation par les petits exploitants, à partir de matériel végétal sain:

- les installations et l'équipement,
- les sources de matériel végétal, y compris la sélection positive,
- les critères de qualité au champ,
- les inspections au champ,
- la récolte et la manutention,
- les traitements post-récolte,
- le stockage et le transport,
- les normes de qualité pour le matériel.

3. Tailles et poids:

- la table de tolérances (%) pour les maladies et ravageurs communs, économiquement importants, transmis par les semences, constatés au champ et pendant le stockage ;
- les règles d'étiquetage (liste) ;
- capacité de germination (%) et de développement en une plante normale (si possible) ;
- la pureté variétale.

4. Descripción del programa de multiplicación.

Tubercules andins

Carlos Arbizu

Centre International de la pomme de terre (CIP), Lima, Pérou

Oca du Pérou	<i>Oxalis tuberosa</i> Molina	Oxalidaceae
Ulluco	<i>Ullucus tuberosus</i> Caldas	Bassellaceae
Capucine tubéreuse ou Mashua	<i>Tropaeolum tuberosum</i> Ruiz and Pavon	Tropaeolaceae

Les tubercules de l'oca, de l'ulluco/ulluque (2 noms possible) et de la capucine tubéreuse sont utilisés par 50 million de consommateurs, des Andes du Venezuela jusqu'au Nord-Ouest de l'Argentine. Ils poussent à des altitudes variant de 2 800 à 4 000 m, mais sont plus particulièrement cultivés du centre du Pérou jusqu'à la Bolivie centrale. L'oca est également consommé par environ 2 million de personnes au Mexique et en Nouvelle-Zélande.

L'oca, l'ulluco et la capucine tubéreuse sont des plantes vivaces. Leurs parties supérieures meurent à la fin de la saison de croissance mais leurs tubercules persistent et repoussent la saison suivante. Ils sont cultivés dans des sols bien drainés, de préférence avec une grande teneur en matière organique, et arrivent à la récolte en environ 7-8 mois. En cas d'excès de production, les tubercules de l'oca sont traditionnellement déshydratés en *kaya* et les tubercules d'ulluco en *linge*, qui peuvent être conservés pendant plusieurs années.

Le mot «oca» est dérivé du mot quechua «ok'a», «occa» et «uqa». Il a été identifié comme une espèce végétale cultivée de *Oxalis tuberosa* avec 64 chromosomes. Plus de 80 espèces apparentées mais sauvages ont été identifiées dans les Andes avec un taux de ploïdie allant de la diploïdie à l'hexaploïdie. Le nombre de chromosome de base de l'oca est $x=8$.

«Ulluco» est dérivé du mot quechua «ulluku». L'espèce *Ullucus tuberosus* se compose de deux sous-espèces : l'ulluco cultivé avec un nombre de chromosomes de base de $x=12$, et des formes sauvages triploïde de *U. tuberosus aborigineus*.

«Mashua» est dérivé du mot quechua «maswa» ou «mashwa». *Tropaeolum tuberosum* est une espèce de *Tropaeolum* qui forme des tubercules que nous considérerons ici comme faisant partie des tubercules andins.

RAVAGEURS ET PATHOGÈNES AFFECTANT LES TUBERCULES ANDINS

L’oca est sérieusement attaqué par le charançon *Adioristidius tuberculatus*. Une gestion culturale et biologique des organismes nuisibles a été mise en place dans les Andes pour réduire les dégâts causés par le charançon. L’Oca peut également être contaminé par plusieurs pathogènes : *Fusarium oxysporum*, *F. roseum*, *Rhizoctonia solani*, *Mucor piriformis*, et *Rhizopus spp* (Ames, 1997). Des sols bien drainés et une sélection de tubercules sains sont la meilleure solution pour la prévention de la pourriture des tubercules.

L’ulluco peut être attaqué par le charançon *Amathynetoides nitidiventris*, qui provoque des dommages sur les tubercules andins et également sur d’autres plantes, telles que les carottes, les fèves et le maïs. Quinze maladies fongiques, une maladie bactérienne (Ames, 1997) et quatre maladies virales peuvent attaquer l’ulluco. Les maladies virales sont décrites ci-dessous (Chuquillanqui, *pers. com.*).

LES MALADIES VIRALES

Les virus suivants peuvent affecter l’ulluco (Fuentes et Chuquillanqui, 2004) :

Le virus de l’enroulement de la pomme de terre (PLRV) observé au Pérou, en Bolivie, en Argentine et en Colombie, se transmet par les pucerons verts du pêcher *Myzus persicae*, de l’ulluco aux pommes de terre et vice versa. A la différence de la pomme de terre, il ne se manifeste pas par des symptômes sur la plante de l’ulluco. Le rendement de l’ulluco peut être réduit à 30 pour cent du rendement habituel en cas d’infections secondaires.

Le virus T de la pomme de terre, observé chez les pommes de terre, la capucine tubéreuse et l’oca, au Pérou, en Bolivie et en Argentine, se transmet de manière mécanique par les machines, et par contact entre les plantes. Bien que le virus se transmette par le matériel de plantation, les plantes infectées ne manifestent pas de symptômes.

Le virus latent de la pomme de terre des Andes (APLV), observé au Pérou, en Bolivie, en Équateur et en Colombie, est transmis de manière mécanique par les machines et les ravageurs. Un insecte vecteur, *Epitrix spp.*, manifeste des symptômes qui n’ont pas été démontrés chez les plantes d’ulluco.

Le virus C de l’ulluco (UVC) observé au Pérou, en Bolivie, en Équateur, en Argentine et en Colombie, se transmet par contact entre les plantes, mais l’ulluco ne manifeste pas de symptômes. Toutefois, l’UVC en combinaison avec l’UMV provoque des mosaïques graves. Les infections secondaires peuvent réduire le rendement de 27 pour cent.

Le virus A de l’arracacha (AVA), qui affecte l’ulluco au Pérou, et les racines riches en amidon de l’arracacha ou pomme de terre-céleri (*Arracacia xanthorrhiza*)

en Amérique centrale, est transmis de manière mécanique, très probablement par un nématode, quoique la transmission par contact des plantes n'ait pas encore été démontrée. En général, les symptômes ne sont pas visibles, bien qu'en association avec d'autres virus, des changements dans la forme des feuilles et des mosaïques peuvent être observés.

Le virus de la mosaïque du papayer (PapMV-U), constaté au Pérou, en Bolivie, en Équateur, en Argentine et en Colombie est généralement transmis par contact entre les plantes. Les plantes de l'ulluco ne montrent pas de symptômes, mais en combinaison avec l'UMV, des mosaïques apparaissent sur la plante. Les infections secondaires peuvent réduire le rendement de l'ulluco de 30 pour cent. La maladie peut aussi infecter l'oca, la capucine tubéreuse et les papayers.

Le virus de la mosaïque de l'ulluco (UMV) se transmet par le puceron vert du pêcher. Les plantes infectées manifestent de légères mosaïques, des tâches chlorotiques et des changements dans la forme des feuilles. Le rendement peut être réduit de 30 pour cent. La maladie a été constatée au Pérou, en Bolivie, en Équateur, en Argentine et en Colombie.

Le virus de la mosaïque de l'ulluco (UMMV) se transmet de manière mécanique par contact entre les plantes ou pendant les travaux au champ. Les plantes infectées présentent de petites taches. Le virus a été repéré au Pérou, en Bolivie, en Équateur, en Argentine et en Colombie.

Les virus de l'oca

Quatre virus ont été identifiés dans les cultures d'oca : le virus de l'anneau noir de la pomme de terre (PBRV), le virus B de l'arracacha (AVB-O), PapMV-U et PVT (Chuquillanqui, pers. comm). Les deux derniers ont également été observés chez l'ulluco, leurs principaux symptômes étant décrits plus haut.

PBRV, constaté au Pérou, se transmet de manière mécanique par les nématodes. Bien que les pommes de terre contaminées puissent présenter des taches annulaires nécrotiques, il n'y a pas de références claires sur les symptômes chez l'oca.

AVB-O, observé au Pérou, en Bolivie et dans d'autres pays d'Amérique du sud, où les pommes de terre, l'oca et l'arracacha sont cultivés, est également transmis par les nématodes et probablement par le matériel de plantation.

Virus de la capucine tubéreuse

Cinq virus affectent les récoltes de la capucine tubéreuse : PapMV et le PVT (décrits chez l'ulluco ci-dessus), le virus de la mosaïque du chénopode (SoMV) et un complexe de souches de virus de la mosaïque de la capucine tubéreuse (TropMV) (M-6, M-8) (Chuquillanqui, pers. comm.).

SoMV, constaté en Amérique du sud, est transmis par les chenilles, les coléoptères et les pucerons. Il attaque aussi d'autres plantes cultivées, comme les pommes de terre, les épinards, *Vitis sp.* et *Prunus domestica*.

TropMV présente plusieurs souches dont la caractérisation nécessite de plus amples recherches. Il se transmet par les pucerons. Sa distribution géographique n'est pas certaine.

Contrôle des maladies virales

La stratégie principale pour la prévention des infections virales consiste en l'utilisation de tubercules sains, l'épuration des plantes malades, l'élimination des mauvaises herbes qui sont des hôtes alternatifs et le traitement des plantes contre les pucerons et autres vecteurs comme *Epitrix spp.*

MATÉRIEL DE PLANTATION

En général, on utilise les tubercules pour la multiplication de l'oca, de l'ulluco et de la capucine tubéreuse. Les tubercules sont généralement produits au champ pendant la même saison culturale que les cultures de consommation.

Les pratiques agronomiques de production des tubercules d'oca, d'ulluco et de la capucine tubéreuse sont similaires. La production de tubercules dans des parcelles en altitude (3 500–3 800 m), après 6-8 ans de jachère, garantit largement la production d'un matériel de plantation de bonne qualité avec moins de 5 pour cent d'infections virales et qui est exempt de nématodes et de charançons. Les tubercules-mère doivent être issus soit d'un processus de sélection positive, soit d'une production de semences de base. La couleur de la surface et la forme du tubercule doivent correspondre à celle de la variété. Des tubercules de bonne qualité doivent présenter une surface propre et brillante. Les tubercules d'oca et d'ulluco doivent peser entre 20 et 30 g et ceux de la capucine tubéreuse 30-40 g.

Les agriculteurs des Andes utilisent traditionnellement 3-5 petits tubercules (5-10 g chacun) par trou de plantation pour l'oca, l'ulluco et la capucine tubéreuse, contrairement à l'utilisation de tubercule de 20-40 g recommandée plus haut. Comme les petits tubercules se développent pendant la phase tardive de développement de la plante (sénescence), la présence de virus est moins probable dans les petits tubercules (Chuquillanqui, *pers. comm.*). C'est pour cette raison que l'oca, l'ulluco et la capucine tubéreuse n'ont pas disparu durant les 3 000-5000 ans de culture ininterrompue.

Améliorer le système traditionnel de multiplication de matériel de plantation par une sélection positive

Les agriculteurs des Andes renouvellent généralement leurs tubercules tous les 3 à 5 ans, considérant que leurs semences deviennent «paresseuses». C'est pour cette raison qu'il y a une circulation constante de tubercules dans et entre les

communautés, principalement pendant la récolte et la plantation. De plus, dans les systèmes traditionnels andins, les agriculteurs considèrent habituellement le système de rotation et de jachère comme un facteur-clé dans le contrôle des ravageurs et des maladies. De plus, les femmes sélectionnent les tubercules de meilleure qualité dans les stocks. Elles choisissent des tubercules de forme normale, correspondant à la variété, avec une surface propre et brillante, sachant ainsi que le matériel de plantation est exempt de maladies et de ravageurs, ce qui, dans une certaine mesure, est une sélection positive. Ce système a permis de satisfaire la majorité des besoins annuels en semences d'oca, d'ulluco et de capucine tubéreuse des familles rurales des Andes.

La sélection positive pour la production de semences de bonne qualité d'ulluco, selon Garay (1995) et Lopez (2004), est un processus par lequel les plantes utilisées pour produire du matériel sont sélectionnées au champ. Avant le stade floraison, les plantes vigoureuses, présentant un feuillage de couleur vert foncé ou vert jaune foncé, des grandes feuilles régulières sans symptôme de maladies virales, sont identifiées, étiquetées et sélectionnées afin d'être récoltées séparément. Les tubercules de chaque plante sélectionnée doivent être visuellement sains et conformes à la forme et à la couleur de la variété. De cette manière, un stock de clones est obtenu. Durant la saison suivante, les tubercules de chaque clone sont multipliés en étant plantés sur des rangs séparés, à raison d'environ 10 plantes par clone. Au cas où une des plantes manifeste une maladie virale, bactérienne, fongique ou d'autres symptômes indésirables, toutes les plantes du clone sont éliminées (sélection négative). Inversement, si toutes les plantes poussent vigoureusement et sont exemptes de maladies, les plantes du clone sont conservées et récoltées séparément (sélection positive). Ce processus est répété la saison suivante, jusqu'à ce qu'il y ait un stock de tubercules sains. Cette stratégie peut facilement être appliquée par les communautés d'agriculteurs, mélangeant ainsi les connaissances ancestrales traditionnelles avec les technologies modernes afin d'augmenter la production de l'oca, l'ulluco et de la capucine tubéreuse à des coûts faibles.

TECHNIQUES DE MULTIPLICATION RAPIDE

Quand les tubercules sont limités en nombre, il est possible d'utiliser la multiplication rapide et la sélection positive pour assurer les besoins en semences. Les organes végétaux utilisés peuvent être les germes de tubercules, les jeunes boutures, et des boutures de tiges secondaires (Bryant *et al.*, 1981; Lopez, 2004).

Boutures à partir de germes

Cette technique nécessite une exposition des tubercules sains à une lumière diffuse et une température ambiante, afin d'encourager une pousse vigoureuse des germes. Quand les germes sont d'une taille de 3-8 cm, ils sont prélevés sur les tubercules par un mouvement dans le sens inverse des aiguilles d'une montre afin de diminuer les risques de dégâts, et plantés en serre dans un lit de sable désinfecté.

Une fois que les racines apparaissent, ils sont repiqués au champ et les pratiques culturales habituelles sont utilisées jusqu'à la récolte. Généralement, presque toutes les boutures survivent. Elles peuvent être récoltées jusqu'à trois fois sur les tubercules-mères, avec un intervalle de 3-4 semaines. Il n'est pas nécessaire d'utiliser une solution spécifique pour l'enracinement. Une plante obtenue à partir d'un germe peut produire 600-800 g de tubercules. Les plantes normales obtenues à partir de boutures de germes peuvent également être utilisées comme plantes-mères pour des jeunes boutures ou pour des boutures de tiges secondaires. Cette technique peut être employée pour toutes les cultures. Les boutures de germes ont notamment été utilisées avec succès pour la lutte contre le charançon chez l'oca.

Jeunes boutures

Ces boutures sont obtenues de plantes ayant poussé à partir de petits tubercules (10-30 g), boutures de germes ou de vitroplants. Ces plantes doivent atteindre 10-15 cm, avec 5-6 feuilles par tige. Chaque bouture de tige est subdivisée en de plus petites boutures nodales (moins d'un millimètre de diamètre) avec des bourgeons axillaires, après quoi elles sont mises à enraciner et germer dans un lit de sable. Il n'est pas nécessaire d'utiliser d'hormones d'enracinement. Une fois que les boutures se sont enracinées et qu'elles ont germées (2-3 semaines), elles sont repiquées au champ ou utilisées comme de nouvelles plantes-mères pour augmenter le taux de multiplication. Le rendement en tubercules d'une plante issue d'une jeune bouture varie de 0,5 à 1,0 kg par plante. La plante-mère peut de plus fournir d'autres boutures de tiges.

Boutures de tiges secondaires

Des tubercules sains (30-40 g) sont plantés dans des pots ou dans des lits de semences afin de développer des racines et de germer. Des plantes-mères peuvent également être obtenues à partir de boutures de tige principale, de jeunes boutures ou à partir de petits tubercules cultivés *in vitro*. Une fois que la plante-mère atteint environ 20 cm, les boutures de la partie apicale de la plante sont collectées, et mises à enraciner et germer pour obtenir d'autres plantes-mères et augmenter le taux de multiplication. L'élimination de la partie apicale de la plante favorise le développement de nombreux autres bourgeons axillaires latéraux, ce qui conduit à la production de tiges secondaires de 6-12 cm de long en trois semaines environ pouvant être utilisées comme bouture. Ce processus peut être répété 3-4 fois, ce qui signifie qu'une plante-mère peut fournir jusqu'à 100 boutures. L'application d'un engrais azoté stimule la croissance des tiges secondaires et donc la production de boutures. Une plante obtenue à partir d'une bouture de tige secondaire peut produire entre 0,5 et 1 kg de tubercules.

GESTION DES CHAMPS OU DES SERRES

Installations et équipements

Les laboratoires doivent être équipés pour la thérapie thermique, la culture *in vitro* et la détection de virus par les méthodes ELISA ou NASH. Ces équipements

sont nécessaires pour éliminer les pathogènes des clones de l'oca, de l'ulluco et de la capucine tubéreuse. Il est également nécessaire pour obtenir des semences de base et pré-base d'avoir des serres pour l'indexation des virus et l'utilisation des techniques de multiplication rapide.

Gestion sanitaire

Une fois que les plantes lèvent au champ, il faut éviter tout contact avec *Epitrix sp.* afin d'empêcher la transmission de virus. Le champ doit être sans mauvaises herbes afin d'empêcher les insectes et les charançons d'infecter les cultures. Il est nécessaire d'effectuer des inspections fréquentes au champ et dans les serres pour s'assurer qu'il n'y a pas apparition de maladies ou de ravageurs.

Récolte

La surface extérieure des tubercules de l'oca, de la capucine tubéreuse et de l'ulluco est très fragile. En conséquence, il faut s'assurer que les méthodes de récolte et la manutention garantissent des dégâts minimaux sur les tubercules, afin d'éviter une détérioration rapide pendant le stockage et le transport.

Stockage

Une sélection minutieuse des tubercules, exempts de dégâts mécaniques ou d'insectes, est la clé pour arriver à des pertes minimales. Ils doivent être conditionnés dans des caisses de 50kg ou moins avec des feuilles d'eucalyptus au fond des caisses et en surface et être stockés dans des pièces bien ventilées avec une température comprise entre 8 et 12°C (Tupac,1999).

Contrôle des maladies

Les tubercules doivent être sélectionnés à partir de plantes exemptes de maladies et de ravageurs. Les plantes infectées doivent être éliminées du champ ou de la serre dès que le problème est détecté. Tous les tubercules présentant une forme atypique ou abîmés doivent être éliminés. Les serres, magasins et toutes les infrastructures doivent être maintenus propres et sans tubercules et plantes mortes ou pourries. Il est recommandé de réaliser une surveillance régulière des serres pour la prévention contre les mites et éventuellement de mettre en place des mesures de contrôle si nécessaires pour la prévention et/ou arrêter leur développement. Les infrastructures de stockage des tubercules doivent être désinfectées avec de l'eau de javel avant d'être réutilisées afin d'éviter bactéries et champignons.

Les bananes, les plantains et d'autres espèces de la famille des Musacées (*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

TAXONOMIE, ORIGINES, DISTRIBUTION

Groupes

Musa AA, AAA et AAAA¹

Groupes

Musa BB, BBB

Groupes inter-spécifique

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

Plus de 20 sous-groupes

Origines

Asie du sud, Asie du sud-est et les régions du Pacifique avec une diversification secondaire en Afrique de l'ouest et l'Afrique centrale pour le sous-groupe des plantains, et dans les régions montagneuses de l'Afrique de l'est pour le sous-groupe des bananes Lujugira.

Distribution

Dans les zones de basse et moyenne altitude de climat tropical humide, semi-humide, tropical sec et subtropical (environ 120 pays).

METHODES DE MULTIPLICATION HABITUELLEMENT EMPLOYEES

Cinq méthodes sont habituellement employées pour obtenir un matériel de plantation pour la mise en place d'une nouvelle plantation de bananes et de plantains :

¹ AA=banane diploïde; AAA=banane triploïde; AAAA=banane tetraploïde

- les rejets obtenus à partir de champs de bananes et de plantains en production,
- les rejets obtenus dans des parcelles de multiplication de rejets au champ,
- les plants issus de fragments de tiges cultivées en pépinière,
- les Plants Issus de Bourgeons Secondaires (PIBS), produits en chambre humide, dans des lits de semence et cultivés en pépinière,
- les vitroplants en pépinières double-phase.

MALADIES ET RAVAGEURS PRINCIPAUX TRANSMIS PAR LE MATERIEL DE PLANTATION

Maladies bactériennes

- maladie de Moko (*Ralstonia solanacearum* Smith, phylotype II)
- flétrissement bactérien (*Xanthomonas vasicola* pv. *musacearum*)

Maladies virales

- virus du bunchy top du bananier (BBTV)
- virus de la mosaïque du concombre (CMV)
- virus de la maladie Banana streak (BSV)
- virus de la maladie Banana Bract Mosaic (BBrMV)
- virus de la mosaïque atténuée des bananiers (BanMMV)
- virus de la mosaïque de l'abaca (AbaMV).

Maladies fongiques

- le flétrissement parasitaire ou la maladie de Panama *Fusarium oxysporum* f.sp. *cubense*, souvent appelé Foc

Nématodes

- Le nématode *Radopholus similis* Cobb. du bananier
- Les nématodes des lésions des racines *Pratylenchus coffeae* (Zimmerman) Filipjev et Schuurmans Stekhoven and *Pratylenchus goodeyi* Sher and Allen.

Insectes

- le charançon du bananier *Cosmopolites sordidus* Germar.

CONSIDÉRATIONS PRINCIPALES SUR LA QUALITÉ DU MATÉRIEL DE PLANTATION

La qualité d'un lot de matériel de plantation se décompose en trois composantes devant être prises en compte par l'acheteur, le vendeur et les inspecteurs qui contrôlent la qualité

- **Maladies.** Le matériel de plantation et tous substrats associés ne doivent pas être source de maladies ou de ravageurs. Si le matériel de plantation est importé d'un autre pays, région ou continent, il peut introduire une nouvelle espèce d'insecte nuisible ou de maladie, qui pourrait avoir des effets dévastateurs pour les producteurs. Les virus sont souvent diffusés de cette manière. Les maladies comme la cercosporiose noire peuvent

également être introduites de cette manière bien que, une fois que la maladie est présente dans la région, le matériel de plantation ne soit plus une voie importante pour sa diffusion locale. Si le matériel de plantation d'origine locale est sérieusement infecté par des maladies et des ravageurs déjà répandus, le cultivateur connaîtra également un rendement plus bas et une durée de la plantation plus courte. En fonction de la méthode utilisée pour la préparation du matériel de plantation, les risques de transmission de ravageurs et de maladies sont différents.

- **Variété.** Il est souhaitable qu'un lot de matériel de plantation contienne uniquement la variété désirée. De plus, il est préférable que le matériel provienne de plantes présentant une production élevée, une bonne résistance et des caractéristiques qualitatives recherchées. L'acquisition d'un matériel de plantation amélioré est une occasion pour exploiter le potentiel de production d'une variété. Certaines techniques, avec un taux de multiplication élevé, peuvent être utilisées avec précaution pour multiplier les plantes sélectionnées possédant les meilleurs caractères.
- **Taille et uniformité.** Le lot de matériel de plantation doit présenter une taille et une uniformité appropriées en fonction des objectifs et des ressources du planteur. Si le planteur vise un marché spécifique, il peut désirer un matériel de plantation très uniforme. Si la plantation est destinée à la consommation personnelle ou à la vente locale, un matériel moins uniforme peut être préféré afin d'étaler la première récolte sur une période plus longue.

MALADIES ET RAVAGEURS

Les maladies et les ravageurs sont des éléments importants dans la qualité du matériel de plantation pour deux raisons. Premièrement, certaines maladies et insectes nuisibles ne sont pas encore présents dans toutes les régions de culture des *Musa*. Une vigilance extrême et donc nécessaire pour prévenir la diffusion de ces problèmes phytosanitaires dans de nouvelles régions, surtout à travers le matériel de plantation, mais aussi par d'autres moyens. Ces maladies de quarantaine incluent la maladie de moko, le flétrissement bactérien, la maladie de panama, le virus bunchy top du bananier et le virus Banana Bract Mosaic. Le matériel de plantation et d'autres parties de plantes contaminées par la maladie du Sigatoka ou la cercosporiose noire peuvent potentiellement diffuser ces maladies dans les zones qui ne sont pas infectées.

Deuxièmement, les maladies causées par les bactéries, les champignons, les virus et les insectes nuisibles qui infectent le matériel de plantation des plantains et des bananes, réduisent la taille des régimes, la densité de plante et la durée de production d'une plantation. Idéalement, le matériel de plantation et le champ où la nouvelle plantation doit être établie, devraient être sans maladie et ravageur. En termes pratiques, il est seulement possible de minimiser ces problèmes dans le matériel de plantation sans obtenir un matériel complètement sain. Il est

recommandé de choisir des pratiques appropriées pour obtenir un matériel de plantation de qualité selon les problèmes phytosanitaires présents et les méthodes de multiplication envisagées.

PROTOCOLE POUR LA PRODUCTION DE MATERIEL DE PLANTATION

Méthodes principales de multiplication du matériel de plantation

Cinq méthodes sont principalement utilisées pour l'obtention de matériel de plantation destiné à la mise en place de nouvelles plantations de bananes et de plantains. Chaque méthode nécessite des infrastructures et équipements spécifiques, permet une production de matériel de plantation à un rythme spécifique et présente des risques particuliers de contamination par maladies et ravageurs. Les méthodes varient de quelques rejets venant du jardin, à la mise en place de petites pépinières, avec quelques centaines de plants distribués au niveau local, jusqu'à la mise en place d'une unité industrielle pour la production de plusieurs millions de vitroplants par an. Les cinq techniques sont décrites ci-dessous avec les bonnes pratiques pour les différentes étapes de la multiplication.

REJETS EXTRAITS DE CHAMPS DE BANANES ET DE PLANTAINS EN PRODUCTION

Les champs en production peuvent fournir différents types de matériel de plantation. Les rejets de forme lancéolée, ou « baïonettes », et les jeunes rejetons sont généralement considérés comme le matériel de plantation le plus fiable et le plus productif pour une extraction directe du champ en production. Ces rejets mesurent entre 0,5 et 1,0 m, avec une tige en forme de cône et un petit rétrécissement vers les feuilles les plus allongées.

Pour une nouvelle plantation, n'importe quelle forme de rejets ou de bulbe peut être utilisée : entier ou coupé en morceaux, bien que les intervalles entre récoltes puissent être prolongés par l'utilisation d'un matériel moins satisfaisant. Après extraction à l'aide d'outils, les rejets ou les bulbes doivent subir des traitements divers (décrits dans le Tableau 1) afin de minimiser la diffusion de ravageurs et de maladies, et ensuite être plantés directement dans un nouveau champ. Selon la variété, chaque plante peut fournir 1-3 rejets satisfaisants. Une mauvaise extraction ou excessive de rejets peut causer un affaiblissement du port de la plante et la chute de la tige.

Rejets produits dans une parcelle de multiplication

Les rejets ou les bulbes sont utilisés pour réaliser une plantation à haute densité. Lorsque les plantes atteignent l'étape de la différenciation des fleurs- bien avant l'émergence des fleurs- on réalise une décapitation ou une fausse décapitation pour empêcher le développement ultérieur de la fleur. Cette action stimule l'émergence de 10-20 rejets par tiges. Ces rejets sont extraits et préparés de façon à empêcher la multiplication et le transfert de maladies et de ravageurs.

TABLEAU 1
Les étapes clés de la multiplication de la banane

Étapes	Rejets sélectionnés au champ	Rejets cultivés dans un champ de multiplication	Microbulbes	PIBS	Culture in vitro
Sélection des rejets	X	X	X	X	X
Préparation des rejets	X	X	X	X	X
Sélection du champ		X			
Gestion du champ		X			
Chambre humide				X	
Laboratoire de culture in vitro					X
Pépinière de sevrage					X
Pépinière d'endurcissement			X	X	X

Microbulbes

Des petits rejets en forme de cônes, de 200-300 g appelés «peepers», sont extraits du champ de production ou d'une pépinière, traités et ensuite plantés en pépinière pour une période de 6-8 semaines, jusqu'à ce que les plantes atteignent une taille convenable pour le repiquage.

PIBS

Des baïonnettes (minimum 12–25 cm de diamètre ou 150–400 g) ou des gros morceaux de bulbes épluchés et dépouillés complètement des gaines de feuilles, sont placés dans de la sciure de bois humides dans une chambre humide fabriquée à partir de bâche en plastique. La destruction de l'apex principal du rejet permet aux bourgeons axillaires à la base de chaque gaine de feuille de se développer. Les pousses résultantes sont soigneusement prélevées et transférées dans des bacs de pépinière, dans des conditions similaires aux microbulbes, jusqu'à ce que les plantes soient prêtes pour la transplantation. Un seul rejet peut produire 15-60 plantes.

Culture in vitro

Sous des conditions contrôlées en laboratoire, des bulbes sont parés et désinfectés avant extraction du méristème apical. Chaque méristème peut donner jusqu'à 1 000 vitroplants, qui sont sevrés dans des conditions d'humidité élevée et sous une lumière faible, et ensuite transférés dans une pépinière afin de s'endurcir avant repiquage au champ.

LES BONNES PRATIQUES DE MULTIPLICATION POUR CHAQUE TECHNIQUE

De bonnes pratiques de multiplication doivent être employées dans les cinq méthodes mentionnées afin de produire des plantes d'un potentiel de production supérieur avec un risque minimal de présence de ravageurs et de maladies.

Ces pratiques peuvent être classées selon les étapes clés communes pour deux ou plus de techniques comme montre le Tableau 1.

Sélection des rejets

1. Les plantes sélectionnées et marquées doivent avoir une hauteur normale ou au-dessous de la moyenne, un faux-tronc robuste, des racines fermes et être de la variété désirée. Les plantes ne doivent pas présenter de caractères indésirables aux regards des caractéristiques de la variété. Il est recommandé de réaliser une sélection entre le stade de la floraison et la récolte pour marquer les plantes présentant une taille de régime supérieure à la moyenne.
2. Quand les rejets sont sélectionnés, pour être utilisés comme matériel de plantation ou comme matériel de départ dans une technique de multiplication, prenez note de leur origine (pays, village, cultivateur) et identifiez et décrivez la parcelle de laquelle ils proviennent. Si les rejets sont utilisés pour la culture *in vitro*, les origines des apex doivent être spécifiés - s'il s'agit d'une source monoclonale (originale d'une seule plante mère) ou polyclonale (provenant de plusieurs mères).
3. La parcelle doit être bien gérée et les rejets sélectionnés doivent être en bonne santé. Les bons rejets sont en forme de cônes et ne développent pas de feuilles larges avant de dépasser la taille d'un mètre de haut. Toutefois, la taille optimale des rejets dépend des techniques à utiliser par la suite. Les baïonnettes sont en général considérées comme plus appropriées par rapport aux rejets en forme de chou ou aux bulbes, mais des rejets de toute tailles et même des bulbes peuvent être utilisés comme matériel de plantation, à condition qu'ils soient exempts de maladies de quarantaine et relativement exempts d'autres maladies ou ravageurs. Si le rejet doit être indexé pour les virus, les rejets sélectionnés doivent présenter au moins une nouvelle grande feuille.
4. Pour les rejets, ou autres matériels de plantation dérivés, destinés au transport international, surtout ceux pour la culture *in vitro*, les maladies de quarantaine suivantes devraient être absentes du pays d'origine.
 - la maladie de moko causée par *Ralstonia solanacearum* Smith, phylotype II
 - le flétrissement bactérien causé par *Xanthomonas vasicola* pv. *musacearum*
 - Tropical Race 4 *Fusarium oxysporum* var. *cubense*
 - BBTV
 - BBrMV.

Pour les rejets, ou autre matériel de plantation dérivé, destiné à un échange ou une vente locale ou nationale, les maladies citées devraient être entièrement absentes des champs en questions et des champs voisins. Plus ces maladies sont éloignées des sources du matériel de plantation, moins il y a de risques de contamination du matériel.

D'autres ravageurs et maladies, en particulier les nématodes, les charançons et d'autres maladies virales et bactériennes, doivent être absents, ou être peu fréquents dans le champ duquel le matériel de plantation est extrait. Ceci peut être confirmé par des inspections régulières au champ.

Si le rejet doit être utilisé dans des cultures *in vitro*, faites une indexation des virus d'un échantillon de feuille de la plante mère et de tous les rejets extraits. L'indexation des virus peut également être employée pour les PIBS afin de s'assurer que le matériel est exempt de virus.

La préparation des rejets

1. Pour éviter la diffusion des maladies d'un rejet ou d'un bulbe à d'autres, désinfectez les outils de parage dans une solution à 5 pour cent d'hypochlorite de sodium ou à 20 pour cent d'iode après que chaque rejet a été propagé.
2. Les rejets prélevés sur les plantes mères doivent être parés au champ avant d'être transportés, en enlevant toutes les racines et la surface extérieure du bulbe, jusqu'à ce qu'elle soit d'un blanc crémeux uniforme. Toute partie suspecte ou de couleur différente doit être enlevée. S'il y a des galeries foncées, des zones mortes ou décolorées ou d'autres dégâts formés sur un quart à un tiers du rejet, le rejet doit être rejeté.
3. Faites une coupe transversale de la pseudo-tige 10-15 cm au-dessus du bulbe pour identifier tout anneau décoloré et tout point liquide ou brunâtre. Les rejets ou les bulbes présentant ces symptômes doivent être éliminés.
4. Une fois l'épluchage des rejets terminé, transportez immédiatement les rejets vers un lieu à une distance d'au moins un kilomètre de tout champ de banane pour limiter le risque de charançons qui pourraient pondre de nouveaux œufs.
5. En fonction du type de technique de multiplication utilisé, soumettez les rejets à la procédure suivante :
 - Si les rejets doivent être plantés directement ou mis dans une parcelle de multiplication, ils peuvent être traités par immersion dans de l'eau chaude (30 secondes dans de l'eau bouillante ou 20 min dans de l'eau à 50°C) afin de tuer les œufs de charançons et les nématodes. L'épluchage peut ne pas être nécessaire avant ce traitement à l'eau chaude.
 - Pour les PIBS, les rejets qui ont été épluchés doivent être préparés avant d'être placés en chambre humide. Les gaines des feuilles doivent être éliminées avec précaution une par une, pour exposer les nœuds des



LESCOT CIRAD 2006

Photo 1
Rejets PIBS préparés avec des X.

**Photo 2**

Rejets issus de PIBS avec de nombreuses pousses.

bourgeons axillaires à la base de chaque feuille. Les rejets sont coupés en forme de X transversalement pour détruire l'apex principal. Les rejets peuvent également être traités avec un fongicide et séchés à l'ombre pendant une journée avant plantation (Photo 1).

Les rejets pour la production de matériel de départ pour la culture *in vitro* doivent être gardés dans une zone sans bananier ou dans une serre insect-proof. Une fois que le matériel de plantation a été vérifié comme sain, il peut être planté dans des grands

pots en serre insect-proof pour s'assurer qu'il n'y a pas de contact avec les vecteurs de virus. Ce matériel peut être utilisé comme source régulière de petits bulbes (Photo 2).

SELECTION DES CHAMPS ET GESTION DES PARCELLES DE MULTIPLICATION DES REJETS

1. Pour une parcelle de multiplication de rejets, débarrassez le champ des nématodes spécifiques aux bananes et aux plantains. Le champ ne doit pas avoir été planté avec des bananiers ou des plantains pendant au moins un cycle, de préférence de trois ans. Il ne devrait pas y avoir de culture de banane dans les champs voisins pour empêcher la contamination par les écoulements d'eau, le passage des hommes et les outils.
2. Choisissez un endroit avec un sol profond de texture moyenne. Il devrait être bien drainé et recevoir des précipitations suffisantes ou bénéficier d'un accès à l'irrigation, afin d'assurer une croissance continue des plantes. La densité de la plantation peut atteindre 10 000 plantes/ha, soit trois à quatre fois plus que la densité d'un champ de production de fruits.
3. La gestion de l'irrigation, de la nutrition, du désherbage et du contrôle des ravageurs et maladies dans les parcelles de multiplication de rejets doit être plus méticuleuse que dans les champs de production. Tout au long du cycle de la culture, les hors-types doivent être éliminés. Si une maladie de quarantaine comme une maladie bactérienne, la maladie de panama ou un virus apparaissent, tout le champ devra être sous quarantaine et les rejets ne devront pas être vendus ou distribués.
4. Quatre à cinq mois après la plantation, le méristème apical est éliminé ou arrêté par décapitation, une fausse décapitation ou en pliant la pseudo-tige. Les plantes peuvent aussi être scarifiées pour augmenter le nombre des rejets et accélérer leur croissance et leur développement.
5. Quand les rejets arrivent à la taille désirée, préparez les en utilisant les procédures décrites ci-dessus ou pour la production de microbulbes.

CHAMBRE HUMIDE POUR LES PIBS

Les techniques de multiplication qui utilisent les chambres humides sont les PIBS et le fractionnement des bulbes. La qualité sanitaire du substrat, les conditions d'humidité, la lumière, la température et le drainage dans la chambre sont cruciaux pour assurer la production d'un matériel de plantation de qualité. Cette technique est particulièrement utile pour la multiplication locale de nouveaux clones supérieurs car elle permet un grand rendement en plantes à partir d'un seul rejet. En cas de présence de virus, un test initial des rejets de départ est nécessaire.

Les pratiques suivantes contribuent à une qualité supérieure des PIBS :

1. Le substrat dans la chambre est constitué de sciure propre et non toxique, sans terre ou autres résidus de plantes.
2. Situez la chambre à au moins à 1 km de toute plantation de bananier pour éviter toutes les contaminations accidentelles par des fuites ou autres moyens de transmissions.
3. Humidifiez le substrat avec une quantité suffisante d'eau (exempte de pathogènes de bananes) afin de maintenir l'humidité dans la chambre. Une trop grande quantité d'eau favorisera la croissance des bactéries et des champignons.
4. Maintenez la température entre 25 et 40°C (jusqu'à 50°C pendant la période la plus chaude de la journée). Il est recommandé de maintenir de l'ombre, la chambre ne devrait pas être directement exposée au soleil.
5. Pour la plantation en sacs de pépinières choisissez uniquement les plants vigoureux, sains avec des caractéristiques normales pour les feuilles. Les rejets hors-types ou les rejets de variété non désirée doivent être éliminés de la chambre. Les rejets qui ne produisent pas de plants ou qui en produisent très peu devront être également éliminés et remplacés.

TECHNIQUES DE LABORATOIRE POUR LA MULTIPLICATION *IN VITRO*

La culture *in vitro* est une opération spécialisée. Elle demande de l'expérience et un suivi stricte des procédures afin de minimiser les risques de contamination, de la variation somaclonale et de l'activation des virus. En même temps, elle doit maintenir les coûts de la production dans des limites acceptables. Le coût des vitroplants est le facteur principal qui limite une plus grande diffusion de cette méthode.

La présence du BSV para-rétrovirus endogène (EPRV) dans les variétés de génome triploïde inter-spécifique (AAB) et tétraploïde (AAAB) conduit à une limitation sévère de l'emploi de la multiplication *in vitro* pour ces variétés. Le processus de culture *in vitro* lui-même est soupçonné d'activer le BSV EPRVs chez des apex exempts de virus, en particulier chez les espèces de plantains. Les techniques *in vitro* ne sont pas recommandées pour la multiplication des variétés AAB, en particulier des plantains, et les variétés AAAB. Ces variétés peuvent être multipliées à partir des plantes-mères locales pour la distribution aux exploitants

dans la même région. Toutefois, les vitroplants de ces cultivars ne devraient pas être échangés entre pays. D'autres variétés, en particulier celles avec le génome *Musa acuminata*, ne présentent pas de risques d'activation du BSV EPRV pendant la culture *in vitro*.

Pour obtenir des vitroplants de grande qualité, il est nécessaire que le laboratoire bénéficie de l'équipement nécessaire pour pouvoir réaliser les trois phases suivantes. De plus, des protocoles et des procédures spécifiques doivent être suivis. Il est nécessaire de maintenir la traçabilité des apex à travers le processus de multiplication *in vitro*.

Phase 1 : Introduction des bourgeons exempts de virus et de bactéries en conditions aseptiques.

Tous les rejets introduits et leurs plantes mères doivent être testés pour la présence de virus et de bactéries. Cette procédure nécessite 1 à 2 mois. Avant l'extraction des apex, les fragments de plantes doivent être désinfectés pour éliminer les contaminants à la surface. Une fois le matériel désinfecté, les procédures suivantes doivent être réalisées sous hotte à flux laminaire. Il est recommandé de prélever des apex de 1,5 x 1,5 x 1,0 cm et de les placer sur un milieu de culture stérile dans des flacons stériles.

Phase 2 : Multiplication des bourgeons ou des pousses

Les apex qui survivent à la phase 1 donnent naissance à des bourgeons ou des pousses. A intervalles réguliers, ces nouvelles pousses doivent être transférées dans un nouveau milieu stérile. Afin de réduire l'apparition de hors-types (des variantes somaclonales), la production d'un seul apex devrait être limitée à 1 000 plantules. Le nombre de sous-groupes ne devrait pas dépasser 10.

Phase 3 : La régénération et le développement racinaire des pousses ou des bourgeons

Les pousses obtenues pendant la phase 2 doivent être transférées dans un milieu de régénération de Murashige and Skoog (MS) sel, sucre (et finalement du charbon actif) pour soutenir la croissance des racines. Pour la phase 2 à 3 la température recommandée est comprise entre 20 à 35°C. Il est nécessaire d'utiliser une lumière artificielle produite par des tubes blancs fluorescents pendant 12-16 h chaque jour. Il est recommandé que le laboratoire suive des procédures établies, afin de maintenir la stérilité de la culture tissulaire, y compris l'interdiction de chaussures venant de l'extérieur, et le port de fraise et de blouse.

A ce stade, les vitroplants peuvent être commercialisés dans le pays ou exportés si ils peuvent être garantis comme exempts de pathogènes. Pour limiter le risque de contamination et maintenir la qualité des vitroplants, il est recommandé

de les transporter dans des conditions stériles, sans contact avec l'extérieur. Cette recommandation devrait être obligatoire quand les vitroplants sont exportés. Les plantes enracinées dans un sol qui n'est pas stérile ou dans d'autres milieux ne devraient pas être transférées entre pays (Photo 3).



Photo 3
Vitroplants prêts pour la plantation.

Pour tous les lots de vitroplants, des comptes-rendus précis sont nécessaires afin de minimiser le risque d'erreur d'étiquetage et les risques phytosanitaires, et pour faciliter les contrôles internes et externes et la traçabilité pour les organisations et les acheteurs. La documentation fournie avec chaque expédition de plantes devrait inclure les informations suivantes :

- ✓ le nom, l'adresse et les coordonnées du laboratoire ou les vitroplants ont été produits.
- ✓ le nom et l'adresse de la société qui met les plantes en vente.
- ✓ les informations sur la variété, les spécificités du clonage et l'emplacement des plantes mères à partir desquelles les apex ont été extraits. Si les plantes mères sont maintenues en serre insect-proof, le lieu où se trouvent les plantes-mères originales devrait être indiqué.
- ✓ le nombre de vitroplants produits et de sous-groupes utilisés par apex dans une multiplication *in vitro* habituelle.
- ✓ le pourcentage maximal de hors-types garanti (d'habitude la limite proposée est de 3 pour cent).
- ✓ les protocoles d'indexation des virus qui ont été suivis et leurs résultats (BBTV, CMV, BSV, BbrMV, BanMMV).
- ✓ le nom, l'adresse et les coordonnées du laboratoire qui a mené l'indexation de virus.
- ✓ tous les autres dépistages entrepris, les protocoles et les résultats.
- ✓ le nom, l'adresse et les coordonnées du laboratoire qui a mené les autres dépistages de maladie.
- ✓ le nom et l'adresse de l'organisation qui certifie le contrôle sanitaire officiel des plantes.
- ✓ les instructions pour les conditions de stockage avant le sevrage.
- ✓ les instructions de sevrage clairement spécifiées.

Le pays importateur peut mettre sous quarantaine le matériel afin de mener des observations pour les signes de maladies pendant huit semaines, durant lesquelles les plantules devraient être maintenues en pépinière de quarantaine, isolées de toutes les autres plantations de bananes ou de plantains. Toutes les plantes présentant des symptômes associés à des maladies de quarantaine (BBTV, BBrMV,

maladie de panama TR4, le *ralstonia* et le *flétrissement bactérien*) devraient être soumises à d'autres tests. Si les résultats des tests sont positifs, toute la cargaison de vitroplants doit être détruite.

PÉPINIÈRES DE SEVRAGE

Les pratiques figurants ci-dessous sont nécessaires seulement pour les vitroplants. Au bout de quatre semaines, les plantules auront développé des racines et auront trois à quatre feuilles vertes.

1. Une pépinière de sevrage est un endroit clos comme une serre. Déplacez les nouvelles plantes du laboratoire dans la pépinière de sevrage le plus rapidement possible pour empêcher un stress des plantes. En transit, évitez des périodes longues d'obscurité ou d'ensoleillement direct et les températures de moins de 18°C et de plus de 30°C.
2. Avant le repiquage, enlevez le vieux substrat (ex. agar) des plantules et rincez-les avec de l'eau propre avant de les tremper dans une solution fongicide à large spectre.
3. Repiquez les vitroplants dans des récipients de 10-30 cm³ remplis avec un substrat propre dont la qualité est garantie et vérifiable, comme le substrat commercial de sol tourbeux ou terreau avec des grandes capacités de rétention d'eau. Les résidus de culture et de plantes (e.g. sons de riz, la fibre de coco, sciure de bois), seuls ou mélangés avec d'autres résidus et bien compostés, sont un matériel brut de premier ordre pour préparer des substrats et peuvent être utilisés soit frais soit compostés. Avant de l'utiliser pour le mélange de substrats, stérilisez tout matériel cru.
4. Arrosez avec de l'eau propre, si la présence des nématodes est soupçonnée l'eau peut être filtrée avec un filtre à sédiment 5 µ.
5. Facilitez le drainage pendant l'arrosage et améliorez les conditions sanitaires en plaçant les plantules sur des tables ou des bancs.
6. Pendant la première semaine utilisez des bâches en plastique pour recouvrir les jeunes plantules afin de garder une humidité relativement élevée. Ceci accélère le développement des feuilles et réduit le stress des plantes.
7. Les plantules récemment repiquées sont très sensibles au changement de conditions climatiques (température, humidité relative et surtout la lumière). Le succès de la phase de sevrage (taux de survie et qualité du matériel de plantation) dépend de leur acclimatation graduelle aux conditions moins humides et plus lumineuses de l'environnement où elles iront.
8. Éliminez tous les hors-types dès que vous les identifiez.

PÉPINIÈRES D'ENDURCISSEMENT

Les trois types de matériel de plantation qui doivent être traités en pépinières d'endurcissement sont les vitroplants qui viennent des pépinières de sevrages, les pousses PIB produites dans des chambres humides et les microbulbes. Cette phase doit amener les plantules au stade où elles sont prêtes à être plantées en champ.

Les plantes endurcies de manière adéquate sont prêtes pour le repiquage quand la dernière feuille complètement déployée mesure 20-30 cm de long. Les hors-types doivent être absents. Les plantes doivent donc être d'une seule variété.

1. Mettez le matériel de plantation dans des sacs individuels (des sacs polyéthylène perforés pour le drainage) ou des pots d'une capacité de 0,8 à 3L remplis avec un substrat propre et de bonne qualité (comme décrit dans la phase de sevrage).
2. Le volume du sac ou du pot dépend du temps que les plantes doivent passer dans la pépinière, ce qui devrait être au moins 3-4 semaines. Ombrez la pépinière, y compris les murs de côté, afin de maintenir une lumière uniforme de 50 pour cent, au moins pendant la première semaine, surtout pour les vitroplants et les PIBS. L'ombre est réduite graduellement et finalement éliminée avant la fin de cette phase, afin de créer des conditions proches du champ. Une ombre excessive conduira à une élongation des plantes qui risqueront de souffrir d'un choc de repiquage.
3. La pépinière devra être bien drainée pour que l'eau excessive soit rapidement éliminée quand les plantes sont arrosées.
4. Prenez les mesures nécessaires pour éviter les ravageurs et les pathogènes qui peuvent causer une infection dans la pépinière comme :
 - les nématodes : utilisez de l'eau propre, filtrée si nécessaire, et des substrats propres dans des pots ou des sacs et vérifiez les racines régulièrement pour l'éventuelle présence de nématodes pathogènes,
 - virus : enlevez toutes les mauvaises herbes de la pépinière et d'une zone de 10m autour de la pépinière, utilisez des insectifuges ou écrans pour empêcher l'entrée des insectes, y compris les fourmis, utilisez un insecticide à large spectre si nécessaire (les plantules sont très attirantes pour certains pucerons qui augmentent le risque d'infection par le virus de la mosaïque du concombre),
 - maladies bactériennes: évitez les zones qui sont connues comme source de la maladie de moko et du flétrissement bactérien, l'eau peut être stérilisée, ou être ramenée de sources exemptes de flétrissement bactérien.
5. Au cours de leur développement, les plantes doivent être espacées pour éviter le chevauchement des feuilles. Elles peuvent aussi être classées afin de créer des lots de plantes plus uniformes qui vont être prêts pour le repiquage au même moment.

TABLEAU 2

Risque de transmission des maladies et ravageurs par méthode de multiplication avec une utilisation des bonnes pratiques de multiplication

Ravageur/maladie	Rejets issus de champs en production	Rejets issus de champs de multiplication	Microbulbes	PIBS	Culture in vitro
0 = zero risque; 1 = risque faible; 2 = risque modéré; 3 = risque élevé					
Maladies bactériennes*	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)
					(plantain)
Autres 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)
Foc*	1	1	0	0	0
	(3)	(2)	(2)	(2)	(2)
Nématodes	1	1	0	0	0
	(3)	(2)	(2)	(0)	(0)

* Si la maladie ou le ravageur n'est pas présent dans la région ou le pays, le risque est significativement plus faible.

Note : les chiffres entre parenthèse indiquent des résultats pour une utilisation limitée des bonnes pratiques de multiplication

- Les plantules chétives et les hors-types peuvent être détectés pendant que les plants sont mesurés ou ré-espacés. Les types les plus habituels de variations somaclonales sont le nanisme, le gigantisme, le «massada» ou pseudo-mosaïque, les panachures, des tâches chlorotiques ou nécrotiques et feuilles tombantes. Tous les hors-types qui manquent de vigueur doivent aussi être éliminés. La proportion de variations somaclonales des plantes provenant du même laboratoire de culture *in vitro* ne devrait pas dépasser 5 pour cent de tous les hors-types. S'il y a plus de 5 pour cent de hors-types, tout le lot devra être détruit.
- Planifiez une application régulière d'engrais adaptés aux conditions locales. Augmentez l'application en fonction de la croissance de la plante.

NORMES DE QUALITE POUR LE MATERIEL DE PLANTATION

Risques d'infestation par les ravageurs et par les maladies

Les pratiques de multiplication décrites plus haut sont mises au point dans l'objectif de minimiser les risques de transmission des ravageurs et des maladies à travers le matériel de plantation (Tableau 2).

Il est ainsi nécessaire de suivre attentivement chaque préconisation et spécification (Photo 4).

Normes de qualité pour le matériel de plantation

Les normes de qualité décrites plus bas peuvent guider les acheteurs qui commandent ou reçoivent un lot de rejets pour une plantation directe, ou des plantes produites en pépinière. Si le lot dépasse les limites de tolérance, il est alors rejeté. Une fois le lot acheté, les rejets ou les plantes présentant des défauts peuvent toujours être éliminés afin d'améliorer la qualité et l'uniformité de la plantation résultante. Cette sélection peut avoir lieu quand les plantes sont chargées pour le transport, déplacées au champ ou repiquées.



Photo 4
Dégâts de de nématodes. Bioversity. 2006

Taille et poids

Rejets et parties de tiges pour la plantation directe

- Une grande variété de tailles et de types différents de matériel de plantation peut être utilisée d'une manière satisfaisante pour réaliser une plantation. Des rejets plus petits ou des parties de rejets qui germent lentement ont un taux d'échec plus élevé par rapport à des rejets plus grands. Les rejets ou les bulbes doivent mesurer au moins 12 cm en diamètre. La taille limite maximale des rejets dépend plus de la logistique et du transport.

Plantes produites en pépinière

- La dernière feuille déployée doit mesurer au moins 20 cm, mais pas plus de 30 cm, avec des feuilles d'une largeur progressive, des plus vieilles aux plus jeunes. La hauteur des plantes ne doit pas dépasser deux fois la hauteur du sac ou du pot. *Tolérance pour les plantes qui ne correspondent pas aux critères de taille: 1 pour cent.*
- La taille des plantes de devrait pas dépasser 2 fois la hauteur du sac ou du pot. *Tolérance des plantes n'atteignant pas les critères de taille : 5 pour cent.*

Autres normes de qualité du matériel de plantation applicables au lot de semences ou de plantes

Les rejets pour une plantation directe (tableau 3)

- l'élimination des racines et le parage pour diminuer le risque de contamination par les œufs de charançon, les larves, les nématodes, les bactéries et les champignons
- Tolérance de tige avec des parties de racines ou des racines entières: 3 pour cent des bulbes.

TABLEAU 3
Rejets/bulbes pour plantation directe

Taille des rejets/bulbes	Au moins 12 cm de diamètre	
Santé des rejets/bulbes	Elimination des racines/parage pour réduire les contaminations par des ravageurs/maladies	Tolérance de bulbes avec présence partielle ou complète de racines : 3% des bulbes
	Bulbes blanc-crème résultant de l'élimination des galeries d'insectes, des nématodes et des maladies fongiques ou bactériennes	Tolérance: 2 % des bulbes avec plus d'1/3 du bulbe éliminé ou non totalement blanc-crème
Pseudotroncs	Section transversale sans anneaux décolorés ou points liquides ou brunâtres	Tolérance de sections transversales avec des anneaux décolorés : 0%

TABLEAU 4
Plantes produites en pépinière

Taille de la plante	Dernière feuille de 20 cm de long, feuilles plus vieilles plus grosses que les feuilles jeunes	Tolérance de plantes ne respectant pas les critères de taille: 1 %
	La taille des plantes ne doit pas dépasser 2 fois la taille du pot	Tolérance de plantes ne respectant pas les critères de taille: 5 %
Hors-types	Nanisme, gigantisme, pseudo-mosaïque, tâches chlorotiques ou nécrotiques, feuilles tombantes	Tolérance de hors-types: 1 %
Récepteur	Dégâts/perte de substrat	Tolérance : 2 % plants

- La couleur crème des bulbes qui résulte de l'élimination des galeries de larves de charançons, des nématodes et autres maladies bactériennes ou fongiques, au moins deux tiers du bulbe doit tout de même être conservé.
- Tolérance de 2 pour cent de bulbes avec plus d'un tiers du bulbe enlevé au cours du parage ou de couleur qui n'est pas entièrement blanc crème
- La coupe transversale de la pseudo-tige sans cercles décolorés et sans points brunâtres ou liquides (symptôme de bactérie ou de champignons)
Tolérance de coupe transversale de pseudo-tiges présentant des cercles décolorés : 0 pour cent

Plantes produites en pépinière (Table 4)

- Les plantes présentant des caractéristiques de hors-types - nanisme, gigantisme, pseudo-mosaïque, panachures, des tâches foliaires chlorotiques ou nécrotiques, feuilles tombantes.
- Tolérance de hors-type : 1 pour cent
- L'état du bac: des dégâts du bac ou des pertes de substrat.

Tolérance : 2 pour cent des plantes

EXEMPLES DE PROGRAMMES DE MULTIPLICATION AVEC ET SANS MALADIES DE QUARANTAINE

Le plus gros défis dans la production d'un matériel de plantation propre et de bonne qualité est de choisir les techniques appropriées aux problèmes locaux de maladies et d'organismes nuisibles et de planifier le processus de production pour pouvoir installer la plantation à temps. Ceci est surtout important pour les plantations pluviales où il est seulement possible de planter pendant quelques mois de l'année.

Différents programmes pour la production de 50 000 plantes lorsque les maladies de quarantaine sont présentes

L'utilisation de rejets produits localement pour une plantation directe dans les champs, de parcelles de multiplication des rejets, de microbulbes ou des PIBS, comporte un risque très élevé de multiplication des maladies de quarantaine qui peuvent être présentes. La seule option possible dépend de la multiplication *in vitro* avec des apex propres et minutieusement indexés comme indemnes de virus. L'accent initial de ces programmes de multiplication devrait être sur un matériel sain, mais pendant une période de 5 à 10 ans, le processus de sélection devrait également inclure l'identification de clones supérieurs avec un potentiel de production élevé et constant.

L'option numéro 1, dans le tableau 5, est applicable quand les vitroplants ne sont pas chers et le taux de réinfection est élevé. Cette méthode est utilisée dans les zones où il existe une menace de Foc ou la pression de BBTV est très élevée. Dans ces conditions, l'utilisation de parcelles de multiplication des rejets représente un grand risque de ré-infection avant que le PIBS puisse être appliqué. L'option numéro 2 peut être appliquée quand les risques de ré-infection sont moins élevés et lorsque les vitroplants sont plus chers.

Différents programmes lorsque les maladies de quarantaine majeures sont absentes

Dans les régions où les maladies de quarantaine ne sont pas présentes, il y a de nombreuses options pour produire un matériel de plantation propre. Le défi majeur dans ces régions consiste à développer des clones supérieurs avec un potentiel de production élevé et constant. L'utilisation de multiplication *in vitro* n'est pas illustrée dans les options évoquées dans les tableaux 6, 7 et 8 mais peut être très efficaces une fois que les clones supérieurs ont été identifiés.

TABLEAU 5
Options pour la multiplication de matériel de plantation quand les maladies de quarantaine sont présentes

Option 1. Vitroplants			Option 2. In vitro plants, sucker multiplication plot, PIBS		
Etapas	Durée (mois)	Facteurs de multiplication	Etapas	Durée (mois)	Facteurs de multiplication
Sélection par indexation, de 55 apex exempts de virus et de maladies de la variété désirée.	1-12	Petites pertes dues à la mortalité d'apex et au cours de la multiplication	Sélection par indexation, de 2 apex exempts de virus et de maladies de la variété désirée.	1-6	Petites pertes dues à la mortalité d'apex et au cours de la multiplication
Production de 53 000 vitroplants	6	1 apex donne 1000 vitroplants	Production de 210 vitroplants	6	1 apex donne 1000 vitroplants
Pépinière de sevrage et endurcissement pour la production de 50 000 plants	6	Pertes de 3% de hors-types, récipients endommagés, plantes ne survivant pas au repiquage.	Pépinière de sevrage et endurcissement pour la production de 205 plants	6	Pertes de 3% de hors-types et récipients endommagés.
			Champs protégés de multiplication des rejets pour la production de 2000 rejets.	8	1 plante donne 10 rejets
			Chambre humide avec 2000 rejets	6	1 rejet donne 25 PIBSs
			Pépinière de sevrage avec 50 000 plants	6	Petites pertes de récipients endommagés et plantes ne survivant pas au repiquage.

TABLEAU 6
Multiplication de matériel de plantation à partir de champs en production (maladies de quarantaines absentes)

Option 3 rejets issus de plantation pour plantation directes			Option 4 microbulbes issus de plantation en pépinière de sevrage		
Etapas	Durée (mois)	Facteurs de multiplication	Etapas	Durée (mois)	Facteurs de multiplication
15-20 ha de champs (1000 plants/ha) plantés pour la production, desquels des rejets sont prélevés.	10	1 plante donne 2 à 5 rejets	15-20 ha de champs desquels des microbulbes sont prélevés	8	1 plante donne 2 à 5 rejets
50 000 rejets parés et traités pour plantation	0.5	Petites pertes dues à l'absence de germination de certains rejets	Microbulbes parés, traits et cultivés en pépinière	2	Petites pertes de plantes ne survivant pas au repiquage

TABLEAU 7

Multiplication de matériel de plantation à partir de champs de multiplication de rejets (maladies de quarantaines absentes)

Option 5 Champ de multiplication de rejets			Option 6 champ de multiplication de microbulbes, pépinières de microbulbes		
Étapes	Durée (mois)	Facteurs de multiplication	Étapes	Durée (mois)	Facteurs de multiplication
Parcelle de 2 ha de production pour lesquels les rejets sont extraits	10	1 plante donne 2 à 5 rejets	Parcelle de 2 ha de production pour lesquels les rejets sont extraits	8	1 plante donne 2 à 5 rejets
Parcelle de 1 ha de multiplication de rejets (5000 plants/ha) à partir de rejets parés et traités	10	1 plante donne 10 rejets	Parcelle de 1 ha de multiplication de microbulbes	8	1 plante donne 10 microbulbes
			(5000 plants/ha) à partir de rejets parés et traités		
			Microbulbes parés, traités et cultivés en pépinière	2	Très petites pertes de plantes ne survivant pas au repiquage

TABLEAU 8

Multiplication de matériel de plantation avec la méthode PIBS (maladies de quarantaines absentes)

Option 7 PIBS à partir de rejets issus d'une parcelle de production			Option 8 PIBS à partir de parcelles de multiplication de rejets		
Étapes	Durée (mois)	Facteurs de multiplication	Étapes	Durée (mois)	Facteurs de multiplication
Parcelle de 2 ha de production pour lesquels les rejets sont extraits	10	1 plante donne 2 à 5 rejets	100 plantes en production à partir desquelles des rejets sont extraits	10	1 plante donne 2 à 5 rejets
2100 rejets mis en chambre humide	6	1 rejet donne 25 PIBS	250 rejets parés et traités en parcelle de multiplications	8	1 plante donne 10 bulbes
Pépinière de sevrage avec 50 000 plants	6	Petites pertes de récipients endommagés et plantes ne survivant pas au repiquage.	2100 rejets en chambre humide	6	1 rejet donne 25 PIBS
			Pépinière de sevrage avec 50 000 plants	6	Petites pertes de récipients endommagés et plantes ne survivant pas au repiquage.

Le manioc

Hernán Ceballos y Fernando Calle

Centre Internationale pour l'Agriculture Tropicale (CIAT), Cali, Colombia

***Manihot esculenta* Crantz**

Euphorbiaceae

Manihot esculenta, connu sous le nom de manioc ou de yuca dans différentes régions d'Amérique du sud, est une plante pérenne originaire de l'Amérique tropicale. Ses origines se trouvent probablement dans le nord-est et le centre du Brésil (Allen, 2001; Olsen et Schaal, 2001) avec un deuxième centre de diversité et de domestication en Amérique centrale (Nassar, 1978).

Le manioc peut être multiplié soit à partir de boutures de tiges soit à partir de semences botaniques, mais la première option est la principale pratiquée. Les racines ne sont pas utilisées comme organe de reproduction. La hauteur de la plante varie entre 1 et 4 m. Son type de croissance influence le nombre de boutures qu'une plante mère peut produire. Les types dressés, non ramifiés, produisent un plus grand nombre de boutures (jusqu'à 30) ce qui facilite la récolte, le stockage et le transport des tiges (Ceballos et de la Cruz, 2002). Le taux de multiplication des types très ramifiés peut descendre jusqu'à 1:3. Une plante cultivée à partir de boutures de tiges peut produire autant de tiges primaires qu'il y a de bourgeons viables sur la bouture. Néanmoins, chez certaines variétés avec une forte dominance apicale, une tige seulement se développe (Alves, 2002).

Entre 7 et 10 boutures commercialisables peuvent généralement être obtenues à partir d'une seule plante mère. Le taux de multiplication dépend de la variété, du climat, des pratiques utilisées et de l'âge du matériel de plantation et des conditions de sol.

MALADIES ET RAVAGEURS

Maladies principales

Les plantes de manioc sont affectées par de nombreux pathogènes qui provoquent des pourritures internes et externes et/ou des cancers épidermiques ou du cortex (Lozano *et al.*, 1977). D'autres pathogènes - virus, mycoplasmes de la bactériose vasculaire du manioc - envahissent le tissu ligneux de la tige de manière systémique sans laisser de symptômes visibles.

Les pathogènes systémiques peuvent être des agents de type vasculaire (virus, bactérie et/ou phytoplasme), du cortex ou de l'épiderme (différents champignons)

qui envahissent l'hôte de manière systémique sans laisser de traces visibles dans la partie mûre de la tige. Pour cette raison, un pourcentage élevé de plantes en provenance des boutures infectées sont elles aussi infectées, et peuvent constituer une source première d'inoculum dans la nouvelle plantation. Il s'agit de la voie principale par laquelle les pathogènes systémiques sont disséminés.

TABLEAU 9
Liste des principales maladies

Code	Nom commun	Agent
CBB	Bactériose vasculaire du manioc	<i>Xanthomonas axonopodis</i> pv. <i>manihotis</i>
CBSD	Maladie de la striure brune du manioc	Virus
CMD	Maladie de la mosaïque du manioc	Virus
	Maladies foliaires	<i>Cercospora</i> spp., <i>Cercosporidium</i> spp., <i>Colletotrichum</i> spp., <i>Phaeoramularia</i> spp.
FSD	Frog Skin Disease	Virus et phytoplasme suspectés
	Pourriture de la tige	<i>Armillaria</i> spp., <i>Diplodia manihotis</i> , <i>Fusarium</i> spp., <i>Phytophthora</i> spp., <i>Sclerotium</i> spp.
SED	Super Elongation	Induit par <i>Sphaceloma manihoticola</i>

Les maladies les plus importantes transmises par du matériel de plantation infecté sont (tableau 9) :

- la mosaïque du manioc (CMD) et la maladie de la striure brune du manioc (CBSD) sont toutes les deux présentes en Afrique et le CMD a aussi été constaté en Inde et au Sri Lanka,
- la bactériose vasculaire du manioc (CBB, *Xanthomonas axonopodis* pv. *manihotis*) est présente en Asie, Afrique, Amérique latine et dans les Caraïbes,
- la maladie de la super élévation du manioc du manioc (SED), est une maladie fongique provoquée par *Sphaceloma manihoticola* (Téléomorphe : *Elsinoe brasiliensis*) qui est très répandue dans les Amériques,
- la pourriture des racines et des tiges provoquée par plusieurs espèces de *Phytophthora*,
- *Diplodia manihotis* un champignon qui provoque la pourriture des racines et de la tige en Afrique, en Amérique latine et dans les Caraïbes,
- la frog skin disease (FSD), dont la cause est inconnue, bien qu'on soupçonne un virus et un phytoplasme d'en être la cause.

Il existe également d'autres maladies qui ne sont pas aussi sérieuses que celles mentionnées plus haut, bien que pouvant être importantes dans certaines régions :

- autres maladies foliaires qui affectent la productivité du manioc dans les plaines tropicales où tombent de fortes précipitations et qui appartiennent au genre *Cercospora*, *Cercosporidium*, *Phaeoramularia* ou *Colletotrichum* (Jennings and Iglesias, 2002),
- les espèces de *phoma* qui dans les régions tropicales de haute altitude causent des lésions de feuilles et des tiges,

- les pourritures de racines causées par d différentes espèces de *Sclerotium*, *Armillaea* et *Fusarium*.

Principaux ravageurs transmis par le matériel de plantation

Les plantes sont attaquées par différents insectes et des acariens qui se concentrent sur l'épiderme ou dans la tige (Lozano *et al.*, 1977). Plusieurs espèces d'acariens se nourrissent sur les feuilles du manioc. Quand ils migrent, on les trouve sur les surfaces des tiges des plantes infectées où ils attaquent les bourgeons en germination. Les boutures infectées sont les voies les plus importantes de propagation pour l'acarien vert *Mononychellus tanajoa*, les cochenilles (*Aonidomytilus albus*, *Saissetiamiranda*, *Phenacoccus herreni* and *P. manihoti*). Les œufs et les larves d'autres insectes comme les thrips (*Frankliniella williamsi*, *Corynothrips stenopterus* et *Caliothrips masculinus*) et les punaises à dentelle (*Vatiga* spp) adhèrent à la surface des tiges et sont transportées par les boutures infectées.



CEBALLOS, CIAT 2006

Les insectes les plus habituellement trouvés dans les tiges sont les foreurs de tiges de différentes espèces de coléoptères (*Coelosternus* sp. et *Lagochirus* sp.), les lépidoptères (en particulier *Chilomima* spp) et les mouches du fruit (*Anastrepha* spp.) (Photo 5). Les vers gris souterrains qui se nourrissent de la tige (*Agrotis ipsilon* et *Prodenia eridania*) sont souvent transportés par mégarde d'un endroit à un autre. Les galeries qu'ils creusent dans la tige, facilitent l'accès des micro-organismes qui sont la cause de la pourriture de la tige, mais qui simplifient aussi l'identification d'un matériel de plantation infecté.

Photo 5

Les tirages réalisés par les foreurs de tiges.

PROTOCOLES DE PRODUCTION DU MATÉRIEL DE PLANTATION

Équipement des serres et des laboratoires

Différentes méthodes de multiplication rapides ont été développées. Elles vont de l'utilisation de micro-boutures à la multiplication in vitro. Les micro-boutures d'un nœud sont utilisées avec succès dans des schémas de multiplication rapide. Dans ces conditions, l'irrigation est nécessaire. La taille d'une micro-bouture dépend de:

- l'humidité de la terre au moment de la plantation - des pluies appropriées ou un accès à l'irrigation permet une utilisation de micro-boutures plus petites,
- la durée de stockage du matériel de plantation - plus la période est brève, plus courtes peuvent être les micro-boutures,
- les caractéristiques de la variété - certains clones ont une meilleure capacité à germer que d'autres, et

- l'ensemble des qualités physiologiques et nutritionnelles du matériel de plantation.

Autrement, il est possible d'utiliser des micro-boutures à deux nœuds et de les faire pousser à haute densité dans une chambre humide où ils germent. Les plantules produites (15 à 20 cm longs) sont récoltées après trois semaines, leurs parties inférieures sont immergées dans de l'eau afin de leur permettre de développer des racines, et ensuite transférées dans le sol.

L'équipement nécessaire pour un endurcissement efficace de ces petites plantes n'est pas complexe. Il est nécessaire de disposer d'un environnement frais à l'ombre, où les températures extrêmes peuvent être évitées et d'une humidité adéquate. Les serres insect-proof sont idéales pour cette étape. Les plantules peuvent être transplantées au champ quand elles atteignent l'âge de deux mois.

Des méthodes de culture *in vitro*, comme l'utilisation de méristème et l'embryogenèse somatique, ont été utilisées pour la multiplication du manioc (Fregene *et al.*, 2002). Ces deux protocoles produisent des vitroplants, qui doivent subir une phase d'endurcissement (Segovia *et al.*, 2002). La période critique pour le processus d'endurcissement dure une semaine après sortie des plantes des conditions *in vitro*. L'endurcissement (en utilisant les installations décrites plus haut) commence par le transfert des vitroplants des conditions *in vitro* dans un récipient (sac en plastique ou plateau de semis) contenant un mélange de terre et de sable, idéalement stérilisé à 100°C. Des conditions de grande humidité sont nécessaires pendant la première semaine après le repiquage. Différentes alternatives ont été proposées, telles que l'utilisation de tasses de café en plastique jetable percées de petits trous et placées à l'envers sur la plante afin de la couvrir complètement, à l'utilisation des chambre humide (Fregene *et al.*, 2002; Segovia *et al.*, 2002). Après la première semaine, les plantes sont graduellement exposées à des conditions d'humidité plus basse et à une température plus élevée. Deux mois après, elles peuvent être repiquées au champ.

Pratiques au champ

Le processus de production du matériel de plantation de manioc au champ est le même que celui de la production de tubercules. Il est recommandé de garder une partie du champ en production comme source d'un nouveau matériel de plantation pour le prochain cycle. Cette partie (environ 10 pour cent de la superficie totale) est gérée d'une manière particulière en suivant les mêmes pratiques que celles utilisées dans les pépinières spécifiquement dédiées à la production de semences.

Des pépinières spécifiques de multiplication sont plantées quand une nouvelle variété est identifiée, ou quand un matériel de plantation propre est produit à partir d'une culture de méristème d'une variété ancienne. Dans ces cas-là, la production principale est le matériel de plantation (boutures) plutôt que les racines. Cette

approche est particulièrement pertinente pour la multiplication de matériel de plantation qui a été analysé comme exempt de maladies virales présentes en Afrique ou de frog skin disease dans les Amériques. Quand le matériel de plantation est confirmé comme exempt de maladies, il est important d'éviter tout contact des nouvelles cultures avec des vecteurs de maladies, comme les mouches blanches, afin d'éviter leurs ré-infection. Bien que l'utilisation d'insecticides puisse être envisagée, elle n'est pas complètement efficace. Les mouches blanches sont présentes dans les environnements de plaine et sont rarement présentes à une altitude supérieure à 1 800 m. La rotation des cultures est importante notamment si les champs ont touchés par la pourriture des racines, car l'inoculum reste dans le sol et les nouvelles cultures seraient très probablement contaminées.

La production de matériel de plantation nécessite une gestion attentive afin d'éviter tout manque ou excès d'eau, d'empêcher les attaques de ravageurs ou et de maladies et de maintenir une fertilité du sol adéquate. L'objectif final est d'obtenir des plantes de manioc (âgées de 10 à 18 mois) avec des tiges dans des conditions sanitaires et physiologiques optimales, bien développées et irriguées. La fertilité du sol est importante car elle maximise les chances de germination rapide de la prochaine génération, avec des plantes saines et vigoureuses et une densité de peuplement uniforme.

Pépinières de suivi

La production du matériel de plantation commence avec un matériel exempt de maladies et de ravageurs. Avant la plantation, le producteur vérifiera l'absence de contaminants et de repousses de la saison précédente, et aussi la disponibilité d'un équipement d'irrigation et de drainage dans le champ. Il est nécessaire de réaliser des inspections pendant la croissance des cultures: un mois après la plantation (MAP) pour contrôler l'établissement des cultures, et ensuite au moins tous les deux mois jusqu'à la récolte (d'habitude 10-12 MAP).

Sous certaines conditions, comme quand le manioc pousse à de hautes altitudes (plus de 1500 m d'altitude), avec des courtes périodes de pluie ou des hivers froids (en latitudes > 20°) le matériel de plantation est récolté à partir de plantes plus âgées (18 mois). Dans ce cas, les visites de suivi peuvent être plus étalées.

Pendant les inspections, la pépinière entière doit être examinée pour des problèmes sanitaires potentiels. Les plantes attaquées par des maladies ou des ravageurs doivent être éliminées. Il faut également assurer une bonne disponibilité en nutriments et en eau. Il est nécessaire de réaliser le désherbage avec attention, en particulier pendant les trois premiers mois de la culture. La pureté variétale de la pépinière peut être vérifiée à 3-5 MAP. Les descripteurs caractéristiques du manioc (la couleur et la longueur du pétiole, la forme des lobes de la feuille, la présence de la pubescence sur le germe, la couleur de la tige) permettent une identification simple des plantes hors-types qui peuvent être éliminées. Pour certaines maladies,

comme le CBSD ou la frog-skin disease, il est nécessaire d'inspecter les racines puisque elles peuvent présenter les seuls symptômes qui permettent l'identification de la plante infectée (Calvert and Thresh, 2002).

Il est recommandé d'effectuer une inspection officielle de la pépinière de multiplication de plante à environs 5-7 MAP. On peut tolérer jusqu'à 1 pour cent de plantes hors-types. Pour le CBB et le SED, un seuil de 2 pour cent de plantes présentant des symptômes est acceptable. En fonction de la pression de maladies et de la variété multipliée, les niveaux acceptables du CMD et CBSV peuvent varier de 0 à 5 pour cent, mais ce taux de tolérance devrait être confirmé par le service officiel pertinent.

Récolte du matériel de plantation

Toute partie de la tige du manioc peut être utilisée à des fins de multiplication. Néanmoins, le diamètre de la tige utilisée pour les boutures ne devrait pas être inférieur à la moitié du diamètre maximale de la tige de la variété particulière utilisée.

Les boutures de tiges vertes (légèrement lignifiées) peuvent germer, mais elles sont sensibles aux attaques de pathogènes et d'insectes et ont tendance à se déshydrater rapidement. Les boutures de tiges âgées de plus de 18 mois sont



CEBALLOS. CIAT. 2006

Photo 6

Coupe transversale d'une tige de manioc montrant le diamètre de la moelle, le diamètre total et l'exsudation de latex.

trop lignifiées, elles contiennent de petites quantités de réserves de nourriture, et elles ont une viabilité réduite, une germination retardée et lente, et/ou une faible vigueur. Il est recommandé de prélever le matériel de plantation sur des tiges âgées de 8 à 18 mois. Plus la plante est jeune, plus la partie de la tige sélectionnée pour la bouture devra être lignifiée. Une manière pratique pour savoir si une tige est suffisamment mature consiste à déterminer la relation entre le diamètre de la moelle et de la tige grâce à une découpe transversale. Si le diamètre de la moelle est inférieur ou égal à 50 pour cent de la tige, la tige est alors suffisamment mature pour être utilisée pour la multiplication

(Photo 6).

Etant donné que le manioc ne présente pas de maturité physiologique, il est préférable de garder le matériel de plantation au champ dans les pépinières plutôt que de le récolter trop tôt et le stocker pendant 2 à 3 mois. Les jeunes branches sont coupées et jetées et les tiges principales, conformes aux normes de qualité décrites plus haut, sont coupées et attachées ensemble en fagot d'environ 50 tiges. En

moyenne, chaque tige peut donner 5 à 7 boutures. Toutefois, en fonction de l'âge et des caractéristiques de la variété, les tiges peuvent donner 3 à 12 boutures. Il n'y pas de période de dormance et les boutures peuvent être plantées immédiatement après la récolte, lorsque même les tiges fines (vertes) peuvent germer et produire des plantes vigoureuses. Chaque fagot est identifié avec des étiquettes en plastique avec le nom de la variété, la date et le lieu de récolte écrit clairement avec un feutre permanent ou un crayon en graphite.

Pendant la récolte, les tiges sont examinées pour identifier d'éventuelles traces de dégâts causés par des insectes, en particulier par les foreurs de tiges. Si cela est nécessaire dans cette région, les racines doivent également être contrôlées pour la présence de FSD ou de CBSD.

Stockage

Les tiges (d'environ 1-2 m) peuvent être stockées telles quelles après récolte. Toutefois, elles peuvent également être coupées à la taille appropriée pour la plantation (en tronçon d'environ 20 cm de long). Pour éviter la déshydratation pendant le stockage, il est recommandé de couper les tiges en boutures juste avant la plantation. Les fagots de tiges longues doivent être placés verticalement sur le sol, à l'ombre (Photo 7) et avec la partie apicale de la tige vers le haut. Parfois, les agriculteurs couvrent les tiges avec du feuillage conservé des récoltes précédentes afin de réduire encore plus la déshydratation des tiges. La zone de stockage doit être ombragée et offrir une humidité importante mais pas excessive (environ 80 pour cent) et une température modérée (20-30 °C).



CERBALLOS, CIAT, 2006

Photo 7
Stockage de tiges sélectionnées destinées à la multiplication.

Traitement chimique

Il est recommandé de traiter les tiges avec un insecticide et un fongicide homologués (d'habitude à la base de cuivre) ou de les tremper dedans. La solution peut aussi être appliquée sur le matériel de plantation avant la plantation. Les tiges censées être stockées longtemps doivent être traitées deux fois avec la même solution : immédiatement après la récolte de la tige et juste avant la plantation. Il est très important que les opérateurs portent des gants de protection, des tabliers, des lunettes et des masques.

Différences entre variété

Il existe une variation génétique dans la capacité de germination des boutures de manioc. Les différences sont accentuées quand les boutures sont stockées : plus

la période de stockage est longue, plus la variation est grande. La capacité de germination de différentes variétés peut être comparée après une courte période de stockage de 15 jours et par la suite toutes les deux semaines jusqu'à trois mois.

Dégâts mécaniques

L'épiderme et les bourgeons des boutures peuvent être endommagés par des frottements et des coupures de machette lors de leur préparation, du transport, du stockage et de la plantation. Chaque plaie constitue un nouveau point d'entrée potentiel pour les micro-organismes qui peuvent causer la pourriture. Toutes les précautions doivent être prises afin d'éviter une manipulation violente lors de la découpe et du transport des tiges.

La découpe doit être effectuée avec une machette bien aiguisée ou une scie circulaire - dans ce cas les tiges sont tenues avec les deux mains lorsqu'elles sont coupées. Une attention particulière doit être portée à la santé et aux mesures de sécurité pour les employés qui réalisent ces opérations.

NORMES DE QUALITE POUR LE MATERIEL DE PLANTATION (TABLEAU 10)

Age du matériel de plantation

Les tiges ne doivent pas être stockées pour plus de trois mois, de préférence moins d'un mois, dans des conditions optimales.

TABLEAU 10

Résumé des normes

Age de la tige	Moins de 3 mois de stockage après la coupe
Longueur des boutures	18-25 cm
Nombre de nœuds par bouture	5-7
Epaisseur de la moelle	Jusqu'à 50 % du diamètre total de la tige
Tolérance pour les maladies et ravageurs	Pas plus de 5 %



Photo 8

Boutures de manioc d'une longueur et d'un diamètre adéquats avec 5-7 nœuds.

Nombre de nœuds par bouture

Chaque nœud de tige présente un bourgeon axillaire. Théoriquement, une plante peut être obtenue de chaque nœud. Il a été constaté que les boutures avec 1-3 nœuds ont un bas pourcentage de germination au champ. Des boutures plus longues, avec 8-10 bourgeons ont une meilleure chance de conserver leur viabilité potentielle, mais cela nécessite plus de matériel de plantation par ha. En conséquence, les boutures idéales devraient avoir entre 5-7 nœuds et avoir une longueur d'environ 20 cm (Photo 8).

L'épaisseur de la moelle

Le diamètre de la moelle devrait, en règle général, être égal ou à 50 pour cent moins épais que le diamètre total de la tige. Quand les tiges sont coupées en boutures, l'exsudation de latex du cortex est un signe de bonne condition de la tige.

Inspection visuelle des tiges/boutures

Une inspection visuelle des tiges peut permettre de découvrir des dégâts physiques pendant le stockage et/ou le transport ainsi que la présence de symptômes ou de signes de maladies et de ravageurs. Un matériel de plantation de bonne qualité présente moins de 5 pour cent de tiges manifestant ce type de problèmes.

Capacité de germination

Une germination rapide et vigoureuse est l'objectif principal de tout schéma de production de matériel de plantation de manioc. En conséquence, des échantillons de boutures peuvent être testés pour connaître la capacité de germination en les plaçant dans des sacs en plastiques avec de la terre et en ajoutant de l'eau dans le sac. Le pourcentage de germination et la vigueur peuvent être évalués après 10 jours.

Le chou caraïbe

Juan Pérez Ponce

Vitrobio Valencia S.L., Valencia, Spain

***Xanthosoma sagittifolium* (L) Schott**

Araceae, sous-famille Aroidea

ORIGINES GÉOGRAPHIQUES ET DISTRIBUTION

Xanthosoma sagittifolium (le chou caraïbe) est originaire des tropiques de l'Amérique. Il est cultivé dans des zones tropicales et sub-tropicales à des latitudes comprises entre 30 degrés nord et 15 degrés sud. C'est une culture à racine et tubercule importante au niveau mondial, classée sixième dans les zones de plantation et de production après le manioc, la pomme de terre, la patate douce, l'igname et le taro. Les zones de distribution principales de la culture sont les Caraïbes (Cuba, la République Dominicaine, Porto Rico, Les Antilles), l'Amérique Centrale et du Sud, les Etats Unis (la Floride, Hawaï), l'Afrique de l'ouest (le Cameroun, le Ghana, le Nigeria, le Togo) et l'Asie tropicale (Indonésie, Malaisie et les îles du Pacifique du sud).

NOMS D'USAGES

Gualuza, macal, malanga, malangay, okumo, otoa, quiquisque, quiscamote, tiquisque, uncucha, yautía en espagnol. *Mangareto, mangarais, mangarito, taioba* en portugais. Chou Caraïbe en français. *Cocoyam, tannia, taniera* en anglais.

MÉTHODES DE REPRODUCTION

La multiplication traditionnelle se fait selon différentes méthodes : fragments du bulbe central, des bulbes secondaires ou petits bulbes secondaires. Ils présentent une période de dormance de 5 semaines environ, pendant lesquels la germination ne se produit pas (Wilson, 1984). La levée de dominance apicale, en détruisant le bourgeon apical, accélère la germination des bourgeons latéraux.

MALADIES ET ORGANISMES NUISIBLES (TABLEAU 11)

Le virus de la mosaïque du Dasheen

Le virus de la mosaïque du Dasheen (DsMV) est le pathogène viral des aroïdacées cultivées le plus important au monde (Chen *et al.*, 2001). Il a été constaté pour la première fois par Zettler *et al.* (1970) et identifié en Amérique Centrale au Costa Rica par Ramirez (1985). Le DsMV est classifié comme potyvirus, de la famille Potyviridae, et il est constitué de particules filamenteuses flexibles (moins de 700 nm) qui contiennent des chaînes de génome ARN à polarité positive. Les

symptômes visibles sur la plante sont : la déformation des feuilles, la chlorose des veines, le développement de la mosaïque le long des veines (Zettler *et al.*, 1989) et, lors d'une attaque sérieuse, des plantes en retard de croissance.

TABLEAU 11

Autres maladies et ravageurs

Maladie ou ravageur	Agents responsables	Zone affectée	Symptômes	Traitements préventifs
Pourriture molle bactérienne	<i>Pseudomonas solanacearum</i>	Feuilles et tubercule	Chlorose des feuilles, flétrissement et pourriture des tubercules	Utilisation de matériel exempt de maladies. Rotation des cultures. Utilisation de sols drainés. Désinfection des outils pour la découpe du matériel de plantation. Epuration
Pourriture molle du tubercule	<i>Erwinia carotovora</i> pv. <i>atroseptica</i>	Tubercules	Pourriture molle du tubercule	Idem que pour la nourriture molle bactérienne
Taches foliaires bactériennes	<i>Xanthomonas campestris</i>	Feuilles	Les symptômes précoces commencent près des bords des feuilles sur la face cachée sous forme de taches mouillées. A des stades plus avancés, les taches deviennent marron, nécrotiques et se rejoignent en formant des larges zones nécrotiques bordées de jaune vif.	Utilisation de matériel de plantation sain. Irrigation par aspersion et surdensité sont à éviter. Les feuilles infectées doivent être éliminées.
Mildiou	<i>Phytophthora</i> spp.	Feuilles	Taches foliaires marron de forme circulaire	Elimination des hôtes alternatifs avant plantation. Elimination des plantes infectées
Pourriture sèche	<i>Fusarium oxysporum</i>	Feuilles	Pourriture sèche avec une apparence cotonneuse	Utilisation de matériel de plantation sain. Rotation avec des plantes fourragères
Nématode à gales	<i>Meloidogyne</i> spp.	Racines	Gales en couronne	Rotation avec des légumineuses e.g. <i>Mucuna pruriens</i> .
Nématodes des lésions des racines	<i>Pratylenchus</i> spp.	Racines	Lésions des racines	Idem que pour le nématode à gale.

Le DsMV est transmis exclusivement par les pucerons (Brunt *et al.*, 1996) et peut se diffuser très rapidement dans le champ (Pernezny *et al.*, 1993). Bien que le DsMV ne soit pas mortel pour la plante, il retarde sa croissance et réduit son rendement.

Les espèces sauvages du *Xanthosoma* sont les principales sources du virus. Les plantes d'autre genre peuvent également être des hôtes naturels :

- *Glaonema*, *Alocasia*, *Amorphophallus*, *Arisaema*, *Cyrtosperma*. Symptômes: mosaïque.
- *Cryptocoryne*, *Dieffenbachia*, *Philodendron*, *Richardia*, *Zantedeschia* spp. Symptômes : mosaïque et malformation des feuilles.
- *Colocasia esculenta*. Symptômes: mosaïque, la chlorose et le nanisme (Seller *et al.*, 1970).

Le contrôle du DsMV dépend de :

- l'utilisation de matériel de plantation exempt de maladies ;
- du contrôle chimique des pucerons ;
- des zones de plantation isolées et non contaminées ;
- d'un contrôle efficace des plantes hôtes alternatives.

La maladie de la pourriture des racines (RRD)

La maladie de la pourriture des racines est la maladie la plus dévastatrice chez le *Xanthosoma* (Tambong *et al.*, 1998) et peut causer des pertes totales de récolte (Saborido *et al.*, 2004).

Les symptômes sont : le retard de la croissance, le jaunissement du feuillage et une diminution ou une perte totale du système racinaire. Les agents responsables sont *Rhizoctonia* spp. (Giacometti and Leon, 1994), *Sclerotium rolfsii* (Bejarano-Mendoza *et al.*, 1998), *Fusarium* spp. (Saborido *et al.*, 2004) et *Pythium myriotylum*, qui a été signalé comme le principal agent responsable (Tambong *et al.*, 1999).

La maladie se diffuse par le matériel de plantation et les sols infectés (Nzietchueng, 1984) et les pathogènes persistent dans les sols pendant de nombreuses années.

Le contrôle du RRD dépend de:

- l'utilisation d'un matériel de plantation exempt de maladies,
- du contrôle chimique,
- de l'utilisation de plantations très espacées, sur des buttes et une régulation de la période de plantation,
- la plantation sur billons et aussi la rotation des cultures,
- l'utilisation d'engrais organiques.

PROTOCOLES DE PRODUCTION DU MATÉRIEL DE PLANTATION

Les pertes causées par les pathogènes justifient complètement le développement de programmes de production de matériel exempt de pathogènes. Dans le cas du DsMV, ces pertes ont toujours été de plus de 25 pour cent et dans le cas du RRT elles ont atteint 90 pour cent de la culture.

Une autre justification importante est l'effet du rajeunissement physiologique (Dottin and Perez Ponce, 1998), qui pourrait augmenter le rendement de la culture de plus de 30 pour cent, y compris les plantes infectées par un virus. Au Nicaragua Reyes *et al.* (2005) a signalé une augmentation de 86 pour cent du rendement grâce à l'effet du rajeunissement.

LABORATOIRE

La micro-propagation du *Xanthosoma* est assez simple. La composition des milieux de culture est bien définie, ainsi que les techniques. De plus, il est possible d'obtenir un matériel indemne de virus. Le DsMV est un potyvirus qui peut être éliminé uniquement par la culture de méristème. Il est possible d'obtenir un matériel exempt de virus à 70-100 pour cent en utilisant cette méthode. D'autres pathogènes, y compris ceux qui sont responsables pour le RRD sont aussi éliminés.

Conditions de laboratoire

Un bâtiment d'environ 120 m², équipé d'un microscope stéréoscopique, de 4 hottes à flux laminaire et des équipements de base sont nécessaires pour le laboratoire. La capacité de production d'un laboratoire de ce type est comprise entre 200 000 et 500 000 plantes exemptes de pathogènes par an. Cette production peut atteindre 1 million de plantes par an avec une grande efficacité et des technologies de micro-propagation avancées. Ce travail nécessite deux spécialistes (un spécialiste de biotechnologie des plantes et un spécialiste de la pathologie des plantes), 4 opérateurs d'hottes à flux laminaire et deux techniciens de laboratoire.



PÉREZ PONCE, 2004.

Photo 9

Micropropagation de Xanthosoma avec des systèmes d'immersion temporaire. A. Système en production. B. Explants de Xanthosoma après la phase de multiplication.

Afin d'améliorer l'efficacité de la production, la lumière de soleil peut être employée dans les chambres de croissance. En introduisant un système temporaire d'immersion, il est possible de doubler la production des technologies de micro-propagation (Photo 9).

SERRE

Pour la production de 500 000 vitroplants par an et une rotation de 5 fois par an, la capacité en serre suivante est nécessaire :

- une superficie totale de 400 m² ;
- une zone effective de 300 m² ;
- des tables ou des bancs établis pour 2 700 de plateaux avec 38 trous (stations) chacun ;
- capacité en nombre de vitroplants : 100 000 ;
- un revêtement (couverture de serre) en plastique épais pour le toit avec des filets anti-acariens sur les côtés et des ventilateurs ;

- une porte double pour empêcher l'intrusion d'insectes et de vecteurs, un désinfectant de chaussures et des vestes de laboratoire de rechange.

PRATIQUES AGRONOMIQUES Y COMPRIS LA ROTATION

La plantation de vitroplants ou de plants doit être effectuée dans des zones isolées ou aucune espèce de *Xanthosoma* ou de *Colocasia* n'a été plantée. Par exemple, les zones ayant été auparavant plantées avec de la canne à sucre se sont montrées très efficaces pour la plantation de semences de pomme de terre, grâce à l'absence de plantes hôtes et un risque minimale de population de pucerons. Dans ces cas-là, la ré-infection a été presque nulle, donc la rotation avec la canne à sucre et d'autres cultures qui nécessitent des grandes zones est recommandée.

Les considérations et pratiques agronomiques les plus importantes sont les suivantes :

- Faites pousser les cultures dans des sols à pH variant de 5,5 à 6,5 et à des températures variant entre 20 à 35°C.
- Une température inférieure à 18°C ralentit la croissance des feuilles tandis qu'une température supérieure à 35°C augmente le feuillage mais limite la formation naturelle de bulbes.
- Plantez dans des endroits isolés, de préférence des régions de culture de la canne à sucre.
- Ne dépassez pas la densité de plantation de 10 000 plantes par ha.
- Faites des buttes à des distances de plantation de 1,2 x 0,8 m.
- Assurez-vous qu'il y a un bon drainage si la zone est susceptible d'être exposée à de fortes pluies
- Mettez des pièges jaunes pour capturer et surveiller les pucerons.
- Des insecticides peuvent être appliqués par des spécialistes après évaluation de la population de pucerons et de la présence de virus.
- Plantez toujours les vitroplants dans de nouvelles terres.
- Faites alterner les bulbes, les bulbes secondaires et les vitroplants tous les deux ans avec des cultures de la famille des graminées (poaceae), de préférence la canne à sucre, le maïs ou le sorgho.

Autre

- Il est essentiel d'utiliser des outils propres, utilisez un couteau très tranchant, désinfecté avec de l'hypochlorite de sodium à 0.01 pour cent chaque fois qu'un nouveau bulbe doit être tranché.
- En serre, la terre ne doit jamais être utilisée comme substrat car il s'agit d'un agent contaminant.
- Il est recommandé d'utiliser des substrats commercialisés avec une base inorganique sans micro-organismes.
- Quand il n'est pas possible d'utiliser ces substrats, il est possible d'utiliser des substituts comme la bagasse de canne à sucre, les sons de riz ou autres matériaux similaire.

- Un substrat de 60 pour cent de bagasse bien décomposée et de 40 pour cent de sons de riz peut être utilisé avec des très bons résultats sans problèmes de contamination pour les vitroplants de *Colocasia* et *Xanthosoma*.

MULTIPLICATION RAPIDE

Les bulbes et bulbes secondaires de vitroplants cultivés dans des endroits isolés, peuvent être utilisés pour une multiplication rapide, et devraient respecter les critères de la catégorie de base indiqués dans le Tableau 3.

Les étapes à suivre

1. Sélectionnez les bulbes et bulbes secondaires sans symptôme de maladies et de ravageurs et sans dégât mécanique.
2. Sectionnez le matériel en segments de 15-25 grammes.
3. Désinfectez-le avec un fongicide, des bactéricides et des nématicides homologués et disponibles dans la région.
4. Multiplier les plantes dans des boîtes ou des lits de semences sableux.
 - Système de boîtes : utilisez des boîtes de 100-150 ml. Un substrat hors sol est recommandé. Après 40-50 jours, les plantes devraient atteindre 12-15 cm et être prêtes pour le repiquage au champ. Ceci est l'option la plus recommandée.
 - Système de lits semences sableux : Induire la germination des bulbes dans des lits de semences sableux et ensuite transférez les dans des sachets plastique de 15x10 cm remplis avec du substrat (évités les mélanges de terre). Après 50-60 jours, les plantes devraient atteindre 20-25 cm de hauteur et être prêtes pour être repiquées au champ.

NORMES DE QUALITÉ POUR LE MATÉRIEL DE PLANTATION

Contrôle des cultures

- Afin d'assurer la qualité génétique, sanitaire et physiologique du matériel produit, des contrôles très rigoureux sont nécessaires, et notamment les inspections au champ suivantes;
- inspectez les parcelles 45 jours avant la plantation pour vérifier que la zone est isolée d'autres plantations de *Xanthosoma* et de *Colocasia*, et récupérez des échantillons de sol pour vérifier si il y a des pathogènes importants ;
- inspectez les plantations afin d'évaluer la qualité de la préparation du sol, le drainage et les distances de plantation proposées ;
- effectuez une deuxième inspection 45 jours après la plantation pour évaluer le pourcentage de survie du matériel planté, son développement, et la présence de maladies et de ravageurs ;
- effectuez 4-6 inspections de plus avec les mêmes objectifs jusqu'à la récolte ;
- effectuez une sélection négative (épuration) afin d'éliminer les plantes ayant des symptômes d'attaque virale, dans le cas des vitroplants un mois après la plantation et deux mois dans le cas des bulbes et bulbes secondaires.

Éliminez toutes les plantes présentant des symptômes de maladies ainsi que toutes les plantes atypiques (les plantes atypiques peuvent apparaître chez les vitroplants comme un résultat d'une variation somaclonale. Chez *Xanthosoma* ces cas ne devrait pas dépasser 1 pour cent de l'ensemble).

METHODES D'INSPECTIONS AU CHAMP, RECOMMANDATIONS D'ÉCHANTILLONAGE (TABLEAU 12) ET TOLERANCE

Pour la plupart des maladies les plus importantes, le DsMV et le RRD, les vitroplants doivent présenter un pourcentage minimal d'infection, si les recommandations en termes d'isolation et de sélection négative (épuration) sont suivies correctement. Chaque programme devrait établir des taux maximaux d'infection, dépendant des conditions locales.

TABLEAU 12
Recommandations d'échantillonnage

Surface (ha)	Nombre d'échantillons	Nombre de plantes par échantillon
1	5	100
1-2	6	100
2-3	7	100
3-4	8	100
4-5	9	100

Dans le cas des plants, la différence d'infection avec les vitroplants ne devrait pas dépasser 2 à 5 pour cent, puisque dans les conditions de production, la ré-infection est très rapide. Seul le matériel de plantation de la plus grande qualité phytosanitaire devrait donc être utilisé au champ.

Les semences obtenues à partir des vitroplants devraient présenter 0 pour cent de bulbes ou bulbes secondaires infectés par des champignons ou des bactéries, et au maximum 3 pour cent de dégâts mécaniques, dégâts causés par des insectes, la déshydratation ou la germination. Dans le cas des semences obtenues à partir de plants, 0 pour cent devrait être infecté par des maladies fongiques et/ou bactériennes. Il peut être admis jusqu'à 5 pour cent de dégâts causés par d'autres voies.

En ce qui concerne la pureté génétique, les variants somaclonaux doivent être éliminés par sélection négative et lors de la récolte. La pureté génétique devrait être de 99 pour cent pour les vitroplants et de 98 pour cent pour les plants.

Récolte

Le *xanthosoma* est une culture pérenne, mais pour des raisons pratiques, elle est récoltée après 9-12 mois. La croissance et le cycle de développement peuvent être divisés en trois périodes principales :

- Période 1 : Pendant les deux premiers mois, la croissance est lente. Cette période commence avec la germination et se finit quand les bulbes secondaires apparaissent.

- Période 2 : La deuxième période est caractérisée par une accélération rapide de la croissance des tiges jusqu'à 6-7 mois MAP. C'est pendant cette période que les plantes atteignent leur surface foliaire maximale, le diamètre de pseudo-tige et la hauteur
- Période 3 : Pendant la troisième période les feuilles commencent à se faner et le poids total de la plante au-dessus de la terre diminue jusqu'à la récolte. Ceci est le moment de la remobilisation majeure des réserves générées par la photosynthèse des feuilles vers le bulbe et les bulbes secondaires. La sénescence de la plante, à la fin de cette période (environ 9-10 MAP), est utilisée par les agriculteurs comme indicateur de récolte.

La récolte, manuelle ou mécanique, doit être effectuée quand la terre a une teneur en eau moyenne ainsi les dégâts sur les bulbes seront limités. Les bulbes ne doivent pas être exposés au soleil pendant plus de deux heures. Ils sont ensuite transférés dans un endroit ombragé pour le tri en bulbes primaires, secondaires et tertiaires. Les bulbes affectés par des maladies, des dégâts mécaniques ou autres caractéristiques négatives sont rejetés.

Stockage

Un stock de semences peut être composé de bulbes primaires, secondaires ou tertiaires et ne devrait pas être mélangé dans le même stock. Le nombre de bulbes et bulbes secondaires par stock devrait être : les bulbes primaires: 1 000 ; secondaires : 5 000 ; tertiaires : 5 000.

Il est recommandé d'appliquer les conditions de stockage suivantes :

- le toit et le sol construit en béton ou autre matériel imperméable,
- les murs solides ne sont pas nécessaires parce qu'il est recommandé que le matériel soit très bien ventilé, mais il doit rester à l'écart de la lumière directe du soleil,
- la température devrait être comprise entre 20-23° C avec une humidité relative de 60 pour cent,
- le stockage de ces semences ne devrait pas dépasser 45 jours,
- il est recommandé que les stocks de semences soient inspectés tous les 15 jours, tout ceux qui manifestent des symptômes de maladies, de ravageurs ou de dégâts après récolte doivent être rejetés (Tableau 13).

TABLEAU 13
Résumé des normes

Maladies ravageurs ou autres critères	Phase 1 (vitroplants)	Phase 2 (plants ou vitroplants)	Phase 3 - MPQD (bulbes ou bulbes secondaires)
Pureté génétique %	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
Poids ou hauteur	12–15 cm	12–15 cm (en boîtes)	70–130 g
		20–25 cm (en sachets plastiques)	
Dommages mécaniques %	0	2	3
Germination %	99	99	98

PROGRAMME DE MULTIPLICATION

Taux de reproduction estimé

Le taux de multiplication de *Xanthosoma* est de 6-8 plantes dans un cycle de 10-12 mois par le système traditionnel. Les résultats présentés dans le tableau 14 peuvent être obtenus en utilisant une culture de méristème et la micro-propagation *in vitro*.

TABLEAU 14
Taux de reproduction estimé

Matériel initial	Durée (mois)	Matériel obtenu	Nombre d'unités
Méristème	6–8	Vitroplant	1 000–10 000
Vitroplant	10–12	Semences/bulbes	15–20
Vitroplant	12–14	Plants	40–50

Il est nécessaire d'adapter le programme décrit dans le tableau aux conditions locales, si possible en incluant les alternatives suivantes :

- **Alternative 1. Utilisation de vitroplants directement dans une production commerciale.** Cette alternative peut être appliquée quand les laboratoires et les serres ont une grande production et un haut niveau de qualité. Elle a l'avantage d'utiliser un matériel complètement sain avec une rapide et importante augmentation des rendements. La plantation au champ peut commencer 8 mois après le début du programme. Le désavantage principal est le coût élevé des vitroplants. L'évaluation de cette alternative est en train d'être menée en République Dominicaine, où plus de 100 000 vitroplants de *Colocasia* sont plantés dans des zones de production isolées.
- **Alternative 2. Utilisation des bulbes et bulbes secondaires issus de vitroplants dans la production commerciale.** Malgré l'augmentation de la période de croissance des vitroplants au champ et le risque d'introduction d'infections si les techniques ne sont pas appliquées correctement, cette

méthode peut multiplier le rendement par 2-4, en fournissant 15-20 semences par vitroplants.

- **Alternative 3. Utilisation de bulbes et bulbes secondaires issus de vitroplants pour produire des plants.** L'avantage par rapport à l'alternative 2 est que cette alternative double le nombre minimal de plantes, ainsi 40 plants ou plus peuvent être obtenues de chaque vitroplant. Il est aussi plus sûr d'avoir une plantule avec un système de racines bien développé qu'un fragment de bulbe ou bulbe secondaires. Une plus grande capacité de serre est nécessaire pour cette alternative.

TABLEAU 15

Résumé d'un programme de multiplication basé sur la micropropagation

Site	Objectifs	Durée (mois)	Taux de multiplication	Matériel produit
Laboratoire	Introduction et Multiplication	6	1: 100	Vitroplant
Serre	Adaptation de vitroplants	2	1: 1	Vitroplant adapté (Phase 1)
Zone isolée	Multiplication au champ	10	1: 1	Bulbes et bulbes secondaires de base (Phase 2)
Serre	Multiplication de bulbes et bulbes secondaires	2	1: 40	Plants de base (Phase 3 – MPQD)
Programme de multiplication total		20	1: 4 000	
Champ	Production commerciale	10	1: 15	Bulbes comestibles

Ail

Alejandrina Robledo and Victor M. Villalobos

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

***Allium sativum* L.**

Alliaceae

L'ail cultivé (*Allium sativum* L.) est une espèce monocotylédone qui est originaire de l'Asie centrale. Initialement, cette espèce a été classifiée dans la famille *Liliaceae*, mais des recherches taxonomiques récentes l'ont identifiée comme un membre de la famille des *Alliaceae* (Hanelt, 1990). La culture est distribuée mondialement, principalement dans les climats tempérés.

L'ail produit des bulbes et présente une hampe florale. Les inflorescences forment rarement des graines mais développent souvent des bulbilles sur la tête de l'inflorescence (Purseglove, 1975). Les gousses d'ail sont divisées en gousses ou caïeux qui avec les bulbilles forment les propagules de la culture.

L'ail est classé comme :

- a. Asiatique ou violet pour les zones subtropicales
- b. rose, avec des besoins en vernalisation faible, mais une photopériode longue
- c. blanc, avec des besoins en vernalisation moyens à élevés et une photopériode longue
- d. pourpre, avec des grands besoins en vernalisation et de longues photopériodes (Burba, 1991).

Les variétés d'ail peuvent aussi être classées comme "hard neck" or "soft neck" Les variétés hard neck de l'ail ont une hampe haute et solide, qui émerge du centre de la gousses, avec des fleurs qui souvent avortent, et avec des bulbilles à la tête de la hampe. Les cultivars hard neck donnent 4-16 gousses par bulbe, mais il est difficile de les séparer à cause de la dureté de la hampe. Les cultivars soft neck développent rarement une hampe et donnent 10-40 gousses, mais de plus petite taille que les cultivars hard neck. La plupart des cultures commerciales sont des soft neck du fait de la simplicité de leur culture, de la possibilité de planter à la machine et d'une meilleure capacité de conservation. Toutefois, le taux de multiplications de l'ail dépend du génotype et des pratiques culturales.

Les pathogènes et ravageurs les plus importants qui affectent l'ail sont les suivants :



Photo 10

A. Mosaïque de l'oignon. B. Thrips (*Thrips tabaci*). C. Acariens (*Rhizoglyphus* spp.). D. *Midiou*.

gousses, les rendent mous et affecte leur capacité de germination (Photo 10 C). Les acariens ont besoin d'environ 14 jours pour se développer de l'œuf au stade adulte et peuvent vivre jusqu'à 121 jours. Ils tolèrent les températures élevées mais ne peuvent pas survivre à des températures en dessous de 11°C. Les dégâts mécaniques des plantes doivent être évités car ils facilitent l'introduction de *Rhizoglyphus* spp.

Champignons

La pourriture blanche de l'oignon, *Sclerotium cepivorum*, une des maladies principales de l'ail cultivé, est en train de se diffuser dans les régions de production principales du monde entier (Photo 10 E). Les feuilles des plantes infectées présentent des taches chlorotiques et de dépérissement. Le champignon commence à se développer au pied de la plante et un sclérote, une forme latente du champignon, pousse sur la surface, pendant la période tardive de son développement. Le sclérote peut survivre jusqu'à 20 ans, même après la mort de la plante, et peut se diffuser à travers l'eau, l'équipement, les machines ou les propagules. La

VIRUS

Le virus de la striure du poireau (LYSV), le virus des stries jaunes de l'ail (GYSV) et le virus de la bigarrure de l'oignon (OYDV) sont les principaux virus de l'ail qui appartiennent au groupe des potyvirus (Bos, 1982; Walkey *et al.*, 1987). La mosaïque de l'ail est causée par un ou plusieurs de ces virus. Les symptômes principaux sont les mosaïques chlorotiques, en particulier chez les feuilles jeunes (Photo 10 A). Ces virus peuvent être transmis par les gousses et les pucerons. Il est recommandé de cultiver des plantes issues de culture *in vitro* de méristème dans des champs sains et isolés afin de minimiser la diffusion de ces virus.

Thrips

Thrips tabaci et *Frankliniella occidentalis* sont les organismes nuisibles principaux de l'ail cultivé. Ils infestent la culture pendant la période initiale du développement et provoquent de graves dégâts pendant la formation des bulbes et le stade d'épaississement du bulbe (Photo 10 B).

Acariens

Rhizoglyphus spp. infeste les bulbes ou les

maladie se développe plus facilement à des températures basses (15-20°C) et à une humidité du sol basse (de 15 pour cent). Pour lutter contre cette maladie, il est recommandé de garder le matériel de plantation pur ou exempt de pathogènes, de maintenir le sol sans sclérotés et de nettoyer les outils avec du formaldéhyde avant de se déplacer dans un autre champ (Delgadillo-Sanchez, 2000).

Le mildiou, l'alternariose du poireau, la pourriture bleue et la rouille sont des maladies fongiques de l'ail causées par *Peronospora destructor*, *Alternaria porri*, *Fusarium oxysporum*, *Penicillium* spp. et *Puccinia allii*, respectivement (Photo 10 D et 10F). Certaines d'entre elles comme la moisissure bleue ou la pourriture du col apparaissent ou demeurent jusqu'à la récolte et même pendant le stockage.

Nématodes

Les symptômes du *Ditylenchus dipsaci* (nématode à galle) sont le raccourcissement et l'épaississement des feuilles avec des tâches jaunes ou brunes (Photo 10 G). La tige du bulbe devient molle jusqu'à ce que le bulbe pourrisse, des gales peuvent être observées sur les racines. L'utilisation de plantes non hôtes, comme les carottes et les salades, dans la rotation peut réduire la population de nématodes dans le sol. Le traitement des bulbes avec de l'eau chaude et l'utilisation de nématicides homologués sont également des moyens de contrôle.

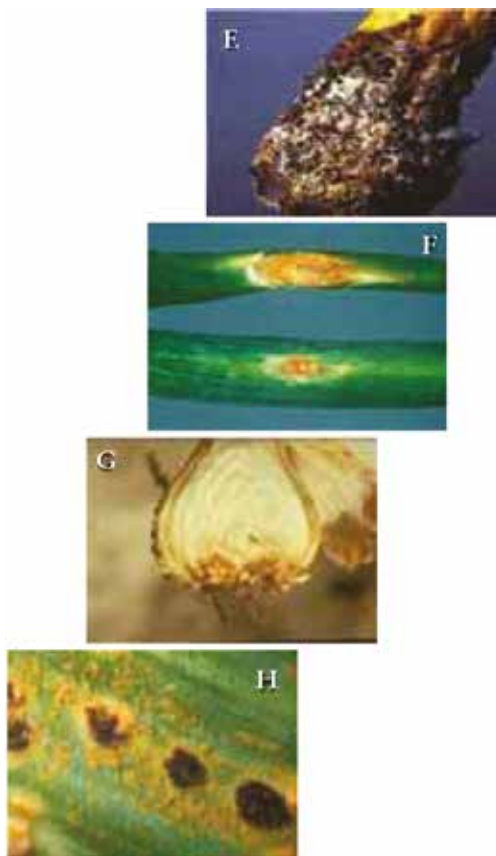


Photo 10

E. Pourriture blanche de l'oignon.

F. Alternariose du poireau. G. Nématode à gale.

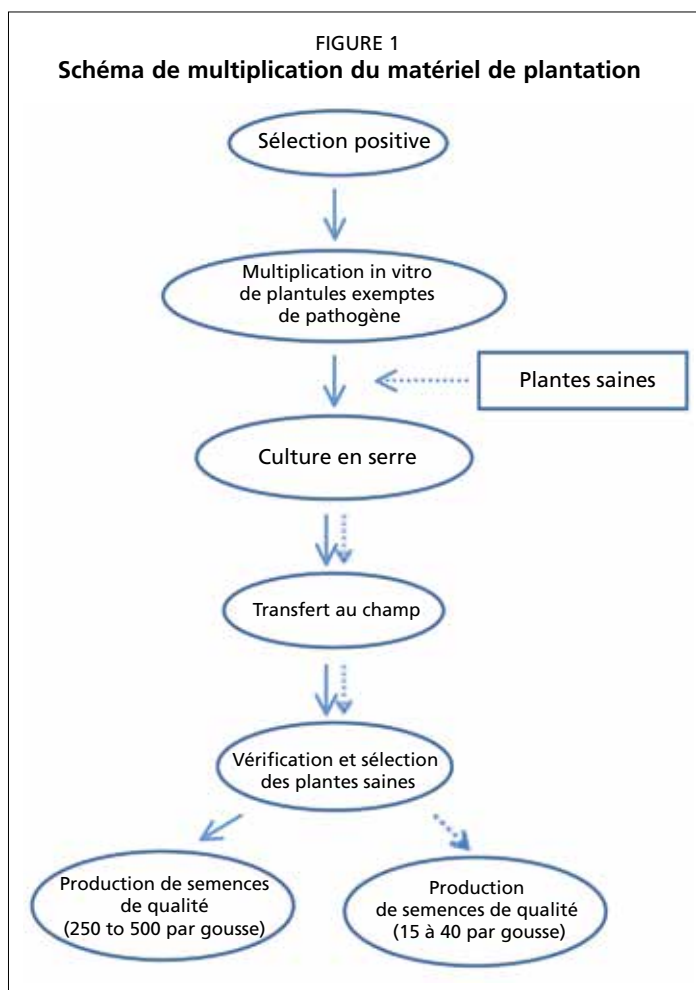
H. Rouille (*Puccinia allii*).

PROTOCOLE POUR LA PRODUCTION DU MATERIEL DE PLANTATION DE L'AIL CULTIVE

Source de matériel

Il est recommandé que le matériel-source vienne de plantes-mères exemptes de pathogènes obtenues suite à une sélection stricte ou à partir de plantules dérivées de culture de méristème. La culture de méristème permet une régénération de l'ail et l'obtention de plantes exemptes de virus (Walkey *et al.*, 1987; Chovelon *et al.*, 1990). Les protocoles de régénération récents utilisent le méristème des inflorescences ou des racines car ils sont exemptes de virus et disponibles en plus grandes quantités (30 par gousse ou plus) ce qui permet d'obtenir un haut taux

de multiplication. Cette régénération à partir du méristème des racines et des inflorescences s'est montrée efficace avec les différentes variétés d'ail (Haque *et al.*, 1997; Robledo-Paz *et al.*, 2000; Xu *et al.*, 2001; Martin-Urdiroz *et al.*, 2004). La technique implique le prélèvement de méristèmes d'une plante saine, puis de les faire pousser dans un milieu avec des micro et des macro-nutriments, des vitamines et des régulateurs de croissance, ce qui permet la formation de pousses ou d'embryons adventifs. Les pousses sont incitées à former un système racinaire pour une plante entière, tandis que les embryons sont cultivés dans un environnement où ils peuvent germer et développer des plantes (Figure 1).



Les résultats des recherches récentes ont démontré la possibilité de transférer des gènes de résistance aux ravageurs et aux pathogènes de certaines plantes hôtes vers l'ail par une approche transgénique (Kondo *et al.*, 2000; Robledo-Paz *et al.*, 2004; Eady *et al.*, 2005), en conformité avec les réglementations nationales. Il existe des protocoles pour la régénération de plantes transgéniques qui démontrent la

résistance de la plante à l'insecte *Spodoptera exigua* (Zheng *et al.*, 2004) ou à des champignons (Robledo-Paz, 2008, pers. comm.).

Il est nécessaire d'identifier le matériel sain qui peut être employé comme propagule exempt de pathogène à travers des tests de laboratoires puisque certains pathogènes ne manifestent pas de symptômes chez les plantes infectées. Les tests à employer dépendent des pathogènes et des ravageurs présents dans chaque pays. Les bulbes d'ail qui doivent être utilisés comme propagules ne doivent pas être stockés dans des systèmes de refroidissement ou de réfrigération. Les gousses devraient être séparées des gousses 6 à 10 jours avant la plantation afin d'éviter la déshydratation et une perte de vigueur. Afin de réduire l'incidence des pathogènes, il faut éviter tout dégât physique. Si des nématodes ou des champignons ont auparavant été observés au champ, les propagules peuvent être traités avec des fongicides et des nématicides homologués avant d'être plantés.

Il existe une corrélation entre la taille des gousses et la récolte en bulbes. Il est donc recommandé de réaliser une sélection et la plantation de grosses gousses entières. Les gousses doivent être plantées en position verticale.

INSTALLATIONS ET EQUIPEMENT

Il est nécessaire d'utiliser une planteuse pour la plantation mécanique. L'utilisation de serre insect-proof est également utile pour acclimater les vitroplants avant repiquage au champ.

Il est également possible de réaliser une multiplication conventionnelle des gousses ou des bulbilles dans des serres insect-proof afin d'assurer des normes de santé des plantes élevées.

Critères au champ

Les champs sélectionnés ne doivent pas avoir porté de l'oignon ou de l'ail depuis au moins trois ans.

L'ail pousse dans tous les sols tempérés et bien drainés. Idéalement, la culture est plus aisée sur un sol plat, à faible salinité, sans pierre et avec un pH 6-6,5. Avant le semis, la fertilité du sol doit être évaluée. L'ail a des racines peu profondes, donc un labourage de sol permettra une levée et une croissance des plantes satisfaisante.

Inspections des champs

Le suivi des cultures doit être réalisé au moins deux fois pendant la saison de culture. La première inspection devrait avoir lieu lorsque les plantes adultes montrent leur morphologie et leur état de santé. Tous les 10-15 rangs, un échantillon est prélevé, en marchant dans le champ et en inspectant, pour s'assurer qu'il n'y pas de repousses, de plantes infectées ou de hors-types. La deuxième inspection devrait avoir lieu quand les feuilles commencent à faner et avant la récolte des bulbes. Dix

plantes de quatre zones du champ sont prélevées pour l'estimation des thrips—cette procédure doit être répétée chaque semaine lorsqu'il y a plus de 20 thrips par plante. Afin de détecter la pourriture blanche, des échantillons de sol sont pris à 20 cm de profondeur pour chaque 50m². Pour la détection de *Ditylenchus dipsaci*, le champ doit être divisé en bloc de 2 à 8 ha avec des prélèvements à 15 à 20cm de profondeur.

PRATIQUES CULTURALES

La sélection du champ, la rotation des cultures et l'utilisation de propagules vigoureuses et exemptes de pathogènes, permet d'assurer des cultures avec de bons rendements. Les pratiques culturales suivantes sont nécessaires pour atteindre un succès :

- La **plantation manuelle** se fait par double rangs espacés de 25cm et avec 90cm entre chaque double rang.
- La **plantation mécanique** se fait par double rang espacés de 30 cm et avec 1m entre chaque double rang. Les gousses sont semées à 5-6 cm de profondeur et à 6-11 cm d'intervalle. La plantation peut se faire en ligne ou sur des planches qui permettent une plantation jusqu'à six rangs.
- La **longueur des planches** dépend de la taille du champ, de l'équipement disponible et du système d'irrigation.
- Les recommandations d'application d'engrais dans des sols normaux varient entre 120 à 300 kg/ha d'azote (N), 120 à 240 kg/ha de phosphore (P), et jusqu'à 185 kg/ ha de potassium (K), selon les besoins. Environ 25 pour cent de N et 100 pour cent du P et du K sont appliqués lors de la plantation et le reste quand les plantes atteignent une hauteur de 8 à 9 cm.
- Le désherbage est une opération importante qui devrait être effectuée pendant les premières étapes du développement de la culture et par la suite tous les 20 jours pour éviter des pertes de rendement et de qualité et pour contrôler l'incidence de pathogènes et de ravageurs.
- L'irrigation est assurée tous les 15 à 20 jours pour les sols de texture moyenne et tous les 20 à 25 jours pour les sols argileux.
- Les hampes florales doivent être enlevées dès qu'elles apparaissent, afin d'accélérer la maturité et éviter les pertes de rendements.
- Les vitroplants nécessitent une acclimatation et culture en serre insect-proof pendant au moins huit semaines avant d'être plantés au champ, par la suite ils sont gérés comme les plantes obtenues à partir de gousses.

RÉCOLTE

La récolte commence quand les feuilles inférieures deviennent brunes et les feuilles qui couvrent les bulbes sèchent. Il est recommandé d'inspecter quelques bulbes avant la récolte pour s'assurer qu'ils sont de taille appropriée et prêts à être récoltés. Pendant la récolte, les bulbes sont récoltés en coupant leurs racines à environ 3-5 cm avec une barre de coupe attelée sur un tracteur ou une charrue.

Gestion après récolte

Les bulbes immatures sont enlevés du sol à la main ou placés en tête de rang et ils sont couverts avec des fanes et de la terre ou ils sont placés à l'ombre dans un endroit bien aéré afin de leur permettre d'atteindre la maturité. Le processus de séchage dure d'une à deux semaines, puis les racines et le feuillage sont coupés, en gardant 2 à 5 cm de la tige. Le séchage peut aussi s'effectuer à l'aide d'air chaud à 27°C et une humidité de 60 à 75% pendant 48 heures environ. Après le processus de séchage, les bulbes endommagés qui montrent des défauts ou des symptômes de mauvaise santé sont éliminés, les bulbes sains sont classés par taille et emballés dans des filets ou dans des boîtes en cartons en fonction des exigences de l'acheteur. Les bulbes peuvent être immédiatement mis en vente ou peuvent être stockés.

STOCKAGE ET TRANSPORT

Après avoir été placés dans des récipients, les bulbes sont stockés dans des pièces bien aérées, à une température de 1-2°C et 60-70 pour cent d'humidité. La durée de conservation dans cet environnement peut être de 90 à 210 jours. Tous les bulbes d'ail stockés à une humidité de plus de 70 pour cent peuvent être infectés par des champignons et montrer des signes de maladies. Les gousses peuvent commencer à germer si elles sont stockées à 4°C, ce qui signifie que leur stockage à cette température doit être de courte durée. Les bulbes d'ail stockés doivent être contrôlés fréquemment afin de détecter tous pathogènes et ravageurs ou des changements dans la température du magasin. Les véhicules destinés au transport des bulbes d'ail doivent avoir un bon système d'aération.

TABLEAU 16

Résumé des normes

Taille des bulbes (diamètre minimum)	2.5 cm
Poids des bulbes (minimum)	25 g
Pureté variétale (conforme au type, minimum)	99.8 %
Tolérance pour les maladies et ravageurs	
<i>Ditylenchus dipsaci</i> , maladie de la bigarrure de l'oignon (OYDV), <i>Thrips tabaci</i> , <i>Peronospora destructor</i> , <i>Sclerotium cepivorum</i> , <i>Puccinia allii</i> et <i>Botrytis porri</i>	0.0 %

NORMES DE QUALITE POUR LE MATERIEL DE PLANTATION (TABLE 16)

Taille et poids

Les bulbes sont regroupés selon leur diamètre :

- a. Les bulbes de la classe Extra ou Supérieure ont un diamètre minimal de 4,5cm
- b. La classe I comprend les bulbes de bonne qualité
- c. La classe II comprend les bulbes d'un diamètre d'au moins 3 cm.

Un maximum de 3 pour cent de bulbes avec un diamètre inférieur au minimum peut encore être accepté pour toutes les classes. Les bulbes qui sont destinés à être utilisés comme des propagules pour la prochaine saison de plantation ne doivent pas avoir un diamètre inférieur à 2,5cm et peser moins de 25 g.

TOLÉRANCE POUR LES RAVAGEURS ET LES PATHOGÈNES ÉCONOMIQUEMENT IMPORTANTS AU CHAMP ET PENDANT LE STOCKAGE

Il ne devrait pas y avoir de tolérance pour les ravageurs de quarantaine parce que les propagules de l'ail doivent pousser dans des zones exemptes de pathogènes. Les ravageurs qui sont considérés comme des ravageurs de quarantaine dépendent du pays d'origine. La tolérance pour d'autres ravageurs et pathogènes dépend des dégâts qu'ils peuvent causer à la culture dans chaque zone géographique où l'ail est cultivé et où il est importé. Les propagules in vitro peuvent être transférés vers d'autres pays si un certificat phytosanitaire international est inclus dans la cargaison pour confirmer qu'ils sont exemptes de pathogènes. Les ravageurs et les pathogènes pour lesquels il ne devrait pas y avoir de tolérance sont: *Ditylenchus dipsaci*, OYDV, *Thrips tabaci*, *Peronospora destructor*, *Sclerotium cepivorum*, *Puccinia allii* et *Botrytis porri*.

VARIÉTÉS CONFORMES AU TYPE

Le pourcentage de bulbes d'ail qui ne sont pas conformes au type ne devrait pas dépasser 0,1 pour cent lors de la première phase du programme de production et 0,2 pour cent pour les propagules MPQD.

La pomme de terre du Soudan

Elizabeth Acheampong

University of Ghana, Accra, Ghana

***Solenostemon rotundifolius* (Poir) J.K. Morton**

Lamiaceae

TAXONOMIE

Solenostemon rotundifolius (Poir) J.K. Morton, généralement connue sous le nom de pomme de terre du Soudan ou pomme de terre du Madagascar est une plante à racine et tubercule tropicale. *S. rotundifolius* appartient à la famille des Lamiaceae, sous-famille Nepetoideae, tribu Ocimeae (GRIN, 2008). Ses synonymes sont: *Coleus dysentericus* Baker, *Coleus rotundifolius* Chev et Perrot, *Plectranthus rotundifolius* Spreng, et *Plectranthus tuberosus* Blume.

Solenostemon rotundifolius (Poir) J.K Morton est aussi connu sous différents noms d'usages. *Hausa potato*, *frafra potato*, *coleus potato*, *country potato*, *Sudan potato*, *Madagascar potato* et *Chinese potato* en anglais. Pomme de terre de Madagascar ou pomme de terre du Soudan en français. Autres noms locaux: *innala*, *ratala* (Sri Lanka); *koorka* (Inde); *tumuku*, (Ghana, Nigeria); *piaba* (Ghana); *saluga* (Nigeria); *kembili*, *manding-bambara* (Mali); *ketang* (Indonésie); *patata de los Hausas* (espagnol); *vake* (Ethiopie); *coleus* (Portugal, Brésil); *Hausa kartoffel* (Allemande) (Burkill, 1995; NRI, 1987; GRIN, 2008).

DISTRIBUTION

La pomme de terre du Soudan, est une culture des savanes sèches qui est cultivée du Sénégal au Nigeria et en général dans le reste de l'Afrique tropicale, au Sri Lanka et en Asie du sud-est. On estime qu'elle est originaire de l'Afrique et qu'elle a été introduite en Inde, Indonésie, Malaisie et aux Philippines (Zeven and de Wet, 1982; GRIN, 2008). Elle a été largement cultivée dans les parties sèches de l'Afrique tropicale, surtout dans l'ouest du Soudan, Ubangi et dans le bassin du Congo, mais elle a maintenant été largement remplacée par des plantes du Nouveau monde comme le manioc (*Manihot esculenta*), la patate douce (*Ipomoea batatas*), l'arachide (*Arachis hypogea*) et autres (Busson, 1965, cited by Burkill, 1995).

CENTRES DE CULTURE

Les centres de culture de la pomme de terre du Soudan sont le Ghana du nord, les régions de l'Upper East et de l'Upper West, le Kita, et le Mali (Burkill, 1995).

Ailleurs, elle représente une culture occasionnelle, d'importance secondaire. Malgré le fait que le tubercule soit riche en nutriments, savoureux et que la plante ait une capacité de rendement sur des sols de basse fertilité (Burkill, 1995), la pomme de terre du Soudan reste une nourriture de famine qui est en général récoltée et préservée pour la consommation pendant les périodes de longues sécheresse. Il a été constaté que la pomme de terre du Soudan est occasionnellement utilisée dans le traitement de la dysenterie et de certaines maladies des yeux (Burkill, 1995).



ACHEAMPONG, 2007.

Photo 11
Récolte de trois différentes accessions de pomme de terre du Soudan.

Les tubercules ressemblent à ceux de la pomme de terre mais ils sont beaucoup plus petits (Photo 11). Ils sont de tailles et de formes variées, et peuvent être cylindriques, ronds ou elliptiques. Les tubercules de grandes tailles sont de 6,6 cm de long et de 1,8cm de diamètre environ.

La pomme de terre du Soudan a un goût légèrement sucré et parfumé et elle est considérée comme un met de choix. La collection du germoplasme de la pomme de terre du Soudan conservée au Plant Genetic Resources Research Institute (PGRRI) du Ghana est divisée en quatre variétés principales en fonction de la couleur de la peau - blanche, noire, marron et rouge. La couleur de la chair est blanche quel que soit le type de peau. Toutefois, selon la littérature, des couleurs de chair différentes, comme le jaune rougeâtre, le marron foncé et le gris clair ont également été signalées (Burkill, 1995).

Les enquêtes menées par Tetteh (1993) et Abapoll (1997) ont permis de lister les raisons de la faible production de cette culture. Ils ont constaté les forts besoins en main d'œuvre requis par sa culture, le manque de matériel de plantation, les petites tailles des tubercules, le rendement bas et les dommages pendant le stockage, les ravageurs et les maladies.



ACHEAMPONG, 2007.

Photo 12
Plant de pomme de terre du Soudan de 24 jours obtenu à partir de tubercules.

BOTANIQUE

La pomme de terre du Soudan est une plante dressée, semi-succulente et annuelle. Elle est broussailleuse de sa base jusqu'à une hauteur de 30 cm, prostrée ou ascendante, et elle a une tige succulente et des feuilles plutôt épaisses (Photo 12).

Elle produit des petites fleurs, de couleur bleue, blanc-rose ou violet pâle en inflorescence distale. Les fleurs sont hermaphrodites, produites sur un racème terminal allongé. Des petits tubercules sont produits par grappe au pied de la tige.

MULTIPLICATION ET TAUX DE REPRODUCTION

La pomme de terre du Soudan est multipliée de manière végétative. En général, de petits tubercules sont sélectionnés pour la plantation et il existe une croyance largement répandue que les plus grands tubercules pourrissent dans le sol (Photo 13). La culture peut également être multipliée par des boutures de tiges. Toutefois, les agriculteurs utilisent plutôt des tubercules que des boutures de tiges. La pomme de terre du Soudan peut également être multipliée par culture *in vitro* (Acheampong and Asante, 1998).



Photo 13

A – Tubercules sélectionnés pour la plantation ;
B – Tubercules pour la consommation.

CONDITIONS DE CULTURE

Les plantes nécessitent des pluies abondantes, régulièrement distribuées avec des basses températures nocturnes. L'irrigation peut être utilisée en saison sèche (Burkill, 1995). La culture se fait plutôt sur des sols limono-sableux bien drainés ; les sols avec beaucoup d'argile ne sont pas adaptés. La plante ne peut pas résister à l'excès d'eau, elle est donc en générale cultivée sur des larges billons ou des buttes (NRI, 2008; PGRI, pers. Comm.).

Dans la région du Ghana du nord, la pomme de terre du Soudan atteint sa maturité au bout de trois mois. La culture est plantée pendant les grandes pluies de juillet à août et elle est récoltée avant la fin des pluies, en octobre ou novembre. Toutes les 23 entrées conservées à la banque de gène PGRI viennent du Ghana du nord est atteignent leur maturité en trois mois. Cependant, les informations actuelles accessibles sur Internet ou dans la littérature rapportent que la culture atteint sa maturité au bout de cinq à six mois, et même au bout de huit mois en Inde (Burkill, 1995; NRI, 1987). Les tubercules se forment en grappe au pied des tiges aériennes, mais les tiges de la tige produiront plus de tubercules quand ils se retrouvent en contact avec le sol.

Au champ, la pomme de terre du Soudan est relativement exempte de maladies et de ravageurs. Toutefois, il a été signalé que *Pycnarmon cribata*, *Phostria piasusalis* et un plieur de feuille, *Hymenia curvalis*, sont fortement présents en Inde.

PROTOCOLE POUR LA PRODUCTION DU MATERIEL DE PLANTATION DE LA POMME DE TERRE DU SOUDAN.

La pomme de terre du Soudan peut être multipliée par trois types de matériel de plantation. La propagation par tubercules germés est la plus commune, mais des boutures de tiges ou des vitroplants peuvent également être utilisés. Les tubercules destinés à la plantation sont en général conservés à partir de la récolte de la saison précédente.

Matériel-source

Idéalement, le matériel-source devraient être des vitroplants testés pour la présence de virus. Toutefois, comme le protocole d'indexation des virus de la pomme de terre du Soudan peut ne pas être disponible, les plantes mères peuvent provenir de vitroplants ou de plantes identifiées par sélection positive. Il est recommandé de sélectionner de gros tubercules sains sans blessure qui sont transportés en serre insect-proof où les tubercules peuvent germer et les plantes peuvent s'acclimater.

Les plantes cultivées en serre insect-proof peuvent être des explants pour la culture *in vitro*. Il est nécessaire que les vitroplants s'acclimatent en serre insect-proof. Elles peuvent être ensuite utilisées pour la production de boutures de tiges en pépinière. Les tubercules obtenus de ces plantes peuvent être utilisés pour la plantation, bien que plus de recherches soient nécessaires afin de vérifier l'efficacité de cette pratique. Par ailleurs, il est possible d'utiliser de gros tubercules sélectionnés pour la plantation, stérilisés en surface avec de l'hypochlorite de sodium, pour réduire le risque de pourriture au champ.

INSTALLATIONS ET EQUIPEMENT

Une serre insect-proof est nécessaire afin d'acclimater les vitroplants avant le transfert au champ. La serre insect-proof peut également être utilisée pour la production de plantes à partir de boutures.

Critères au champ

Pour s'assurer que les plantes n'ont pas de maladies, les plantes mères doivent être cultivées dans un environnement exempt de maladies et de ravageurs. Une période d'un an en jachère avec ou moins une préparation du sol peut réduire le nombre de ravageurs présents dans le sol. La pomme de terre du Soudan pousse bien sur des limons sableux bien drainés. Les plantes doivent être cultivées sur des planches de semis surélevées afin d'éviter l'engorgement du sol qui peut provoquer la pourriture.

Inspections des champs

Les champs et les pépinières devraient être régulièrement inspectés pour s'assurer qu'il n'y a pas de développement de maladies ou de ravageurs qui réduiraient la qualité du matériel de plantation. Les cultures doivent être désherbées deux fois

avant que les plantes recouvrent le sol. Toutefois, il devrait y avoir des inspections régulières pour éliminer les hors-types, les plantes malades et les mauvaises herbes.

PRATIQUES AGRONOMIQUES

Les cultures devraient être cultivées sur des billons larges d'environ 90 cm ou sur des buttes. Les tubercules germés doivent être placés à des intervalles de 25-30 cm. Après la plantation, la planche doit être maintenue sans mauvaises herbes afin de réduire l'incidence des ravageurs et des maladies. Les vitroplants doivent être acclimatés dans de serres insect-proof pendant environ six semaines avant d'être transférés au champ. A ce stade, ils peuvent être plantés avec le même espacement que les tubercules germés.

Il est préférable d'utiliser des sols de type limons sableux avec des billons qui se drainent facilement, humide mais sans engorgement puisque ceci causerait la pourriture des plantes. Le champ est préparé juste avant la plantation, pour que les tubercules aient une humidité idéale lors de la plantation. Les planches doivent être fertilisées, puisque la pomme de terre du Soudan nécessite un sol fertile. Cependant, dans les plantations traditionnelles, lorsque les engrais importés ne sont pas accessibles, il est recommandé d'utiliser du fumier. Après que les billons ont été bien fertilisés, une autre couche de sol est ajoutée sur le fumier de manière à ce que le tubercule soit à peine recouvert par la sol et que les germes sortent facilement.

Dans des conditions idéales, les engrais sont appliqués sur les planches en pépinières. Il a été constaté qu'avant plantation, les engrais NPK pouvaient être appliqués à une dose de 125 kg/ha. Au Ghana, où les cultures doivent être en rotation avec d'autres cultures comme les arachides et les céréales afin de garder un rendement acceptable, il est estimé que les nématodes peuvent être une des raisons des faibles rendements.

Les sols humides sont plus appropriés et idéalement l'irrigation est utilisée. La raison principale pour retarder la plantation jusqu'au mois d'août est l'irrégularité des pluies avant cette période, mais grâce à l'irrigation, il serait possible de planter les tubercules germés du mois d'avril au mois de mai. La possibilité de planter des boutures de tiges d'un matériel amélioré directement au champ entre avril et mai sous irrigation nécessite d'être plus largement étudiée.

RÉCOLTE

Au Ghana, la pomme de terre du Soudan arrive à maturité en trois mois. Les tubercules sont prêts pour la récolte lorsque les feuilles commencent à se flétrir, et devraient être récoltés dès ce stade. Toutefois, la récolte des cultures produites sur des bords des rivières peut être retardée d'un mois ou de plus si le sol n'est pas suffisamment sec. Les tubercules sont petits et leur poids varie habituellement

entre 1 et 20g. La culture est normalement récoltée avec une bêche puis triée à la main afin d'éviter les blessures.

Traitement post-récolte

Traditionnellement, les tubercules germés sont sélectionnés pendant la récolte. Les gros tubercules sont utilisés pour l'alimentation et les petits tubercules sont gardés pour la plantation de la saison suivante. Cette sélection négative devrait être évitée. Les tubercules de semence devraient être choisis parmi les meilleurs tubercules. Les tubercules pour la plantation doivent être sains et être d'une couleur satisfaisante.

Dans la zone de culture intensive de la région de l'Upper East au Ghana les tubercules germés sont mélangés avec des sons de mils secs, mis dans des pots de terre et gardés dans une pièce pendant six mois jusqu'à la prochaine saison de plantation. Quelquefois, le pot avec les tubercules est gardé dans un arbre. Parfois, la récolte est étalée sur le sol frais d'une pièce, ou gardée sur des feuilles sèches à l'ombre d'un arbre.

Les tubercules de la pomme de terre du Soudan peuvent être stockés pendant seulement deux mois. Après cette période ils commencent à germer. Une fois que les tubercules ont germé, ils ne sont plus comestibles. Les tubercules sélectionnés pour la nourriture lors des saisons difficiles sont cuits à demi et séchés au soleil pour être utilisés pendant la longue saison sèche qui dure pendant six mois.

STOCKAGE ET TRANSPORT

Les tubercules sélectionnés pour la plantation devraient être stockés dans des lieux frais, secs et bien ventilés. Ils peuvent être gardés dans des paniers ouverts ou dans des pots en terre dans une pièce à l'abri de la lumière directe du soleil. Les paniers de tubercules sont surélevés afin d'éviter le contact avec les fourmis et autres ravageurs. Les tubercules germés ne devraient pas être mouillés pendant la période de stockage prolongée, sinon ils risquent de pourrir.

Comme les tubercules germent avant la plantation, il faut porter une attention extrême à ne pas casser les germes pendant le transport. Si les germes se cassent, le tubercule ne développera plus d'autres germes et ne pourra pas être planté. De plus, il ne sera pas comestible, causant la perte totale de la production. Idéalement, les tubercules germés devraient être transportés moins de deux mois après la récolte, avant qu'ils germent.

NORMES DE QUALITE POUR LE MATERIEL DE PLANTATION

TAILLE ET POIDS

Si possible, un tubercule germé ne devrait pas être d'un poids inférieur à 14g. Toutefois, les tubercules les plus grands de certaines accessions ne dépassent pas 3g. Le poids moyen du plus grand tubercule de cinq accessions PGRRI s'étale de

2,52 à 28,2 g tandis que le poids moyen des petits tubercules (matériel de plantation traditionnel) de ces cinq accessions est compris entre 0,9 g et 1,8 g (Photo 14).

Tolérance/risques

Bien qu'il existe peu de ravageurs et de pathogènes connus de la pomme de terre du Soudan en Afrique, des précautions doivent tout de même être prises. Un rapport indique plusieurs maladies qui affectent la culture en Inde. En raison du risque de transfert involontaire de pathogènes, la pomme de terre du Soudan devrait être transférée entre les pays seulement sous forme de vitroplants testés pour les virus. Lors du transfert à l'intérieur des pays, la surface des tubercules devrait être stérilisée avec de l'hypochlorite de sodium afin d'éviter le transfert des pathogènes d'une zone à une autre.



PGRI BUNSO GHANA

Photo 14

Variation de couleur, de forme et de taille de cinq accessions différentes de pomme de terre du Soudan.

Pureté variétale

Au moins 98 pour cent des plantes de pomme de terre du Soudan doit correspondre ou être cohérent avec les caractéristiques du parent.

Germination

La germination des tubercules doit être comprise entre 95 et 99 pour cent (Tableau 17).

TABLEAU 17

Résumé des normes variétales et de germination

Taille des tubercules (minimum)	14 g
Pureté variétale (minimum)	98 %
Germination (tubercules qui germent) (minimum)	95 %

Konjac

Sivasubramanian Edison

Central Tuber Crops Research Institute, Trivandrum, Inde

***Amorphophallus konjac* K. Koch**

Araceae

NOM SCIENTIFIQUE, ORIGINE ET DISTRIBUTION

Le konjac (*Amorphophallus konjac* K. Koch, syn. *A. rivieri*; Japonais: konnyaku; Chinois: pinyin: jǔruò), est également connu sous le nom de konjaku, devil's tongue, voodoo lily, snake palm ou elephant yam (ce nom est également utilisé pour *A. paenifolius*). Il appartient à la famille des Araceae et est originaire des zones chaudes subtropicales de l'Asie de l'Est, du Japon, du sud de la Chine et de l'Indonésie. Il s'agit d'une importante culture commerciale en Chine, Indonésie, Japon, et dans d'autres régions de l'Asie subtropicale. Sa culture est tellement diffusée que son origine sauvage est difficile à déterminer. Il est actuellement présent dans le Yunnan de l'Ouest (Chine) à une altitude de 1200 mètres, ce qui indique sa tolérance au froid. Une partie de la littérature se réfère toujours à cette plante sous le nom de *A. rivieri*, *A. rivieri* var. *konjac* or *A. rivieri konjac*. Le konjac, comme la plupart des espèces *Amorphophallus*, produit une feuille pouvant atteindre 1,3 m, bipennée et divisée en de nombreux folioles. Les fleurs sont produites sur une **spathe** entourée d'un **spadice** violet foncé pouvant atteindre 55cm de long.

Le konjac était cultivé en Chine il y a 1500 ans et a été diffusé au Japon et à d'autres pays, historiquement comme aliment (farine pour nouilles et une gelée appelée « konjaku ») mais de plus en plus comme un aliment diététique utilisé pour la transformation et par l'industrie pharmaceutique. Les tubercules de konjac ont la particularité unique de contenir de haut niveau de *glucomannane*, qui est la fibre soluble dans l'eau comestible et naturelle la plus connue. Son haut niveau de fibres solubles dans l'eau combiné à une valeur énergétique faible, un taux de vitamines et une valeur nutritionnelle faibles en font un additif alimentaire idéal pour réguler les fonctions du corps dans le cas de mauvais régime alimentaire provoquant l'obésité.

Le konjac a une forte valeur à l'export. Au contraire des autres *Amorphophallus* spp, *A. konjac* demande des températures plus fraîches. Il est généralement cultivé à une altitude allant de 500 m à 1000 m. La Chine, un des producteurs majeurs, a une longue histoire de culture du konjac et les agriculteurs chinois y ont développé

un système de production traditionnel. Les principales zones de production du konjac de la Chine se situent dans le plateau du Yunnan-Guizhou et dans les zones montagneuses du Yunnan, Sichuan, Ghizou, Hubei et du Guangxi et dans le bassin du Yangtze dans les provinces de Shaanxi. Le comté du Fuyuan dans la ville Qujing de la province du Yunnan est également une des zones de production principales en Chine.



EDISON, 2006.

Photo 15

Préparation des mini-fragments de konjac.

MÉTHODES USUELLES DE MULTIPLICATION

La méthode la plus commune de multiplication du konjac se fait à partir du bulbe principal ou de bulbes secondaires. *A. konjac* a une floraison et produit des semences toutefois les semences véritables ne peuvent pas être utilisées pour la culture commerciale à cause de la variabilité génétique. Le taux de multiplication habituel est de 1 pour 4 (Photo 15).

PRINCIPALES MALADIES PROPAGÉES

PAR LES SEMENCES ET RAVAGEURS

Les maladies et ravageurs du konjac sont communes pour la plupart des *Amorphophallus* spp. bien que l'incidence, la sévérité et les souches varient d'une zone à une autre. Parmi les maladies au champ, la mosaïque est la plus importante du point de vue de la quarantaine car elle est transmise par le matériel de plantation et les insectes vecteurs. L'inoculum se renforce donc avec le temps et peut constituer une sérieuse menace pour la culture. La monoculture continue peut également conduire au renforcement de la maladie.

Les plantes infectées par la mosaïque sont généralement naines et présentent des chloroses ou des marbrures de mosaïques notamment sur les jeunes feuilles. Les folioles deviennent étroites avec des symptômes fréquents de déformation des feuilles telles que l'enroulement des feuilles, l'aspect « queue de rat », la plissure des feuilles, le « shoe stringing » et la torsion vers le haut du haut des feuilles. Le virus de la mosaïque du konjac (KoMV) et les virus de la mosaïque du dachine (DsMV) peuvent infecter les plantes de konjac (Shimoyama et *al.*, 1992). Le DsMV est transmis par les bulbes infectés de konjac et par le puceron du coton (*Aphis gossypii*).

Sur 17 espèces et 5 familles (Aizoaceae, Araceae, Chenopodiaceae, Leguminosae et Solanaceae), KoMV été détecté chez des plantes naturellement infectées dans seulement trois espèces d'Araceae : *A. Konjac*, *A. oncophyllus* et *A. virosis*. Bien que *Arisaema serratum* et *Colocasia esculenta* appartiennent aux Aracées, elles ne sont pas hôtes de KoMV.

La pourriture du collet, également nommée « southern blight », causée par *Sclerotinia rolfsii*, est une autre maladie importante, qui peut devenir encore plus sérieuse si le drainage n'est pas efficient. Avec des temps chauds et humides, les maladies foliaires, notamment la brûlure des feuilles et la pourriture des feuilles affectent les folioles. La brûlure des feuilles est provoquée par *Phytophthora colocasiae* alors que la pourriture des feuilles est causée par *Corynespora cassicola*. De plus, la bactériose des feuilles, causée par *Pseudomonas pseudoalcaligenes* subsp. *konjaci* et la pourriture modérée causée par *Erwinia carotovora* subsp. *carotovora* sont de sérieuses maladies transmises par le matériel de plantation.

En plus des maladies au champ, les tubercules de konjac souffrent également de pourriture post-récolte provoquée par différents pathogènes. Les blessures mécaniques durant la récolte prédisposent les tubercules à la pourriture causé par des champignons et bactéries. Plus de 12 pathogènes bactériens et fongiques sont indiqués comme responsables de la pourriture des tubercules. Le nématode à gale, *Meloidogyne incognita*, provoque une pourriture sèche des tubercules. Les petits trous qu'il réalise dans les tubercules peuvent faciliter des infections fongiques et peuvent également réduire la germination. Bien que *A. konjac* soit soumis à peu de problèmes de ravageurs au champ, la cochenille peut causer des dommages considérables durant le stockage.

PROTOCOLE POUR LA PRODUCTION DE MATÉRIEL DE PLANTATION DE QUALITÉ

Infrastructure

Bâtiments

Il est tout d'abord nécessaire de disposer d'un laboratoire de culture in vitro bien établi équipé d'un nombre suffisant de serres. Les « semences » souches devraient être produites par des organisations gouvernementales ou des producteurs de semences enregistrés.

Équipement

Un équipement standard est nécessaire pour le fonctionnement du laboratoire tel que verrerie, produits chimiques et autres équipements divers.

PROCEDURE

Sources de matériel de plantation

Il est nécessaire de collecter des tissus issus des méristèmes apicaux de bourgeons, prélevés sur des tubercules d'origine génétique connue récoltés dans des champs indemnes de maladie. Chaque pays devrait enregistrer et diffuser les variétés de konjac après caractérisation moléculaire. Les plantules obtenues à partir des cals doivent être cultivées dans des récipients différents afin de produire des mini-tubercules, ou bien repiquées dans des serres insect-proof pour durcissement. Il est possible d'obtenir des tubercules d'un maximum de 50 g en serre.



EDISON, 2006.

Photo 16

Plantation de mini-fragments de konjac.

Il est nécessaire d'inspecter des lots de tubercules (semences souches) choisis aléatoirement, grâce à un indexage de routine pour les virus, afin de s'assurer de l'absence de virus. Ces tubercules devraient ensuite être multipliés aux champs par des agriculteurs dans des villages semenciers. Il est recommandé que les villages sélectionnés soient de préférence localisés proches des principales zones de culture du konjac. Le matériel de plantation ainsi produit devrait être stocké de manière appropriée, traité avec les fongicides adaptés, emballé de façon

adéquate et étiqueté avant transport (Photo 16).

CRITERES AU CHAMP

Les champs de multiplication de matériel de plantation de konjac ne doivent pas avoir été cultivés avec du konjac au cours des précédentes 3 années et ne doivent pas présenter de repousses de konjac. Il est recommandé que les multiplicateurs de semences enregistrés cultivent les semences de konjac dans des parcelles d'au moins 0,5 ha. Il est préférable d'avoir recours à des champs fertiles de type sablo-limoneux ou sablo-argileux avec un bon système de drainage. Le sol ne devrait pas avoir plus de 10 unités formant des colonies (CFUs) des pathogènes de la pourriture modérée (*Erwinia carotovora*) et de « southern blight » (*Sclerotinia rolfsii*). Il est recommandé qu'un certificat d'analyse de sol (fertilité et présence de pathogène) soit obtenu avant l'accréditation pour la production de matériel de plantation.

Inspection au champ

Les contrôleurs de semences doivent vérifier périodiquement la culture à différents stades de développement. Les bulbes utilisés pour la plantation doivent peser environ 200-300 g, poids idéal pour l'utilisation en culture commerciale. En pratique, les agriculteurs vendent les bulbes de plus 200 g aux usines et préfèrent utiliser des bulbes plus petits comme matériel de plantation. Toutefois, s'ils utilisaient des bulbes de 200-300 g comme matériel de plantation, leur revenu net serait certainement meilleur. Le matériel de plantation produit par des multiplicateurs de semences enregistrés doit être préparé de manière adéquate : la terre et les racines enlevés, traité avec les fongicides appropriés, emballé, étiqueté et certifié avant transport.

Il est recommandé que les inspecteurs officiellement nommés visitent le champ semencier au moins trois fois durant la saison : sept jours après plantation, un mois après plantation et finalement un mois avant la date estimée de récolte.

Avant d'entrer dans les champs, il est conseillé que l'inspecteur confirme avec le multiplicateur de semences la localisation exacte du champ, la variété et le précédent cultural. Les champs de plus de 5 ha sont divisés en parcelles de 5 ha maximum chacune et inspectés séparément.

PRATIQUES AGRONOMIQUES

Les trous de plantations doivent faire une taille suffisante pour recevoir des bulbes de 200-300 g. Le trou doit être rempli avec du fumier bien mûré ou d'autres formes de matière organique à une dose de 12,5 tonnes par ha puis recouvert de terre. Une application d'engrais NPK (27 :20 :23) est recommandée. L'espacement idéal est de 90 cm x 90 cm avec entre 8000 à 9000 plantes par ha. Une attention particulière doit être donnée au contrôle par des traitements phytosanitaires des maladies foliaires observées, notamment la brûlure des feuilles, la pourriture des feuilles et la bactériose des feuilles. Ces pratiques contribueront à de meilleures récoltes de tubercules.

RECOLTE, PREPARATION, TRAITEMENT POST-RECOLTE ET EMBALLAGE

Le champ semencier ne doit être récolté qu'après séchage complet des plantes. L'irrigation est arrêtée au moins un mois avant la récolte. En cas de pluie, il est recommandé de repousser la récolte jusqu'à ce que le sol ait complètement séché. Les tubercules récoltés devraient sécher pendant 7 jours dans un lieu sec, à l'ombre et ventilé (photo 17). Les tubercules sont ensuite être nettoyés, traités avec les fongicides appropriés et emballés en couches dans des boîtes en carton d'une capacité de 10 kg. Des matériaux inertes peuvent être placés entre les couches afin d'éviter les dommages durant le transport. Les boîtes en cartons doivent comporter des trous de ventilation sur les côtés.



Photo 17
Konjac au stockage.

Il est recommandé de sélectionner des tubercules entiers pesant de 200 à 300 g comme matériel de plantation.

Il est recommandé que les tubercules produits dans le centre de multiplication primaire et dans les champs paysans soient aléatoirement testés pour leurs virus et pathogènes. L'agence de certification des semences devra réaliser ces tests dans un laboratoire officiel d'analyse de de semences.

**RESUME DES NORMES DE QUALITE POUR LE MATERIEL DE PLANTATION
(TABLEAU 18)**

TABLEAU 18

Resume des normes

Poids des propagules	200–300 g
Pureté variétale	98 %
Germination	99 %
Tolérance maximale pour les maladies et ravageurs	
Maladie de la mosaïque (au champ)	1 %
Pourriture du collet (au champ)	5 %
Autres maladies et ravageurs (au stockage)	5 %

Pomme de terre

Ian Barker y Enrique Chujoy

Centre International pour la Pomme de Terre, Lima, Pérou

***Solanum tuberosum* L.**

Solanaceae

ORIGINE GEOGRAPHIQUE ET DISTRIBUTION

La pomme de terre (*Solanum tuberosum* L.) est originaire des hautes terres d'Amérique du Sud. Quatrième culture plus importante au monde après le riz, le blé et le maïs, la pomme de terre est cultivée dans 157 pays des zones tropicales, subtropicales et tempérées de la planète. Huit espèces sont cultivées. La plus commune est *S. tuberosum*, une tétraploïde ($2n=4x=48$) qui produit des tubercules dans des conditions de jours longs et qui est cultivée dans le monde entier. Les sept autres espèces se trouvent principalement dans les Andes et produisent des tubercules dans des conditions de jours courts. Ces espèces comprennent une espèce tétraploïde *S. tuberosum andigena*, les espèces diploïdes ($2n=2x=24$), *S. phureja*, *S. stenotomum*, *S. goniocalyx* et *S. ajanhuiri*, les espèces triploïdes ($2n=3x=36$) *S. chaucha* et *S. juzepzuckii*, et finalement l'espèce pentaploïde ($2n=5x=60$) *S. curtilobum*. Approximativement 187 espèces sauvages de *Solanum*, qui sont très proches de la pomme de terre, sont distribuées entre les Etats-Unis (EU) et le sud de l'Amérique du Sud.

REPRODUCTION

La pomme de terre est traditionnellement cultivée à partir de tubercules, mais peut l'être également à partir d'autres organes végétatifs, tels que les tiges ou les bourgeons, ou à partir de semences véritables. Nous utiliserons indifféremment les termes plants, semences ou tubercules pour désigner les tubercules utilisés pour la plantation de culture de pomme de terre.

Le tubercule est une tige souterraine gonflée qui sert d'organe de stockage et de reproduction. Il se développe à partir de l'extrémité du stolon, qui est une tige souterraine *élonguée*, 35 à 50 jours après la levée. Une plante de pomme de terre a un taux de multiplication allant de 1:10 à 1:15. Le tubercule a des bourgeons ; aussi appelé « yeux », disposés en spirale, à partir desquels les germes et pousses se développent. Après récolte, le tubercule présente une période de dormance qui dure de deux à trois mois, durant laquelle le développement est temporairement arrêté. Certaines espèces, comme *S. phureja* et *S. chaucha*, ont une période de dormance courte voire inexistante. La dormance des tubercules peut être levée

en appliquant différents traitements tels que l'exposition à une alternance de températures hautes et basses ou à des traitements chimiques par exemple à l'acide gibbérellique. On utilise habituellement des tubercules de 40 à 60 g comme semences de pomme de terre, les tubercules plus gros étant généralement coupés en deux ou quatre morceaux présentant au moins un œil. Plusieurs techniques qui utilisent d'autres parties reproductives de la plante ont été développées afin d'augmenter les taux de multiplication.

Des tronçons de tige contenant au moins un nœud, ou boutures, sont communément utilisés pour la multiplication rapide. La tige possède des nœuds, présentant chacun trois bourgeons à l'aisselle des feuilles. Les boutures de tige sont récoltées quand la plante mère mesure 20 à 30 cm de haut. Il est possible de récolter 15 à 20 boutures de tige présentant des nœuds par plante mère. Une hormone inductrice de développement racinaire peut être appliquée à ces boutures pour améliorer l'enracinement et la mise en place.

Il est possible de produire des micro-tubercules ou tubercules *in vitro* de 1 à 3 g à partir de plantes *in vitro*. L'adoption de micro-tubercules comme propagule a été hétérogène au niveau global et il y a une absence de consensus sur les techniques de productions optimales pour les micro-tubercules. Ils nécessitent une attention particulière et ne sont pas adaptés pour l'utilisation au champ, mais ils peuvent être utilisés comme matériel de plantation pour produire des mini-tubercules ou en combinaison avec d'autres techniques pour une multiplication rapide sous serre.

FACTEURS PHYSIQUES ET PHYSIOLOGIQUES AFFECTANT LA QUALITE DU MATERIEL DE PLANTATION

Age physiologique des tubercules

Les tubercules présentent trois stades physiologiques : la dominance apicale, la germination multiple et la ramification multiple. Suite à la fin de la dormance du tubercule, le tubercule développe un germe unique au niveau de l'extrémité la plus haute, qui est à l'opposé de l'extrémité du stolon du tubercule. Plus tard, la dominance apicale s'arrête et les autres bourgeons commencent à germer. Ce tubercule avec plusieurs germes est prêt pour la plantation. Encore plus tardivement, les germes développent des ramifications multiples et le tubercule peut se déshydrater de manière significative. Planter un tubercule sénile avec de nombreuses ramifications conduit généralement à un échec de la levée ou à une plante faible avec de nombreuses ramifications et de plus faibles rendements en tubercule. Les plantes issues de tubercules très séniles produisent peu de pommes de terre.

Gestion des plantes mère pour la multiplication rapide de boutures

Le stade physiologique de la plante mère et des boutures est un facteur important pour la production de boutures. Elles devraient être toujours maintenues au stade juvénile. Des plantes mère à un stade avancé qui sont dans le processus de formation

des tubercules produisent généralement des boutures physiologiquement âgées qui donneront de petites plantes. Ces petites plantes produisent généralement des tubercules de manière précoce qui sont généralement petits et peu nombreux. Une plante mère produite à partir d'une bouture ou d'un tubercule trop âgé formera des feuilles composées. Il est préférable de récolter les boutures 35-40 jours après plantation de la plante mère-quand la plante mère n'a pas encore produit de tubercules. La tubérisation peut être repoussée en augmentant la photopériode à 16 heures.

Une plante mère juvénile obtenue à partir d'un vitroplant a des feuilles simples. Ce type de plante est à privilégier comme source de boutures de tige apicale en comparaison à une plante mère d'un stade plus avancé avec des feuilles composées. Les boutures de tige apicale issues de plantes juvéniles donneront des plantes vigoureuses et de nombreux tubercules, alors que celles issues de plantes de stades plus avancés risquent de donner de petites plantes et moins de tubercules à cause d'une tubérisation précoce. Une coupe continue des pousses apicales et une photopériode maintenue à 16h permet de s'assurer que les plantes mère restent juvéniles avec des feuilles simples. Les principales maladies issues des semences et ravageurs ainsi que leur cycle de vie sont décrits dans le tableau 19.

TABLEAU 19

L'identification, la détection, les symptômes naturels de champ de diffusion, d'autres hôtes, des procédés de contrôle et / ou de tout autre élément utile pour caractériser la maladie / ravageur

Maladie/ ravageur	Agent responsable	Zones affectée	Symptômes	Traitements préventifs
Mosaïque sévère	<i>Virus Y de la pomme de terre</i>	Feuilles et tubercules	Variables en fonction de la souche et de la variété. Mosaïque modérée à sévère des feuilles y compris une déformation des feuilles. Nécrose des veines, le feuilles peuvent flétrir et tomber (symptômes primaires). Retards de croissance. Les tubercules peuvent avoir des fissures ou des anneaux de surface et des nécroses internes en cas d'infections de variétés sensibles avec PVY (N et NTM) et d'autres taches nécrotiques.	Utilisation de plants sains, isolation et hygiène. Utilisation de variétés résistantes. Les insecticides sont peu efficaces étant donnée la transmission très rapide par les pucerons vecteurs en migration.
Enroulement	<i>Virus de l'enroulement de la pomme de terre</i>	Feuilles et tubercules	Enroulement des feuilles basses qui peuvent sembler friables. Couleur violacée des jeunes folioles suite à l'infection primaire. Nécrose des tubercules pour certaines variétés.	Utilisation de plants sains, isolation, hygiène et utilisation d'insecticides (aphicides). Utilisation de variétés résistantes.
Mosaïque modérée	<i>Virus X de la pomme de terre</i>	Feuilles	Mosaïque modérée sous la forme de couleurs claires et foncées sur les feuilles. Pas de déformation des feuilles. Peut causer des symptômes sévères en cas de mélange avec d'autres virus.	Utilisation de plants sains et de variétés résistantes.

Suite

Maladie/ ravageur	Agent responsable	Zones affectée	Symptômes	Traitements préventifs
Jambe noire	<i>Erwinia carotovora</i> pv. <i>atroseptica</i>	Tiges et tubercules	Absence de levée ou plantes chétives avec feuilles jaunes et vertes, enroulement des feuilles supérieures, tiges noires et feuilles qui tombent facilement. Pourriture molle (noire) des tubercules s'étendant à partir du bas du tubercule.	Utilisation de plants sains
Nématodes à kystes de la pomme de terre	<i>Globodera rostochiensis</i> et <i>G. pallida</i>	Toute la plante	Plantes chétives avec une tendance à se flétrir. Petits kystes en forme de perle (à peine visibles à l'œil nu) attachés aux racines et tubercules.	Rotations culturales et utilisation de variétés résistantes si disponibles.
Gale poudreuse	<i>Spongospora subterranea</i>	Tubercules	Gales sur les tubercules qui éclatent et laissent une gale avec des bords irréguliers plus circulaire que dans le cas de la gale commune.	Rotations culturales, utilisation de plants sains et de variétés résistantes.
Rhizoctone brun	<i>Rhizoctonia solani</i>	Tiges et tubercules	Particules noires à marron sur la peau des tubercules. Base des tiges avec chancres marron qui peuvent entourer les tiges et causer l'enroulement des feuilles et le flétrissement.	Rotations culturales, utilisation de plants sains et de variétés résistantes.
Flétrissement bactérien	<i>Ralstonia solanacearum</i>	Tubercules	Les anneaux vasculaires des tubercules deviennent marron ce qui conduit à la pourriture de l'ensemble du tubercule.	Utilisation de plants sains et éviter l'irrigation avec de l'eau contaminée. Conformité avec les normes minimales de rotation.

PRATIQUES POUR LA PRODUCTION DE MATERIEL DE PLANTATION DE BONNE QUALITE

Sélection des champs/rotations culturales

Pour la production de semences, il est préférable de sélectionner un champ qui n'a pas été planté avec une culture solanacée depuis au moins 3 ans. Idéalement, sélectionner des champs qui sont isolés d'autres cultures (y compris commerciales) de pomme de terre et des sites situés dans la zone traditionnelle (altitude) de production de semences de pomme de terre. Il est recommandé de déterminer si le champ a déjà été soumis à des maladies de la pomme de terre, notamment le flétrissement bactérien. Cette information sera utile pour prendre les mesures nécessaires pour éviter ou contrôler les maladies du sol. Le programme national sur la pomme de terre ou d'autres spécialistes peuvent être utiles pour réaliser une analyse de sol pour le flétrissement bactérien avant plantation.

MATERIEL DE PLANTATION

Toujours utiliser du matériel sain, de préférence certifié, comme matériel de plantation. Cela permet de minimiser les risques de maladie. Il est recommandé d'identifier les sources potentielles de matériel de plantation un an avant et de visiter, si possible, le champ semencier pour évaluer le niveau sanitaire et la gestion de la culture. Poser toujours des questions sur la source de semences et le nombre

de générations au champ et demander le résultat de toutes analyses ou inspections ayant eu lieu. Les autorités nationales peuvent être amenées à fournir les résultats de toutes analyses ou inspections.

PRATIQUES AGRONOMIQUES

Il est important que le désherbage, l'application d'engrais et de produits phytosanitaires pour le contrôle des maladies soient réalisés selon les recommandations de personnels formés et qualifiés. Il est recommandé d'inspecter régulièrement la culture pour la présence de colonies de pucerons pouvant transmettre des virus en examinant le dessous des feuilles. Éviter de mélanger les variétés et éliminer les plantes hors-type et les repousses. Les repousses de pomme de terre sont une source de nombreuses maladies et doivent être contrôlées dans les sites de production de semences. L'accès aux champs de production de semences devrait être limité au maximum.

RECOLTE

Les tubercules doivent être récoltés quand ils sont physiologiquement matures, c'est-à-dire quand la peau est bien mise en place. Les tubercules immatures sont sensibles à la perte de peau durant les opérations de récolte et de stockage, ce qui crée un risque de transmission de maladies. Les tubercules peuvent être induits à la maturation en coupant, arrachant ou tuant les fanes 10 à 20 jours avant la récolte. L'élimination précoce des fanes peut également être utilisée pour contrôler les maladies (particulièrement les maladies transmises par les pucerons) et la taille des semences. Il est recommandé d'éviter de récolter les semences de pomme de terre quand le sol est humide ou les jours de pluie, car les tubercules seront couverts de terre et présenteront des risques d'infection par les maladies. Si les tubercules sont récoltés humides, ils doivent être séchés avant stockage. Le séchage s'effectue à l'abri de la lumière directe du soleil et de la chaleur.

STOCKAGE

Laisser les pommes de terre en maturation pour deux semaines pour permettre la subérisation de la couche extérieure de la peau de la pomme de terre et l'épaississement du périoderme. Cela permet de réduire les pertes d'eau et les infections. Avant le stockage, les pommes de terre doivent être triées afin d'éliminer les tubercules endommagés, malades et hors-type. Il est recommandé de réaliser des examens et tris répétés des semences durant le stockage. En général, les plants doivent être stockés dans un lieu protégé, permettant d'éviter l'exposition directe aux rayons du soleil et les changements extrêmes de température et d'humidité. Les plants de pomme de terre peuvent être stockés en chambre froide (5-10°C) avec un contrôle d'humidité pour augmenter la durée de stockage et réduire la déshydratation. Une autre option possible est l'utilisation de stockage en lumière diffuse en particulier dans les régions tropicales ou subtropicales. Le stockage en lumière diffuse réduit la germination et la perte de poids des tubercules durant le stockage, il permet aux tubercules de devenir vert ce qui améliore la résistance aux

maladies, et permet aux agriculteurs de stocker les plants pour des périodes plus longues et donc d'améliorer les rendements. Stocker les plants dans le noir conduit à la formation de longs germes faibles et à des rendements en tubercules faibles.

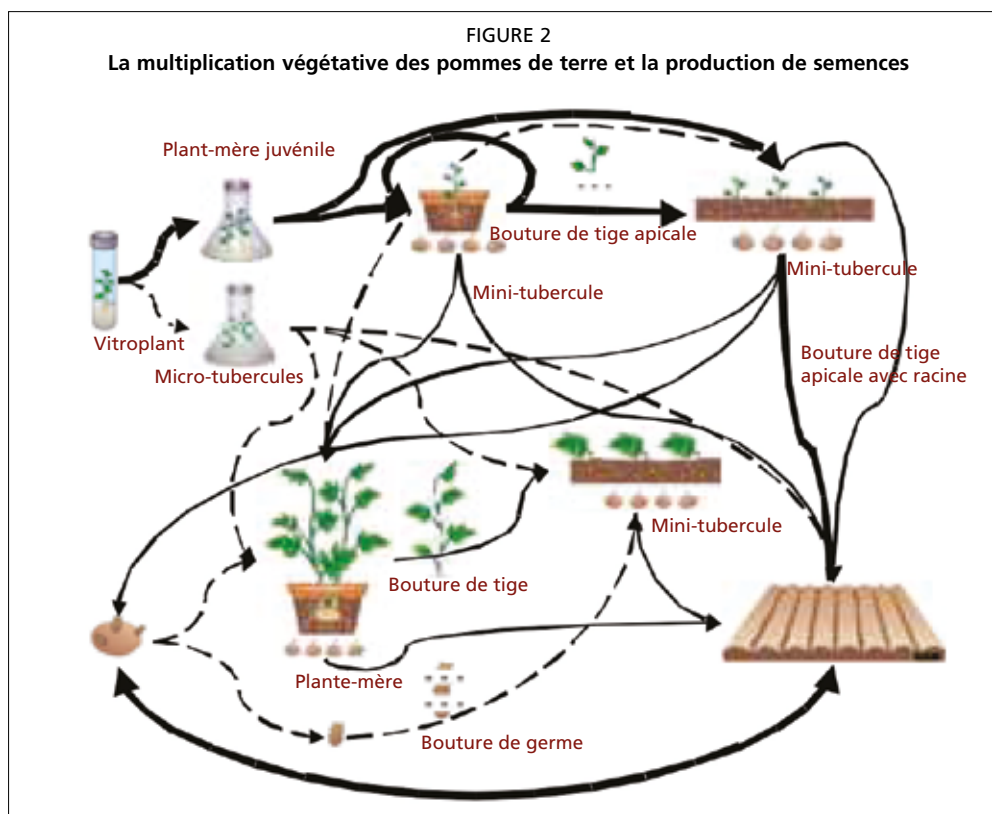
PROGRAMMES DE MULTIPLICATION DE SEMENCES

A l'inverse de nombreuses cultures à multiplication clonale, les semences de pommes de terre sont régulées par une législation dans de nombreux pays. Le système MPQD pour la pomme de terre devrait donc tenir compte des législations locales. Les programmes de semences de pomme de terre formelles ou certifiées ont commencé dès le début du XX^{ème} siècle en Allemagne et en 1914 aux Etats-Unis.

Il existe des organisations et des réglementations avancées dans de nombreux pays, avec en en général une institution mandatée pour gérer et coordonner toutes les phases du programme. Ces institutions sont généralement responsables de l'organisation des producteurs, de la formulation et de l'application de la réglementation, de l'inspection des champs et de l'homologation. Les semences certifiées sont habituellement divisées en catégories telles que la « prébase » (meilleure qualité sanitaire), la « base » et « certifiées » qui sont déterminées par les cycles de multiplication au champ. Les semences appartenant à une catégorie donnée sont inspectées par des personnes compétentes selon les critères spécifiques à cette catégorie. Si les normes spécifiques ne sont pas respectées, les semences sont rejetées ou, si possible, déclassées dans une catégorie inférieure.

Les programmes sur les semences certifiées ne sont pas totalement standardisés entre pays. Toutefois, certaines régions ont initié des efforts pour l'harmonisation des catégories de semences, le nombre de générations dans chaque catégorie et les niveaux de tolérance. Dans les pays en développement, les agriculteurs utilisent habituellement leur propre semence et moins de 5% des semences sont certifiées. De nombreuses organisations promeuvent la formation des agriculteurs sur les principales maladies des semences, sur la sélection positive des plantes mère saines et/ou sur la sélection négative à travers l'élimination ou l'épuration des plantes infestées. Inévitablement, les stocks semenciers déclinent en vigueur suite à l'accumulation de maladies au cours du temps (dégénérescence). La plantation de semences certifiées ou dérivées du MPQD peut représenter un investissement conséquent en fonction de la situation économique de la zone. Comme les producteurs de pomme de terre perdent souvent leurs semences suite à des catastrophes naturelles ou causées par l'homme, les organisations qui participent à la reconstitution des stocks de semences devraient s'approvisionner en semences respectant les normes de qualité appropriées, lorsque cela est possible (Figure 2).

Les vitroplants sont utilisées comme une source de plantes mère juvéniles pour la production de boutures de tiges apicales ou sont directement plantées en serre ou dans un substrat, comme dans le cas de l'aéroponie, pour la production



de mini-tubercules. Les tubercules sont traditionnellement plantés au champ mais peuvent également être utilisés comme source de fragments de germes ou de plante mère pour la production de boutures de tige et de mini-tubercules (Photo 18). Certaines combinaisons de techniques de multiplication peuvent améliorer significativement les taux de multiplication (Tableau 20). Les lignes épaisses et les pointillés symbolisent, respectivement, les combinaisons classiques ou plus inhabituelles.



Photo 18
Boutures de de germes issus de tubercules et boutures de tiges apicales avec feuilles simples issues d'une plante mère juvénile.

NORMES POUR LA MULTIPLICATION CONVENTIONNELLE AU CHAMP DE LA POMME DE TERRE

Méthodes d'inspections y compris pour la pureté variétale (Tableau 21 et 22)

Période et durée des inspections

Il est généralement recommandé de réaliser deux inspections au champ et une inspection post-récolte. La première devrait être réalisée quand la variété à inspecter a développé ses principales caractéristiques, normalement avant la floraison. C'est

normalement le stade auquel les plantes commencent à se toucher sur le rang et juste avant qu'elles se touchent entre les rangs. L'inspection devrait être réalisée suffisamment tôt pour pouvoir reconnaître les symptômes de virus. La deuxième inspection doit être faite au moins deux semaines plus tard, habituellement lorsque la floraison est terminée. Une troisième inspection doit être réalisée après récolte. Les cultures qui sont susceptibles d'être irriguées doivent être inspectées au stade de croissance optimal. Si possible, l'inspection devrait être réalisée par du personnel formé d'une institution en charge des semences, de la vulgarisation, du programme national, du gouvernement local ou par des représentants de la communauté ou du groupe de multiplicateurs. Si les semences sont auto-certifiées, cela devrait être indiqué sur l'étiquette.

ROTATION

Le critère minimal de rotation est de cultiver les semences sur un champ n'ayant pas été cultivé avec de la pomme de terre pendant au moins 4 ans.

TABLEAU 20

Taux de multiplication pour les différentes méthodes de propagation de la pomme de terre

	Source	Produit	Temps avant récolte	Taux de multiplication estimé	Commentaires
Champ	Plant (tubercule)	Tubercule	90 jours	10:1	
	Vitroplant/boutures de nœud / de tige apicale / de germe	Tubercule	90 jours	8:1	Gestion des vitroplants/ boutures pour éviter une tubérisation précoce et un rendement faible en tubercules.
Serre	Plantes de 40 jours	Bouture de nœud de tige	40 jours	15:1	Eviter de récolter des boutures âgées.
	Plante mère issue de boutures ou de vitroplant	Bouture de tige apicale	Tous les 10 à 15 jours	25:1	Maintenir les plantes juvéniles. Utiliser un engrais foliaire. Augmenter la photopériode.
	Tubercule	Boutures de germe	14 jours	25:1	
	Vitroplant/boutures de nœud / de tige apicale / de germe	Mini-tubercule	90 jours	10:1	Demande une gestion attentive des vitroplants/ boutures pour éviter une tubérisation précoce et un faible rendement en tubercules. Plantation à haute densité (50-100 plantes/m ²) afin de produire 350 à 900 mini-tubercules/m ² .
	Vitroplants pour culture aéroponique	Mini-tubercule	90 jours	30:1 à 80:1	Plantation à haute densité (16-67 plantes/ m ²) pour produire 1 200 à 2 000 mini-tubercules > 1.5g / m ²
Laboratoire (in vitro)	Vitroplants	Vitroplants	30 jours	5:1 à 10:1	Les vitroplants peuvent être multipliés en continuité.
	Vitroplants	Mini-tubercule	40-60 jours	1:1	Les vitroplants à haute densité peuvent produire une grande quantité de mini-tubercules/ m ²

TABLEAU 21
Tolérance (inspection au champ)

Maladie ou défaut	Tolérance
Autres variétés	1 %
Enroulement des feuilles (virus)	5 %
Mosaïque sévère (virus)	5 %
Total virus sévère (Enroulement des feuilles + mosaïque sévère)	10 %
Mosaïque modérée (virus)	10 %
Total virus	10 %
Jambe noire	2 %
Flétrissement bactérien*	Aucune

* Si une plante infestée par le flétrissement bactérien est trouvée, la plante malade devra être clairement indiquée ; ne pas épurer la plante malade pour éviter de répandre la maladie dans le champ ; éviter d'entrer dans le champ ; récolter d'abord les plantes saines ; ne pas récolter les 8 plantes directement adjacentes à la plante malade sur le rang et dans les deux rangs adjacents. Trier les semences pour les symptômes de pourriture brune à la récolte, avant stockage, deux à trois fois durant le stockage à un mois d'intervalle, et encore une fois au moment de la préparation des semences pour plantation. Si la situation est plus sérieuse et qu'il n'y a rien à épurer car les tubercules sont à un stade de pourrissement avancée à cause de la maladie, le champ devrait être abandonnée ou subir une rotation permettant de réduire le flétrissement bactérien, en évitant notamment les solanacées.

CRITÈRES MINIMAUX D'ISOLATION

Les cultures semencières inspectées selon les critères du MPQD doivent être isolées d'autres champs de pomme de terre ou d'autres solanacées par un minimum de 50 m. Il est recommandé que les inspecteurs notent la présence de mauvaises herbes et de « ground keepers ». Si les fanes de pomme de terre ne peuvent pas être correctement inspectées à cause la présence de mauvaises herbes, alors la culture ne devra pas être acceptées selon le système de MPQD.

INSPECTIONS EN COURS DE CULTURE

Inspection

Il est nécessaire, au cours des inspections de MPQD d'examiner 10 groupes de 100 plantes chacun pour des cultures de 2 ha ou moins. L'inspecteur réalisera les comptages en marchant diagonalement à travers le champ. Dix groupes additionnels de 100 plantes seront ajoutés pour chaque 2 ha en plus d'une culture. Il est également recommandé de réaliser une inspection post-récolte (Tableau 22).

Pucerons

Les inspecteurs observeront le dessous des feuilles pour rechercher les pucerons, noter toute présence et estimer le degré d'infestation. Les infestations sont notées comme légères (1 ou 2 pucerons sur quelques plantes), modérées (quelques pucerons sur la plupart des plantes) ou sévères (de nombreux pucerons sur certaines plantes). Les inspecteurs doivent recommander une destruction précoce des fanes en cas d'infestation modérée ou sévère.

Épuration

Les multiplicateurs doivent épurer, avant inspection, toutes plantes clairement infestée pour lesquelles il n'y aura pas de tolérance. L'inspecteur peut également

épurer la culture mais il doit compter toutes les plantes infestées en tenant compte des niveaux de tolérance indiqués.

TABLEAU 22

Tolérances lors des inspections des tubercules (post-récolte)

Maladie, ravageur ou défaut	Tolérance individuelle	Tolérance multiple
Gale verruqueuse (<i>Synchytrium endobioticum</i>)	Aucune	Aucune
Nématodes		
Flétrissement bactérien		
Pourriture annulaire		
Viroïde de la maladie des tubercules en fuseau		
Doryphore		
Mildiou (<i>Phytophthora infestans</i>)	1 %	5 %
Jambe noire (<i>Erwinia carotovora</i> subsp. <i>atroseptica</i> ou <i>Erwinia chrysanthemi</i> ou les deux)		
Pourriture aqueuse (<i>Pythium ultimum</i>)		
Pourriture rose (<i>Phytophthora erythroseptica</i>)		
Pourriture sèche (<i>Fusarium</i> spp.)		
Gangrène (<i>Phoma</i> spp.) Tubercules endommagés par le gel		
Gale poudreuse (<i>Spongospora subterranea</i>)	5 %	8 %
Rhizoctone brun (<i>Rhizoctonia solani</i>)		
Gale commune (<i>Streptomyces</i> spp)		
Nécrose des tubercules provoquée par des souches de PVY	0,5 %	0,5 %
Terre	2 %	2 %
Hors-type – Tubercules produits au champ	1 %	1 %
Hors-type – Mini-tubercules ou micro-tubercules	nil	nil

Destruction des fanes

En général, les fanes sont détruites 3-4 semaines après la deuxième inspection. Cette durée peut être réduite à deux voire une semaine si les pucerons sont présents et les tubercules ont atteint une taille suffisante.

Taille des tubercules

La taille des plants peut influencer les rendements en tubercules d'une culture de pomme de terre. La levée, la vigueur, la croissance et le rendement en tubercules sont liés à la taille des plants. En général, les plants les plus gros permettent des rendements totaux plus élevés. Toutefois, le bénéfice d'utiliser des plants plus gros diminue quand la taille dépasse 70 g. La taille optimale des plants dépend de nombreux facteurs tels que la disponibilité et le coût des plants, la densité de plants et le prix de marché du produit. Au final, les meilleurs résultats sont obtenus avec des plants d'une taille de 40-70 g. Les plants d'une taille inférieure à 40 g sont généralement moins productifs. Les coûts en semences augmentent avec des plants de 80 g.

Les micro-tubercules et mini-tubercules sont plus petits que les tubercules conventionnels mais leur qualité sanitaire élevée peut compenser les pertes de rendement attendues avec l'utilisation de plants de petite taille. Les micro-

tubercules pèsent entre 0 et 1 g ; les micro-tubercules d'au moins 0,5 g peuvent être plantés superficiellement à une profondeur de 3 cm. Les mini-tubercules, dont la taille est entre 0,5 et 30 g, peuvent être triés en deux tailles pour faciliter la plantation et une gestion uniforme par classe de taille de semences. Les tubercules les plus petits (0,5-5 g) peuvent être plantés à une profondeur de 3 cm, alors que les tubercules plus gros (5-35 g) peuvent être plantés plus profondément (Photos 19 et 20).



Photo 19

Boutures de germes issus de tubercules.

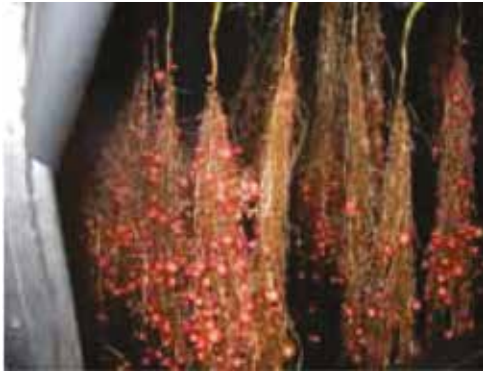


Photo 20

Production de mini-tubercules en système aéroponique.

Sacs

Les semences de pomme de terre devraient être stockés et transportés dans des sacs neufs et non préalablement utilisés.

Patate douce

Robert Mwanga

National Agricultural Research Organization (NARO), Namulonge, Uganda

Segundo Fuentes

Centre International de la pomme de terre (CIP), Lima, Pérou

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

Convolvulaceae

ORIGINE

La patate douce, *Ipomoea batatas* (L.) Lam., a été domestiquée en Amérique du Sud autour de 8000-6000 av. JC. La Colombie, l'Équateur, le Guatemala et le Nord du Pérou ont la plus grande diversité de germoplasme de patate douce. Les centres secondaires de variabilité génétique se trouvent en Papouasie Nouvelle Guinée, aux Philippines et dans certaines parties de l'Afrique.

MODES DE PROPAGATION

La patate douce peut se reproduire de manière asexuée à partir de :

- i. racines de stockage qui germent par la suite pour donner de nouvelles plantes ; et
- ii. boutures de tige qui forment des racines au niveau des nœuds en produisant des plantes filles.

La patate douce peut également se reproduire sexuellement par les semences, mais cette technique est utilisée uniquement pour des objectifs de sélection. La patate douce est une plante pérenne qui est cultivée comme une plante annuelle pour les boutures et les racines. Elle a une photopériode de 11,5 heures de durée de jour ou moins pour la promotion de la floraison, bien qu'avec une durée de jour de 13,5 heures, la floraison s'arrête mais le rendement en racines de stockage n'est pas affecté. Les jours courts avec une densité lumineuse faible promeuvent le développement des racines.

Le taux de multiplication de la patate douce est estimé de 1:15 à 1:20. Dans des conditions optimales, un vitroplant peut produire 64 000 boutures, ce qui est suffisant pour planter un champ de 800 m².

MALADIES ET RAVAGEURS

Une grande diversité d'organismes pathogènes attaque la patate douce. Bien que la plupart soit largement diffusée, les dommages qu'ils provoquent sont variables.

Ces organismes comprennent des virus, des champignons, des bactéries et des nématodes.

Globalement, au moins 20 virus connus infectent la patate douce individuellement ou en mélange. Le virus de la marbrure plumeuse de la patate douce (SPFMV) est le plus commun. Dans les infections mixtes, le virus d'arrêt de la croissance chlorotique de la patate douce (SPCSV) et SPFMV peuvent être associés avec le virus sévère de la patate douce (SPV), la plus importante maladie de la patate douce en Afrique. D'autres virus interviennent également : le virus de la panachure légère de la patate douce (SPMMV), le virus latent de la patate douce (SPLV), le virus des taches chlorotiques de la patate douce (SPCFV), le virus G de la patate douce (SPVG) et le virus du recroquevillement des feuilles de la patate douce (SPLCV). Les mouches blanches et les pucerons sont les vecteurs de certains virus.

Les maladies bactériennes, notamment la pourriture bactérienne des racines et des tiges (*Dickeya dadantii*), peuvent produire des dommages économiques dans certaines parties du monde. Le flétrissement bactérien (*Pseudomonas solanacearum*) est important dans le sud de la Chine et la pourriture du sol (*Streptomyces ipomea*) est importante dans certaines zones des Etats-Unis et du Japon. Les mesures de contrôles telles qu'une bonne hygiène des cultures et l'utilisation de variétés résistantes sont généralement recommandées.



Photo 21
Nématode à gale.

Les nématodes à gale (RKNs-*Meloidogyne spp.*) sont présents dans le monde entier (Photo 21). L'importance des RKNs et leurs interactions avec de nombreux pathogènes fongiques et bactériens dans les complexes de maladies des plantes placent les RKNs parmi les principaux ravageurs de la patate douce. Les attaques de nématodes provoquent des retards de croissance, un feuillage jaune, une production anormale de fleurs, des renflements ronds à fusiforme (gales), des nécroses du système racinaire et de faibles

rendements. Plus de 50 espèces de RKNs ont été décrites, mais *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* et *M. hapla* représentent plus de 95 pour cent des populations globales.

Au niveau mondial, il y a au moins 270 espèces d'insectes et 17 espèces de mites qui se nourrissent sur la patate douce. Les insectes sont catégorisés comme défoliants, vecteurs de virus, foreurs de tige et mangeurs de racines. Les charançons de la pomme de terre, *Cylas spp.*, (Photo 22) sont les principaux ravageurs. Au niveau mondial, il y a trois charançons de la patate douce qui sont économiquement

importants : *Cylas fornicarius* est présent partout ; alors que *C. puncticollis* et *C. brunneus* sont les principales espèces d'Afrique. Le charançon des Indes occidentales, *Euscepes postfasciatus*, est présent en Amérique Centrale et du Sud, les Caraïbes et les Iles du Pacifique.

Le stade le plus destructif chez les charançons est le stade larvaire. Les larves attaquent principalement la tige et les parties souterraines, mais peuvent aussi se nourrir de feuilles. Les charançons adultes pondent à la base des plantes et dans les racines détérrées, puis les larves creusent des tunnels à travers les racines de stockage en causant des pertes économiques majeures. Les dommages causés par les larves et les adultes stimulent également la production de phytoalexines terpènes, qui rendent les racines toxiques pour la consommation humaine. Les dommages de charançons et les développements de population ont principalement lieu pendant la saison sèche, probablement parce que la sécheresse augmente la fissuration des sols et donc l'exposition des racines aux charançons.



S.M.T. CIP 2006

Photo 22
Charançon de la patate douce.

PROTOCOLE POUR LA PRODUCTION DE MATERIEL DE PLANTATION

Infrastructures et équipements

Il est nécessaire de suivre les protocoles établis au niveau régional ou national ou par le CIP, afin d'assainir les matériels de patate douce obtenus de différentes sources : champ, serre, culture *in vitro*. Les protocoles permettent de produire des plantules testées pour les virus pour un usage local, régional ou international (Figures 1 et 2). Les infrastructures nécessaires comprennent des serres normales et insect-proof bien équipées, des laboratoires de culture *in vitro*, des équipements de détection des virus et des plantes indicatrices pour les tests de virus. Les équipements suivants sont nécessaires pour la culture *in vitro* : autoclave, hotte à flux laminaire, pH mètre, balances de précision, réfrigérateurs et appareils de chauffage. Il est possible de construire localement une chambre de croissance pour les vitroplants. La taille des parcelles de multiplication et la quantité de plants sains nécessaires dépendent de la demande en matériel de plantation sain et de la capacité du pays, de l'organisation ou de l'agent à satisfaire cette demande.

PRATIQUES AGRONOMIQUES

Dans les régions tropicales, la patate douce est multipliée à partir de boutures de tige, mais dans les régions tempérées elle peut être également cultivée à partir de germes avec racines (plantules) extraits de racines de stockage mises en culture. Les boutures apicales de 30-45 cm de long sont plantées en les insérant dans la terre avec un angle. Dans certaines parties de l'Afrique de l'Est, les boutures peuvent être fanées ou laissées à l'ombre. En Inde, la partie centrale de la bouture est enterrée, laissant un nœud exposé à chaque extrémité.

Les germes sont obtenus en plantant des petites ou moyennes racines proches les unes des autres dans des pépinières. Les germes produits sont enlevés des racines quand ils atteignent une taille de 22-30 cm et sont plantés au champ. Les boutures et les germes sont plantés sur des buttes, des billons ou à plat si le sol est profond et bien drainé. Trois ou quatre boutures sont plantées dans des buttes de 60 cm de haut espacées de 90 à 120 cm. Les billons sont adaptés à la préparation mécanisée du sol. Les boutures sont plantées à 30 cm d'intervalle sur des billons de 45 cm de haut espacés de 90-120 cm.

La patate douce est souvent la tête de rotation, à l'exception des sols très fertiles où cette pratique devrait être évitée, dans la mesure une croissance végétative excessive peut nuire à la croissance des racines de stockage.

SUIVI DES CULTURES SEMENCIERES

Une culture de patate douce ayant pour objectif la production de matériel de plantation doit être inspectée avec attention par un sélectionneur expérimenté, un inspecteur semencier ou tout autre personnel formé à la détection de plantes hors-type à l'intérieur d'une variété. De plus, toutes les plantations sont inspectées pour la pureté variétale par l'autorité appropriée durant la saison.

METHODES D'INSPECTION

Les inspections au champ sont réalisées avant et durant la récolte pour identifier les pieds à haut rendement et les formes recherchées, et pour détecter les plantes hors-type, mélanges variétaux, infestations sérieuses par des maladies et ravageurs. Les résultats de l'inspection permettent une sélection positive des racines et plantes pouvant servir de semences de pré-base pour plantation lors de la saison suivante. Les inspections au champ sont réalisées durant les périodes où les maladies sont les plus évidentes, comme par exemple un mois après la plantation quand le SPVD peut être clairement identifié. Pour une inspection représentative d'une grande parcelle, il est nécessaire d'inspecter 1 pour cent de la parcelle choisi au hasard à 4 endroits différents. Pour les parcelles plus petites, un pourcentage plus élevé peut être inspecté.

RECOLTE

A la récolte ; les racines sont extraites du sol et chaque butte est traitée et triée séparément. Seulement les buttes qui ont de hauts rendements, des racines bien formées et ne présentent pas de défauts sont sélectionnées. Seules les plantes sans maladie sont coupées pour servir de boutures de pré-base.

STOCKAGE

La manutention post-récolte prévoit la maturation des racines utilisées comme semences et le nettoyage de l'entrepôt de stockage, qui nécessite l'élimination de toutes les anciennes patates douces et la fumigation de l'entrepôt, avant stockage des nouvelles racines. La poussière et les débris de la zone de tri et d'emballage

ne doivent pas entrer en contact avec les racines et les boutures. Les boutures doivent être stockées dans un lieu bien ventilé et à l'ombre avant plantation. Les racines et les boutures utilisées comme semences doivent être transportées dans filets ou des récipients bien aérés afin d'éviter des dommages liés à la chaleur excessive due à la respiration et l'emballage hermétique (Tableau 23).

PROGRAMME DE MULTIPLICATION

Les semences de pré-base représentent la catégorie de semences de meilleure qualité pour toutes les variétés officiellement homologuées dans un pays qui sont produites et maintenues par les sélectionneurs de patate douce. Les semences de pré-base sont maintenues avec attention jusqu'au cycle suivant de multiplication. Les recommandations techniques pour la production de semences de base et de semences certifiées sont généralement identiques. Elles prévoient notamment des critères de surface, des inspections et des normes au champ, pour les semences et les plantes (Tableau 24).

TABLEAU 23
Résumé des normes

Longueur des boutures	25 cm
Tolérance pour d'autres variétés	2 %
Tolérance pour les maladies et ravageurs	
Pourriture noire	0.5 %
Nématodes à gale	1 %
« Scurf »	0 %
Taupins	10 %
Flétrissement	0.5 %
SSR-Pox1	10 %
Virus de la mosaïque et du retard de développement	1 %
Recroquevillement des feuilles (SPLCV)	5 %
Autres virus (e.g., vieilles feuilles violacées, Taches chlorotiques, décoloration des vaisseaux)	5 %
Pourriture de stockage	Aucune
Charançon de la patate douce	Aucune

TABLEAU 24

Normes de tolérance maximales pour les maladies, dommages d'insectes, et qualité interne pour les semences de base, certifiées et MPQD

Normes	Base (Génération 1)	Certifiés 1 (Génération 2) %	Certifiés 2 (Génération 3)	MPQD ² (Génération 4) %
Pourriture noire (Fig. 3a, b)	Aucune	Aucune	0.10	0.50
Nématodes à gale (Fig. 4, 5)	Aucune	0.20 %	0.50	1.00
« Scurf » (Fig. 6, 7)	Aucune	Aucune	0.10	0.50
Taupins	1.00 %	2.00 %	5.00	10.00
Flétrissement	Aucune	Aucune	0.10	0.50
SSR-Pox ¹ (Fig. 8, 8a)	Aucune	5.00 %	5.00	10.00
Virus de la patate douce (Fig.1, 9, 10)				
Mosaïque et retards de croissance	Aucune	Aucune	Aucune	1
Recroquevillement des feuilles	Aucune	Aucune	Aucune	5
Autres (e.g., vieilles feuilles violacées, Taches chlorotiques, décoloration des vaisseaux)	Aucune	Aucune	Aucune	5
Autres variétés	Aucune	Aucune	Aucune	2
Pourriture de stockage	Aucune	Aucune	Aucune	Aucune
Charançon de la patate douce	Aucune	Aucune	Aucune	Aucune

¹ La semence sera étiquetée comme la pourriture du sol de la variole par *Streptomyces* (variole) en dessous de 5 pour cent. Pour semer fondation, enregistrées et certifiées ne devrait pas avoir de troubles physiologiques, les mélanges variétaux ou tubercules pourris.

² Semences de qualité déclarée

Les patates douces cultivées pour la certification sont gérées de la même manière que les cultures commerciales avec les exceptions suivantes :

- Les plantes présentant des symptômes ou des mutations sont rejetées ;
- Une rotation de 4 ans est respectée ;
- Seules les boutures de tige peuvent être utilisées pour la production de semences de pré-base. ;
- Les parcelles à certifier doivent être inspectées au moins une fois par un agent officiel approprié durant la saison culturale.

MATERIELS POUR MULTIPLICATION RAPIDE

Engrais

Il est recommandé d'appliquer un engrais NPK 17-17-17 à une dose de 42g/m² après plantation. L'urée est appliquée à une dose de 13g/m² après chaque récolte de boutures, suivi d'un arrosage léger. Il est recommandé d'appliquer une dose de fumier 2,5kg/m² avant plantation. Le fumier devrait être bien décomposé.

Insecticides

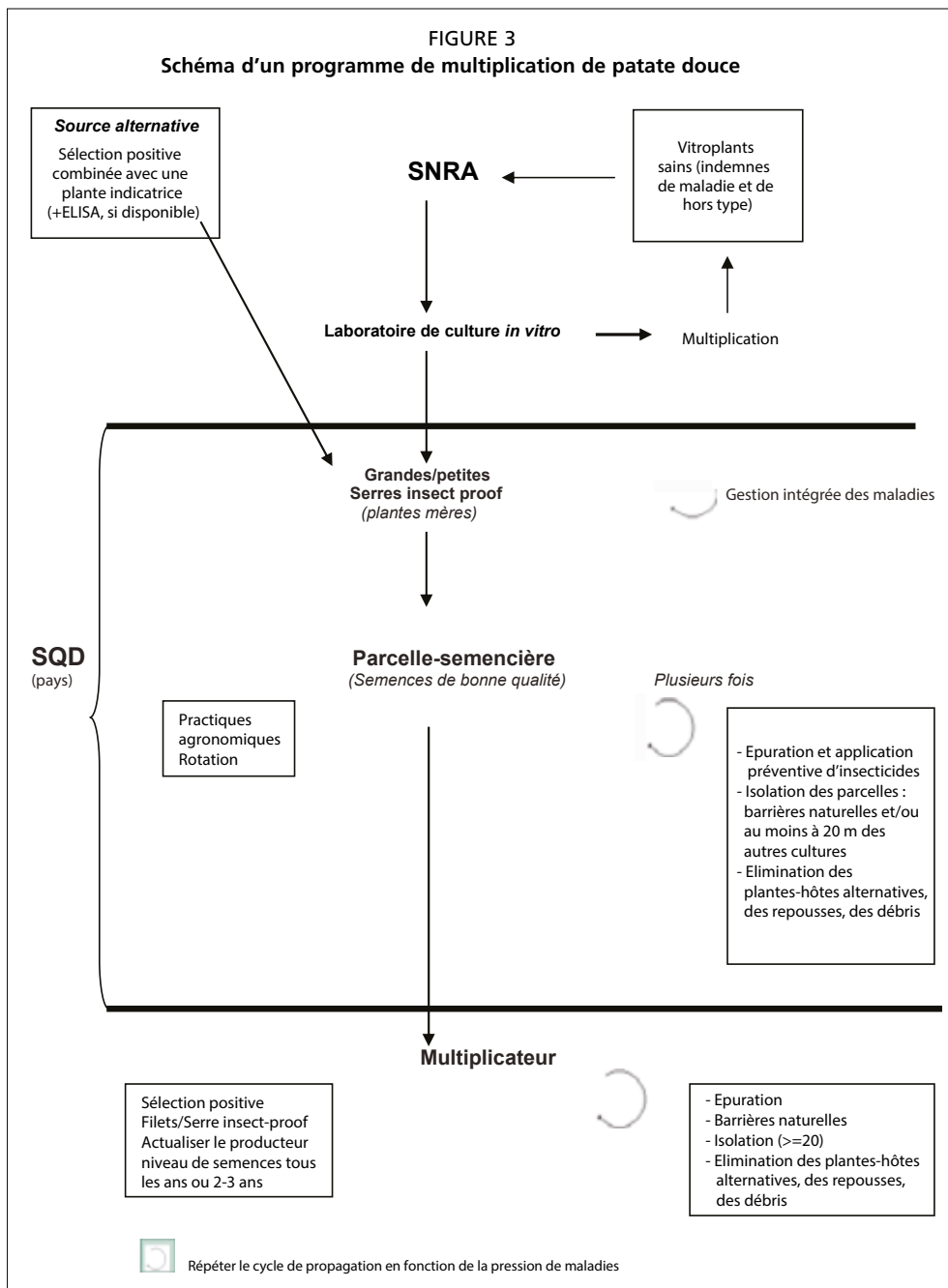
Lorsque la présence d'infestations de charançons est avérée, les boutures peuvent être trempées dans une solution d'insecticide systémique pour plusieurs minutes avant plantation, en accord avec la législation nationale. Ceci est fait pour s'assurer de l'élimination de tous les stades du charançon et fournir une protection aux jeunes plantes. Pour contrôler les pucerons, la mouche blanche et les mites, des acaricides ou un produit phytosanitaire alternatif commercialisé et à jour peuvent être utilisés selon les dosages et méthodes d'application recommandés.

Fongicides

Les derniers fongicides diffusés peuvent être appliqués en utilisant le dosage recommandé, seulement quand les symptômes de maladie apparaissent.

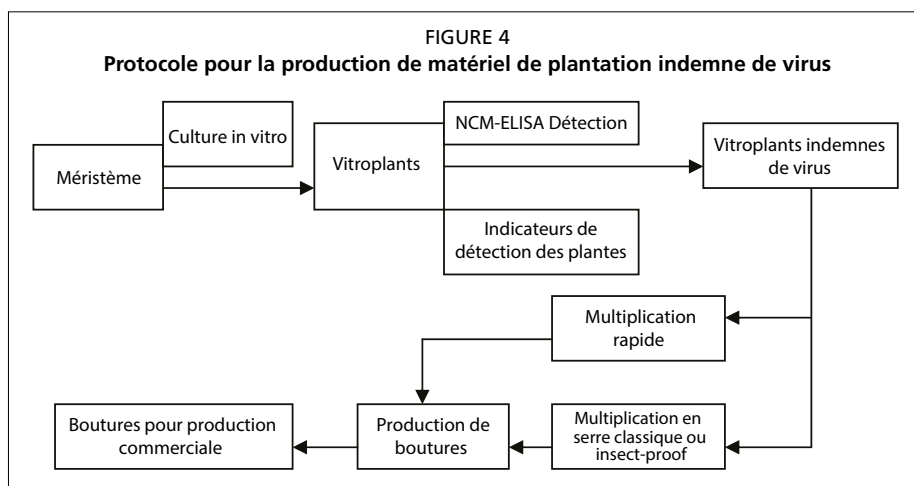
Variétés

Les variétés appropriées pour une multiplication rapide devraient être identifiées.



Bouture

Trois boutures avec nœuds sont prélevées sur la tige dont les feuilles ont été préalablement enlevées. Les boutures apicales sont plantées séparément.



Préparation de la pépinière

Les planches sont d'une longueur de 10 m, d'une largeur de 1,2 m et de 20 cm de haut. Un engrais (17-17-17), du fumier (2,5 kg/m²) et un insecticide sont appliqués et bien mélangés avec la terre avant plantation.

PREPARATION DU MATERIEL DE PLANTATION

Les boutures sont prélevées sur des plantes mère vigoureuses après environ trois mois. Les feuilles sont retirées des plantes. Des boutures apicales avec trois nœuds sont plantées séparément. Lorsqu'il y a des risques avérés d'infestation par des charançons, les boutures sont trempées dans une solution insecticide systémique avant plantation.

Plantation

Densité : 50 boutures/m² (0,2 m entre les rangs x 0,10 m sur le rang). Les boutures sont plantées à la verticale avec deux nœuds enterrés sous terre.

PRATIQUES CULTURALES

Il est recommandé d'**irriguer** deux à trois fois par jour, le matin tôt et en fin d'après-midi avec un tuyau d'arrosage ou un arrosoir.

Désherber périodiquement afin de maintenir les rangs sans mauvaises herbes.

Epurer toutes les plantes malades dès identification

Mettre à l'ombre la pépinière lorsqu'il y a trop de soleil ou qu'il fait trop chaud, en utilisant des nattes ou autre matériel disponible. Enlever les nattes lorsque les premières feuilles se développent. Eviter de conserver les nattes pour plus de deux semaines afin d'éviter que les plantes s'étiolent.

Couper (récolter) les tiges en faisant des boutures apicales (25 cm de long) 5 cm au-dessus du niveau du sol, en laissant quelques nœuds sur la tige afin de pouvoir produire d'autres boutures à partir des bourgeons axillaires. La procédure de coupe au-dessus de la surface du sol présente 98 pour cent de chances de sélectionner des plantes indemnes de charançons.

Les données suivantes sont à collecter dans les pépinières :

- Pourcentage de germination ou d'établissement (2 semaines après plantation) ;
- Date de récolte (coupure) des boutures ;
- Nombre de boutures récoltées ;
- Pourcentage d'enracinement avec succès (survie au champ) ; et
- Réaction des boutures au champ en terme de rendement.

Taro

Mary Taylor

Secrétariat de la Communauté du Pacifique, Suva, Fidji

Colocasia esculenta (L.) Schott

Araceae

Le taro *Colocasia esculenta* (L.) Schott est une culture à racine de la famille monocotylédone des Aracées (Matthews, 1995). C'est une culture alimentaire largement distribuée, importante localement dans de nombreuses zones humides tropicales ou subtropicales, mais également cultivée en zone tempérée. Jusqu'à récemment, il était accepté que le centre d'origine et de domestication de *Colocasia* était l'Asie du Sud-Est (Plucknett, 1976), avec la Papouasie Nouvelle Guinée comme centre majeur de diversité. Toutefois, on considère aujourd'hui que la plupart des cultivars trouvés dans le Pacifique ont été domestiqués en Mélanésie (Plucknett *et al.*, 1970, Kuruvilla et Singh, 1981). Avec la domestication dans le Sud-Est Asiatique et la séparation des terres à Sundra et Sabull, deux pools de gènes se sont développés (Matthews, 2003 ; Lebot *et al.*, 2005a).

Deux variétés botaniques de taro sont reconnues, *C. esculenta* var. *esculenta* connue sous le nom de dachine, *C. esculenta* var. *antiquorum* (Photo 23), connue sous le nom de eddo. Les variétés de dachine, avec des bulbes centraux, rejets ou stolons sont dominantes dans le Pacifique, alors que le type eddo avec un bulbe central relativement petit et un grand nombre de bulbes secondaires se trouve plutôt en Asie. Au cours des dernières années, la séparation des cultivars de taro en deux espèces a été contestée (Hay ; 1998a) et la littérature actuelle se réfère plutôt aux types à gros bulbe (type dachine), à petits bulbes (type eddo) ou types intermédiaires.



TAYLOR, 2006

Photo 23
Tubercules ou bulbes secondaires, type eddo aussi appelé Colocasia esculenta var. antiquorum.

METHODES DE MULTIPLICATION

Le taro est une culture à multiplication végétative. Les plantes sont monoïques, avec une floraison et des semences similaires pour les taros sauvages ou domestiqués. Toutefois, il y a peu d'informations sur la dispersion des semences et

la germination (Matthews, 1997). Le taro peut être induit à produire des semences par pulvérisation d'acide gibbérellique, pratique utilisée dans les programmes de sélection. Pour la multiplication, les agriculteurs utilisent habituellement des bases de tiges ou des rejets avec le type dachine et des tubercules avec le type eddo. Certains taros produisent des stolons qui peuvent être utilisés comme matériel de plantation. Les bases de tige et les rejets de grande taille se développent rapidement, et produisent des plantes vigoureuses. Le taux de multiplication pour les types dachine (rejets) et eddo (tubercules) dépend du génotype mais peut être influencé par les pratiques agronomiques. Le bulbe entier peut être utilisé pour la multiplication de matériel de plantation avec utilisation de fragments ou mini-fragments.



TAYLOR, 2006

Photo 24

*Brûlure des feuilles du taro provoquée par *Phytophthora colocasiae*.*

MALADIES ET RAVAGEURS

Le taro est attaqué par un large éventail d'insectes ravageurs ; le plus sérieux étant le scarabée du taro, *Papuana spp.* (Theunis et aloali'i, 1999). Les insectes adultes se nourrissent sur les bulbes et provoquent des dommages conséquents. Les symptômes visibles varient avec l'âge des plantes. Le taro est également attaqué par des champignons, bactéries, nématodes et virus, dont certains peuvent provoquer des maladies graves (Jackson, 1980). De fortes infestations de *Tarophagus proserpina* (cicadelle du taro) peuvent provoquer un

flétrissement des plantes, et occasionnellement leur mort, mais surtout conduire à la transmission de virus, notamment le virus de la maladie bobone de la colocase (CBDV) et éventuellement le virus de la chlorose vasculaire du taro (TaVCV). La brûlure des feuilles du taro (TLB), provoquée par *Phytophthora colocasiae*, est largement diffusée en Asie et dans le Pacifique (Photo 24). Son contrôle agronomique est exigeant en main d'œuvre et le contrôle chimique est difficile et coûteux. L'utilisation de variétés tolérantes ou résistantes est l'unique approche durable pour gérer le TLB.



TAYLOR, 2006

Photo 25

*Plant de taro infesté par le potyvirus de la mosaïque du dachine (*DsMV*).*

La pourriture molle du bulbe, provoquée par *Pythium spp.* peut avoir un impact significatif sur la plante en fonction de son âge et du fait que la culture soit en terrain humide ou sec. La meilleure technique de lutte est l'utilisation de plants sains, stockés pour 4-5 jours puis inspectés pour la pourriture.

Différents virus peuvent attaquer le taro. Le plus commun est le virus de la mosaïque du dachine (*DsMV*), qui est facilement transmis par les pucerons (Photo 25). Il peut être éliminé par

culture de méristème mais les symptômes réapparaissent rapidement au champ. Le badnavirus bacilliforme du Taro (TaBV), bien qu'également largement diffusé, a peu d'impact sur la culture. Il est toutefois suspecté d'être impliqué dans le complexe viral *alomae*. CBDV, en Papouasie Nouvelle Guinée et aux Iles Salomon, est associé aux deux virus les plus dévastateurs du taro, *alomae* et *bobone*. Les plantes peuvent survivre aux infections par *bobone* mais pas par *alomae*, qui est une maladie mortelle, restreinte à la Papouasie Nouvelle Guinée et aux Iles Salomon. La destruction des plantes infectées est cruciale, étant donné que la maladie se répand vite et détruit des plantations entières. Les infections par le couple CBDV et TaBV sont considérées comme la cause d'*alomae*, mais certaines plantes peuvent être infectées par les deux maladies sans développer *alomae* (Revill *et al.*, 2005). Avec TaVCV, les plantes présentent une chlorose nette des vaisseaux plus prononcée que celle provoquée par TaBV. A la différence des infections par CBDV (qui est également un rhabdovirus), il n'y a pas de gale sur les feuilles et pétioles, et les plantes présentent des retards de croissance. Le reovirus du taro (TaRV) a seulement été détecté en combinaison avec d'autres virus, ce qui pourrait signifier que TaRV n'est pas un pathogène sérieux du taro (Revill *et al.*, 2005).

L'arrachement et la destruction par le feu ou l'enterrement des plantes infectées sont fortement recommandés pour tous les virus, étant donné que les plantes sont la source principale d'infection. Les recommandations techniques stipulent que tous les transferts de taro devraient se faire à partir de plantules stériles produites dans un laboratoire de culture *in vitro* (Zettler *et al.*, 1989). De plus amples informations sur les maladies et ravageurs du taro peuvent être obtenues sur Taro pest, un guide illustré sur les maladies et ravageurs du taro dans le Pacifique-Sud (Carmichael *et al.*, 2008).

PROTOCOLE POUR LA PRODUCTION DE MATERIEL DE PLANTATION

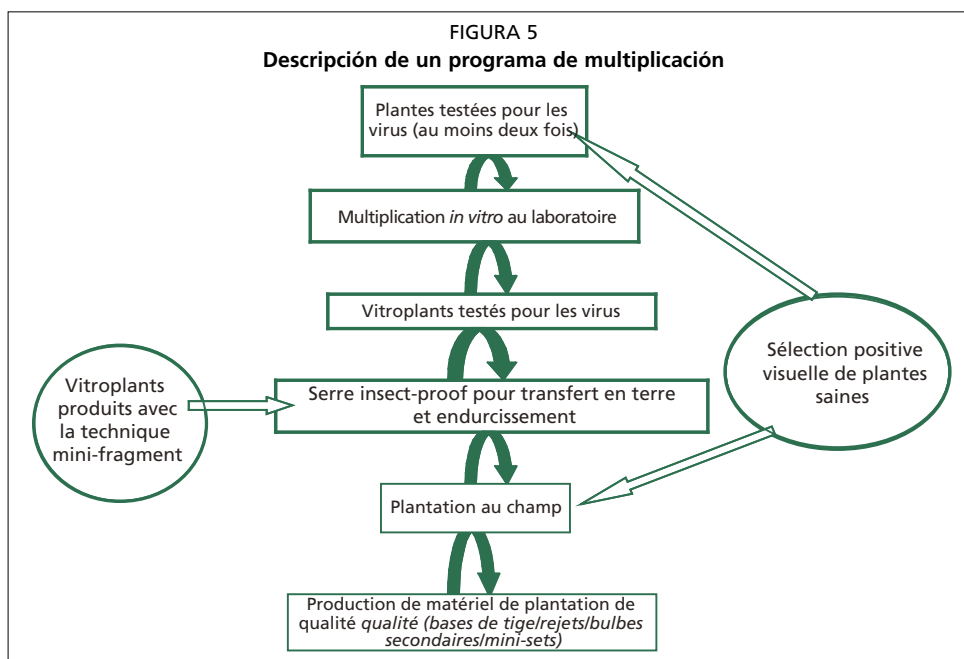
Il existe cinq types principaux de matériels de plantation pour le taro : les rejets ou bases de tige, les tubercules, les fragments de bulbe, les stolons et les vitroplants. Le matériel de plantation est généralement produit au champ simultanément à la culture, c'est-à-dire que les bonnes pratiques de production du taro bénéficient également au matériel de plantation. Le protocole pour la reproduction du taro est illustré dans la Figure 5.

SOURCE DE MATERIEL

Les sources de matériel de plantation (plantes mère) sont idéalement des vitroplants testés pour les virus (Photo 26) ou des plantes identifiées par sélection positive comme



Photo 26
Vitroplants de taro testés pour les virus comme source de matériel de plantation.



saine, indemnes de maladies et de ravageurs. Les vitroplants testés pour les virus sont préférables car certains virus du taro sont asymptomatiques, ce qui peut affecter l'efficacité de la sélection positive. Si des vitroplants testés pour les virus sont utilisés, il est nécessaire d'avoir une documentation mentionnant les virus testés, la fréquence de tests et les méthodes utilisées.

Cinq virus existent pour le taro, mais leur présence peut être circonscrite à certains pays. Il est nécessaire de consulter les informations spécifiques du pays afin de déterminer quel virus est important. Il est recommandé de prélever tout nouveau stock de matériel et de le tester au moins deux fois, avant une large multiplication des plantes. Ces plantes peuvent être ensuite utilisées pour produire des bases de tige, rejets et/ou mini-fragments de de bulbes, ou bulbes secondaires. En général, chaque mini-fragment pèse de 20 à 50 g et présente au moins un bourgeon axillaire. Il est recommandé de les recouvrir de cendres ou d'un mélange de fongicide pour limiter le pourrissement ; puis les planter dans une pépinière ou une serre insect-proof (comme pour les vitroplants) jusqu'à que les plantes germées soient prêtes pour la plantation au champ.

INFRASTRUCTURES ET EQUIPEMENTS

Il est essentiel de mettre en place une serre insect-proof pour acclimater les vitroplants avant transfert au champ. Ce type de serre est également nécessaire pour cultiver les petits rejets ou bulbes secondaires et pour la technique des mini-fragments. Les outils coupants, comme les couteaux, doivent être maintenus

propres afin d'éviter la transmission de maladies et ravageurs. Le couteau peut être trempé dans une solution détergente entre chaque coupure (Photo 27).

CRITERES AU CHAMP

Les bénéfices complets de l'utilisation de plantes mère indemnes de maladies ne peuvent être obtenus que si les plantes sont cultivées dans un environnement indemne de maladie et de ravageur. Il est conseillé de réaliser une jachère d'au moins 3 mois avec deux labours pour réduire la présence de pathogènes du taro, bien qu'une année soit préférable. Le taro pousse sur une grande variété de types de sol, des sols lourds argilo-limoneux aux sols volcaniques légers. Toutefois, la qualité et le rendement sont meilleurs avec des sols fertiles et friables avec une grande capacité en eau et riche en matière organique. Un sol légèrement acide (pH de 5,5 à 6,5) avec un taux modéré d'argile est préférable. Le maintien de niveaux de calcium disponibles aux concentrations recommandées permet d'empêcher le développement de la pourriture du bulbe due au *Pythium*. Idéalement, les niveaux de calcium de la plante devraient être mesurés à partir des feuilles tout au long de la culture.



TAYLOR, 2005

Photo 27
Préparation de rejets du type dachine, également appelé Colocasia esculenta var. esculenta, pour la plantation.

Inspection au champ

Il est recommandé que les champs et pépinières soient régulièrement inspectés pour s'assurer de l'absence de développement de maladies ou de ravageurs qui auraient un impact sur la qualité du matériel de plantation. Les plants malades doivent être éliminés du champ et de la pépinière. Il est recommandé de réaliser une inspection rapidement après la plantation (dans les deux semaines), puis trois mois plus tard et enfin juste avant la date de récolte estimée (à 6 mois). Le nombre de plantes à inspecter dépendra de la taille du champ ou de la pépinière.

La pépinière en serre insect-proof devrait être maintenue propre et sans matériel végétal sénescant ou mort. L'araignée rouge peut poser problème ; il peut donc être nécessaire d'appliquer régulièrement un acaricide.

PRATIQUES AGRONOMIQUES

Les champs de taro doivent être maintenus sans mauvaises herbes après plantation, afin de réduire l'incidence des maladies et ravageurs. Les vitroplants peuvent être transférés au champ seulement après 6 à 8 semaines en serre insect-proof, une fois leur acclimatation terminée. Une fois prêts pour le transfert au champ, ils peuvent être plantés avec le même écartement utilisé pour les bases de tige et les rejets, c'est-à-dire généralement 1m par 1m-1,5m. Il est recommandé de commencer à

appliquer du potassium et de l'azote au minimum après le stade 2 feuilles formées puis de réaliser de petites applications durant les deux premiers tiers du cycle de la plante. Idéalement des analyses de sols et de feuilles devraient être réalisées pour déterminer les dosages requis, avec des objectifs de N et K se situant généralement entre 55 et 90 kg/ha. Il est préférable que les sols restent constamment humides. Idéalement, une irrigation devrait être réalisée directement après plantation et une autre une semaine plus tard. Les irrigations suivantes peuvent être réalisées tous les 12-15 jours, en fonction de la capacité de rétention de l'eau des sols. Un total de 9-12 irrigations est nécessaire pour la plante mais l'irrigation doit être interrompue 3 à 4 semaines avant la récolte. Dans le cas d'une culture pluviale, s'il y a une sécheresse prolongée, une irrigation complémentaire est nécessaire, notamment pour le type eddo.

RECOLTE

Le matériel de plantation peut être regroupé selon la taille au stade de la récolte, car il peut y avoir des variations sur la taille finale. Les bulbes de taro peuvent rester dans le sol après récolte des rejets, et peuvent fournir de 5 à 10 rejets au cours du temps. Il est important de butter le sol autour du taro et de réaliser une application de faible quantité d'engrais. Le matériel visiblement endommagé et malade doit être éliminé à la récolte.

Traitement post-récolte

Après récolte, les rejets/base de tige sont parés, bien lavés dans de l'eau claire et trempés dans un désinfectant tel qu'une solution de sodium hypochlorite (totalement submergés pour une minute complète), puis enlevés et laissés à sécher dans un endroit tempéré et propre. Les bases de de tige sont conservées pour 4-5 jours afin de laisser le periderme recouvrir la surface blessée et la sélection d'éventuels plants malades (CTAHR, 1997). De la même manière les bulbes secondaires sont placés dans un endroit tempéré et sec pour 1-2 jours.

La zone de stockage doit être tempérée, propre, sèche, bien aérée et l'abri des rayons directs du soleil. Le matériel de plantation doit également être surélevé afin d'éviter les contacts avec les fourmis ou autres ravageurs. Les bulbes secondaires peuvent être gardés dans du sable répandu sur le sol pour éviter la pourriture.

STOCKAGE ET TRANSPORT

Avant plantation, les bases de tige/rejets sont gardés pendant 4-5 jours, et les bulbes secondaires pendant 1-2 jours dans un lieu bien aéré. Il n'est pas recommandé de les stocker pour une longue durée. Pour le transport, il n'y a pas de système unique recommandé mais des précautions doivent être prises afin : d'éviter les blessures physiques, les contaminations et détériorations microbiennes, de fournir une ventilation adéquate pour la respiration et l'échange de gaz et pour fournir une protection du soleil.

NORMES DE QUALITE POUR LE MATERIEL DE PLANTATION

Taille et poids

La taille optimale d'une base de tige ou d'un rejet est un diamètre de 5 cm de diamètre environ à la base du pétiole. Les bases de tige sont préparées en coupant le pétiole de la feuille 1 à 2 cm sous le sommet du bulbe mère, en enlevant toutes les feuilles mortes et les bases de feuilles externes, et finalement en gardant une petite partie de la plante pour qu'elle soit plus propre, avec un objectif final de longueur de 15-20 cm. Les rejets doivent être traités de la même manière que les bases de tige. Pour les bulbes secondaires, il est recommandé de privilégier un calibre de 30-50 g.

Tolérance/risques

Les transferts de taro d'un pays à l'autre doivent être réalisés uniquement avec du matériel végétal issu de culture *in vitro* testé pour les virus. A l'intérieur des pays, le niveau d'infestation d'un ravageur ou d'une maladie dépend de la zone. Par exemple, dans les Fidji, le scarabée du taro est un problème sur une île mais pas sur l'autre. Le matériel de plantation pour l'île indemne de scarabées ne devrait donc pas venir de l'île où il est présent.

De nombreux ravageurs et maladies provoquent des dommages significatifs en terme de commercialisation ou détruisent la culture. Le matériel de plantation doit donc venir de zones indemnes de maladies ou de ravageurs (tolérance 0). Dans le cas des virus, les plantes mère doivent être issues de plantes certifiées et testées sans virus. Les ravageurs et virus pour lesquels une tolérance 0 est recommandée sont :

- le scarabée du taro;
- TLB;
- CBDV;
- alomae;
- pythium.

Parmi les maladies et ravageurs cités ci-dessus, certains sont notoirement présents dans le monde entier et d'autres ne se trouvent que dans le Pacifique mais pourraient également exister ailleurs. Toutefois, le niveau de tolérance acceptable pour ces maladies et ravageurs peut dépendre de leur niveau de présence dans le pays.

Pureté variétale

Au moins 98 pour cent des plants de taro devraient être conformes aux caractéristiques du parent.

Germination

Pour les bases de tige et les bulbes secondaires, la norme minimale devrait être respectivement un taux de germination de 99 pour cent et 95 pour cent (Tableau 25).

TABLEAU 25

Tableau résumé des normes

Norma	Headsett/chupón	Cormillo
Taille	5 cm de diamètre à la base du pétiole	30–50 g
Pureté variétale (minimum)		98 %
Germination (minimum)	99 %	95 %
Tolérance pour les ravageurs et maladies Scarabée du Taro, Brûlure des feuilles, CBDV, Alomae, Pythium	0 %	

Igname

Malachy Akoroda

Université d'Ibadan, Ibadan, Nigeria

***Dioscorea* spp.**

Dioscoreaceae

Les principales espèces du genre *Dioscorea* communément utilisées pour l'alimentation humaine sont : *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., et *D. oposita* Thunb.

Toutefois, deux espèces seulement, *D. rotundata* (igname guinée) et *D. alata* (igname ailée ou grande igname), représentent plus des quatre cinquièmes de l'igname alimentaire consommé dans le monde en terme de tonnage et également en terme de couverture des principales zones de consommation. En Afrique de l'Ouest, qui produit plus de 95 pourcents de la production mondiale d'igname comestible, les deux espèces sont utilisées mais *D. rotundata* domine largement. Dans d'autres pays, *D. alata* domine à plus de 60 pourcents, comme en Côte d'Ivoire (Okonkwo *et al.*, 2004).

ORIGINE GEOGRAPHIQUE ET DISTRIBUTION

La distribution des ignames est principalement pantropicale. 83 pour cent des surfaces cultivées et les principaux pays producteurs, notamment le Bénin, la Côte d'Ivoire, le Ghana, la Guinée, le Nigéria et le Togo, sont toutefois en Afrique. En 2005, la production mondiale d'igname s'élevait à 49,3 millions de tonnes avec 4,5 millions d'hectares, dont 96 pour cent issue de l'Afrique tropicale. Il s'agit de la deuxième culture à racine/tubercule d'Afrique, avec une production qui n'atteint toutefois qu'un tiers de la production de manioc. Les autres principales zones de production sont l'Amérique du Sud, principalement le Brésil et la Colombie, les îles caribéennes de Cuba, Haïti et la Jamaïque, les Philippines et le Japon en Asie du Sud-Est et le Portugal qui est l'unique producteur européen. Le rendement en tubercule frais est d'une moyenne de 10,85 T/ha.

MOYENS DE REPRODUCTION

L'igname peut se reproduire sexuellement à partir de semences véritables. La reproduction végétative se fait par les tubercules aériens et souterrains. Bien que les lianes puissent être utilisées pour la reproduction de la plante, cette méthode est principalement utilisée par les chercheurs. Le protocole décrit par la suite présente l'utilisation de tubercule comme matériel de plantation dans le cas de

petits agriculteurs qui cultivent dans l'objectif principal de se nourrir et seulement secondairement pour la vente.

MALADIES ET RAVAGEURS

Les principaux pathogènes et ravageurs issus des tubercules utilisés comme semences sont, les pourritures molles, les pourritures sèches, les nématodes et les coléoptères. Des symptômes de virus peuvent être observés sur les feuilles ou les lianes après la plantation de tubercules sains. La transmission de la plupart de ces pathogènes se fait par le matériel de plantation, à travers les semences d'igname (tubercules entiers) ou fragments de tubercules (semenceaux).

Virus

La maladie de la mosaïque se manifeste sous la forme de recroquevillement, de déformation linéaire, de décoloration vasculaire et de chloroses sur les feuilles et de retards de croissance et de marbrures sur les lianes. Elle est transmise par le puceron *Aphis citricola* et par les semenceaux infectés.

Brûlure

Des symptômes de chlorose sont observés qui peuvent être dus soit à un virus, soit à un champignon. Cette maladie est transmise par inoculation par la sève lors de la coupure de semenceaux sains.

Pourriture des tubercules durant le stockage

Elle est causée par des bactéries ou champignons avec des symptômes de pourriture molle ou sèche et une odeur désagréable. Les tubercules infestés doivent être éliminés. Les blessures des tubercules au champ ou durant le transport favorisent les pourritures, qui sont diffusées par la pluie, les insectes et le vent.

Nématodes

Les symptômes liés aux nématodes se manifestent au champ sous la forme de craquellement de la peau, de cavités avec des tissus morts dans le tubercule. L'apparition de gales est un signe clair de la présence de nématodes *Scutellonema bradys*, *Pratylenchus* sp. et *Meloidogyne* sp. Les nématodes résistent dans les sols et peuvent être contrôlés grâce aux rotations, l'utilisation de semenceaux sains et en traitant les semenceaux avec un nématicide.

Insectes ravageurs

Des coléoptères de différentes espèces affectent les tubercules au champ et durant le stockage. Ils creusent des trous dans les tubercules et sont contrôlés par l'application d'insecticides recommandés dans le pays pour l'utilisation sur semenceaux. Le coléoptère mangeur de feuilles *Crioceris livida* présente des adultes marron à noirs. La larve se nourrit sur la feuille en causant la mort des feuilles et une défoliation avec des dommages localisés, notamment quand les pluies commencent. Les femelles déposent leurs œufs sous les feuilles, ce qui

donne naissance à des larves couvertes par des sécrétions gluantes et mousseuses. Elles sont lessivées par les grosses pluies puis font leur pupe dans le sol et complètent leur cycle de vie en un mois.

Les sections suivantes décrivent un protocole pour la production de matériel de plantation de qualité à l'usage des agronomes de terrain, des vulgarisateurs et des petits agriculteurs.

PROTOCOLE DE MULTIPLICATION DE SEMENCES D'IGNAME

- Sélectionner des tubercules-mères pour leur qualité et leur taille
- Couper les tubercules sélectionnés en fragments ou semenceaux, chacun avec une partie de peau marron.
- Avoir de bonnes pratiques au champ afin d'assurer une bonne croissance et un bon rendement
- Déterminer le poids optimal, en fonction de l'objectif de poids de tubercule mère à la récolte.
- Stocker les tubercules mère dans de bonnes conditions afin de limiter les pertes de poids et leur potentiel de régénération.

Une semence d'igname (tubercule) doit peser de 150-400g avec une préférence pour des semences d'environ 200 g. La réponse différenciée des variétés individuelles rend le poids de semence optimal difficile à déterminer. En pratique, la tailles des semences d'igname est distribuée selon une loi normale mais avec une surreprésentation de semences de petite taille. Cette taille de semences est recommandée notamment lorsque l'objectif est de produire des tubercules de 2 kg ou plus.

CRITERES POUR LA PRODUCTION AU CHAMP ET LE STOCKAGE

La préparation de la production au champ et du stockage nécessite :

- Des terres pour la production ;
- Des outils de pépiniériste tels que bêche, machette, couteaux, arrosoir et gants ;
- Une source d'eau pour la pépinière (puits, rivière ou source) ;
- Des produits phytosanitaires (à utiliser pour traiter les surfaces coupées des fragments) ;
- Un hangar pour stocker les semenceaux et les tubercules-mères ;
- Du matériel de bureau et des registres ;
- Des sacs, paniers et contenants en plastique pour l'emballage ;
- Des filets pour immerger les semenceaux ;
- Des tables pour couper les semenceaux.

SERRE ET LABORATOIRE

Il n'est pas nécessaire que les agriculteurs aient des serres. Des paniers et des sacs de polythène sont nécessaires pour la production de mini-fragments à partir des tubercules avant qu'ils soient repiqués au champ.

Toutefois la production de semences d'igname à partir de vitroplants est une autre option. Les vitroplants d'igname doivent être acclimatés avant d'être plantés dans des pots de terre en pépinière ou au champ.

Les 16 étapes suivantes sont recommandées pour la production de semences d'ignames à partir de vitroplants importés.

1. Réunir 2 seaux, des ciseaux, un stylo-marqueur, des étiquettes, des sacs plastiques, du ruban adhésif, un asperseur manuel, de l'eau propre, de l'engrais NPK, de la corde, un petit bâton plat en bois, des bouteilles, des disques de tourbe compressée ou de tourbe de coco stérilisée à 121°C pendant une heure, laissés à refroidir et mis dans des sachets plastiques de pépinière d'une taille d'environ 9 x 4 x 5 cm.
2. Tremper la tourbe compressée dans un seau d'eau pendant environ 1 heure.
3. Enlever les disques de tourbe de l'eau lorsqu'ils ont atteint leur volume final.
4. Percer chaque disque avec un bâton ou la pointe d'un marqueur.
5. Ecrire une étiquette pour chaque plante indiquant le génotype, le numéro et la date de repiquage.
6. Enlever le couvercle du tube de culture du vitroplant.
7. Utiliser le bâton court et plat afin de dégager délicatement le médium de culture du vitroplant de son emballage en s'assurant de n'abîmer ni les racines ni la tige.
8. Tenir le tube de culture de la main droite (avec l'ouverture vers le bas) et tapoter doucement le bas du tube jusqu'à ce que le vitroplant soit à moitié sorti du tube.
9. Lorsque le vitroplant est sorti de son tube, ne pas le tenir par la tige car cela accroît les chances de détacher tout le système racinaire de la tige. Poser le vitroplant sur votre main. Afin d'enlever le substrat de culture attaché au système racinaire, placer doucement la main dans le second seau d'eau et agiter doucement.
10. Placer le vitroplant dans le trou du disque de tourbe et presser doucement la partie haute afin de refermer le trou. Ajouter l'étiquette et placer la plante dans une chambre humide.
11. Asperger généreusement la chambre humide avec de l'eau puis fermer la partie haute en fermant la feuille de plastique avec de la corde et en le sécurisant avec du ruban adhésif.
12. 10 à 14 jours après repiquage, faire 3 trous large de 1 cm, de chaque côté de la chambre humide avec la pointe d'un stylo.
13. Deux ou trois jours plus tard, réduire l'humidité dans la chambre en coupant une ouverture (une fenêtre en demi-cercle d'un diamètre de 14 cm) sur la partie basse de la chambre. Remplir la bouteille d'eau avec de l'eau propre et ajouter 6 à 8 grains d'engrais NPK pour qu'il se dissolve. Arroser la plante avec cette solution. Une quantité d'eau suffisante doit être donnée

- mais sans excès. Asperger la chambre pour maintenir l'humidité. Vérifier les plantes tous les jours et arroser si nécessaire.
14. Deux jours après avoir coupé la première fenêtre, couper une deuxième fenêtre à l'opposé de la première. La chambre humide est alors proche des conditions ambiantes. Vérifier et arroser tous les jours.
 15. 21 à 24 jours après repiquage, les plantes devraient avoir formé de nouvelles feuilles et des racines. Les plantes peuvent rester dans la chambre pour 2-3 semaines de plus et ensuite être repiquées directement sur un lit de semence avec un écartement de 25 x 25 cm, ou dans des sacs de polythène remplis avec de la terre. Si le filet extérieur des disques n'est pas biodégradable, il faut le retirer juste avant plantation.
 16. Après repiquage sur le lit de semences, dans les pots ou les sacs, toutes les pratiques agronomiques telles que le désherbage et le piquetage doivent être réalisées. 6 à 8 mois après plantation, les plantes meurent et les tubercules peuvent être récoltés. En fonction de l'établissement de la plante des tubercules de 5 à 250 g seront obtenus (Ng, 2002).

PRATIQUES AGRONOMIQUES

Il est recommandé d'utiliser des parcelles fertiles avec une rotation satisfaisante. L'utilisation d'une légumineuse, de type *Mucuna* sp., utilisée communément en Afrique, à la suite d'une culture à racine permet généralement d'atteindre ce résultat.

TUBERCULES MERE

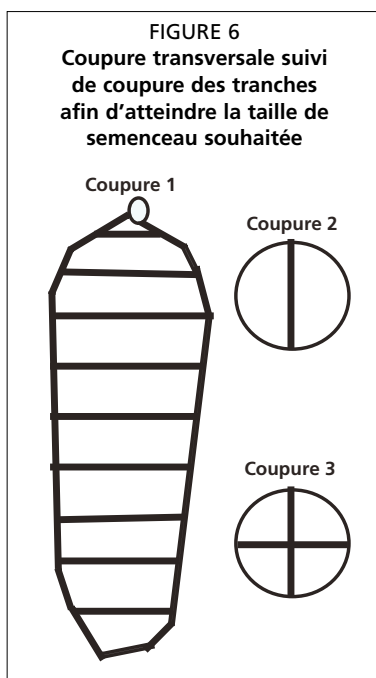
Les tubercules mère sont les tubercules à partir desquels sont découpés les mini-fragments. La sélection des meilleurs tubercules mère est l'étape la plus critique de la technologie des mini-fragments. Les tubercules mère devraient :

- Peser entre 500 et 1000 g ; les tubercules plus gros sont moins capables de produire des germes, donc les mini-fragments issus de tubercules plus gros germent tardivement à cause de leur faible activité méristématique.
- Avoir un diamètre qui permet que peu de cortex ou de chair accompagne les mini-fragments - des tubercules-mère de 8-12 cm sont préférables.

D'un autre côté, les tubercules mère ne devraient pas :

- Venir de tubercules issus d'une récolte précoce ou double récolte ; ces tubercules ne sont pas physiologiquement matures et donnent de mauvaises performances en terme de germination et de pourcentages de mini-fragments qui ne germent pas et pourrissent ;
- Être dormants ; des bourgeons ou germes actifs doivent être observés sur des parties du tubercule-mère, et devraient se manifester 2 à 4 mois après récolte, en fonction de la variété et des conditions de stockage.
- Être desséchés ou rabougris
- Présenter des symptômes de pourriture molle ou sèche

- Présenter des symptômes de nuisibles liés au stockage tels que des points blancs cotonneux produits par les insectes suceurs de sève.



Coupage des tubercules mère en mini-fragments

Le tubercule mère est coupé en tranches cylindriques transversales en utilisant un couteau de cuisine aiguisé (Figure 6). Chaque tranche est posée à plat et coupée en 2, 3 ou 4 morceaux en fonction du diamètre de la tranche afin d'obtenir les poids et tailles désirés.

Les mini-fragments pèsent généralement entre 25 et 50 g mais une mortalité élevée a conduit certains praticiens à préférer des tailles plus importantes. Des fragments de 100-150 g ont été testés pour différentes variétés afin d'atteindre le poids de semence d'igname recherché.

Chaque espèce réagit différemment à la technique des mini-fragments. *Dioscorea alata* se comporte bien avec des petits fragments de moins de 50 g mais *D. rotundata* se comporte mieux avec des fragments de 40-100 g. Toutefois, il y a également des différences variétales. Par exemple, 15 clones de *D. rotundata* ont

donné un taux de multiplication moyen de 1:5,5 alors que 15 clones de *D. alata* ont eu un taux de multiplication de 1:12,9 (Okonkwo *et al.*, 2004).

D'un point de vue général, les essais de chaque variété devraient comprendre le test d'une gamme de fragments pesant entre 25 et 100 g afin de comprendre l'interaction entre la variété et les conditions environnementales de culture. Le déterminant le plus important de la taille des mini-fragments est la distribution des semences d'ignames. Par exemple, s'il est établi qu'une taille de 200 g est la taille maximale pour une bonne semence d'igname pour la production de tubercules, il est nécessaire d'étudier le nombre de semences d'igname de ce poids qui résulte des conditions de production de semences. En d'autres termes, il ne s'agit pas seulement du nombre total de semences ou du poids total de semences. L'objectif de toute entreprise de production de semences d'igname devrait plutôt être une gestion de la production de semences permettant de produire le maximum de semences de 200 g.

INFRASTRUCTURES, EQUIPEMENTS ET ETAPES APPROPRIÉES POUR LA GESTION DES MINI-FRAGMENTS

Le traitement des mini-fragments nécessite des équipements et infrastructures spécifiques :

- Des gants, des paniers en plastique, des filets plastiques, un récipient pour la solution, un tissu plastique sur lequel les mini-fragments traités seront positionnés pour sécher à l'air ;
- Des produits chimiques homologués, des fongicides, des insecticides et nématicides aux normes ou un mélange de ces produits selon le ratio recommandé pour le traitement de mini-fragments d'igname, selon les protocoles approuvés ;
- Des cendres de bois, à utiliser seule ou en combinaison avec un produit chimique par certains agriculteurs pour permettre un séchage rapide des surfaces coupées.

Etapes pour le traitement des mini-fragments

- Préparation d'une solution ou d'une suspension de produits chimiques dans laquelle les mini-fragments seront trempés ;
- Mettre un premier lot de mini-fragments dans le panier et les laisser tremper dans la solution ou la suspension pour 1 à 3 minutes.
- Etaler les mini-fragments traités sur le tissu en plastique pour permettre aux surfaces coupées de sécher à l'air pendant au moins deux heures sans les exposer aux rayons directs du soleil, ou bien, les laisser sécher toute la nuit (Photo 28 et 29).

L'efficacité de l'utilisation seule ou en mélange de cendre de bois, de poudre de feuilles de neem ou d'un fongicide avec des insecticides reste à déterminer ainsi que les résidus possibles dans le sol, la plante et les tubercules produits. Leur persistance en fonction de l'environnement de production nécessiterait un examen approfondi de façon à garantir leur utilisation à grande échelle.

Pré-germination

La pré-germination des mini-fragments permet d'utiliser les meilleures plantes et ainsi obtenir une meilleure densité de plantes au champ par rapport à une plantation directe. Cette pré-germination doit être réalisée dans du terreau ou de la



AKORODA, 2007.

Photo 28
Fragments fraîchement coupés.



AKORODA, 2007.

Photo 29
Les surfaces coupées sont recouvertes de cendres ou trempées dans un mélange de pesticides pour limiter le pourrissement. Noter que chaque fragment a une partie de peau extérieure qui produira un germe.

sciure de bois, dans des paniers ou des sacs de polythène transparents perforés et d'une épaisseur adéquate.

Le point-clé dans la pré-germination est de mettre en place des conditions favorables qui encouragent la germination : une température et une humidité relative élevée.

Quand des sacs de polythènes sont utilisés, les germes apparaissent en deux à quatre semaines en fonction de la variété, de la taille du mini-fragment et du régime en eau et température qui prévaut dans le bâtiment où les mini-fragments sont laissés à pré-germer. Les avantages de la pré-germination en sacs de polythène sont la vision aisée du développement des germes et l'utilisation d'un matériel portable qui occupe peu d'espace. De plus, la sciure de bois ne sèche pas dans les sacs de polythène ce qui élimine le besoin d'arrosages fréquents.

Repiquage

Les coûts de production sont limités si toutes les plantes survivent jusqu'à la récolte. Il est donc d'abord nécessaire de sélectionner les mini-fragments bien germés de la pépinière, du panier ou du sac de polythène et de laisser les autres afin qu'ils aient plus de temps pour se développer.

La plantation directe de fragments traités avec des produits phytosanitaires pour contrôler la pourriture et les ravageurs est l'idéal. L'expérience montre que la survie des mini-fragments est améliorée par l'utilisation des meilleurs mini-fragments et s'ils sont plantés au champ dans les 90 jours.

Il est recommandé d'adopter les pratiques agronomiques suivantes afin d'obtenir de bons rendements en semences d'igname :

- Une planification des dates de réalisation des interventions aux champs ;
- L'utilisation d'engrais et de matière organique pour la fertilisation et également surveiller les prix du marché des semences d'igname et des engrais
- Sélectionner le tubercule-mère en fonction de son niveau sanitaire et de la variété ;
- Tuteurer la plante précocement - quand la plante a atteint les 1 m ;
- Récolter seulement après la senescence complète de la plante ;
- Protéger les semences des rongeurs, des intrus et des voleurs ;
- Faire des visites fréquentes pour vérifier des changements ou dangers posés par les ravageurs ou les variations climatiques comme la pluie et le soleil ;

Les rotations culturales, l'utilisation de matière organique et d'engrais pour enrichir le sol font partie des bonnes pratiques agronomiques. Les champs utilisés pour la production de semences d'igname doivent être fertiles. Il est recommandé d'effectuer des rotations pour éviter la monoculture. Il est conseillé d'inclure

une légumineuse après une culture à tubercule. L'utilisation de *Mucuna* sp. est répandue au Bénin, au Nigeria, au Togo en Afrique de l'Ouest.

TUTEURAGE ET TAILLE DES LIANES (FIGURE 7)

Il peut être nécessaire de tuteurer et de tailler dans les zones de savane. Des bambous et des liens pour attacher les lianes au tuteur sont généralement utilisés. Les tuteurs doivent faire une hauteur de 1-1,5 m en fonction de l'écologie et de la disponibilité en tuteurs. Dans les zones de forêt, les bambous sont généralement considérés comme suffisants.

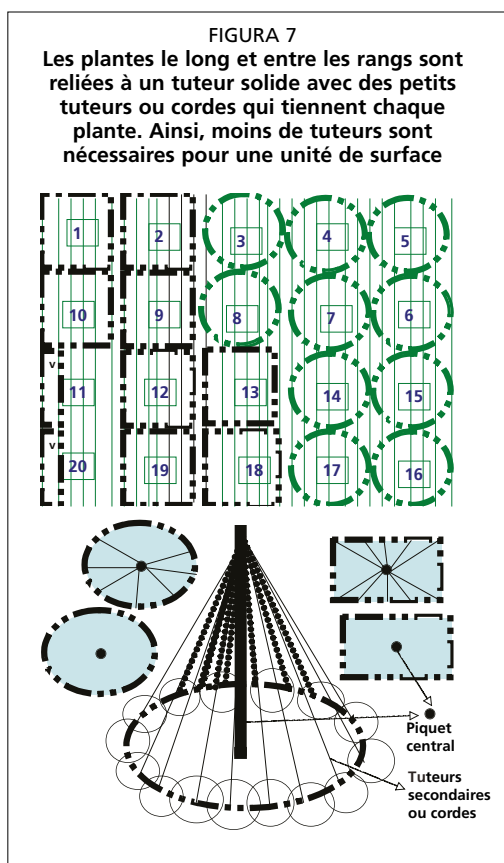
Le tuteurage au champ est réalisé de façon à minimiser le nombre de tuteurs, ce qui réduit les coûts en travail et matériel. Les semences d'igname arrivent à maturité après 5 à 8 mois, en fonction de la variété, du sol, du tuteurage, de la quantité de précipitations et leur répartition et du délai entre le repiquage et le début de la saison.

SUIVI DU CHAMP SEMENCIER

Au stade de la production au champ, les champs sont inspectés pour détecter la présence de maladies foliaires comme les virus, l'antracnose et la brûlure. La période de croissance de 5 à 8 mois requière 3 inspections : 1 mois et 5 mois après le repiquage et à la récolte. Les tubercules récoltés sont vérifiés pour les symptômes de nématodes. Aucun tubercule infecté ne devrait être stocké dans la mesure où ils se détériorent durant le stockage et peuvent infecter d'autres tubercules sains. Tout tubercule infecté identifié durant le stockage doit être éliminé.

METHODE D'INSPECTION

Il est supposé qu'un organisme gouvernemental ou une association/organisation de producteurs de semences est désigné par la loi pour inspecter et contrôler les semences. Il est également possible de former au niveau des collectivités territoriales des organisations publiques ou privées permettant aux producteurs de semences d'atteindre des standards plus élevés.



Un mois après repiquage

Après plantation, certains fragments de tubercules ne germent pas et ne produisent pas de jeune plante. Le nombre de plantes manquantes devrait être vérifié 1 mois après repiquage afin d'estimer le nombre maximum de plantes qui arriveront à maturité à la date de récolte prévue. Toute plante ajoutée introduira des plantes qui arriveront à maturité plus tard. A ce stade, 1 pourcent des plantes devraient être inspecté pour le niveau de symptômes de virus et pour le pourcentage d'autres variétés sur la parcelle. Toutes les plantes malades doivent être arrachées, enlevées et remplacées par une plante bien développée issue de la pépinière. Après un mois de plantation, aucune nouvelle plante issue de la pépinière ne doit être ajoutée.

3 mois après repiquage

Lorsque les tubercules commencent à se développer, les rongeurs commencent à attaquer. Il est nécessaire de rechercher des méthodes afin de réduire et éviter leur accès à la culture, tel que l'utilisation de filets, de pièges ou d'appâts chimiques. Les méthodes qui permettent la réutilisation de matériel de saison en saison sont les plus efficaces et économiques.

5-6 mois après repiquage/récolte

Poser les tubercules prêts pour le stockage sur une bâche posée sur le sol et les examiner pour des signes de défauts de la peau, d'égratignures, de coupures, de pourriture, de renflement de la peau ou de coupures profondes remplies de terre. Cette inspection des tubercules a pour objectif la recherche de signes de pourriture d'origine fongique ou bactérienne, de trous d'insectes ou de germination.

RECOLTE

Les conditions du sol influencent la facilité de récolte. Des piquets de bois ou de métal et des bêches sont utilisés afin de sortir les semences d'igname des billons ou butes sur lesquels ont été plantés les mini-fragments.

Estimation du taux de multiplication

Un fragment présente un taux de multiplication de 2 à 12. Toutefois, ce taux est habituellement de 5, bien que cela dépende de la gestion des opérations, de la saison, de la variété, de la fertilité du sol et du moment dans la saison où les mini-fragments se sont établis après plantation.

Traitement post-récolte

Il est important que les semences d'igname se présentent de la meilleure façon pour le stockage, l'emballage et la vente :

- Eliminer la terre des semences afin qu'elles puissent être aisément évaluées pour leur taille et l'état de la peau ;
- Tremper les semences d'igname dans un insecticide avant stockage, mais pas avant la vente ;

- Mettre les semences dans un panier ou un filet et les attacher au hangar en utilisant une corde ;
- Faire des inspections périodiques dans le hangar, et éliminer les germes sur les tubercules ;
- Pour le transport, mettre tous les semences dans un panier, dans des sacs ou des emballages en plastique afin de minimiser les blessures de la peau et les dommages sur les germes ainsi que pour protéger contre la chaleur, l'humidité et les nuisibles.

STOCKAGE

Les tubercules d'igname destinés aux semences sont stockés de la même manière que les tubercules destinés à la vente. Des arbres en rang reliés par des barres transversales en bambou peuvent être utilisés. Les filets contenant les semences d'igname sont suspendus sur les barres en bambou. L'aération à l'ombre des arbres permet de conserver une humidité relative élevée. L'ombre permet également de développer des gradients évaporatifs faibles. Ces aires de stockage peuvent être de tailles variables, mais l'unité classique est de 10 m x 10 m, et peuvent être multipliées en fonction de la quantité de semences à stocker et de l'espacement des arbres.

PROTOCOLE DU PROGRAMME DE MULTIPLICATION

Sélection des tubercules mère

Ces tubercules sont coupés en petits fragments, chacun avec une portion de peau marron. Le poids optimal dépend de l'objectif de poids des semenceaux d'igname à la récolte.

Taux de multiplication

Les taux de multiplication varient, mais avec de bonnes pratiques agronomiques, ils s'élèvent environ à 1:10. Plus les fragments sont petits, plus le taux de multiplication est haut. Normalement, les micro-fragments ou mini-fragments sont petits (5 à 50 g). Des mini-fragments plus gros (50-150 g ou plus) sont également utilisés, car ils présenteront moins de dommages et de pertes au moment de la germination en pépinière, dans les paniers ou en sacs polythène. Les mini-fragments plus gros permettent également une production de semences d'igname d'un poids se situant dans la fourchette idéale de 150-250 g. Toutefois l'augmentation du poids des mini-fragments nuit au taux de multiplication.

Il y a une variabilité énorme dans la taille des semences d'igname. De la culture *in vitro* à la taille finale du matériel de plantation attendu, les poids peuvent varier de 5 à 250 g.

NORMES DE QUALITE DECLAREE

Les autorités locales peuvent définir des normes minimales en s'appuyant sur celles définies plus bas. Ces normes peuvent servir de base pour améliorer la

qualité des semences des producteurs locaux tout en restant réalistes et réalisables (Tableau 26).

- Taille des semences : 200 g mais pas plus de 250 g.
- Emballer les semences d'igname par 25 kg.
- Produire des semences à partir de la même variété et utiliser des semenceaux d'une taille uniforme de 25-50 g.
- Stocker seulement des semences saines.
- Inspecter les champs pour les maladies et la pureté variétale.
- Inspecter les tubercules récoltés pour leur état sanitaire et la taille des semences.
- Se fixer une pureté variétale minimale de 98 pour cent, à indiquer sur l'étiquette.
- Fixer l'état physiologique et physique à 100 pour cent de viabilité au moment de l'étiquetage.
- Fournir les résultats des inspections au champ en termes de pourcentage de plantes sur l'échantillon compté et étudié.
- Ajouter d'autres normes en fonction des nécessités identifiées par l'autorité locale et en fonction des maladies et ravageurs présents localement.
- Autoriser au maximum une tolérance de 10 pour cent pour la plupart des variables mais une tolérance moindre est préférable.
- S'assurer que les seuils de tolérances utilisés sont plus stricts que ceux observés pour les semences communes, c'est-à-dire le matériel de plantation commercial non issu d'un programme contrôlé de type semences de qualité déclarée.

TABLEAU 26

Résumé des normes

Poids de la semence d'igname	200 g
Pureté variétale	98 %
Viabilité	100 %
Tolérance pour tous les maladies et ravageurs	10 %

Références

- 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*.
- Aighewi, 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 rapida 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.
- Kuruville, 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 myriophyllum* 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 Wiley 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.
- Revill, 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.

Annexe 1

Liste des principaux contributeur

Cultures	Principaux contributeurs	Organisation
Racines et tubercules andins: Oca (<i>Oxalis tuberosa</i>) Ulluco (<i>Ullucus tuberosus</i>) Mashua (<i>Tropaeolum tuberosum</i>)	Carlos Arbizu	CIP Lima, Pérou
Banane, plantains et autres Musaceae (<i>Musa</i> spp.)	Thierry Lescot Charles Staver	CIRAD Montpellier, France Bioversity International Montpellier, France
Manioc (<i>Manihot esculenta</i>)	Hernán Ceballos Fernando Calle	CIAT Cali, Colombie
Chou caraïbe (<i>Xanthosoma sagittifolium</i>)	Juan Pérez Ponce	Vitrobio Valencia S.L. Valence, Espagne
Ail (<i>Allium sativum</i>)	Alejandrina Robledo Víctor M. Villalobos	SAGARPA Mexique
Pomme de terre du Soudan (<i>Solenostemon rotundifolius</i>)	Elizabeth Acheampong	University of Ghana Accra, Ghana
Konjac (<i>Amorphophallus konjac</i>)	Sivasubramanian Edison	Central Tuber Crops Research Institute Trivandrum, Inde
Pomme de terre (<i>Solanum tuberosum</i>)	Ian Barker Enrique Chujoy	CIP Lima, Pérou
Patate douce (<i>Ipomoea batatas</i>)	Robert Mwanga Segundo Fuentes	National Agricultural Research Organization Namulonge, Ouganda CIP Lima, Pérou
Taro (<i>Colocasia esculenta</i>)	Mary Taylor	Secrétariat de la Communauté du Pacifique Suva, Fiji
Igname (<i>Dioscorea</i> sp.)	Malachy Akoroda	University of Ibadan Ibadan, Nigeria

Annexe 2

Glossaire

Méristème apical

Région à l'extrémité de chaque tige et racine d'une plante dans laquelle a lieu une multiplication continue de cellules afin de produire de nouveaux tissus pour la tige et la racine, respectivement.

Multiplication asexuée

Reproduction végétative (par exemple par bulbes ou racines) qui n'implique pas la formation ou l'union de gamètes de différents sexes.

Bourgeon axillaire (= bourgeon latéral)

Un bourgeon qui se trouve à l'aisselle des feuilles.

Bractée

Une feuille modifiée qui soutient les fleurs ou inflorescences et se présente comme un pétale.

Contusion

Domage interne des tissus de la plante ou du fruit, qui apparaît sous la forme d'une zone molle et décolorée sur une surface non endommagée et causé par un impact ou une pression.

Bourgeon

Une région de tissu méristématique ayant le potentiel de se transformer en feuille, tige, fleur ou une combinaison de ces organes, généralement protégée par des feuilles modifiées.

Bulbe

Tige souterraine courte modifiée qui possède un ou plusieurs bourgeons enfermés dans des feuilles ou bractées modifiées charnues qui fournissent de l'énergie aux bourgeons lorsqu'ils commencent à se développer.

Bulbille

Un petit bulbe (ou tubercule), pouvant se séparer, formé à l'aisselle d'une feuille qui peut permettre une multiplication végétative de la plante.

Cal

Masses de cellules différenciées et indifférenciées en division active qui se développent souvent à partir d'une blessure ou, en culture *in vitro*, en présence de régulateurs de croissance

Culture de cal

Une technique de culture *in vitro*, habituellement utilisée avec un substrat solide. Elle commence par l'inoculation de petits explants.

Centre d'origine

Localisation géographique d'où une ou plusieurs espèces de plantes sont originaires.

Multiplication clonale

Multiplication asexuée de plusieurs nouvelles plantes (plantes fille) à partir d'un individu (plante mère) qui ont toutes le même génotype.

Gousse

Petits bulbes (comme dans l'ail) qui se développent à l'aisselle des bractées d'un bulbe plus gros.

Corne (bulbe)

Tige en forme de bulbe qui, à l'inverse d'un vrai bulbe, est solide et émet une racine lorsque la nouvelle saison commence.

Corne (bulbe) secondaire

Une petite corne qui se développe à partir d'une corne mature.

Cultivar

Ensemble de plantes ayant été sélectionné pour un caractère particulier ou une combinaison de caractères. Il est clairement distinct, homogène et stable en ce qui concerne ses caractéristiques et, lorsqu'il est multiplié selon les moyens appropriés, ses caractéristiques sont maintenues (Code international de nomenclature des plantes cultivées, 2004, art 2.2).

Bouture

Partie de plante, telle qu'une portion de feuille, tige, racine, ou bourgeon, qui, lorsque retirée de la plante et soumise aux traitements appropriés, peut se régénérer en une plante complète.

Indemne de maladie

Plante ou animal certifiée à partir de tests spécifiques comme étant indemne de certaines maladies. Devrait être interprété comme « indemne de toute maladie connue » car de « nouvelles » maladies non découvertes pourraient être présentes.

Indexation pour les maladies

Test d'organismes pour la présence de pathogènes connus selon des procédures d'analyse standardisées.

Résistance aux maladies

Capacité déterminée génétiquement d'empêcher la reproduction d'un pathogène et donc de rester sain.

Désinfection

Tentative d'élimination par des moyens chimiques de micro-organismes internes (particulièrement des pathogènes) d'une culture ou d'un échantillon.

Dormance

Période de la vie d'un animal ou d'une plante durant laquelle la croissance et/ou le développement se ralentissent ou s'arrêtent complètement.

ELISA

Acronyme pour Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay, un test qui repose sur une réaction de conversion enzymatique, qui permet de détecter la présence de substances spécifiques (telles que des enzymes ou des virus).

Explant

Portion de plante prélevée de façon aseptique et préparée pour la culture dans un substrat d'éléments nutritifs.

FOC

Fusarium oxysporum f. sp. *cubense* (en référence à la banane)

Endurcissement

Processus qui conditionne la plante pour survivre après repiquage à l'extérieur.

Fanes

Tiges de haricots, pois ou pomme de terre, restant après récolte.

In vitro

Hors de l'organisme ou dans un environnement artificiel. Utilisé par exemple pour la culture de tissus ou d'organes dans des récipients en plastique ou en verre.

Inoculum

En culture *in vitro*, une petite partie de tissu coupée du cal, un explant d'un tissu ou d'un organe, ou une petite quantité de cellules issue d'une culture en suspension, transférée dans un nouveau substrat pour continuer sa croissance.

Méristème

Tissu d'une plante non différencié mais déterminé dans lequel les cellules sont capables de se diviser activement et de se différencier en tissus spécialisés tels que des tiges ou des racines.

Culture de méristème

Culture *in vitro* contenant des tissus issus du dôme méristématique sans ébauche de feuille ou tissu de la tige. Ce terme peut également signifier la culture de régions meristémoidales des plantes.

Micropropagation

Multiplication miniaturisée *in vitro* et/ou régénération de matériel de plantation en conditions environnementales contrôlées et aseptiques.

Microtubercule

Tubercule miniature, produit en culture *in vitro*, qui peut se régénérer directement en une plante présentant des tubercules.

Minitubercule

Petits tubercules (5-15 mm de diamètre) formés sur des cultures de tiges ou de boutures de cultures à tubercules comme la pomme de terre.

Plante mère

La plante à partir de laquelle un clone ou une propagule est obtenu, également un tubercule mère chez l'igname.

Sélection négative

Élimination des individus possédant un caractère donné. *Opposé* : sélection positive.

Nœud

Structures légèrement renflées sur la tige, où les feuilles et les bourgeons émergent et où les branches se développent. Les tiges ont des nœuds mais pas les racines.

Hors-type

Non conforme au phénotype de la race ou de la variété.

Indemne de pathogène

Non contaminé par des pathogènes.

PIBS

Acronyme pour Plants issus de bourgeons secondaires.

Moëlle

Partie centrale molle de la tige d'une plante à l'intérieur du cylindre vasculaire.

Vitroplant

Petite plante avec des racines régénérée par culture *in vitro* grâce à l'embryogénèse ou l'organogénèse. Les vitroplants peuvent normalement donner des plantes normales après repiquage dans la terre ou sur un autre substrat.

Sélection positive

(Voir sélection négative)

Propagule

Toute partie d'une plante ou de l'organe d'une plante utilisée pour la multiplication.

Rajeunissement

Retour d'un stade adulte à un stade juvénile.

Epuration

Action d'identification et d'élimination des plantes inférieures, malades ou d'un type différent dans une culture.

Stolon

Tige latérale qui pousse horizontalement sur la surface du sol et donne naissance à de nouvelles plantes à partir des bourgeons axillaires ou terminaux.

Stipe

Similaire à une tige, il s'agit d'un emboîtement de gaines foliaires qui porte des fleurs.

Maladie issue des semences

Pathogène transmis par les semences.

Plants

Jeune plante, généralement obtenue par culture en pépinière pour le repiquage.

Reproductions sexuée

Processus par lequel deux gamètes fusionnent pour former un œuf (zygote).

Germe

Nouvelle croissance d'une plante.

Propágulo

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

Rejet

Tige qui pousse à partir d'une tige ou d'une racine souterraine.

Nématicide

Produit phytosanitaire utilisé pour le contrôle des nématodes.

Vecteur

Organisme, généralement un insecte, qui porte et transmet un pathogène.

Liane

Plante grimpante, qui se maintient en grimpant, s'enroulant ou en rampant à la surface.

Indexation pour les virus

Procédure pour déterminer la présence ou l'absence de virus dans un matériel de plantation.

Repousse

Plante poussant dans une culture qui vient d'un matériel végétal (par exemple un tubercule ou une semence) venant d'une culture précédente.

Flétrissement

Trouble de la plante marqué par une perte de turgescence des tissus conduisant à l'affaissement voire la sénescence. Peut-être causé par un stress hydrique et/ou une maladie.

Matériel de plantation de qualité déclarée

Protocoles et normes pour les cultures à multiplication végétative

Cette publication présente une série de protocoles et de normes pour la production de matériel de plantation de qualité pour les principales cultures à multiplication végétative : l'ail, la banane, le plantain et autres musacées, la capucine tubéreuse, le chou caraïbe, l'igname, le konjac, le manioc, l'oca, la patate douce, la pomme de terre, la pomme de terre du Soudan, le taro et l'ulluco. Ce manuel, préparé par la FAO, en collaboration avec le Centre international de la pomme de terre et une équipe d'experts internationaux, suit les principes et l'approche du système des semences de qualité déclarée de la FAO.

Les cultures à multiplication végétative contribuent de manière significative à l'agriculture et au secteur agro-alimentaire de nombreux pays et régions en développement ainsi qu'à leur sécurité alimentaire. Le développement actuel de technologies avancées de multiplication, en particulier la micropropagation, représente une opportunité pour la production de matériel de plantation exempt de maladies pour ces cultures. Toutefois, malgré leur potentiel, ces méthodes sont peu prises en compte dans les systèmes formels de réglementation de la qualité des semences. Ces protocoles et normes ont donc été développés afin de servir d'outils pratiques et utiles pour les producteurs de semences et techniciens agissant au niveau communautaire, ainsi que pour les services semenciers nationaux et la recherche agricole dans les pays en développement. Une meilleure qualité du matériel de plantation contribuera de manière significative à une amélioration de la production et de la productivité de l'agriculture ainsi qu'à la sécurité alimentaire mondiale.

