

anses

agence nationale de sécurité sanitaire
alimentation, environnement, travail



Connaître, évaluer, protéger

Risques d'introduction d'organismes nuisibles via des vitroplants de patate douce (*Ipomoea batatas*) et d'igname (*Dioscorea sp.*)

Rapport d'appui scientifique et technique

Mars 2017

Édition scientifique

anses

agence nationale de sécurité sanitaire
alimentation, environnement, travail



Connaître, évaluer, protéger

Risques d'introduction
d'organismes nuisibles
via des vitroplants
de patate douce
(*Ipomoea batatas*)
et d'igname (*Dioscorea sp.*)

Rapport d'appui scientifique et technique

Mars 2017

Édition scientifique

**Demande d'appui scientifique et technique sur les risques
d'introduction d'organismes nuisibles
via des vitroplants de patate douce (*Ipomoea batatas*)
et d'igname (*Dioscorea sp.*)**

Demande « 2016-SA-0129 Patate douce-Igname »

RAPPORT

d'appui scientifique et technique

ÉTUDE

« Comité d'experts spécialisé Risques Biologiques pour la Santé des Végétaux »

Mars 2017

Mots clés

Vitroplants, Boutures, Bioagresseurs, Risque d'introduction, Guadeloupe, Martinique, Guyane, Mayotte, La Réunion

Plantlets, Cuttings, Pest, Risk of introduction, Guadeloupe, Martinique, French Guiana, Mayotte, Reunion

Présentation des intervenants

PRÉAMBULE : Les experts externes, membres de comités d'experts spécialisés, de groupes de travail ou désignés rapporteurs sont tous nommés à titre personnel, *intuitu personae*, et ne représentent pas leur organisme d'appartenance.

Président

Stéphan STEYER, CRA Gembloux, Virologue, Belgique

Membres

Denis FILLOUX, CIRAD, Virologue, Montpellier

Bruno HOSTACHY, ANSES, Phytopathologiste, La Réunion

Marie UMBER, INRA, Virologue, Responsable collection igname, Guadeloupe

Philippe VERNIER, CIRAD, Agronome, Montpellier

Thierry WETZEL, DLR, Virologue, Allemagne

COMITÉ D'EXPERTS SPÉCIALISÉ

-
- CES Risques Biologiques pour la Santé des Végétaux

Président

M. Philippe REIGNAULT – Professeur des universités, Université du Littoral Côte d'Opale, Unité de Chimie Environnementale et Interactions sur le Vivant

Membres

Mme. Marie-Hélène BALESSENT – Chargée de recherche, INRA de Versailles-Grignon, UMR BIOlogie et GEstion des Risques en agriculture

M. Philippe CASTAGNONE – Directeur de recherche, INRA PACA, Institut Sophia Agrobiotech

M. Bruno CHAUVEL – Directeur de recherche, INRA de Dijon, UMR Agroécologie

M. Nicolas DESNEUX – Chargé de recherche, INRA PACA, Institut Sophia Agrobiotech

Mme Marie-Laure DESPREZ-LOUSTAU – Directrice de recherche, INRA de Bordeaux, UMR Biodiversité, Gènes & Communautés

M. Abraham ESCOBAR-GUTIERREZ – Chargé de recherche, INRA de Lusignan, UR Pluridisciplinaire Prairies et Plantes Fourragères

M. Laurent GENTZBITTEL – Professeur des universités, École Nationale Supérieure Agronomique de Toulouse, Laboratoire Écologie Fonctionnelle et Environnement

M. Hervé JACTEL – Directeur de recherche, INRA de Bordeaux, UMR Biodiversité, Gènes & Communautés

M. Thomas LE BOURGEOIS – Directeur de recherche, CIRAD, UMR botAnique et bioInforMatique de l'Architecture des Plantes

M. Xavier NESME – Ingénieur de recherche, INRA, UMR 5557 Écologie microbienne

M. Pierre SILVIE – Chargé de recherche, IRD mis à disposition du CIRAD, UR AïDA

M. Stéphan STEYER – Attaché scientifique, Centre wallon de Recherches Agronomiques, Département Sciences du Vivant, Unité Biologie des nuisibles et biovigilance

M. Frédéric SUFFERT – Ingénieur de recherche, INRA de Versailles-Grignon, UMR BIOlogie et GEstion des Risques en agriculture

Mme Valérie VERDIER – Directrice de recherche, IRD, UMR Résistance des Plantes aux Bioagresseurs

M. Éric VERDIN – Ingénieur de recherche, INRA, Unité de pathologie végétale d'Avignon

M. François VERHEGGEN – Enseignant-chercheur, Université de Liège - Faculté de Gembloux Agro-Bio Tech, Unité Entomologie fonctionnelle et évolutive

M. Thierry WETZEL – Directeur du laboratoire de Virologie Végétale, Dienstleistungszentrum Ländlicher Raum Rheinpfalz (DLR), Institut für Phytomedizin (Institute of Plant Protection)

PARTICIPATION ANSES

Coordination scientifique

M. Xavier TASSUS – Coordinateur scientifique – Unité Expertise Risques Biologiques pour la Santé des Végétaux – Anses

SOMMAIRE

1	Contexte, objet et modalités de traitement de la demande	9
1.1	Contexte.....	9
1.2	Objet de la demande	9
2	Éléments de contexte.....	10
2.1	La culture de la patate douce et de l'igname dans le monde	10
2.2	La production de patate douce et d'igname dans les DROM	12
2.3	Réglementation	17
2.4	Organismes nuisibles les plus fréquents et leurs incidences dans les DROM	19
3	Système semencier - Méthode de production de plants	29
3.1	Importance de la qualité sanitaire du matériel candidat à la multiplication.....	29
3.2	Nature du matériel candidat à la multiplication et vérification de l'état phytosanitaire.....	30
3.3	Production de vitroplants ou de boutures.....	31
3.4	Pépinière de sevrage (à destination)	33
3.5	Contrôle phytosanitaire avant la fourniture du matériel aux producteurs	36
4	Conclusion	38
5	Bibliographie.....	40
5.1	Publications.....	40
5.2	Normes.....	41
5.3	Législation et réglementation.....	42
	ANNEXES	45
	Annexe 1 : Lettre de la demande.....	46
	Annexe 2 : Tableau complet des virus de la patate douce	48
	Annexe 3 : Tableau complet des virus de l'igname	51
	Annexe 4 : Amorces universelles begomovirus.....	58
	Annexe 5 : Suivi des actualisations du rapport.....	61

Sigles et abréviations

ARN : Acide Ribonucléique

ADN : Acide Désoxyribonucléique

CIP : Centre International de la Pomme de terre

CIRAD : Centre de coopération International en Recherche Agronomique pour le Développement

CRB : Centre de Ressources Biologiques

CIV : Culture *In Vitro*

DAAF : Direction de l'Alimentation, de l'Agriculture et de la Forêt

DGAL : Direction Générale de l'Alimentation

DROM : Département et Région d'Outre-Mer

ELISA : Enzyme Linked Immunosorbent Assay

FDGDON : Fédération Départementale des Groupements de Défense contre les Organismes Nuisibles

FREDON : Fédération Régionale de Défense contre les Organismes Nuisibles

IC-RT-PCR : Immunocapture Reverse Transcription Polymerase Chain Reaction

NGS : Next Generation Sequencing

ON : Organisme Nuisible

ONPV : Organisation Nationale de Protection des Végétaux

OVS : Organisme à Vocation sanitaire

PCR : Polymerase Chain Reaction

RT-PCR : Reverse Transcription Polymerase Chain Reaction

SAU : Surface Agricole Utile

SiRNA : Small Interferens Ribonucleic Acid

SPVD : Sweet Potato Virus Disease

UE : Union Européenne

VP : Vitroplant

Quelques définitions

Acclimatation : processus d'accoutumance des végétaux, comprenant le sevrage et le grossissement, permettant à terme leur viabilité lors de leur mise sur le marché puis leur mise en culture.

Établissement d'acclimatation : opérateur professionnel procédant au sevrage et au grossissement des vitro-plants.

Établissement producteur de vitroplants : tout organisme (opérateur professionnel, organisme de recherche incluant les centres de ressources biologiques (CRB), ...) producteur de vitroplants.

Igname : désigne un végétal appartenant au genre *Dioscorea* avec de nombreuses espèces cultivées parmi lesquelles : *D. alata*, *D. bulbifera*, *D. cayenensis*, *D. dumetorum*, *D. esculenta*, *D. japonica*, *D. opposita*, *D. rotundata* et *D. trifida*.

Lieu de production : au sens de la norme internationale pour les mesures phytosanitaires (NIMP N°5), désigne l'ensemble des sites de production liés au processus d'acclimatation comprenant les sites de sevrage et les sites de grossissement.

Patate douce : désigne un végétal appartenant au genre *Ipomoea* et principalement à l'espèce *I. batatas*.

Semenceau : terme, plus souvent utilisé pour l'igname, correspondant à une propagule sous forme d'un fragment de tubercule.

Sevrage : opérations permettant le passage des vitroplants du substrat axénique (en général gélosé) utilisé en vitroculture à un substrat horticole favorable à leur croissance et à la rhizogénèse hors des récipients fermés.

Site de grossissement : site où les plants sevrés issus de vitro-plants sont placés pour grossissement avant leur mise sur le marché.

Site de production : parcelle destinée à la production agricole.

Liste des figures

Figure 1 : Pourcentage d'exploitations cultivant la patate douce et moyenne de la superficie de ces productions dans les DROM	13
Figure 2 : Pourcentage d'exploitations cultivant l'igname et moyenne de la superficie de ces productions dans les DROM	14
Figure 3 : Pourcentage des superficies des différentes plantes à racines et à tubercules dans les DROM.....	14
Figure 4 : Étal de patates douces sur un marché en Guyane.....	16
Figure 5 : Évolution de la culture de l'igname en Guadeloupe (de 1971 à 2014) (FAO, 2017)	16
Figure 6 : Jaunissement et développement de petites feuilles.....	22
Figure 7 : Feuilles attaquées par la gale ou 'leaf scab' (<i>Elsinoe batatas</i>).	23
Figure 8 : Nécrose de l'apex et taches foliaires sur igname	27
Figure 9 : Greffage sur <i>I. setosa</i>	30
Figure 10 : Étape 1 du schéma de production de patate douce et/ou d'igname	31
Figure 11 : Schéma de multiplication des vitro-plants (patate douce et igname) après leur introduction dans les DROM	32
Figure 12 : Schéma de multiplication des boutures (patate douce et igname) après leur introduction dans les DROM	33

Liste des tableaux

Tableau 1 : Production (en 1000 t) et rendement des principaux pays producteurs de patate douce	11
Tableau 2 : Production (en 1000 t) et rendement des principaux pays producteurs d'igname	12
Tableau 3 : Superficie (en ha) des cultures de plantes à racines et tubercules dans les DROM (RGA, 2010).....	13
Tableau 4 : production et rendement dans les DROM. (FAO, 2017)	15
Tableau 5 : Liste (non exhaustive) des virus les plus importants susceptibles d'infecter la patate douce.....	20
Tableau 6 : Liste (non exhaustive) des phytoplasmes les plus importants susceptibles d'infecter la patate douce	22
Tableau 7 : Organismes nuisibles mis en évidence sur patate douce (Clinique des Plantes, La Réunion)	24
Tableau 8 : Liste des virus susceptibles d'infecter les ignames tropicales.....	26

1 Contexte, objet et modalités de traitement de la demande

1.1 Contexte

La Direction Générale de l'Alimentation (DGAL) a été interpellée par les Directions de l'Alimentation, de l'Agriculture et de la Forêt (DAAF) de Martinique et de Guadeloupe sur une demande de professionnels visant à l'introduction de vitroplants de patate douce et d'igname dont le développement est souhaité dans le cadre de la diversification des denrées végétales produites localement, notamment celles destinées à l'approvisionnement des consommateurs en légumes frais.

Pour garantir la qualité des cultures, notamment sanitaire, les filières de production souhaitent avoir accès à du matériel végétal issu de vitroplants.

1.2 Objet de la demande

Dans ce contexte, la DGAL demande à l'Anses d'évaluer le risque phytosanitaire lié à l'importation de vitroplants tant de patate douce que d'igname dans les différents départements d'outre-mer (Guadeloupe, Martinique, Guyane, Mayotte et La Réunion). Ce risque porte sur les organismes nuisibles (ON) réglementés, non réglementés ou nouvellement connus pouvant être attachés à ce type de matériel végétal.

Dans l'hypothèse où elle apparaîtrait favorable à l'importation, cette évaluation du risque comportera des recommandations portant, si nécessaire, sur :

- les conditions à la production et à l'importation des vitroplants, comprenant les techniques d'indexation des pieds-mères ;
- les protocoles à mettre en place permettant d'éviter la propagation d'ON dans les phases de sevrage et de grossissement chez les pépiniéristes ainsi que les mesures de surveillance et techniques associées à prévoir pour cette phase d'acclimatation ;
- la surveillance en plein champ si des risques spécifiques à l'utilisation des techniques de culture *in vitro* sont identifiées.

La possibilité d'introduire des boutures, mini-mottes, mini-tubercules, bulbilles, sera évoquée dans un paragraphe *ad hoc*, car ce rapport ne peut se limiter aux seuls vitroplants : en effet, pour diverses raisons (par ex. certains clones d'ignames ou de patate douce se cultivent difficilement *in vitro*), il est parfois nécessaire de recourir à l'utilisation de ces types de plants.

2 Éléments de contexte

2.1 La culture de la patate douce et de l'igname dans le monde

2.1.1 La patate douce

La patate douce (*Ipomoea batatas*), plante de la famille des *Convolvulaceae*, est originaire de l'Amérique tropicale. La patate douce est une plante qui se développe par des lianes s'étendant à l'horizontale, le long du sol. Bien que majoritairement étalé, son mode de croissance varie entre une prolifération dressée à semi dressée. Relativement tolérante pour ce qui concerne la température, la pluviométrie et les conditions de sols, la patate douce peut être cultivée dans des conditions agro-environnementales variées, avec également une assez bonne tolérance aux maladies et aux ravageurs. On la rencontre couramment depuis le niveau de la mer et jusqu'à 2 500 m d'altitude, entre les latitudes 40°N et 32°S. Ses besoins en eau sont de l'ordre de 600 mm par cycle, avec une exigence importante durant les premiers stades de développement de la plante. Les températures idéales sont comprises entre 22°C et 33°C. La patate douce demande beaucoup de soleil pour son développement. Suivant les variétés, il faut entre 3 et plus de 6 mois de cycle avant la récolte. En dessous de 20°C, la croissance est ralentie. La couleur des racines (chair et peau) varie du blanc au violet foncé en passant par le jaune et l'orange plus ou moins vif. Les variétés à chair jaune pâle ou blanche sont moins sucrées et plus farineuses (plus riches en matière sèche) que celles à chair orange, riches en sucre et bêta-carotène.

La patate douce est la septième culture alimentaire la plus importante au monde, après le blé, le riz, le maïs, la pomme de terre, l'orge et le manioc. Plus de 106 millions de tonnes de patate douce sont produites en 2014 à travers le monde (FAO, 2017). C'est une plante d'intérêt économique considérable dans les zones tropicales et même dans certaines zones tempérées d'Europe du Sud et des États-Unis d'Amérique.

Le plus grand pays producteur est de loin la Chine qui, à elle seule, produit 2/3 de la production mondiale principalement destinée au bétail (élevage porcin). Les productions américaine et africaine sont surtout utilisées pour la consommation humaine.

La Chine, le Nigeria, la Tanzanie, l'Éthiopie, le Mozambique et l'Indonésie sont les plus grands producteurs (tableau 1, FAO, 2017).

Tableau 1 : Production (en 1000 t) et rendement des principaux pays producteurs de patate douce

Place	Pays	2013	t/ha	2014	t/ha	% de la production mondiale 2014
	Monde	103 382	12,40	106 602	12,70	100
1	Chine	70 741	21,06	71 540	21,15	66,96
2	Nigéria	3 690	2,60	3 775	2,55	3,53
3	Tanzanie	3 470	4,40	3 501	4,76	3,28
4	Éthiopie	1 783	33,40	2 702	45,48	2,53
5	Mozambique	1 469	29,37	2 400	33,57	2,25
6	Indonésie	2 387	14,75	2 383	15,20	2,23
7	Angola	1 200	7,34	1 929	11,43	1,81
8	Ouganda	1 810	4,00	1 863	4,10	1,74
9	Vietnam	1 358	10,02	1 400	10,73	1,31
10	États-Unis	1 124	24,54	1 342	24,53	1,26

Sur le marché européen en forte croissance (multiplié par 4 en 10 ans), les variétés à chair orange et sucrées (type dessert) sont les plus recherchées. En France, la culture de la patate douce commence à se développer à petite échelle, notamment dans l'Ouest et le grand Sud avec une production qui tourne autour de 1000 t pour 18 000 t d'importation (en provenance principalement d'Espagne, d'Israël et des États-Unis d'Amérique en 2015).

2.1.2 L'igname (Barlagne, 2014)

Les différentes espèces d'igname cultivées sont adaptées soit aux climats tropicaux chauds et humides, soit aux climats tempérés avec une tolérance au gel. Ce sont aussi des plantes à multiplication végétative et leur reproduction dans l'agriculture se fait en replantant un fragment de l'appareil végétatif sans passer par les graines. On utilise comme semenceau, un tubercule ou une fraction de tubercule comportant au moins un morceau d'épiderme qui est susceptible de produire un germe. Ce germe donnera naissance à une tige puis une plante entière.

Les principales espèces du genre *Dioscorea* communément utilisées pour l'alimentation humaine sont : *D. alata*, *D. bulbifera*, *D. cayenensis*, *D. dumetorum*, *D. esculenta*, *D. japonica*, *D. opposita*, *D. rotundata* et *D. trifida*. Toutefois, deux espèces seulement, *D. rotundata* (igname de Guinée) et *D. alata* (igname ailée ou grande igname), représentent plus de 9/10^{ème} de l'igname alimentaire consommée dans le monde en terme de tonnage et de couverture des principales zones de consommation. En Afrique de l'Ouest, qui produit plus de 95 % de la production mondiale d'igname comestible, les deux espèces sont utilisées mais *D. rotundata* domine largement avec l'exception notable de la Côte d'Ivoire où *D. alata* représente plus de 60 % des ignames cultivées.

L'igname est le neuvième aliment de base produit dans le monde en 2013, après les céréales (maïs, riz et blé), les légumineuses (soja) et les tubercules (pomme de terre, manioc et patate douce). En 2014, la production mondiale d'igname était de 68 millions de tonnes. Cette production a doublé entre 1993 et 2014 et devrait continuer d'augmenter jusqu'en 2020 selon l'étude prospective de Scott *et al.* (2000). Elle constitue l'alimentation de base de plus de 60 millions de personnes dans le monde. 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 (tableau 2 ; FAO, 2017).

Tableau 2 : Production (en 1000 t) et rendement des principaux pays producteurs d'igname

Place	Pays	2013	t/ha	2014	t/ha	% de la production mondiale 2014
	Monde	57 958	7,90	68 132	8,80	100
1	Nigéria	35 618	7,00	45 004	8,31	66,05
2	Ghana	7 075	16,78	7 119	16,63	10,45
3	Côte d'Ivoire	5 732	6,56	5 809	6,27	8,53
4	Bénin	2 959	14,03	3 221	15,05	4,73
5	Ethiopie	1 193	27,98	1 449	29,68	2,13
6	Togo	661	9,83	786	7,81	1,15
7	Cameroun	557	10,38	579	10,71	0,85
8	République centrafricaine	470	7,83	479	7,87	0,70
9	Haïti	425	11,06	477	8,85	0,70
10	Tchad	430	9,56	444	9,57	0,65

Cultivée dans les régions tropicales, intertropicales et tempérées du globe, l'igname est produite majoritairement en Afrique de l'Ouest et les principaux pays producteurs sont le Nigéria, le Ghana, la Côte d'Ivoire, le Bénin et l'Éthiopie. La production de ces pays représente 92% de la production mondiale. Les autres principales zones de production sont l'Amérique du Sud, surtout le Brésil et la Colombie, les îles caribéennes de Cuba, Haïti et la Jamaïque, la Chine, la Corée du Sud, les Philippines et le Japon en Asie du Sud-Est ; la France et le Portugal en sont les seuls producteurs européens. Le rendement en tubercule frais, d'une moyenne mondiale de 9,13 t/ha en 2014, est très variable selon les systèmes de production.

2.2 La production de patate douce et d'igname dans les Départements et Régions d'Outre-Mer (DROM)

Dans l'ensemble des DROM, les cultures des plantes à racines et tubercules (RT) occupent plus de 8 600 ha soit 6,6% de la surface agricole utile (SAU) totale (131 000 ha), ce pourcentage variant de 0,3% à La Réunion à plus de 30% à Mayotte (tableau 3). L'igname couvre 730 ha (0,6% de la SAU) et la patate douce seulement 570 ha (0,4% de la SAU), loin derrière le manioc avec 6 000 ha (4,6%) et les autres RT (1 380 ha, env. 1%), principalement des aracées comme le taro

(*Colocasia esculenta*) et le malanga (*Xanthosoma sagittifolium*).

Tableau 3 : Superficie (en ha) des cultures de plantes à racines et tubercules dans les DROM (RGA, 2010)

	igname	patate douce	manioc	autres RT	total RT	SAU totale
Guadeloupe	345	131	68	110	654	31 401
Martinique	155	125	51	330	661	24 982
Guyane	227	222	4 089	552	5 090	25 345
La Réunion	1	44	47	21	113	42 814
Mayotte	n.c.	47	1 752	368	2 167	7 100
Total DROM	728	569	6 007	1 381	8 685	131 642

L'importance relative de chaque culture est variable selon le DROM considéré.

La patate douce est plus largement répandue, allant de 44 ha (0,1 % de la SAU) à La Réunion à 222 ha (0,9%) en Guyane.

La culture de la patate douce est pratiquée par 38% des exploitations en Guyane (superficie moyenne : 10 ares), près de 10% en Martinique (39 a), 8% en Guadeloupe (22 a) et seulement 3% à La Réunion (21 a) et à Mayotte (10 a) (figure 1).

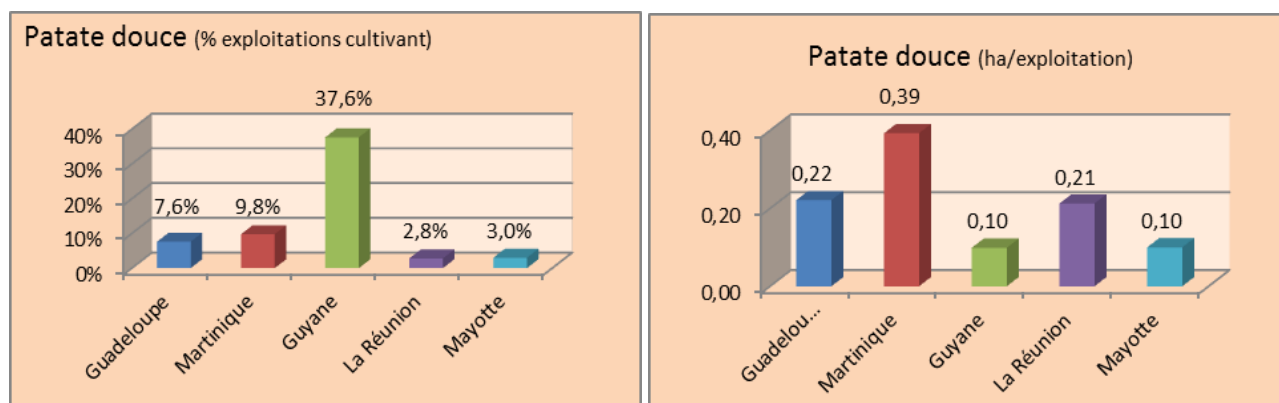


Figure 1 : Pourcentage d'exploitations cultivant la patate douce et moyenne de la superficie de ces productions dans les DROM

L'igname a une certaine importance en Guyane (2 252 ha, soit près de 1% de la SAU), en Guadeloupe (1 004 ha, 1,1%) et en Martinique (550 ha, 0,6%) mais est anecdotique à La Réunion et absente des statistiques à Mayotte.

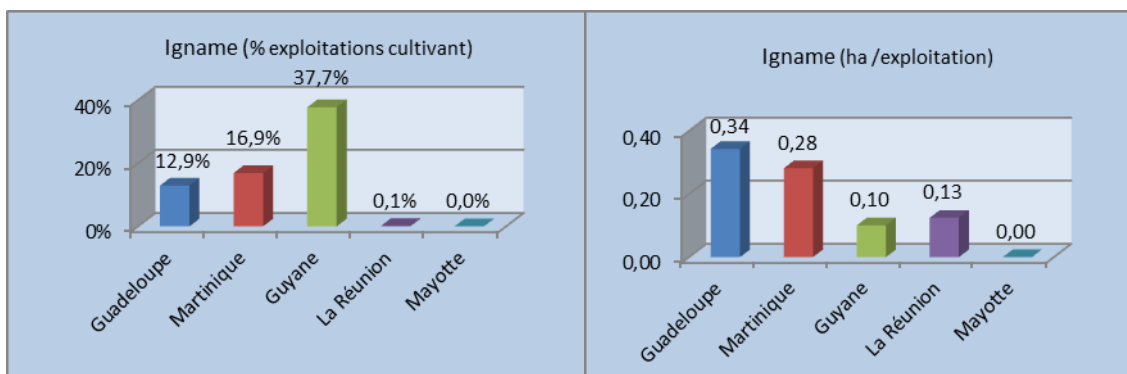


Figure 2 : Pourcentage d'exploitations cultivant l'igname et moyenne de la superficie de ces productions dans les DROM

La culture de l'igname concerne près de 38% des exploitations en Guyane sur de très petites surfaces (10 ares/exploitation), ces proportions étant de près de 13% en Guadeloupe (34 ares en moyenne) et de 17% en Martinique (28 ares) (figure 2).

En Guadeloupe, la culture RT dominante est nettement l'igname (53%) alors qu'en Martinique, les aracées représentent la moitié des surfaces. En Guyane, le manioc domine largement (80%) comme à Mayotte (81%) et à La Réunion (80%) mais dans ce dernier département pour des surfaces beaucoup plus faibles (figure 3).

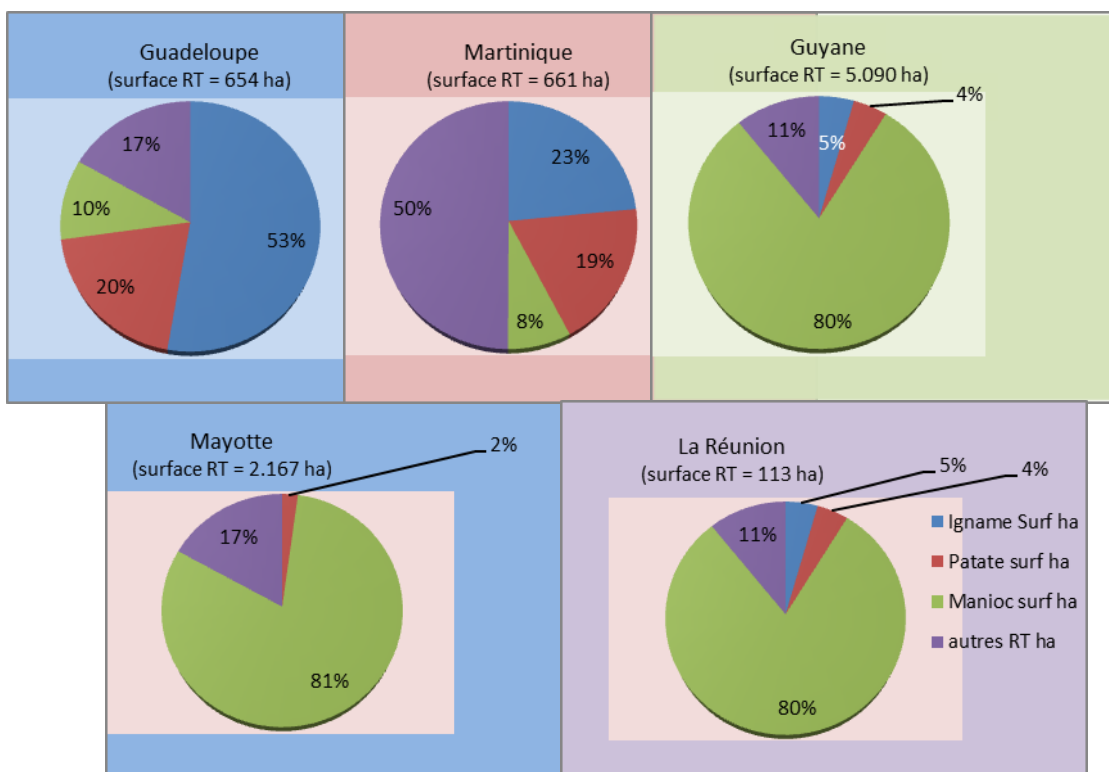


Figure 3 : Pourcentage des superficies des différentes plantes à racines et à tubercules dans les DROM.

Les données statistiques sur les volumes de production de la patate douce et de l'igname sont fragmentaires. Les données disponibles sur FAOSTAT sont reprises dans le tableau 4.

Tableau 4 : Production (tonnes) et rendement dans les DROM (FAO, 2017)

Patate douce					
Place	Pays	2013	t/ha	2014	t/ha
91	Guadeloupe	1 894	12,86	1 787	13,03
93	Réunion	1 185	28,98	1 237	29,62
105	Martinique	246	8,88	243	8,91
Igname					
42	Guadeloupe	3 343	13,51	3 055	13,74
55	Martinique	212*	1,69*	272	1,31

* Le rendement et la production de l'igname en Martinique semblent étonnamment faibles en comparaison de la Guadeloupe : ces données demanderaient une vérification. Il n'existe pas de données disponibles pour Mayotte et la Guyane.

De façon générale, dans les DROM, **la patate douce** reste une petite production pour une consommation locale d'une racine qui, pourtant, se cultive facilement et possède d'excellentes qualités nutritives. La patate douce est souvent vendue au marché, chez l'épicier et au supermarché où on la retrouve aussi conditionnée au rayon des surgelés en provenance d'Asie du Sud-Est (Vietnam).

Sur l'île de La Réunion, la culture de la patate douce concerne environ 200 agriculteurs dont la production est uniquement destinée au marché local (RGA, 2010). À Mayotte, des variétés ont été introduites en particulier d'Afrique (Afrique du Sud, Kenya, Rwanda), du Vietnam et des États-Unis d'Amérique.

Aussi bien à Mayotte qu'à La Réunion, les agriculteurs produisent eux même le matériel végétal destiné à la plantation en pratiquant du bouturage puis en repiquant directement en pleine terre les boutures. Pour ce faire les producteurs ont recours à des tubercules issus de la récolte précédente. Le CIRAD Réunion dispose d'une collection composée d'une vingtaine de variétés toutes originaires de La Réunion.

En Guyane, la production couvre les besoins locaux. Près de 5 000 ha sont consacrés aux cultures de tubercules dont un peu plus de 200 ha pour la patate douce et pour l'igname (tableau 3).



Figure 4 : Étal de patates douces sur un marché en Guyane (Lama, 2015)

Des analyses plus précises sur la Guadeloupe montrent que la production **d'igname** a été soumise à d'importantes fluctuations en raison de divers facteurs climatiques, phytosanitaires et socio-économiques. La production était à son apogée dans les années 70 avec 1 500 ha cultivés et près de 24 000 t produites.

Les faibles surfaces cultivées (225 ha en 2014) ne permettent qu'une production d'à peine 3 000 t/an, qui ne couvre pas les besoins en consommation des Guadeloupéens, estimés à plus de 10 000 t/an (Bertrand, 2011).

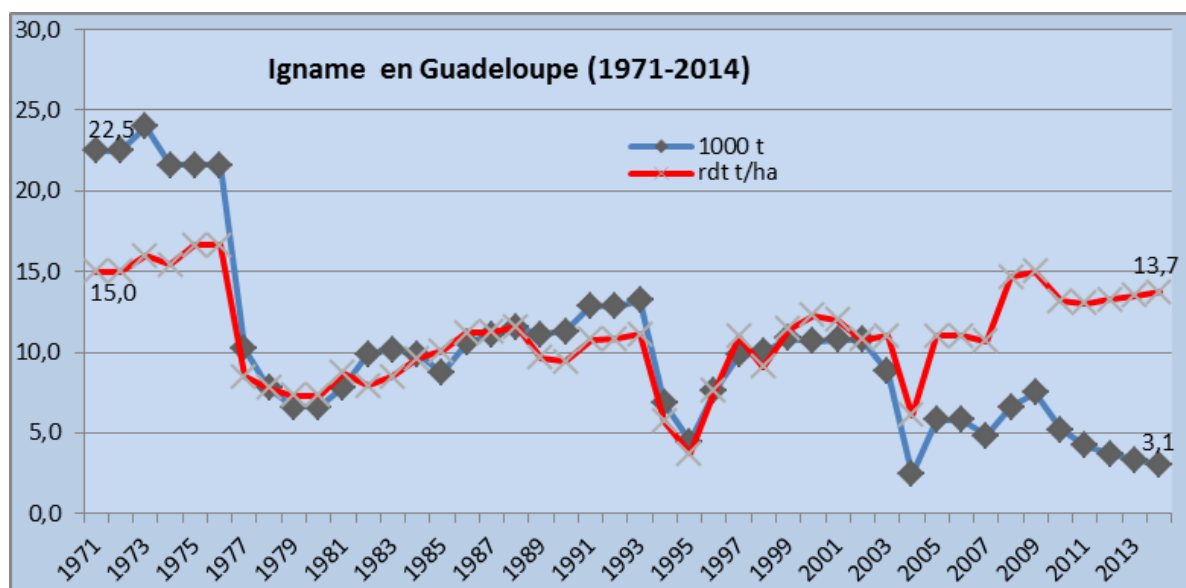


Figure 5 : Évolution de la culture de l'igname en Guadeloupe (de 1971 à 2014) (FAO, 2017)

Cette baisse tendancielle de la production locale ne permet plus de couvrir les besoins de consommation et oblige à recourir à des importations principalement du Costa Rica, de la Dominique ou même de l'hexagone. L'igname représente malgré tout encore la première culture vivrière et est cultivée par un agriculteur sur huit en Guadeloupe selon le dernier recensement général agricole (DAAF, 2011).

La culture de l'igname est anecdotique à La Réunion et très peu développée à Mayotte. Le commerce et la consommation de l'igname y sont limités à des marchés de niche.

2.3 Réglementation

Des Arrêtés précisent la législation phytosanitaire en vigueur dans les DROM en lien avec les cultures d'igname et de patate douce :

- Guadeloupe, Martinique et Guyane : Arrêté du 3 septembre 1990, modifié par l'Arrêté du 3 décembre 1991 (annexes DROM) ;
- La Réunion : Arrêté Préfectoral (AP) N°2011 – 001479 du 30/09/2011 modifié (N° 2016 – 1920 du 22/09/2016) fixant les conditions phytosanitaires requises pour l'introduction sur le territoire de l'île de La Réunion de végétaux, produits végétaux et autres objets ;
- Mayotte : Arrêté préfectoral du 10 avril 1995.

L'Arrêté du 25 août 2011 modifiant l'Arrêté du 31 juillet 2000 établit, quant à lui, de façon globale, la liste des organismes nuisibles aux végétaux et autres objets soumis à des mesures de lutte obligatoire.

Parmi les exigences phytosanitaires figurant dans ces annexes, il convient de pointer celles qui de manière plus ou moins précise peuvent être reprises pour contrôler l'importation de vitroplants :

- Organismes cités et devant être absents du matériel végétal importé :
 - o Pour la patate douce :
 - virus : *Sweet potato vein mosaic virus*, *Sweet potato yellow dwarf virus*, *Sweet potato feathery mottle virus*, *Sweet potato little leaf phytoplasma* et *Sweet potato mild mottle virus*,
 - insectes : *Cylas formicarius* (charançon de la patate douce), *Bemisia tabaci*, *Frankliniella occidentalis* et *Thrips palmi*.
 - o Pour l'igname :
 - virus: *Yam mosaic virus* et Yam internal brown disease,
 - nématode : *Scutellonema bradys*.
- Organismes cités et devant être déclarés absents du pays ou de la région d'origine du matériel végétal :
 - o Exigence très large nécessitant d'être précisée : par exemple pour l'igname, « champ de production reconnu officiellement indemne de virus »

Des interdictions d'importation depuis certains pays sont également mises en place : par exemple pour l'igname (Brésil, Côte d'Ivoire, Cuba, Dominique, Porto Rico...)

En résumé :

- pour la patate douce, seule l'importation de racines pour la consommation est autorisée ; les tubercules destinés à la plantation sont interdits ; et *a priori* aucune dérogation n'est délivrée.
- pour l'igname, l'importation de tubercules est autorisée pour la consommation avec une interdiction pour certaines origines (cas de la Guyane) et aucune mention dans l'Arrêté ne fait allusion au matériel végétal importé destiné à la plantation aux Antilles.

D'ici 2020, ces législations DROM sont destinées à être profondément modifiées du fait de la mise place du nouveau règlement européen sur la santé des végétaux (UE 2016/2031 du 26 octobre 2016), qui a été adopté fin 2016 et constitue une vaste refonte de la législation phytosanitaire de l'UE en place depuis 1977. Dans ce cadre législatif à venir, chacun des DROM sera considéré comme un pays tiers par rapport à l'UE, aussi bien pour l'import que pour l'export. En conséquence :

- Tout matériel végétal provenant des DROM ne pourra être importé dans l'UE que s'il est accompagné d'un certificat phytosanitaire attestant sa conformité à la législation de l'UE ;
- Tout matériel végétal ne pourra être importé dans les DROM depuis des pays tiers (y compris l'UE) que s'il est accompagné d'un certificat phytosanitaire attestant sa conformité à la législation du DROM considéré.

À l'instar du nouveau règlement européen, les dispositions prévues dans chacun des règlements spécifiques à chaque DROM seront établies à partir de listes d'ON réparties en trois grandes catégories :

- Catégorie 1: ON à conséquence grave, nécessitant un encadrement réglementaire et une gestion par l'organisation nationale de la protection des végétaux (ONPV) ;
- Catégorie 2 : ON nécessitant des mesures de gestion, par filière, avec une délégation à des organismes à vocation sanitaire (OVS) ;
- Catégorie 3 : ON pour lesquels la gestion collective n'est pas nécessaire, la gestion relevant alors de l'initiative privée (agriculteurs, groupement de producteurs, ...).

Ce rapport portant sur les risques d'introduction d'ON via les vitroplants de patate douce et d'igname offrira à posteriori l'opportunité de définir et d'actualiser des exigences phytosanitaires qui pourront être reprises dans les règlements DROM à venir.

2.4 Organismes nuisibles les plus fréquents et leurs incidences dans les DROM

2.4.1 Sur la patate douce

Une grande diversité d'organismes pathogènes attaque la patate douce. Bien que la plupart soient largement répandus, les dommages qu'ils provoquent sont variables. Ces organismes comprennent des virus, un phytoplasme, des bactéries, des champignons, des nématodes et des insectes.

2.4.1.1 Virus

Les virus sont la principale menace à laquelle doit faire face la culture de la patate douce. Ces pathogènes sont transmissibles par le matériel de plantation (boutures) mais aussi par des insectes vecteurs piqueurs-suceurs de sève qui assurent une transmission entre plantes. Globalement, au moins 20 virus connus infectent la patate douce individuellement ou sous forme d'infections mixtes. Les virus les plus fréquents et virulents sur patate douce dans le monde sont repris dans le tableau 5 – (tableau complet en annexe 2).

Le virus de la marbrure plumeuse (potyvirus) - *Sweetpotato feathery mottle virus* (SPFMV) est le virus de la patate douce le plus répandu dans la zone tropicale. Il est transmis par des pucerons comme *Aphis gossypii*, *Myzus persicae*, *A. craccivora* et *Lipaphis erysimi*. Il provoque des taches circulaires claires sur les feuilles et des lésions nécrotiques à l'aspect de liège sur les tubercules.

Le SPFMV cause une maladie virale sévère (Sweetpotato virus disease - SPVD) en combinaison avec le virus du rabougrissement chlorotique (crinivirus) - *Sweetpotato chlorotic stunt virus* (SPCSV). Ce dernier virus est transmis par les aleurodes (*Bemisia tabaci*). Il provoque un jaunissement ou une coloration pourpre des feuilles inférieures ainsi qu'un rabougrissement général de la plante et une baisse importante de la production de tubercules. (À noter que le nom vernaculaire anglais de *B. tabaci* est « sweet potato whitefly »).

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).

Tableau 5 : Liste (non exhaustive) des virus les plus importants susceptibles d'infecter la patate douce

Taxonomie virale			Vecteurs supposés	Test disponible
Famille	Genre	Espèce		
Bromoviridae	Cucumovirus	Cucumber mosaic virus (CMV)	pucerons	ELISA, PCR
Caulimoviridae	Cavemovirus	Sweet potato collusive virus (SPCV)		NCM-ELISA, PCR
Closteroviridae	Crinivirus	Sweet potato chlorotic stunt virus (SPCSV)	aleurode	NCM-ELISA, RT-PCR, IC-RT-PCR, RT-qPCR
Geminiviridae	Begomovirus	Ipomoea crinkle leaf curl virus (ICLCV)	aleurode	indexage, ELISA, PCR, PCR/RFLP
		Ipomoea yellow vein virus (IYVV)		
		Sweet potato Golden vein associated virus (SPGVaV)	aleurode?	
		Sweet potato leaf curl virus (SPLCV)		
		Sweet potato leaf curl Canary virus (SPLCCaV)	aleurode	
		Sweet potato leaf curl China virus (SPLCV-CN)	aleurode?	
		Sweet potato leaf curl Georgia virus (SPLCGoV)	aleurode	
		Sweet potato leaf curl Japan virus (SPLCLV-Jp)	aleurode?	
		Sweet potato leaf curl virus USA (SPLCV-USA)		
		Sweet potato leaf curl Spain virus (SPLCESV)	aleurode	
		Sweet potato leaf curl South Carolina virus (SPLCSCV)		
		Sweet potato leaf curl Uganda virus (SPLCUV)		
		Sweet potato mosaic associated virus (SPMaV)	?	
Flexiviridae	Carlavirus?	Sweet potato C-6 virus (C-6)		indexage, NCM-ELISA
	Carlavirus	Sweet potato chlorotic fleck virus (SPCFV)	?	indexage, NCM-ELISA, RT-PCR
Potyviridae	Ipomovirus	Sweet potato mild mottle virus (SPMMV)	aleurode?	indexage, NCM-ELISA, RT-PCR, IC-RT-PCR, RT-qPCR
	Potyvirus	Sweet potato feathery mottle virus (SPFMV)	puceron	indexage, NCM-ELISA, RT-PCR, RT-PCR/RFLP, IC-RT-PCR, RT-qPCRc
	Potyvirus	Sweet potato latent virus (SPLV)		NCM-ELISA, RT-PCR, RT-qPCR
	Potyvirus	Sweet potato mild speckling virus (SPMSV)		NCM-ELISA, RT-PCR
	Potyvirus	Sweet potato virus G (SPVG)		indexage, NCM-ELISA, RT-PCR, RT-qPCR

Toutes les viroses citées dans le tableau 5 font l'objet de la certification mise en place au centre international de la pomme de terre (CIP, Pérou). Des tests réguliers sont réalisés sur le germoplasme de la patate douce que cette institution a en collection afin de contrôler l'état sanitaire de leur matériel, soit par indexage (greffage sur *Ipomoea setosa*), soit par ELISA (pour le

SPFMV, le SPVG, le SPCSV, le SPMMV, le SPCFV, le C-6, le SPMSV, le SPLV et le SPCV), soit par PCR avec les amorces SPG1/SPG2 (Li *et al.*, 2004) permettant de détecter la majeure partie des bégomovirus. Cette technique moléculaire de mise en évidence des « sweepovirus » (= les bégomovirus de la patate douce) avec les amorces SPG détecte 90% des espèces, ce qui est suffisant, compte tenu du potentiel de variants dans ce groupe. Les isolats non détectés avec cette méthode peuvent l'être par l'indexage par greffage sur *I. setosa* (Kreuze, communication personnelle). La vérification *in silico* de la capacité de ces amorces universelles SPG1/SPG2 à détecter les bégomovirus a été faite par J.-M. Lett (CIRAD) sur base d'un alignement de 14 virus différents : les données sont reprises en annexe 4.

Le CIP finalise également la mise au point et la validation de tests moléculaires, permettant de détecter les maladies virales dont au moins une séquence est disponible. Le séquençage à haut débit (NGS) permettra, dans un premier temps, d'affiner et de diriger plus spécifiquement les techniques de détection existantes, en donnant des informations spécifiques sur les pathogènes en présence et pourrait à terme remplacer toutes les techniques existantes en s'appuyant sur le séquençage des ARN interférents (siRNA).

Dans le cas de culture régulière de cette espèce sur la même parcelle ou de l'utilisation de tubercules récoltés plusieurs années de suite, un renouvellement du matériel végétal destiné à la plantation est nécessaire. La vitroculture permet de répondre à l'objectif de disposer de plants exempts de virus.

2.4.1.2 Phytoplasme

La maladie dite « des petites feuilles » est causée par le phytoplasme « *Candidatus Phytoplasma aurantifolia* » (tableau 6). Elle débute par un jaunissement des nervures des feuilles. Progressivement, les nouvelles feuilles restent plus petites (jusqu'à 1/8 de la taille normale) d'où le nom de maladie de la petite feuille. Les feuilles malades présentent un aspect chlorotique de couleur jaunâtre (figure 6). La maladie se transmet par les boutures issues de plantes infectées d'où l'importance de prélever le matériel végétal sur des plants sains. Elle se transmet aussi par des insectes (cicadelles). Le contrôle de la maladie se fait de façon indirecte essentiellement par l'élimination au champ des plantes atteintes et le prélèvement des boutures sur des pieds sains. La suppression du plant doit être totale ; il ne faut pas oublier le moindre fragment de tubercule qui pourrait repousser. Il n'y a pas de traitement chimique contre cette maladie. En cas de présence importante d'insectes, un traitement insecticide est recommandé.

Tableau 6 : Phytoplasme susceptible d'infecter la patate douce

Taxonomie		Vecteurs supposés	Test disponible
Phytoplasme	Sweet potato little leaf (SPLL) = <i>Candidatus</i> <i>Phytoplasma aurantifolia</i>	cicadelles <i>Orosius</i> sp. et <i>Nesophrosyne</i> sp.	indexage, PCR

**Figure 6 : Jaunissement et développement de petites feuilles (Varin *et al.*, 2009)**

2.4.1.3 Bactéries et champignons

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 (*Ralstonia solanacearum*) est important dans le sud de la Chine et la pourriture du sol (*Streptomyces ipomioea*) est présente dans certaines zones des États-Unis d'Amérique et du Japon. Les mesures de contrôles telles qu'une bonne hygiène des cultures et l'utilisation de variétés résistantes sont généralement recommandées.

Le *Fusarium oxysporum* f. sp. *batatas* est une maladie redoutable sur patate douce et peut anéantir une culture en peu de temps ou même plus tard pendant la conservation. Une gestion de l'hygrométrie du sol rigoureuse pendant la culture est indispensable pour éviter le problème. Sur des parcelles antérieurement infestées par cette maladie, la culture de patate douce est déconseillée jusqu'à ce que la parcelle soit assainie.

La gale ou « leaf scab » en anglais (*Elsinoe batatas*). Les symptômes sont surtout présents sur les parties jeunes de la plante avec des feuilles déformées et des taches de rouilles sur les pétioles et les nervures (figure 7).

Dans le sol, différentes pourritures sont susceptibles de détériorer les tubercules avant la récolte ou pendant le stockage dont la pourriture noire (*Ceratocystis fimbriata*) qui pénètre par les blessures sur racines et les tiges.



Figure 7 : Feuilles atteintes par la gale ou 'leaf scab' (*Elsinoe batatas*) (Loebenstein et Thottappilly, 2009)

2.4.1.4 Nématodes

De nombreuses espèces de nématodes affectent la patate douce. Les plus dommageables sont les nématodes à galles (*Meloidogyne* spp.) présents dans le monde entier. L'importance de ces nématodes et leurs interactions avec de nombreux pathogènes fongiques et bactériens dans les complexes de maladies des plantes les placent 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 ont été décrites, mais *Meloidogyne incognita*, *M. javanica*, *M. arenaria* et *M. hapla* représentent plus de 95 % des populations de nématodes observés.

2.4.1.5 Insectes

Plusieurs insectes peuvent être nuisibles à la patate douce. Les principaux problèmes proviennent généralement des coléoptères (charançons) et des taupins (vers « fil de fer »).

2.4.1.5.1 *Charançons* (Curculionidae et Apionidae)

Les larves de ces insectes se développent en affectant l'alimentation des plantes à l'intérieur des tiges et de ce fait sont difficiles à atteindre par les traitements insecticides. Les adultes attaquent les tubercules qu'ils atteignent en profitant des fissures du sol et les détériorent.

En Martinique, on retrouve surtout *Euscepes postfasciatus* (Curculionidae), le charançon antillais de la patate douce et *Cylas formicarius* (Apionidae), le charançon de la patate douce. Selon la

FREDON, le premier est plus commun en Martinique alors que *C. formicarius* est prédominant en Guadeloupe.

2.4.1.5.2 Les taupins (Elateridae)

Il y a au moins 13 espèces de taupins à la Martinique dont 4 espèces de *Conoderus* spp. endémiques des Antilles :

- *Conoderus amplicollis* (Elateridae) : cette espèce pourrait être celle qui cause le plus de dégâts sur patate douce en Martinique ;

- *C. falli* est une autre espèce de taupin ravageuse de la patate douce qui n'est pas mentionné en Martinique mais présente à Porto Rico, à Grenade, en Floride, au Brésil et en Amérique Centrale. Il est probable qu'elle soit présente en Martinique.

2.4.1.6 Exemple de la situation phytosanitaire observée à La Réunion

À titre d'illustration des problèmes observés sur le terrain dans les DROM, le tableau 7 reprend les organismes nuisibles identifiés sur patate douce, suite à des consultations de producteurs à la Clinique du Végétal, laboratoire d'identification dépendant de la Fédération Départementale des Groupements de Défense contre les Organismes Nuisibles (FDGDON) à La Réunion entre 1995 et 2016.

Tableau 7 : Organismes nuisibles mis en évidence sur patate douce (Clinique du Végétal, La Réunion)

1998	sésie (<i>Aegeria</i> sp.)
2000	vers blancs
2003	cercosporiose (<i>Cercospora ipomea</i>), alternariose (<i>Alternaria</i>)
2004	anthracnose (<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>), alternariose (<i>Alternaria solani</i>)
2005	pourriture (<i>Ceratocystis fimbriata</i>), pourriture bactérienne (<i>Erwinia</i>), altise, chenilles défoliatrices
2005	alternariose (<i>Alternaria</i>), rhizoctone (<i>Rhizoctonia solani</i>)
2007	altise
2007	alternariose (<i>Alternaria solani</i>)
2009	noctuelles défoliatrices
2010	acariens, pyrales et teignes minières, anthracnose (<i>Colletotrichum gloeosporioides</i>)
2011	coléoptères (<i>Aspidomorpha</i> sp.)
2011	charançon (<i>Cylas formicarius</i>)
2013	thrips, <i>Phoma</i>
2016	<i>Diaporthe batatas</i> , leaf scab (<i>Elsinoe</i>)

2.4.2 L'igname

Les principaux pathogènes et ravageurs issus des tubercules utilisés comme semences sont les champignons impliqués dans des pourritures molles et des pourritures sèches, les nématodes et les insectes (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).

2.4.2.1 Virus

De nombreux virus dont certains sont encore imparfaitement caractérisés, dénommés ou identifiés, infectent les ignames tropicales (tableau 8 – tableau complet en annexe 3). Les deux potyvirus *Yam mild mosaic virus* (YMMV) et *Yam mosaic virus* (YMV) sont sans doute parmi les plus connus, les plus fréquents, les plus largement distribués mondialement et les plus dommageables. La maladie de la mosaïque (YMV) 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 notamment transmise par les pucerons *Aphis craccivora* et *A. gossypii*, et par les semenceaux infectés. Thouvenel et Dumont (1990) ont montré que le YMV provoquait jusqu'à 27 % de perte chez *D. alata*.

En revanche, d'autres virus, tels que les badnavirus, bien que fréquents et répandus, ne semblent pas causer de symptômes ni de pertes de rendement. Cependant, aucune étude n'existe pour démontrer leur éventuel effet délétère par effet de synergie avec d'autres virus.

Il est possible de trouver des plantes infectées simultanément par plus de 5 virus et s'il est généralement admis que l'accumulation de plusieurs virus au sein d'une même plante génère des pertes de vigueur par effet de synergie, il n'existe aucune étude le démontrant. Il est néanmoins admis que la disparition de l'espèce américaine *D. trifida* des zones Caraïbe et amazonienne, est due à la grande sensibilité de cette espèce aux virus importés alors que les espèces d'ignames africaines et asiatiques y sont plus tolérantes.

Un relevé exhaustif des viroses de l'igname (tableau 8) a été établi dans le cadre du projet SafePGR qui cherchait à améliorer le diagnostic viral pour sécuriser les ressources génétiques végétales : l'objectif général du projet était de renforcer les connaissances sur la biodiversité des virus susceptibles d'être hébergés dans les collections de ressources génétiques des Centres de Ressources Biologiques (CRB) ; puis, à partir de ces connaissances, de mettre au point des méthodes de diagnostic classiques ou de nouvelle génération pour garantir une circulation sécurisée du matériel végétal dans toute la communauté.

Dans ce tableau, sont repris les maladies virales les plus importantes et/ou les plus dommageables, sur lesquelles devraient se focaliser les efforts de diagnostic et d'assainissement dans un premier temps. D'autres viroses dont l'impact réel est encore mal connu et ou leur connaissance n'est pas encore suffisante à ce jour sont rassemblées dans un tableau en annexe 3.

Tableau 8 : Liste des virus susceptibles d'infecter les ignames tropicales

Taxonomie virale			Espèces hôtes connues	Répartition géographique	Vecteurs supposés	Test disponible			
Famille	Genre	Espèce							
<i>Alphaflexiviridae</i>	Potexvirus	Dioscorea latent virus (DLV)	<i>Dco, Df</i>	Porto Rico	Pucerons, transmission mécanique	-			
		Yam virus X (YVX)	<i>Dr, Dt</i>	Guadeloupe		Nested RT-PCR			
		Non nommé	<i>Dn</i>	Vanuatu					
		Non nommé	<i>Db, Dr, Dt</i>	Guadeloupe, Haïti					
<i>Bromoviridae</i>	Cucumovirus	Cucumber mosaic virus (CMV)	<i>Da, Dr, Dt</i>	Bénin, Côte d'Ivoire, Ghana, Guadeloupe, Nigéria, Togo	Pucerons	Elisa, RT-PCR			
<i>Potyviridae</i>	Macluravirus	Non nommé	<i>Da, Dn</i>	Guadeloupe, Inde, Vanouatou	Pucerons	RT-PCR			
		Non nommé	<i>De</i>	Guadeloupe, Pacifique Sud		RT-PCR			
	Potyvirus	Yam mosaic virus (YMV)	<i>Da, Dab, Dca, Dr, Ds, Du, Dt</i>	Bénin, Brésil, Burkina Faso, Cameroun, Côte d'Ivoire, Ghana, Guadeloupe, Guinée, Guyane Française, Martinique, Nigéria, Porto Rico, Togo		Elisa, RT-PCR			
		Yam mild mosaic virus (YMMV) [syn. : Dioscorea alata virus (DaV)]	<i>Da, Db, Dca, Dd, De, Du, Dj, Dn, Do, Dpo, Dr, Dt</i>	Bénin, Brésil, Chine, Colombie, Corée du Sud, Costa Rica, Côte d'Ivoire, Fidji, Ghana, Guadeloupe, Guinée, Guyane Française, Haïti, Inde, Japon, Madagascar, Martinique, Nigéria, Ouganda, Papouasie-Nouvelle Guinée, Réunion, Sri Lanka, Togo, Vanouatou		RT-PCR			
		Dioscorea mosaic virus	<i>Dt</i>	Guadeloupe		RT-PCR			
		Dioscorea dumetorum virus	<i>Dd</i>	Sri Lanka		RT-PCR			
		Dasheen mosaic virus	<i>De</i>	Sri Lanka		RT-PCR			
		Non nommé	<i>Dt</i>	Haïti		RT-PCR			
		<i>Secoviridae</i>	Non assigné	Dioscorea mosaic-associated virus (DMAV) [syn. : Yam necrosis-associated virus (YNaV)]		<i>Da, Dca, De, Dr, Dt</i>	Benin, Brésil, Guadeloupe, Nigéria	Nématodes (incertitude)	RT-PCR

* FAO : FAO/IBPGR Technical guidelines for the safe movement of yam germplasm (FAO, 1989), ** DROM : Réglementation DROM actuelle

Espèces hôtes connues (**en gras : hôte principal**) : *Da* : *D. alata*, *Db* : *D. bulbifera*, *Dca* : *D. cayenensis*, *Dco* : *D. composita*, *Dd* : *D. dumetorum*, *De* : *D. esculenta*, *Df* : *D. floribunda*, *Dj* : *D. japonica*, *Dn* : *D. nummularia*, *Do* : *D. opposita*, *Dpo* : *D. polystachya*, *Dr* : *D. rotundata*, *Ds* : *D. sansibarensis*, *Dt* : *D. trifida* et *Dz* : *D. zingbierensis*

2.4.2.2 Champignon

L'antracnose, maladie causée par le champignon *Colletotrichum gloeosporioides*, représente l'une des principales contraintes phytosanitaires à la culture des cultivars d'igname dans les pays tropicaux, et principalement de l'espèce *Dioscorea alata*, l'espèce la plus cultivée dans les Caraïbes. En Guadeloupe et en Martinique, l'antracnose sévit depuis les années 60 en étant citée comme un frein majeur à la production. La maladie s'attaque à tous les organes du système aérien (feuilles, tiges) en provoquant des taches nécrotiques brunes pouvant entraîner le dessèchement complet des lianes (figure 8). Dans les conditions favorables à la maladie (cultivar très sensible, pluviométrie élevée en relation avec les phases de développement des parties aériennes), le rendement est fortement affecté avec des pertes pouvant aller jusqu'à l'absence de récolte. Les études réalisées ont montré des différences importantes de sensibilité des cultivars à l'antracnose, des différences d'agressivité des souches de *C. gloeosporioides* selon leur origine géographique et enfin l'apparition de souches résistantes à certaines familles des fongicides employés dans la lutte. Ces données sur l'antracnose devront donc être prises en compte dans le choix des cultivars de *D. alata* susceptibles d'être importés, quelle qu'en soit la forme (vitroplant, bouture, mini-tubercule). De plus, L'antracnose peut provoquer en pépinière des altérations importantes des parties aériennes et devra faire l'objet d'une attention particulière dans la localisation des pépinières, la surveillance et les mesures de protection à mettre en œuvre, sachant que l'agent pathogène responsable de cette maladie est présent dans les DROM où il sévit sur d'autres cultures (manguier, papayer, caféier), mais également en Europe sur les oliviers par exemple.



Figure 8 : Nécrose de l'apex et taches foliaires sur igname (S Guyader, INRA-Guadeloupe)

D'autres maladies fongiques existent sur igname. Le champignon *Curvularia eragrostidis* s'attaque principalement aux espèces *D. cayenensis* et *D. rotundata* et entraîne la formation de taches nécrotiques rondes, très brunes avec un pourtour jaunâtre sur les feuilles. *Phyllosticta* infecte principalement la même espèce avec l'apparition de taches nécrotiques sur les feuilles, avec un centre blanc cendré qui se perfore rapidement, les feuilles paraissent alors criblées. *Rhizoctonia solani* s'attaque également aux espèces *D. cayenensis* et *D. rotundata* en se propageant très rapidement. Il forme des taches molles, irrégulières et "huileuses" sur les feuilles avec des sclérotés irréguliers et blancs, reliés entre eux par des filaments. Enfin, *Sclerotium rolfsii* entraîne la formation de taches nécrosées concentriques sur et sous la feuille, avec de nombreux filaments blancs, sur *D. cayenensis* et *D. rotundata* mais aussi sur *D. alata*.

La pourriture des tubercules durant le stockage 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.

2.4.2.3 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.

2.4.2.4 Insectes ravageurs

Des coléoptères de différentes espèces affectent les tubercules, au champ et durant le stockage, en causant des perforations. Le coléoptère mangeur de feuilles *Crioceris livida* (Chrysomelidae) 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 puppe dans le sol et complètent leur cycle de vie en un mois.

3 Système de multiplication de matériel végétatif - Méthode de production de plants

3.1 Importance de la qualité sanitaire du matériel candidat à la multiplication

Sur le plan sanitaire les tubercules et les boutures peuvent être porteurs de nombreux ravageurs et particulièrement de virus et de bactéries. Le choix et la préparation du matériel végétal de plantation sont donc très importants pour maintenir durablement les cultures dans un état sanitaire satisfaisant. Lorsque les précautions nécessaires ne sont pas prises, les niveaux de populations des ON augmentent et après quelques cycles, certains peuvent devenir bloquants pour la culture (en particulier les virus).

Dans les systèmes traditionnels de cultures vivrières, ces contraintes phytosanitaires sont en général minimisées par les techniques culturales : cultures sur défriche-brûlis, temps de jachère important, intervalle long (parfois de plusieurs dizaines d'années entre deux répétitions de culture), isolement et petite surface en culture. Dans les parcelles traditionnelles, on trouve généralement une forte agro-biodiversité (inter- et intra-spécifique), caractérisée par des cultures associées et pour chaque espèce, un mélange de plusieurs variétés aux comportements souvent différents (résistance aux maladies, cycle, ...). Ces conditions freinent la multiplication et la dissémination des ON. Cependant, pour des raisons économiques, les temps de jachère ont tendance à diminuer au profit de systèmes intensifs, qui accroissent la pression des bioagresseurs.

Alors que pour la pomme de terre, les semences font l'objet dans les pays producteurs, d'une multiplication spécifique, très soignée et bien séparée (y compris géographiquement) de la production elle-même afin d'éviter la prolifération des autres pathogènes, chez la patate douce et l'igname, la production de matériel de plantation est généralement faite par les agriculteurs eux-mêmes, par simple sélection de tubercules ou de boutures au sein de leur propre production. Dans ces conditions, il est important d'utiliser de bonnes pratiques agricoles (rotation de culture, élimination des plants malades, sélection rigoureuse des boutures et semenceaux, maintien d'une forte agro-biodiversité, ...) pour réduire l'impact des ON.

Les inspections au champ, réalisées avant et à la récolte, permettent d'identifier les pieds présentant les qualités recherchées (pureté variétale, rendement, forme des tubercules, tolérance aux ON, ...). 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 actives.

3.2 Nature du matériel candidat à la multiplication et vérification de l'état phytosanitaire

Le matériel végétal candidat à la multiplication, quelle que soit sa forme (bouture, tubercule, semenceau, vitroplant), devra subir une série de tests afin de vérifier son état sanitaire. Ceux-ci s'appuient sur des techniques classiques d'indexage biologique et d'observations des symptômes (greffage sur *I. setosa*, figure 9) mais aussi sur des tests sérologiques et moléculaires. L'utilisation des analyses NGS est envisagée et a déjà fait l'objet de publication en lien avec la patate douce (Kreuze *et al.*, 2009 ; Kashif *et al.*, 2012). Ces nouvelles méthodes d'analyses doivent encore être validées avant leur utilisation en certification.



Figure 9 : greffage sur *I. setosa* (Good Fruit and Vegetables, 2016)

Le schéma de sélection proprement dit débute par le transfert en vitroculture, ce qui permet de garantir la qualité sanitaire du matériel initial, d'autant que les plantes de départ peuvent être infectées par des champignons, des insectes, ... qui risqueraient de poser des problèmes dans un schéma de sélection classique au champ. Le passage par la vitroculture est une voie à privilégier, exception faite pour les variétés impossibles à maintenir avec cette méthode.

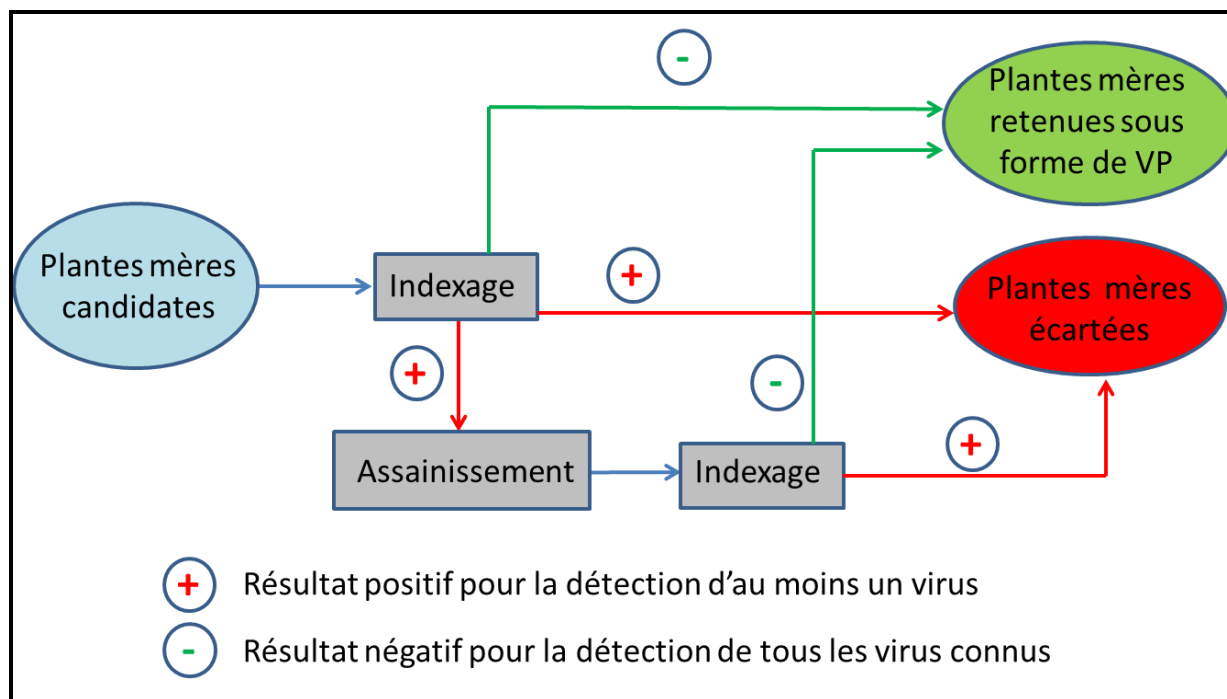


Figure 10 : Étape 1 du schéma de production de patate douce et/ou d'igname

Si les résultats de ces analyses s'avèrent concluants, la plante-mère candidate intègre le schéma de sélection en vue de pouvoir produire de grandes quantités de plants (cf. figure 10). Dans le cas contraire, le plant en question est rejeté ou fait l'objet d'une procédure d'assainissement.

En effet, les maladies virales représentent l'un des principaux facteurs biotiques limitants pour obtenir des rendements plus élevés. Le matériel végétal destiné à la plantation est produit par culture de méristème associée ou non à la chimiothérapie ou la thérapie (Mervat et Ashoub, 2009), ce qui a permis, pour l'igname notamment d'obtenir des augmentations de rendement d'au moins 30% (Mantell et Haque, 1979). Plus récemment, la cryothérapie (ou assainissement par cryoconservation) s'est également montrée efficace pour l'éradication des virus et des phytoplasmes chez l'igname (Shin *et al.*, 2013) et la patate douce (Feng *et al.*, 2011).

3.3 Production de vitroplants ou de boutures

3.3.1 Vitroplants

Les plants-mères obtenues (après assainissement quand cela s'avère nécessaire) font l'objet d'une phase de multiplication *in vitro* par microbouturage de nœuds en conditions contrôlées afin d'obtenir un nombre de plants suffisant avant leur introduction dans les DROM. Ces phases de multiplication végétative se feront dans des structures à même de pouvoir mener à bien en toute sécurité cette production (figure 11).

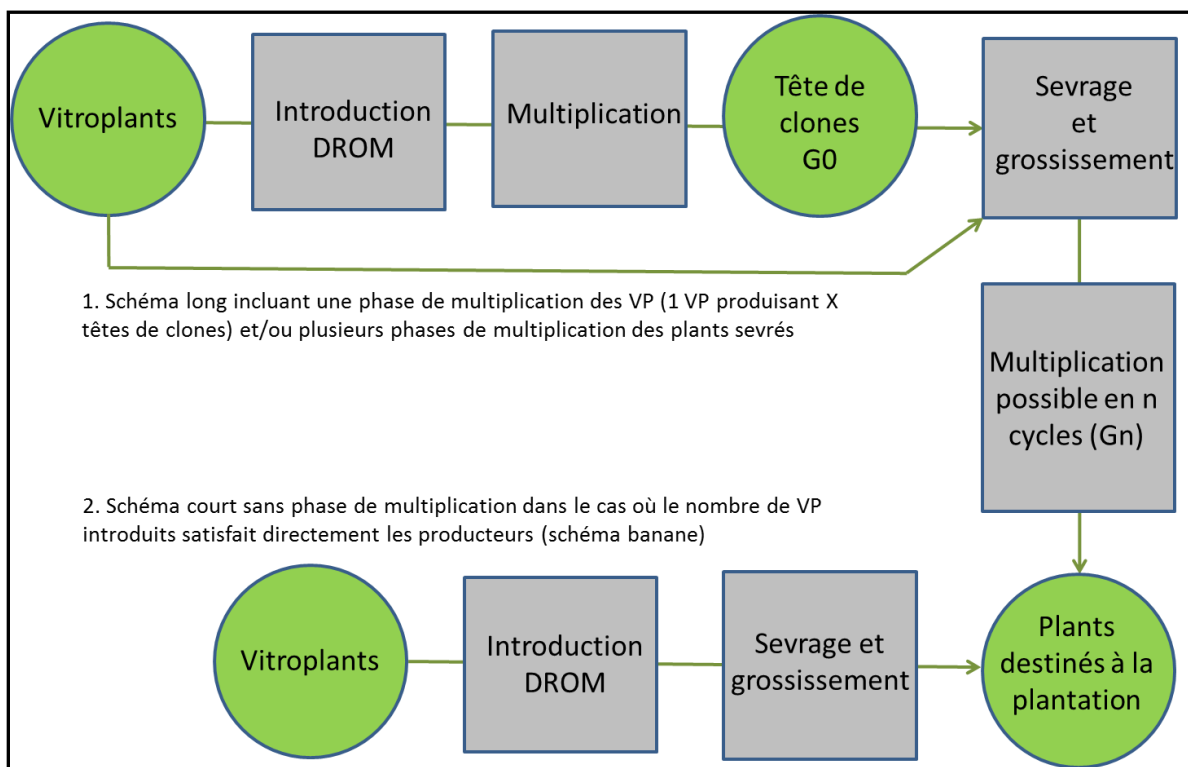


Figure 11 : Schéma de multiplication des vitroplants (patate douce et igname) après leur introduction dans les DROM

3.3.2 Boutures

Les boutures sont un autre moyen d'introduire du matériel végétal. Les plantes mères peuvent également être acclimatées et, après une phase de grossissement en conditions strictement contrôlées, faire l'objet de bouturage *in vivo* de tiges. Ces boutures peuvent ensuite être introduites sous cette forme dans les pépinières de multiplication dans les DROM, après envoi par courrier postal en sachets plastiques fermés.

La figure 12 résume ce schéma de multiplication, similaire à ce qui se fait pour le chrysanthème : les plantes mères de chrysanthème sont par exemple maintenues sous serre au Brésil, des boutures sont prélevées sur ces pieds et envoyées en sacs plastique par avion en Europe où, après repiquage, les plants sont élevés jusqu'au stade final. Comme ces méthodes peuvent introduire d'autres bioagresseurs que les virus, les boutures introduites doivent faire l'objet d'une surveillance plus approfondie.

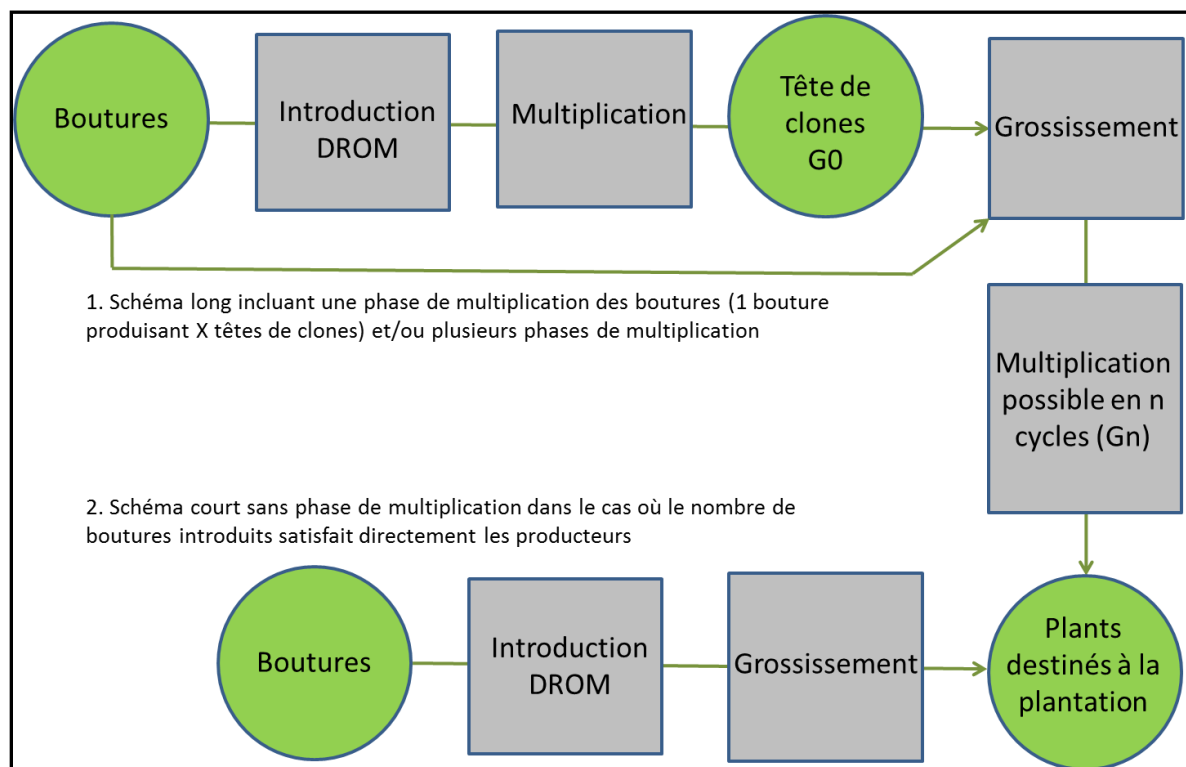


Figure 12 : Schéma de multiplication des boutures (patate douce et igname) après leur introduction dans les DROM

3.4 Pépinière de sevrage

Certaines recommandations s'appliquent aussi bien pour la conduite de pépinières de plants d'igname et de patate douce et quelle que soit la nature du matériel végétal de base importé : vitroplants, bouture de tige, bouture racinée en mini-motte ; les éventuelles spécificités liées aux vitroplants seront précisées. Compte tenu des exigences phytosanitaires imposées, les étapes successives en pépinière de sevrage et de grossissement doivent permettre de s'assurer que le matériel importé est conforme tout en évitant que des ON présents localement viennent contaminer les plants ou en amoindrir les qualités (calibre, germination, ...).

Idéalement, les pépinières de multiplication devraient être établies dans un lieu où le climat et l'environnement ne favorisent pas les pathogènes locaux et distant des parcelles de production. Par exemple, un endroit plus sec éviterait le développement d'antracnose sur l'igname *D. alata* ; un endroit exposé au vent du large pourrait éviter l'arrivée des insectes piqueurs volants vecteurs de virus (pucerons, cicadelles et aleurodes).

3.4.1 Phase de multiplication des VPs/boutures/tubercules

Préalablement au sevrage des VPs, des boutures et des tubercules, il est possible de prévoir une phase de multiplication *in vitro* dans les DROM pour augmenter le potentiel de production de plants. Dans ce cas, les VPs sont utilisés comme source de nouvelles micro-boutures pour

produire d'autres VP. Les recommandations doivent être identiques à celles de l'établissement producteur de VPs : à savoir disposer du « savoir-faire » à la mise en œuvre de la micro-propagation *in vitro*, en s'interdisant l'utilisation d'antibiotique dans les milieux de culture de manière à permettre l'expression de toute germe saprophyte ou pathogène et ainsi de pouvoir repérer visuellement les contaminations éventuelles et d'écarter de tels lots.

3.4.2 Phase de sevrage en pépinière (G0)

Cette phase de sevrage consiste à sortir les VPs de leur contenant d'origine dans des petits pots ou à repiquer les boutures en garantissant dans un premier temps un taux d'humidité important. Cette étape, particulièrement cruciale pour l'igname, est préférentiellement réalisée en chambre climatique. Lorsqu'une bouture suffisamment racinée est obtenue, elle est placée en pré-pépinière destinée à fournir du matériel végétal pour la pépinière de production de plants proprement dit (bouture, tubercule,...). Cette pépinière G0 peut être limitée à quelques m².

3.4.3 Phase de production de plants destinés à la plantation (G0...Gn)

Cette phase consiste à produire le matériel végétal de base destiné à la plantation. Selon la plante ou le système retenu, il peut s'agir de boutures de tiges, de plants racinés, de mini-tubercules, de fragments de tubercules. Ce processus peut être réalisé en une ou plusieurs étapes selon la vitesse de développement de la variété (biomasse aérienne) et les objectifs de production de plants dépendant de la demande client.

3.4.4 Recommandations générales et mesures prophylactiques en fonction du niveau de la pépinière:

Descriptif de la mesure	Niveau pépinière	Obligatoire (O) ou Recommandé (R)
Serre insect-proof, comportant si possible un sas d'entrée et offrant la possibilité de compartimenter l'espace pour le sevrage de différents lots	G0	O
Application de mesures rigoureuses dans la gestion de la serre : pédiluve, désinfection des mains, port de gants, affectation d'outils de matériel horticole dédié à la serre, en particulier les outils de taille et de fragmentation de tubercules (scalpel, sécateur, ...), tenue d'un registre des entrées et sortie de matériel végétal	G0	O
Dispositifs de productions de matériel végétal destiné à la plantation situés à proximité de l'unité (G0) de sevrage des VPs et hors d'une zone de production d'igname ou de patate douce	Gn, P	R
Éliminer régulièrement, aux abords des installations ou des parcelles, toutes les plantes adventices, source de réservoir potentiel pour des maladies ou des insectes	G0, Gn, P	O
La plantation, autour des parcelles de pépinière et de production, de haies brise-vent composées de plantes herbacées (maïs, sorgho,...) permet de limiter les vols d'insectes piqueurs susceptibles de transmettre des virus.	Gn, P	R

Des plantes à effet « Push-Pull » (propriété d'éloigner le ravageur de la culture et/ou de l'attirer hors de la culture) peuvent être utilisées soit en bande fleurie soit en massif : le basilic « cv cannelle » et le tabac d'ornement/ <i>Bemisia tabaci</i> , l'oeillet d'inde/fourmis et nématodes, l'absinthe/pucerons, ainsi que l'aneth, le coriandre ou l'asclépias pour leurs effets bénéfiques sur la faune des auxiliaires	Gn, P	R
Les substrats utilisés en pépinière (en particulier G0) doivent présenter des garanties sanitaires de manière à écarter toute contamination par des ON d'origine tellurique (en particulier nématodes, champignons du sol, larves d'insectes,...)	G0	O
Formation et sensibilisation du personnel aux mesures prophylactiques, en particulier lors de la circulation de véhicules ou de personnes susceptibles de transporter du sol ou des insectes à partir de parcelles de production ; interdire les visites de parcelles de pépinière aux clients et assurer des accès sécurisés et limités lors de la réception des commandes de plants	G0, Gn, P	O
<p>Mise en œuvre de méthodes de luttes contre les insectes vecteurs de virus (en particulier contre les insectes vecteurs selon un mode persistant), les maladies fongiques à dissémination aérienne et les plantes adventices (en particulier de la famille des <i>Convolvulaceae</i> dans le cas de la patate douce). Selon les systèmes de productions existants, il convient de prévoir des méthodes permettant de produire des plants compatibles avec l'agriculture biologique.</p> <p>Les ON à contrôler dépendent des pathosystèmes spécifiques à chaque DROM en tenant compte des facteurs favorables liés aux conditions agroenvironnementales de la petite région.</p> <p>Pour l'igname :</p> <ul style="list-style-type: none"> ○ toutes les maladies fongiques responsables de taches foliaires et en priorité l'antracnose causée par <i>Colletotrichum gloeosporioides</i>, et les champignons suivants : <i>Botryodiplodia theobromae</i>, <i>Cercospora</i> sp., <i>Corynespora cassiicola</i>, <i>Curvularia</i> sp., <i>Pestalotia</i> sp., <i>Phomopsis</i> sp., <i>Phyllosticta</i> sp. ○ les nématodes dont les 3 espèces suivantes : <i>Scutellonema bradys</i>, <i>Pratylenchus coffea</i>, <i>Meloidogyne incognita</i> ○ les insectes : les cochenilles (<i>Coccidae</i>, <i>Diaspididae</i>, <i>Pseudococcidae</i> dont <i>Planococcus citri</i>) ; en Guadeloupe une attention particulière devra être apportée face au risque de défoliation par la fourmi manioc (<i>Acromyrmex octospinosus</i>) contre laquelle aucun produit phytopharmaceutique n'est homologué <ul style="list-style-type: none"> ● Pour la patate douce : <ul style="list-style-type: none"> ○ toutes les maladies fongiques responsables de taches foliaires et en particulier le scab causé par <i>Elsinoe batatas</i>, et les champignons suivants : <i>Alternaria</i> sp., <i>Cercospora bataticola</i>, <i>Phyllosticta batatas</i>, <i>Septoria bataticola</i>, <i>Phomopsis ipomoea-batatas</i> ○ les bactéries responsables de pourriture du tubercule et et des tiges au collet en particulier <i>Dickeya dadantii</i> (syn. <i>Erwinia chrysanthemi</i>) ○ les nématodes, principalement ceux appartenant au genre <i>Meloidogyne</i> (<i>M. arenaria</i>, <i>M.hapla</i>, <i>M.incognita</i>, <i>M.javanica</i>) ○ les insectes, principalement les charançons dont les larves perforent les tubercules : la principale espèce 	G0, Gn, P	O

figurant des exigences à l'import des tubercules étant <i>Cylas formicarius</i> ; une attention particulière doit être portée sur <i>Bemisia tabaci</i> (Aleyrodidae) afin d'éviter la vécition des nombreux Begomovirus susceptibles d'être hébergés par la patate douce		
Eviter si possible l'arrosage par aspersion qui favorise la dissémination des maladies fongiques et ne pas arroser cette manière en fin de journée pour éviter que le feuillage reste mouillée toute la nuit	Gn, P	R
En fin de culture, prévoir la mise en œuvre de mesures particulières destinées à : <ul style="list-style-type: none"> ○ Détruire les résidus de culture d'igname ou de patate douce de manière à éviter par la suite des repousses source de réservoir pour les insectes vecteurs et les maladies ○ Détruire les plantes adventices source de réservoir pour les insectes vecteurs ; l'application simultanément d'un herbicide et d'un insecticide permet en particulier de limiter fortement la ré-infestation des parcelles par <i>Bemisia tabaci</i> 		O

Phase de sevrage en pépinière (G0, Gn) : Cette phase consiste à sortir les VPs de son contenant d'origine jusqu'à l'obtention d'une bouture suffisamment racinée pour être placée en pré-pépinière destinée à fournir du matériel végétal pour la pépinière de production de plants destinés à fournir le matériel de plantation proprement dit (bouture, tubercule, ...). Cette pépinière G0 peut être limitée à quelques m².

Phase de production de plants destinés à la plantation (P) : Cette phase consiste à produire le matériel végétal de base destiné à la plantation. Selon la plante ou le système retenu, il peut s'agir de boutures de tiges, de plants racinés, de mini-tubercules, de fragments de tubercules ...

3.5 Contrôle phytosanitaire avant la fourniture du matériel aux producteurs

Les mesures de surveillance identifiées sont les suivantes :

- Au cours du sevrage et de toutes les étapes destinées à produire le matériel de plantation, tout plant présentant des symptômes suspects sera sorti de la pépinière et détruit ; il serait utile de pouvoir porter un diagnostic sur l'étiologie des symptômes en ayant pour priorité la recherche des organismes figurant dans les exigences réglementaires et ceux figurant dans la liste des organismes émergents ou indiqués comme à surveiller, sans exclure la recherche des ON figurant dans les inventaires spécifiques aux DROM considérés.
- La surveillance et le repérage précoce des insectes vecteurs de virus (aleurodes, pucerons, thrips, ...) peuvent être réalisés par la pose de panneaux englués, de teinte jaune ou bleue selon les espèces ciblées.
- Comme certains organismes peuvent être considérés comme des indicateurs de l'état sanitaire du matériel importé et/ou de l'état sanitaire de la pépinière et du respect des bonnes pratiques, il est possible de mettre en place une recherche ciblée par sondage ; ces pratiques, qui sont de nature à apporter des confirmations sur la qualité sanitaire du

matériel végétal de plantation produit selon ces nouveaux itinéraires, peuvent être mises en place pendant une phase transitoire destinée à éprouver le dispositif.

Compte tenu de la prévalence connue sur certains pathosystèmes virus-plante, les surveillances pourraient porter sur les virus suivants, constituant de bons indicateurs pouvant s'appuyer sur des méthodes de détection fiables et applicables en routine en particulier par des laboratoires agréés :

- Pour l'igname : le *Yam mosaic virus* (YMV) ou plus largement le genre des Potyvirus ;
- Pour la patate douce : le *Sweet potato feathery mottle virus* (SPFMV) ou plus largement le genre des Potyvirus.

En faisant l'hypothèse d'un taux de contamination de 5% des plants et avec un intervalle de confiance de 5%, le nombre d'échantillons à prélever par lot est d'environ 50 quelle que soit la taille du lot ; en fonction de la sensibilité des méthodes, il devrait être possible d'analyser les échantillons par regroupement (pooling) à définir, fonction des données sur la sensibilité des méthodes de détection ; en présence de symptômes, les prélèvements pourraient être limités aux plants symptomatiques. En fonction des résultats obtenus, ces sondages pourront être espacés dans le temps et mis en place en fonction des suspicions potentielles.

4 Conclusion

(1) Dans les DROM, les cultures d'igname et de patate douce, à l'instar des autres cultures à racines et tubercules tropicales (manioc, aracées) sont restées très traditionnelles sans bénéficier d'innovations techniques notables comme cela s'est produit pour la banane et les cultures maraîchères. En particulier, le système semencier de l'igname et de la patate douce, basé sur la multiplication végétative, n'est pas sécurisé. Cette situation a eu pour conséquence une dégradation de l'état sanitaire des cultures et un appauvrissement de la diversité génétique.

D'autre part, la compétitivité économique de ces filières a diminué, entraînant une baisse de la production et le recours à des importations de substitution (pour l'igname notamment) nuisant au développement local de ces cultures. Paradoxalement, les consommateurs recherchent de plus en plus des produits locaux, mus par des motivations à la fois nutritionnelle, écologique et culturelle (« légumes-pays »). D'autre part, des opportunités de conquête de nouveaux marchés à l'exportation existent notamment avec la patate douce. La reconquête des consommateurs locaux comme le développement de nouveaux marchés supposent de disposer de variétés performantes et donc de pouvoir, dans certains cas et selon les besoins identifiés, introduire de nouvelles variétés sans pour autant mettre en danger l'agriculture et la biodiversité locale. Pour ce faire, le recours à des vitroplants et/ou des boutures garantis indemnes de pathogènes semble la voie la plus sûre et la plus pratique pour effectuer ces introductions nécessaires pour redynamiser ces filières avec des retombées positives sur l'économie locale.

(2) Il est important de noter que d'autres types de propagules que le vitroplant peuvent être utilisées pour l'introduction de plants de patate douce et d'igname, comme les boutures de tiges, les boutures racinées en mini-motte et les mini-tubercules, mais ces méthodes peuvent introduire d'autres bioagresseurs que les virus et doivent être donc l'objet d'une surveillance plus approfondie.

(3) À partir de ce constat, nous pouvons établir qu'il est possible d'introduire des vitroplants et ou boutures de patate douce et d'igname dans les DROM afin d'améliorer la production de ces tubercules en garantissant l'état sanitaire des semences, en respectant toutefois certaines contraintes. Tout d'abord, les plantes mères utilisées par la structure de production de plants devront être certifiées indemnes des virus connus et listés précédemment. L'utilisation de vitroplants permet de s'affranchir des risques sanitaires liés aux insectes, nématodes, bactérie et champignons (à l'origine des dégâts les plus importants sur l'igname et la patate douce), pour autant que les techniques de culture *in*

in vitro soient bien respectées (certification, assurance qualité). Ensuite, après livraison des vitroplants aux pépinières identifiées, un suivi régulier devra être effectué afin de garantir le maintien de l'état sanitaire des plants multipliés pour la production après sevrage des vitroplants par des observations visuelles et des tests de détection des principaux virus. Enfin, pendant les phases de production chez l'agriculteur, des veilles sanitaires seront également réalisées pour éviter une ré-infestation trop rapide par des bio-agresseurs.

- (4) Parallèlement à la mise en place de ces dispositifs, en particulier pour en assurer la fiabilité, il est nécessaire d'obtenir des données complémentaires sur certains virus de l'igname et de la patate douce, ainsi que sur leurs vecteurs. Ainsi, pour les départements d'outre-mer concernés par cette saisine, les données épidémiologiques sur les viroses sont limitées, voire inexistantes. Un inventaire des virus et de leurs vecteurs présents serait utile pour affiner l'évaluation des risques liés à l'introduction éventuelle de virus émergents non encore présents dans ces territoires. Pour ce faire, de nombreuses méthodes moléculaires sont actuellement disponibles pour assurer la détection des virus de l'igname et de la patate douce selon des critères de performance requis pour contrôler l'état sanitaire des plants à tous les stades (plante mère, vitroplant, plant en pépinière, plant en culture). Néanmoins, certaines méthodes nécessitent encore des travaux d'optimisation et de validation. Enfin, le cas échéant, il faudra prévoir d'assurer l'officialisation et le transfert des méthodes de détection des virus vers le réseau des laboratoires agréés par la mise en œuvre de formations ad hoc et la réalisation périodique d'essai interlaboratoire d'aptitude (EILA).
- (5) Quelle que soit la nature du matériel végétal importé, cette étude apporte une réactualisation des ON (principalement des virus) à prendre en compte dans l'assainissement du matériel de base et dans les contrôles aux différentes étapes du schéma de production. Ces listes d'ON pourront être reprises pour la refonte des réglementations phytosanitaires de chaque DROM.
- (6) Enfin, il paraît indispensable que la filière racines et tubercules soit structurée dans les DROM pour garantir un système de multiplication du matériel végétatif durablement sain et performant (multiplication *in vitro*, pépinière contrôlée, serre insect-proof).

Date de validation du rapport : 14 mars 2017

5 Bibliographie

5.1 Publications

Barlagne C. (2014). Approche intégrée de la qualité dans les filières agricoles : cas de la filière igname en Guadeloupe. *Thèse de l'Université des Antilles*, 284pp..

Bertrand C. (2011). Evaluation technico-économique des systèmes de culture d'igname en Guadeloupe, rapport de stage, UR Astro, INRA AG, 22 pp..

FAO (1989). FAO/IBPGR technical guidelines for the safe movement of yam germplasm. Brunt A.A. (ed.), Jackson G.V.H. (ed.), Frison E.A. (ed.) FAO, Rome, IT. Plant Production and Protection Division, International Board for Plant Genetic Resources, Rome, IT.

FAOSTAT, <http://www.fao.org/faostat/fr/#data/QC>, site consulté en 01-03.2017.

Feng C., Yin Z., Ma Y., Zhang Z., Chen L., Wang B., Li B., Huang Y. and Wang Q. (2011). Cryopreservation of sweetpotato (*Ipomoea batatas*) and its pathogen eradication by cryotherapy. *Biotechnology Advances* **29**, 84-93.

Good Fruit and Vegetables (2016). Sweetpotato industry tackles viruses through science. 2016.09.18. <http://www.goodfruitandvegetables.com.au/story/4167538/sweetpotato-industry-tackles-viruses/>, site consulté en 03.2017.

Kashif M., Pietilä S., Artola K., Jones R.A.C., Tugume A.K., Mäkinen V. and Valkonen J.P.T. (2012). Detection of viruses in sweetpotato from Honduras and Guatemala augmented by deep-sequencing of small-RNAs. *Plant Disease* **96**, 1430-1437.

Kreuze J.F., Perez A., Untiveros M., Quispe D., Fuentes S., Barker I. and Simon R. (2009). Complete viral genome sequence and discovery of novel viruses by deep sequencing of small RNAs: a generic method for diagnosis, discovery and sequencing of viruses. *Virology* **388**, 1-7.

Lama L. (2015). Les vertus dédaignées de la patate douce. Guyane1, 19.09.2015.

Li R., Salih S. and Hurtt S. (2004). Detection of geminiviruses in sweet potato by polymerase chain reaction. *Plant Disease* **88**, 1347-1351.

Loebenstein G. and Thottappilly G. (eds). (2009). The Sweetpotato . Springer Science and Business Media B.V. 538p.

Mantell S.H. and Haque S.Q. (1979). Disease-free yams: their production, maintenance and performances. *Caribbean Agric Res Dev Inst Trinidad, Yam Virus Bulletin* **2**, 2pp.

Mervat M.M. El Far and Ashoub A. (2009). Utility of thermotherapy and meristem tip for freeing sweetpotato from viral infection. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences* **3**, 153-159.

RGA (2010). Recensement Général Agricole 2010 in Agreste DOM, Mémento de la statistique. Différents numéros pour Martinique, Guadeloupe, Réunion, Mayotte, Guyane.

Scott G.J., Rosegrant M.W. and Ringler C. (2000). Global projections for root and tuber crops to the year 2020. *Food Policy* **25**, 561-597.

Shin J.H., Kang D.K. and Sohn J.K. (2013). Production of *Yam mosaic virus* (YMV)-free *Dioscorea opposita* plants by cryotherapy of shoot-tips. *Cryo Letters* **34**, 149-157.

Thouvenel J.C. et Dumont R. (1990). Perte de rendement de l'igname infectée par le virus de la mosaïque en Côte-d'Ivoire. *L'Agronomie Tropicale* **45**, 125-129.

Varin D., Blanc S. et Brévert J. (2009). La culture de la patate douce en Nouvelle-Calédonie. Association Inter-provinciale de gestion des Centres Agricoles. Centre des Tubercules Tropicaux, 27pp.

5.2 Normes

NF X 50-110 (mai 2003) Qualité en expertise – Prescriptions générales de compétence pour une expertise. AFNOR (indice de classement X 50-110).

5.3 Législation et réglementation

Patate douce (*Ipomoea batatas*)

Plante ou organisme nuisible	Nature du matériel végétal ou de l'organisme nuisible	DROM	Texte réglementaire	Exigences spécifiques	Exigences complémentaires non spécifiques
-Sweet potato vein mosaic virus -Sweet potato yellow dwarf virus	Patate douce (tout matériel végétal destiné à la consommation ou à la plantation)	Guadeloupe Martinique	Arrêté 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe II B : liste complémentaire des organismes nuisibles dont l'introduction est interdite dans les DOM s'ils se présentent sur certains végétaux et produits végétaux	Absence des organismes nuisibles sur le matériel végétal importé	
Patate douce	Plant (bouture ou tubercule semence)	Réunion	Arrêté préfectoral N°2011-1479 du 30.09 Annexe IV : exigences particulières pour l'introduction et la circulation des végétaux et produits végétaux et autres objets sur le territoire de l'île de La Réunion	Art 77 : constatation officielle que les végétaux ou parties de végétaux sont originaires d'un pays connu comme exempt de <i>Megasthes glandalis</i> et <i>M. pusialis</i> Art 78 : constatation officielle que les végétaux ou parties de végétaux -proviennent en ligne directe de matériels maintenus dans les conditions appropriées ; -ont été soumis à des tests officiels concernant les organismes nuisibles déterminés et utilisant des indicateurs appropriés ou des méthodes équivalentes à l'issue desquels ils se sont révélés exempts desdits organismes : Les organismes nuisibles déterminés sont les suivants : -Sweet potato feathery mottle virus -Sweet potato little leaf phytoplasme -Sweet potato mild mottle virus	Art 81, 82 et 85: constatation officielle que les végétaux ont été obtenus en pépinières et a)Sont originaires d'une zone reconnue exempte des organismes visés : -Art 81 : <i>Amauromyza maculosa</i> , <i>Liriomyza bryoniae</i> , <i>L. trifolii</i> et <i>L. sativae</i> ; -Art 82 : <i>Frankliniella occidentalis</i> et <i>Thrips palmi</i> ; -Art 85 : <i>Bemisia tabaci</i> (populations non présentes à La Réunion) ou b)sont originaires d'un lieu de production déclaré exempt des organismes visés à la suite d'inspections officielles effectuées au moins une fois par mois durant les trois mois précédant l'exportation ou c)ont été soumis juste avant exportation à un traitement approprié contre les organismes visés. Une description du traitement appliqué figure sur le CPO.

Plante ou organisme nuisible	Nature du matériel végétal ou de l'organisme nuisible	DROM	Texte réglementaire	Exigences spécifiques	Exigences complémentaires non spécifiques
Patate douce	Racines ou tubercules de consommation	Réunion	Arrêté préfectoral N°2011-1479 du 30.09 Annexe IV : exigences particulières pour l'introduction et la circulation des végétaux et produits végétaux et autres objets sur le territoire de l'île de La Réunion		Art 10 : les végétaux sont indemnes de terre et de feuillage ou parties de feuillage
Patate douce	Toute nature		Texte réglementaire pour la Martinique, la Guadeloupe et la Guyane Arrêté du 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe V partie B : liste complémentaire des végétaux et produits végétaux dont l'introduction est interdite dans les départements d'outre-mer	Interdiction toutes origines	Pas de dérogation accordée en Guadeloupe (source DAAF SALIM, 2016)
Patate douce	Racines ou tubercules de consommation	Guadeloupe Guyane	Arrêté du 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe VI partie B	Racines indemnes de <i>Cylas formicarius</i> (charançon élégant de la patate douce)	Racines soigneusement lavées et débarrassées de toute trace de terre
Patate douce	Plant (bouture ou tubercule semence)	Guadeloupe Guyane Martinique	Arrêté du 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe VI partie B	Interdiction toutes origines (y compris UE, autres DOM, et autres territoires d'outre-mer)	

Igname (*Dioscorea* sp.)

Plante ou organisme nuisible	Nature du matériel végétal ou de l'organisme nuisible	DROM	Texte réglementaire	Exigences spécifiques	Exigences complémentaires non spécifiques
<i>Scutellonema bradys</i> (nématode de l'igname)	Absence de l'organisme à tous les stades de son développement	Guadeloupe Martinique	Arrêté 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe I B : liste complémentaire des organismes nuisibles dont l'introduction est interdite dans les DOM		
-Yam internal browning disease (ou nécrose interne des tubercules d'igname) -Yam mosaic virus (ou virus de la mosaïque internervaire de l'igname)	Igname (tout matériel végétal destiné à la consommation ou à la plantation)	Guadeloupe Martinique Guyane	Arrêté 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe II B : liste complémentaire des organismes nuisibles dont l'introduction est interdite dans les DOM s'ils se présentent sur certains végétaux et produits végétaux	Absence des organismes nuisibles sur le matériel végétal importé	
Igname	Tubercules pour la consommation	Martinique Guadeloupe	Arrêté 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe VI B : exigences particulières qui doivent être requises pour l'introduction de végétaux et autres objets dans les DOM	Champs de production reconnus officiellement indemnes de viroses	Tubercules débarrassés de toute trace de terre et soigneusement lavés
Igname	Tubercules pour la consommation	Guyane	Arrêté 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe VI B : exigences particulières qui doivent être requises pour l'introduction de végétaux et autres objets dans les DOM	Absence de <i>Scutellonema bradys</i> dans le pays de provenance	Tubercules débarrassés de toute trace de terre et soigneusement lavés
Igname	Tubercules pour la plantation ou la consommation	Guyane	Arrêté 03.09.90 modifié 03.09.93 Annexe V partie B : liste complémentaire des végétaux et produits végétaux dont l'introduction est interdite dans les départements d'outre-mer	Ex 07.14 : Interdiction selon la liste des pays suivants : Brésil, Côte d'Ivoire, Cuba, Dominique, Guadeloupe, Guatemala, Haïti, Jamaïque, Martinique, Nigéria, Porto-Rico, Togo, USA	Tubercules débarrassés de toute trace de terre et soigneusement lavés

ANNEXES

Annexe 1 : Lettre de la demande

19 MAI 2016



MINISTÈRE DE L'AGRICULTURE, DE L'AGROALIMENTAIRE ET DE LA FORÊT

Direction générale de l'alimentation
Service des actions sanitaires en production primaire
Sous-direction de la qualité, de la santé et de la
protection des végétaux
Bureau de la santé des végétaux

Adresse : 251 rue de Vaugirard
75 732 PARIS CEDEX 15

Suivi par : Richard BORDEAU
Tél : 01 49 55 58 89
Fax : 0149 55 59 49
bssv.sdqpv.dgal@agriculture.gouv.fr

Le Directeur Général de l'Alimentation

à

Madame Caroline GARDETTE
Directrice Générale Suppléante de l'Agence nationale
de sécurité sanitaire de l'alimentation, de
l'environnement et du travail
14 rue Pierre et Marie Curie
94701 Maisons Alfort Cedex

Réf. Interne : BSV/2016

05 - 015

Objet : Demande d'appui scientifique et technique sur les risques d'introduction d'organismes nuisibles via les vitro-plants de patate douce et d'igname dans les départements d'outre mer (DOM)

Les Directions de l'Alimentation, de l'Agriculture et de la Forêt (DAAF) de Martinique et de Guadeloupe nous ont fait part d'une demande de professionnels visant à l'introduction de vitro-plants de patate douce et d'ignames dont le développement est souhaité dans le cadre de la diversification des denrées végétales produites localement, notamment celles destinées à l'approvisionnement des consommateurs en légumes frais.

Pour garantir la qualité des cultures, notamment sanitaire, les filières de production souhaitent avoir accès à du matériel végétal issu de vitro-plants.

Nous vous demandons d'évaluer le risque phytosanitaire lié à l'importation de vitro-plants tant de patate douce que d'igname dans les différents départements d'outre-mer. Ce risque porte sur les organismes nuisibles réglementés, non réglementés ou nouvellement connus pouvant être attachés à ce type de matériel végétal.

Dans l'hypothèse où elle apparaît favorable à l'importation, cette évaluation du risque comportera des recommandations portant, si nécessaire, sur :

- les conditions à la production et à l'importation des vitro-plants, comprenant les techniques d'indexation des pieds-mères ;
- les protocoles à mettre en place permettant d'éviter la propagation d'organismes nuisibles dans les phases de sevrage et de grossissement chez les pépiniéristes ainsi que les mesures de surveillance et techniques associées à prévoir pour cette phase d'acclimatation ;
- la surveillance en plein champ si des risques spécifiques à l'utilisation des techniques de culture *in vitro* sont identifiées.

Je vous prie de bien vouloir fournir votre appui scientifique et technique pour le 1^{er} décembre 2016.

En cas de difficulté rencontrée dans l'accomplissement de cette demande, je vous prie de m'en informer dans les meilleurs délais.

Mes services se tiennent à votre disposition pour vous apporter toute information complémentaire. Je vous remercie de bien vouloir m'accuser réception de la présente demande.

~~Le sous-directeur de la qualité, de la santé
et de la protection des végétaux~~

~~Alain TRIDON~~

Annexe 2 : Tableau complet des virus de la patate douce

Famille	Genre	Espèce	Vecteur	Répartition géographique	Incidence	Séquences	Type de test	Remarques
Bromoviridae	Cucumovirus	Cucumber mosaic virus (CMV)	pueron	Israël, Egypte, Ouganda, Kenya, Japon		oui	ELISA, PCR	seulement après infection par le SPCSV (= helper virus)
Bunyaviridae	Phlebovirus?	Sweetpotato virus (C-3)	-	Brésil		oui	indexage	transmis par greffage
Caulimoviridae	Badnavirus	Sweetpotato pakakuy virus (SPPV)				oui	PCR	synonyme=Sweet potato badnavirus A and B
	Cavemovirus	Sweet potato collusive virus (SPCV)		Porto Rico, Pacifique Sud (NZ, Papouasie,...), Caraïbes, Amérique centrale, Chine, Afrique de l'Est, Egypte, Kenya, Madère, Australie			NCM-ELISA, PCR	synonyme=Sweet potato caulimo-like virus souvent en complexe avec le SPFMV
	Solednovirus	Sweet potato vein clearing virus (SPVCV)	?	Amérique Centrale, République Dominicaine, Afrique de l'Est, Guatemala, Kenya, panama et Ouganda		non	PCR	
Closteroviridae	Crinivirus	Sweet potato chlorotic stunt virus (SPCSV)	aleurode	partout	30% en 2ème génération	oui	NCM-ELISA, RT-PCR, IC-RT-PCR, RT-qPCR	co-infection fréquente avec le SPFMV = "sweet potato virus disease" (SPVD)
Comoviridae	Nepovirus	Sweet potato ringspot virus (SPRSV)		Papouasie Nouvelle Guinée, Kenya			indexage, ELISA	souvent asymptomatique
Geminiviridae	Begomovirus	Ipomoea crinkle leaf curl virus (ICLCV)	aleurode	Israël	25-30%	oui	indexage, ELISA, PCR, PCR/RFLP	souvent asymptomatique
	Begomovirus	Ipomoea yellow vein virus (IYVV)		Espagne				
	Begomovirus	Sweet potato Golden vein associated virus (SPGvAV)	aleurode?	Brésil				
	Begomovirus	Sweet potato leaf curl virus (SPLCV)		Brésil				
	Begomovirus	Sweet potato leaf curl Canary virus (SPLCCaV)	aleurode	Canaries				
	Begomovirus	Sweet potato leaf	aleurode?	Chine				

		curl China virus (SPLCV-CN)					
	Begomovirus	Sweet potato leaf curl Georgia virus (SPLCGoV)	aleurode	Géorgie (USA), Porto Rico			
	Begomovirus	Sweet potato leaf curl Japan virus (SPLCLV-Jp)	aleurode?	Japon			
	Begomovirus	Sweet potato leaf curl virus USA (SPLCV-USA)		USA			
	Begomovirus	Sweet potato leaf curl Spain virus (SPLCESV)	aleurode	Espagne			
	Begomovirus	Sweet potato leaf curl South Carolina virus (SPLCSCV)		Caroline du Sud (USA)			
	Begomovirus	Sweet potato leaf curl Uganda virus (SPLCUV)		Ouganda			
	Begomovirus	Sweet potato mosaic associated virus (SPMaV)	?	-			
	Mastrevirus	Sweet potato symptomless virus 1 (SPSMV-1)		Pérou, Tanzanie		non	PCR
Flexiviridae	Carlavirus?	Sweet potato C-6 virus (C-6)		République Dominicaine, Cuba, Egypte, Indonésie, Kenya, NZ, Pérou, Philippines, Porto Roco, Afrique du Sud, Louisiane (USA)		non	indexage, NCM-ELISA
	Carlavirus	Sweet potato chlorotic fleck virus (SPCFV)	?	Asie, Bolivie, Brésil, Chine, Colombie, Cuba, Inde, Indonésie, Japon, Corée, NZ, Panama, Philippines, Taiwan, Ouganda		oui	indexage, NCM-ELISA, RT-PCR souvent sans symptômes
Luteoviridae	Polerovirus?	Sweet potato leaf speckling virus (SPLSV)	puceron	Cuba, Pérou		oui	RT-PCR
Potyviridae	Ipomovirus	Sweet potato mild mottle virus (SPMMV)	aleurode?	Afrique, Chine, Egypte, Inde, Indonésie, NZ, Papouasie, Philippines		oui	indexage, NCM-ELISA, RT-PCR, IC-RT-PCR, RT-qPCR
	Ipomovirus	Sweet potato yellow dwarf virus (SPYDV)	<i>Bemisia tabaci</i>	Taiwan, Brésil		non	indexage

	Potyvirus	Sweet potato feathery mottle virus (SPFMV)		partout	20-100%	oui	indexage, NCM-ELISA, RT-PCR, RT-PCR/RFLP, IC-RT-PCR, RT-qPCRc	4 souches: 'russet crack', commune, ordinaire, d'Afrique de l'Est	
	Potyvirus	Sweet potato latent virus (SPLV)		Chine, Egypte, Inde, Indonésie, Japon, Kenya, Corée, NZ, Philippines, Afrique du Sud, Taiwan, Ouganda		oui	NCM-ELISA, RT-PCR, RT-qPCR		
	Potyvirus	Sweet potato mild speckling virus (SPMSV)		Argentine, Chine, Egypte, Indonésie, Pérou, Philippines, NZ, Nigéria, Afrique du Sud		oui	NCM-ELISA, RT-PCR	un des composants de la "Sweetpotato chlorotic dwarf disease" avec le SPFMV et le SPCSV	
	Potyvirus	Sweet potato vein mosaic virus (SPVMV)	puceron	Argentine, Chine		oui	indexage, RT-PCR	"batata crespia"	Qin et al. (2013)
	Potyvirus	Sweet potato virus 2 (SPV2)		Taiwan, Barbades, Chine, Pérou, Portugal, Espagne, Afrique du Sud, Australie, USA		oui	indexage, NCM-ELISA, DAS-ELISA, RT-PCR, RTqPCR	synonyme=Ipomea vein mosaic virus et Sweetpotato virus Y	
	Potyvirus	Sweet potato virus C (SPVC)		Chine		oui	RT-PCR/RFLP, RT-qPCR		
	Potyvirus	Sweet potato virus G (SPVG)		Chine, Afrique, Barbades, Egypte, Ethiopie, Japon, Nigéria, Pérou, Espagne, Java, NZ, Hawaï, Polynésie Française , USA		oui	indexage, NCM-ELISA, RT-PCR, RTqPCR	synergie avec SPCSV	en co-infection avec le SPFMV, réduction de rendement de 14%
Phytoplasme		Sweet potato little leaf (SPLL)	cicadelle <i>Orosius</i> sp. et <i>Nesophrosyne</i> sp.	Japon, Chine, Indonésie, Corée, Nouvelle Calédonie , Papouasie Nouvelle Guinée, Iles Salomon, Taiwan, Tonga, Vanuatu		oui	indexage, PCR	= Candidatus Phytoplasma aurantifolia	

Annexe 3 : Tableau complet des virus de l'igname (D. Filloux)

Taxonomie virale			Espèces hôtes connues	Répartition géographique	Source	Vecteurs supposés	Exigence réglementaire	Séquences disponibles	Test disponible	Remarques
Famille	Genre	Espèce								
Alphaflexiviridae	Potexvirus	Dioscorea latent virus (DLV)	<i>Dca, Df</i>	Porto Rico	Hearon <i>et al.</i> (1978) ; Phillips <i>et al.</i> (1986)	Pucerons, transmission mécanique	FAO*	Non	Non	= un des 3 autres potexvirus mieux décrits
		Yam virus X (YVX)	<i>Dr, Dt</i>	Guadeloupe	Mambole <i>et al.</i> (2014)		Oui	RT-PCR	= DLV ?	
		Non nommé	<i>Dn</i>	Vanouatou	Mambole <i>et al.</i> (2014)		Oui	RT-PCR		
		Non nommé	<i>Db, Dr, Dt</i>	Guadeloupe, Haïti	Mambole <i>et al.</i> (2014)		Oui	RT-PCR		
Betaflexiviridae	Carlavirus	Yam latent virus (YLV)	<i>Do</i>	Chine	Lebas <i>et al.</i> (2005) ; Zou <i>et al.</i> (non publié)	Pucerons		Oui	Non	
	Non assigné	Non nommé	<i>Da</i>	Guadeloupe	Projet SafePGR (non publié)		Oui	Non		
		Non nommé	<i>Dn</i>	Vanouatou	Projet SafePGR (non publié)		Oui	Non		
		Non nommé	<i>Da, Dc, Dr</i>	Bénin, Ghana, Guadeloupe	Projet SafePGR (non publié)		Oui	Non		
Bromoviridae	Cucumovirus	Cucumber mosaic virus (CMV)	<i>Da, Dr, Dt</i>	Bénin, Côte d'Ivoire, Ghana, Guadeloupe, Nigéria, Togo	Eni <i>et al.</i> (2008c) ; Fauquet et Thouvenel (1987) ; Hughes <i>et al.</i> (1997) ; Migliori et Cadilhac (1976)	Pucerons	FAO	Oui	Elisa, RT-PCR	
Caulimoviridae	Badnavirus	Dioscorea bacilliform AL virus (DBALV) [syn. : Dioscorea alata bacilliform virus (DaBV)]	<i>Da, Dr</i>	Guadeloupe, Nigéria	Bridson <i>et al.</i> (1999) ; Bömer <i>et al.</i> (2016) ; Phillips <i>et al.</i> (1999)	Cochenilles	Non	Oui	IC-PCR ou PCR	plusieurs formes de séquences endogènes de badnavirus trouvées chez <i>D. cayenensis-rotundata</i> [Seal <i>et al.</i> (2014) ; Umber <i>et al.</i> (2014)]. Aucune forme endogène de génome viral complet n'a été trouvée, mais les tests de détection par PCR peuvent être perturbés par l'existence de ces séquences.
		Dioscorea bacilliform SN virus (DBSNV) [syn. : Dioscorea sansibarensis bacilliform virus (DsBV)]	<i>Ds</i>	Bénin	Seal et Muller (2007)		Non	Oui	Non	
		Dioscorea bacilliform RT virus (DBRTV1)	<i>Dr</i>	Nigéria	Bömer <i>et al.</i> (2016)		Non	Oui	Non	
		Dioscorea bacilliform RT virus (DBRTV2)	<i>Dr</i>	Nigéria	Bömer <i>et al.</i> (2016)		Non	Oui	Non	
		Dioscorea bacilliform TR virus (DBTRV)	<i>Da, Dt</i>	Guadeloupe	Umber <i>et al.</i> (2016)		Non	Oui	IC-PCR ou PCR	
		Yam internal brown spot virus (YIBSV)	<i>Da</i>	Barbades	Harrison et Roberts (1973)		FAO/DROM**	Non	Non	
		Plusieurs espèces non caractérisées	<i>Da, Dab, Db, Dc, Dd, De, Dj, Dn, Dof, Dpe, Dpr, Dr, Dt</i>	Probablement mondiale	Bousalem <i>et al.</i> (2009) ; Eni <i>et al.</i> (2008a) ; Kenyon <i>et al.</i> (2008) ; Umber <i>et al.</i> (2014) ; Bömer <i>et al.</i> (2016)		FAO/DROM	Oui	Non	11 autres espèces de badnavirus mises en évidence par PCR et séquençage, sans obtention de génomes complets. Une partie pourrait être des séquences endogènes
Closteroviridae	Ampelovirus	Yam ampelovirus 1 (YAV-1)	<i>Da, Dca, De, Dr, Dt</i>	Guadeloupe, Nigéria, Vanouatou	Teycheney <i>et al.</i> (2015)	Cochenilles		Oui	RT-PCR	
	Velarivirus	Cordylone virus 1 (CoV-1)	<i>Da</i>	Vanouatou	Teycheney <i>et al.</i> (2015)		Oui	Non		

<i>Geminiviridae</i>	Geminivirus	Yam yellow spot mosaic virus	<i>Dj, Do</i>	Chine	Zhou et al. (non publié)	Transmission verticale		Oui	Inutile	= séquences virales endogènes incomplètes probablement non infectieuses (Filloux et al. ; 2015)
<i>Luteoviridae</i>	Polerovirus	Non nommé	<i>Dt</i>	Guadeloupe	Projet SafePGR (non publié)	Pucerons		Oui	RT-PCR	

Taxonomie virale			Espèces hôtes connues	Répartition géographique	Source	Vecteurs supposés	Exigence réglementaire	Séquences disponibles	Test disponible	Remarques
Famille	Genre	Espèce								
<i>Potyviridae</i>	Macluravirus	Chinese yam necrotic mosaic virus (ChYNMV)	<i>Do, Dof</i>	Chine, Japon, Corée du Sud	Kondo (2001) ; Kondo et al. (2003) ; Kondo et Fujita (2012) ; Kwon et Choi (non publié) ; Lee et al. (2016) ; Zhou et al. (non publié)	Pucerons	FAO	Oui	RT-PCR	
		Yam chlorotic necrotic mosaic virus (YCNMV)	<i>Dpa, Dz</i>	Chine	Wang et al. (2009) ; Zhang et al. (2016)			Oui	RT-PCR	
		Non nommé	<i>Da, Dn</i>	Guadeloupe, Inde, Vanouatou	Filloux et al. (2015) ; Manasa et al. (non publié)			Oui	RT-PCR	
		Non nommé	<i>De</i>	Guadeloupe, Pacifique Sud	Filloux et al. (2015)			Oui	RT-PCR	
	Potyvirus	Yam mosaic virus (YMV)	<i>Da, Dab, Dca, Dr, Ds Du, Dt</i>	Bénin, Brésil, Burkina Faso, Cameroun, Côte d'Ivoire, Ghana, Guadeloupe, Guinée, Guyane Française, Martinique, Nigéria, Porto Rico, Togo	Aleman et al. (1996) ; Bousalem et al. (2000a) ; Bousalem et al. (2000b) ; Eni et al. (2008b) ; Eni et al. (2010)		FAO/DROM	Oui	Elisa, RT-PCR	
		Yam mild mosaic virus (YMMV) [syn. : Dioscorea alata virus (DaV)]	<i>Da, Db, Dca, Dd, De, Du, Dj, Dn, Do, Dpo, Dr, Dt</i>	Bénin, Brésil, Chine, Colombie, Corée du Sud, Costa Rica, Côte d'Ivoire, Fidji, Ghana, Guadeloupe, Guinée, Guyane Française, Haïti, Inde, Japon, Madagascar, Martinique, Nigéria, Ouganda, Papouasie-Nouvelle Guinée, Réunion, Sri Lanka, Togo, Vanouatou	Bousalem et al. (2003) ; Eni et al. (2008b) ; Eni et al. (2010) ; Galzi et al. (2013) ; Pierret (2013) ; Rabelo Filho et al. (2013)		FAO	Oui	RT-PCR	
		Japanese yam mosaic virus (JYMV)	<i>Dj, Do, Dpo</i>	Chine, Corée du Sud, Japon	Fuji et Nakamae (1999) ; Kajihara et al. (2009)			Oui	IC-RT-PCR, RT-LAMP	
		Dioscorea mosaic virus	<i>Dt</i>	Guadeloupe	Bousalem et Loubet (2008)			Oui	RT-PCR	
		Dioscorea dumetorum virus	<i>Dd</i>	Sri Lanka	Mumford et al. (non publié)			Oui	RT-PCR	
		Dasheen mosaic virus	<i>De</i>	Sri Lanka	Mumford et al. (non publié)			Oui	RT-PCR	
	Non nommé	<i>Dt</i>	Haïti	Filloux et al. (non publié)		Oui	RT-PCR			
<i>Secoviridae</i>	Fabavirus	Broad bean wilt virus 2 (BBWV-2)	<i>Do, Dof</i>	Chine, Corée du Sud, Japon	Kondo et al. (2005) ; Kwon et al. (2016) ; Lee et al. (non publié) ; Zou et al. (non publié)	Pucerons		Oui	Elisa, RT-PCR	

	Comovirus (?)	Dioscorea mottle virus (DMoV)	Da	Nigéria	Hughes <i>et al.</i> (1997) ; Kenyon <i>et al.</i> (2008)	Coléoptères (incertitude)		Non	Non	Il pourrait s'agir du DMAV.
	Non assigné	Dioscorea mosaic-associated virus (DMAV) [syn. : Yam necrosis-associated virus (YNAV)]	<i>Da, Dca, De, Dr, Dt</i>	Benin, Brésil, Guadeloupe, Nigéria	Teycheney <i>et al.</i> (2015) ; Hayashi <i>et al.</i> (2016)	Nématodes (incertitude)		Oui	RT-PCR	Il pourrait s'agir du DMoV.
<i>Tombusviridae</i>	Aureusvirus	Yam spherical virus (YSV)	Dr	Nigéria	Menzel <i>et al.</i> (2014)	Transmission mécanique		Oui	Elisa	

Légende de l'annexe 3

* FAO : FAO/IBPGR Technical guidelines for the safe movement of yam germplasm (FAO, 1989)

** DROM : Réglementation DROM actuelle

Espèces hôtes connues (**en gras : hôte principal**) :

Da : *D. alata* ; *Dab* : *D. abyssinica* ; *Db* : *D. bulbifera* ; *Dca* : *D. cayenensis* ; *Dco* : *D. composita* ; *Dd* : *D. dumetorum* ; *De* : *D. esculenta* ; *Df* : *D. floribunda* ; *Dj* : *D. japonica* ; *Dn* : *D. nummularia* ; *Do* : *D. opposita* ; *Dof* : *D. oppositifolia* ; *Dpa* : *D. parviflora* ; *Dpe* : *D. pentaphylla* ; *Dpo* : *D. polystachya* ; *Dpr* : *D. praehensilis* ; *Dr* : *D. rotundata* ; *Ds* : *D. sansibarensis* ; *Dt* : *D. trifida* et *Dz* : *D. zingbierensis*

Vecteurs testés :

- CMV : pucerons *Aphis craccivora*, *A. spiricola* et *Rhopalosiphum maidis* (Odu *et al.*, 2004 et 2006 ; Thouvenel et Fauquet, 1982)
- DBALV : cochenille *Planococcus citri* (Phillips *et al.*, 1999 ; Odu *et al.*, 2004 et 2006)
- YMMV : pucerons *A. craccivora* et *R. maidis* (Odu *et al.*, 2006)
- YMV : pucerons *A. craccivora*, *A. gossypii*, *Toxoptera citricidus* et *R. maidis* (Odu *et al.*, 2004 ; Thouvenel et Fauquet, 1982)

Evaluation des pertes de rendement :

- CYNMV : 30-45 % de perte chez *D. opposita* (Tochihara, 1993 ; Kondo *et al.*, 2015)
- JMMV : 8,6-43,8 % de perte chez *D. opposita* (Matsuzawa et Matsumoto, 1992 ; Kajihara *et al.*, 2008)
- YMV : 27 % de perte chez *D. alata* (Thouvenel et Dumont ; 1990)

Bibliographie de l'Annexe 3 :

Aleman M.E., Marcos J.F., Brugidou C., Beachy R.N. and Fauquet C. (1996). The complete nucleotide sequence of *Yam mosaic virus* (Ivory Coast isolate) genomic RNA. *Archives of Virology* **141**, 1259-1278.

Bömer M., Turaki A.A., Silva G., Kumar P. and Seal S.E. (2016). A sequence-independent strategy for amplification and characterisation of episomal badnavirus sequences reveals three previously uncharacterised yam badnaviruses. *Viruses* **8**, 188.

Bousalem M., Dallot S. and Guyader S. (2000). The use of phylogenetic data to develop molecular tools for the detection and genotyping of *Yam mosaic virus*. Potential application in molecular epidemiology. *Journal of Virological Methods* **90**, 25-36.

Bousalem M., Douzery E.J.P. and Fargette D. (2000). High genetic diversity, distant phylogenetic relationships and intraspecies recombination events among natural populations of *Yam mosaic virus*: a contribution to understanding potyvirus evolution. *Journal of General Virology* **81**, 243-255.

Bousalem M., Dallot S., Fuji S. and Natsuaki K.T. (2003). Origin, world-wide dispersion, bio-geographical diversification, radiation and recombination: an evolutionary history of *Yam mild mosaic virus* (YMMV). *Infection, Genetics and Evolution* **3**, 189-206.

Bousalem M. and Loubet S. (2008). Molecular evidence for a new potyvirus species in yam (*Dioscorea* spp.) on the island of Guadeloupe. *Plant Pathology* **57**, 389-389.

- Bousalem M., Durand O., Scarcelli N., Lebas B.S.M., Kenyon L., Marchand J.L. and Seal S.E. (2009). Dilemmas caused by endogenous pararetroviruses regarding the taxonomy and diagnosis of yam (*Dioscorea* spp.) badnaviruses: analyses to support safe germplasm movement. *Archives of Virology* **154**, 297-314.
- Bridson R.W., Phillips S., Brunt A. and Hull R. (1999). Analysis of the sequence of *Dioscorea alata bacilliform virus*; comparison to other members of the badnavirus group. *Virus Genes* **18**, 277-283.
- Eni A.O., Hughes J.D.A., Asiedu R. and Rey M.E.C. (2008a). Sequence diversity among badnavirus isolates infecting yam (*Dioscorea* spp.) in Ghana, Togo, Benin and Nigeria. *Archives of Virology* **153**, 2263-2272.
- Eni A.O., Hughes J.D.A. and Rey M.E.C. (2008b). Survey of the incidence and distribution of five viruses infecting yams in the major yam-producing zones in Benin. *Annals of Applied Biology* **153**, 223-232.
- Eni A.O., Kumar P.L., Asiedu R., Alabi O.J., Naidu R.A., Hughes J.A. and Rey M.E.C. (2008c). First report of *Cucumber mosaic virus* in yams (*Dioscorea* spp.) in Ghana, Togo, and Republic of Benin in West Africa. *Plant Disease* **92**, 833-833.
- Eni A.O., Hughes J.D.A., Asiedu R. and Rey M.E.C. (2010). Survey of the incidence and distribution of viruses infecting yam (*Dioscorea* spp.) in Ghana and Togo. *Annals of Applied Biology* **156**, 243-251.
- Fauquet C. and Thouvenel J.C. (1987). In: Plant Viral Diseases in the Ivory Coast, Documentations Techniques n° 46, Editions de l'Orstom, Paris, 29pp.
- Filloux D., Murrell S., Koohapitagtam M., Golden M., Julian C., Galzi S. and Wilkin P. (2015). The genomes of many yam species contain transcriptionally active endogenous geminiviral sequences that may be functionally expressed. *Virus Evolution* **1**, vev002.
- Filloux D., Bonheur L., Umber M., Pavis C., Fernandez E., Galzi S., Julian C., Daugrois JH., Sukal A., Winter S., Teycheney P.Y., Candresse T. and Roumagnac P. (2015). Metagenomic discovery, worldwide distribution and genetic diversity of novel macluraviruses infecting yams (*Dioscorea* spp.). [P.28]. In : CIRAD ; IRD. 15èmes Rencontres de Virologie Végétale, Aussois, FR, 18-22.01.2015, 86.
- Fuji S. and Nakamae H. (1999). Complete nucleotide sequence of the genomic RNA of a Japanese *Yam mosaic virus*, a new potyvirus in Japan. *Archives of Virology* **144**, 231-240.
- Galzi S., Scutt R., Prophète P., Roumagnac P. and Filloux D. (2013). Assessment and characterization of the genetic diversity of viruses infecting cultivated yams (*Dioscorea* spp.) in Haïti. In : Marais A. (ed.), Revers F. (ed.). 14èmes Rencontres de virologie végétale (RVV 2013) : Aussois, FR, 13-17.01.2013, 70.
- Harrison B.D. and Roberts I.M. (1973). Association of virus-like particles with internal brown spot of yam (*Dioscorea alata*). *Tropical Agriculture* **50**, 335-340.
- Hughes J.D.A., Dongo L. and Atiri G.I. (1997). Viruses infecting cultivated yams (*Dioscorea alata* and *D. rotundata*) in Nigeria. *Phytopathology* **87**, S45.
- Kajihara H., Kameya-Iwaki M., Oonaga M., Kimura I., Sumida Y., Ooi Y. and Ito S. (2008). Field studies on cross-protection against *Japanese yam mosaic virus* in Chinese yam (*Dioscorea opposita*) with an attenuated strain of the virus. *Journal of Phytopathology* **156**, 75-78.
- Kajihara H., Muramoto K., Fuji S.I., Tanaka S. and Ito S.I. (2009). Simultaneous detection of *Japanese yam mosaic virus* and *Yam mild mosaic virus* from yam leaves using a tube capture reverse transcription-polymerase chain reaction assay. *Journal of General Plant Pathology* **75**, 72-75.
- Kenyon L., Lebas B.S.M. and Seal S.E. (2008). Yams (*Dioscorea* spp.) from the South Pacific Islands contain many novel badnaviruses: implications for international movement of yam germplasm. *Archives of Virology* **153**, 877-889.
- Kondo T. (2001). The 3' terminal sequence of *Chinese yam necrotic mosaic virus* genomic RNA: a close relationship with macluravirus. *Archives of Virology* **146**, 1527-1535.
- Kondo T., Kang D.K., Fuji S.I. and Chang M.U. (2003). Sequence diversity in the coat protein and 3'-untranslated region of *Chinese yam necrotic mosaic virus* RNA. *Journal of General Plant Pathology* **69**, 397-399.
- Kondo T., Fuji S.I., Yamashita K., Kang D.K. and Chang M.U. (2005). Broad bean wilt virus 2 in yams. *Journal of General Plant Pathology* **71**, 441-443.
- Kondo T. and Fujita T. (2012). Complete nucleotide sequence and construction of an infectious clone of *Chinese yam necrotic mosaic virus* suggest that macluraviruses have the smallest genome among members of the family *Potyviridae*. *Archives of Virology* **157**, 2299-2307.

- Kondo T., Kogawa K. and Ito K. (2015). Evaluation of cross protection by an attenuated strain of *Chinese yam necrotic mosaic virus* in Chinese yam. *Journal of General Plant Pathology* **8**, 42-48.
- Kwon S.J., Cho I.S., Yoon J.Y., Choi S.K. and Choi G.S. (2015). First report of *Broad bean wilt virus 2* in *Dioscorea opposita* Thunb. in Korea. *Plant Disease* **100**, 538.
- Lebas B.S.M., Ochoa-Corona F.M., Elliott D.R., Tang Z. and Alexander B.J.R. (2005). Partial characterization of a carla-like virus infecting yam (*Dioscorea* spp.) from China. *Plant Disease* **89**, 912.
- Lee J.H., Son C.G., Kwon J.B., Nam H.H., Kim Y., Lee S.H. and Moon J.S. (2016). Complete genome sequence of *Chinese yam necrotic mosaic virus* from *Dioscorea opposita* in the Republic of Korea. *Genome Announcements* **4**, e00778-16.
- Mambole I.A., Bonheur L., Dumas L.S., Filloux D., Gomez R.M., Faure C. and Roumagnac P. (2014). Molecular characterization of yam virus X, a new potexvirus infecting yams (*Dioscorea* spp.) and evidence for the existence of at least three distinct potexviruses infecting yams. *Archives of Virology* **159**, 3421-3426.
- Matsuzawa H. and Matsumoto, H. (1992). Production of virus-free plants by shoot apex culture and some characteristics of virus-free plants in Chinese yam (*Dioscorea opposita*). *Bulletin of the Ehime Agricultural Experiment Station (Japan)*.
- Menzel W., Thottappilly G. and Winter S. (2014). Characterization of an isometric virus isolated from yam (*Dioscorea rotundata*) in Nigeria suggests that it belongs to a new species in the genus Aureusvirus. *Archives of Virology* **159**, 603-606.
- Migliori A. and Cadilhac B. (1976). Contribution to the study of a virus disease of yam: *Dioscorea trifida* in Guadeloupe. *Annales de Phytopathologie* **8**, 73-78.
- Odu B.O., Hughes J.D.A., Asiedu R., Ng N.Q., Shoyinka S. and Oladiran O.A. (2004). Responses of white yam (*Dioscorea rotundata*) cultivars to inoculation with three viruses. *Plant Pathology* **53**, 141-147.
- Odu B.O., Asiedu R., Shoyinka S.A. and Hughes J.A. (2006). Screening of water yam (*Dioscorea alata* L.) genotypes for reactions to viruses in Nigeria. *Journal of Phytopathology* **154**, 716-724.
- Phillips S., Piggott J.A. and Brunt A.A. (1986). Further evidence that *Dioscorea latent virus* is a potexvirus. *Annals of Applied Biology* **109**, 137-145.
- Phillips S., Briddon R.W., Brunt A.A. and Hull R. (1999). The partial characterization of a badnavirus infecting the greater asiatic or water yam (*Dioscorea alata*). *Journal of Phytopathology* **147**, 265-269.
- Pierret A. (2013). Dépistage et génotypage des virus présents dans les collections du CRB VATEL de La Réunion. Institut Universitaire de Technologie de Saint-Pierre, Université de La Réunion, 78 pp. Mémoire de DUT : Génie Biologique option Industries Alimentaires et Biologiques.
- Rabelo Filho F.D.A.C., Nicolini C., de Oliveira Resende R., De Andrade G.P., Pio-Ribeiro G. and Nagata T. (2013). The complete genome sequence of a Brazilian isolate of *Yam mild mosaic virus*. *Archives of Virology* **158**, 515-518.
- Seal S. and Muller E. (2007). Molecular analysis of a full-length sequence of a new yam badnavirus from *Dioscorea sansibarensis*. *Archives of Virology* **152**, 819-825.
- Seal S., Turaki A., Muller E., Kumar P.L., Kenyon L., Filloux D. and Iskra-Caruana M.L. (2014). The prevalence of badnaviruses in West African yams (*Dioscorea cayenensis-rotundata*) and evidence of endogenous pararetrovirus sequences in their genomes. *Virus Research* **186**, 144-154.
- Teycheney P.Y., Gomez R.M., Lange D., Pavis C., Umber M., Acina Manbole I.N., Bonheur L., Filloux D., Roumagnac P., Candresse T., Contreras S., Faure C., Marais A., Svanella-Dumas L. and Theil S. (2015). Molecular characterization of novel viral species of the families *Closteroviridae* and *Secoviridae* infecting yams. [P.07]. In : CIRAD ; IRD. 15èmes Rencontres de Virologie Végétale, Aussois, FR, 18-22.2015, 65.
- Thouvenel J.C. and Fauquet, C. (1982). Les viroses de l'igname en Côte d'Ivoire. In : Miège J. (ed.), Lyonga S.N. (ed.) Yams = Ignames. Oxford : University Press, p. 245-252. Séminaire International sur les Ignames, Buéa (CM), 1978.10.02-06.
- Tochihara H. (1993) Yams. In: Tsuchizaki T, Tochihara H, Kameya M, Yanase H (eds) Plant virus diseases in Japan (in Japanese). Zenkoku Noson Kyoiku Kyokai, Tokyo, pp 431-435
- Umber M., Filloux D., Muller E., Laboureau N., Galzi S., Roumagnac P. and Seal S.E. (2014). The genome of African yam (*Dioscorea cayenensis-rotundata* complex) hosts endogenous sequences from four distinct badnavirus species. *Molecular Plant Pathology* **15**, 790-801.
- Umber M., Gomez R.M., Gélabale S., Bonheur L., Pavis C. and Teycheney P.Y. (2016) The genome sequence of *Dioscorea bacilliform TR virus*, a member of the genus *Badnavirus* infecting *Dioscorea* spp.,

sheds light on the possible function of endogenous *Dioscorea* bacilliform viruses. *Archives of Virology* **162**, 517-521.

Wang J.G., Zou X.J., Zheng H.Y., Adams M.J., Chen H.R. and Chen J.P. (2009). Molecular characterization of a new macluravirus from yam in Yunnan, China. *Archives of Virology* **154**, 1379-1380.

Zhang P., Peng J., Guo H., Chen J., Chen S. and Wang, J. (2016). Complete genome sequence of *Yam chlorotic necrotic mosaic virus* from *Dioscorea parviflora*. *Archives of Virology* **161**, 1715-1717.

Annexe 4 : Amorcées universelles begomovirus (J.M.Lett, CIRAD)

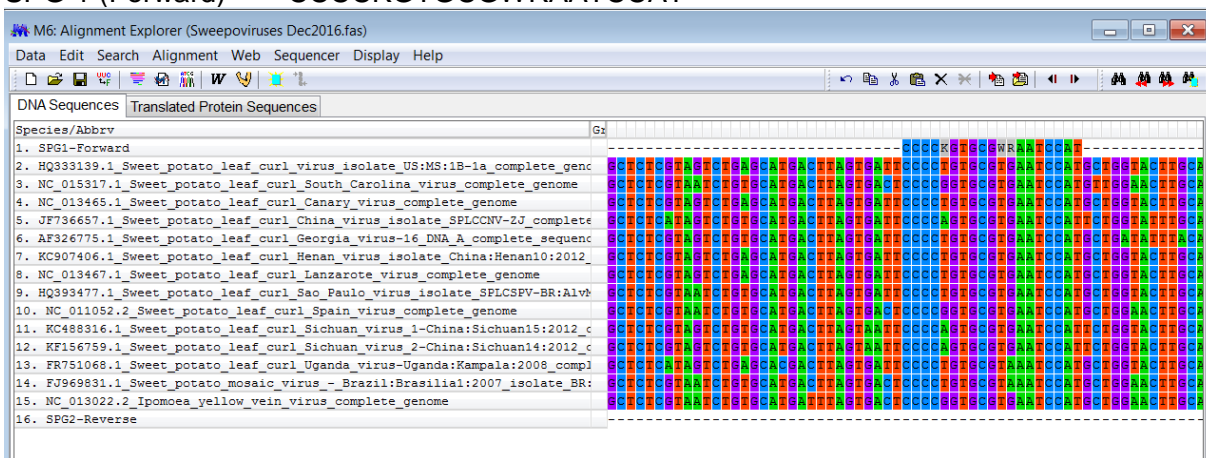
Alignement de 14 espèces de Sweepovirus :

Sweet potato leaf curl virus, *Sweet potato leaf curl South Carolina virus*, *Sweet potato leaf curl Canary virus*, *Sweet potato leaf curl China virus*, *Sweet potato leaf curl Georgia virus*, *Sweet potato leaf curl Henan virus*, *Sweet potato leaf curl Lanzarote virus*, *Sweet potato leaf curl Sao Paulo virus*, *Sweet potato leaf curl Spain virus*, *Sweet potato leaf curl Sichuan virus 1*, *Sweet potato leaf curl Sichuan virus 2*, *Sweet potato leaf curl Uganda virus*, *Sweet potato mosaic virus* et *Ipomoea yellow vein virus*

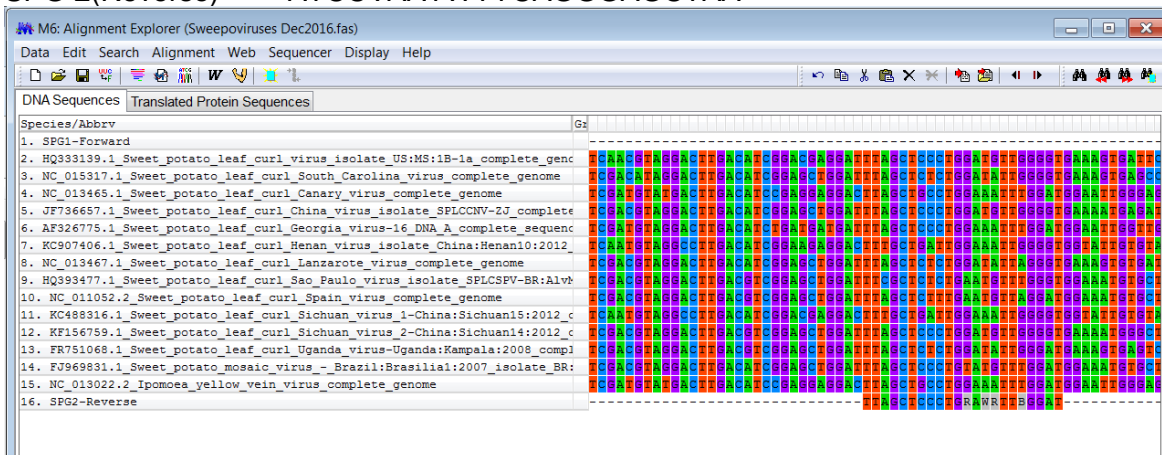
Amorcées universelles Li *et al.*, 2004, Plant Disease :

Li R., Salih S. and Hurtt S. (2004). Detection of geminiviruses in sweet potato by polymerase chain reaction. *Plant Disease* **88**, 1347-1351.

SPG 1 (Forward) CCCCKGTGCGWRAATCCAT

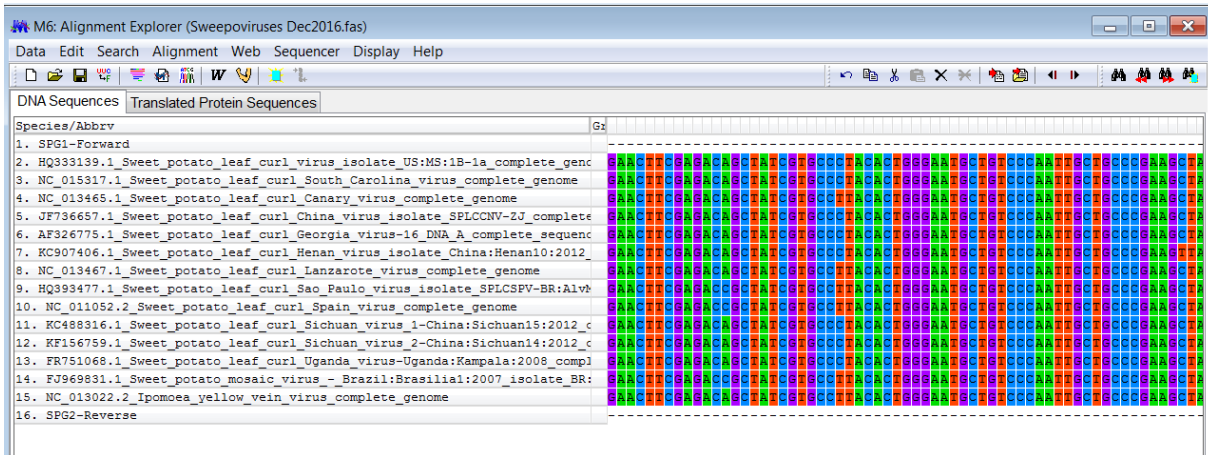


SPG 2(Reverse) ATCCVAAYWTYCAGGGAGCTAA

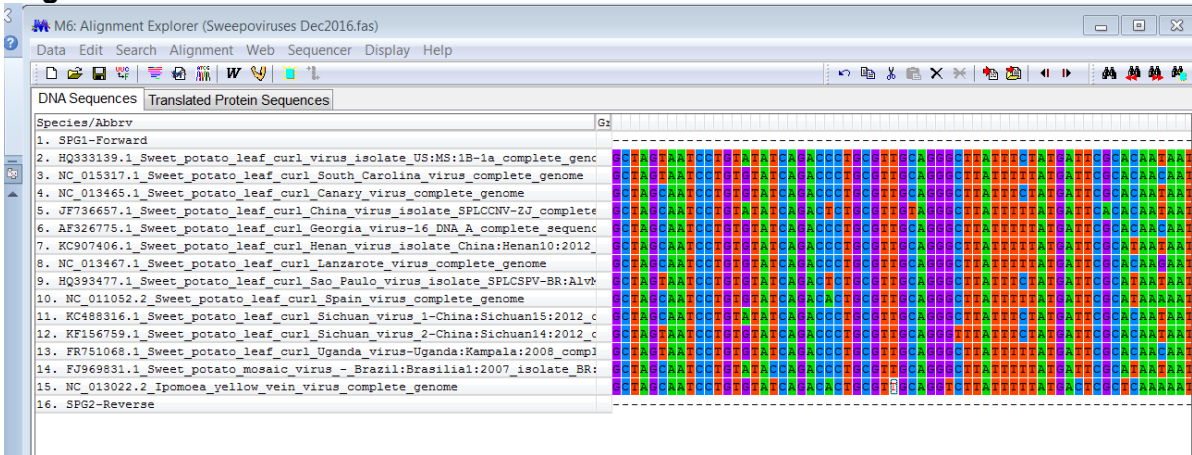


Existence de régions sur la MP-CP beaucoup plus conservées :

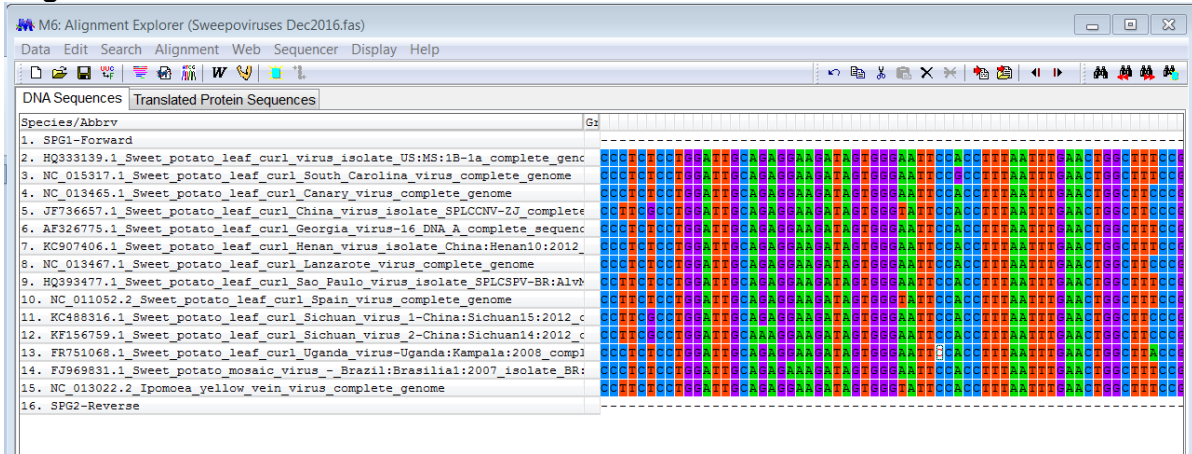
Région 447



Région 1068



Région 1841



Conclusion : Les amorces de Li *et al* devraient être capables d'accrocher les sweepovirus à des températures d'hybridation basses mais on pourrait en dessiner de nouvelles dont les performances seraient à tester !



Notes



Agence nationale de sécurité sanitaire
de l'alimentation, de l'environnement et du travail
14 rue Pierre et Marie Curie
94701 Maisons-Alfort Cedex
www.anses.fr / [@Anses_fr](https://twitter.com/Anses_fr)