

◆ Normes OEPP ◆

SCHEMAS DE CERTIFICATION

POMMES DE TERRE DE SEMENCE

PM 4/28(1) Français



Organisation Européenne et Méditerranéenne pour la Protection des Plantes
1, rue Le Nôtre, 75016 Paris, France

APPROBATION

Les Normes OEPP sont approuvées par le Conseil de l'OEPP. La date d'approbation figure dans chaque norme.

REVISION

Les Normes OEPP sont sujettes à des révisions et des amendements périodiques. La prochaine date de révision de cette série de Normes OEPP est décidée par le Groupe de travail pour l'étude de la réglementation phytosanitaire.

ENREGISTREMENT DES AMENDEMENTS

Des amendements sont préparés si nécessaires, numérotés et datés. Les dates de révision figurent (si nécessaire) dans chaque norme individuelle.

DISTRIBUTION

Les Normes OEPP sont distribuées par le Secrétariat de l'OEPP à tous les Etats membres de l'OEPP. Des copies sont disponibles, sous certaines conditions, auprès du Secrétariat de l'OEPP pour toute personne intéressée.

CHAMP D'APPLICATION

Les schémas de certification de l'OEPP sont destinés aux ONPV ou aux organismes équivalents, en leur qualité d'autorités responsables de la mise en place de systèmes de production de végétaux sains destinés à la plantation, de l'inspection des végétaux proposés pour la certification, et de la délivrance des certificats appropriés.

REFERENCES

OEPP/EPPO (1991) Recommandations du Conseil de l'OEPP en 1990: schéma pour la production de plantes ornementales, à multiplication végétative, certifiées 'pathogen-tested'. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 21*, 740.

OEPP/EPPO (1992a) Recommandations du Conseil de l'OEPP en 1981: certification virologique des arbres fruitiers, greffons et porte-greffe. *Documents techniques de l'OEPP* 1013, 10-11.

OEPP/EPPO (1992b) Norme OEPP PM 4/1(1) Schéma de certification. Arbres fruitiers et porte-greffe 'virus-free' ou 'virus-tested'. Partie I. Schéma de base et version élaborée. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 22*, 267-277.

OEPP/EPPO (1993a) Norme OEPP PM 4/7(1) Schéma de certification. Exigences pour les établissements participant à la certification des cultures fruitières et ornementales. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 23*, 249-252.

OEPP/EPPO (1993b) Recommandations du Conseil de l'OEPP en 1992: schéma pour la production de matériel classifié de plantes ornementales multipliées par voie végétative et répondant aux normes sanitaires. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin 23*, 729-730.

DEFINITIONS

Candidat au stade initial

Toute plante qui peut devenir stade initial ou peut être multipliée pour produire le stade initial. Des tests de détection sont exigés pour des organismes nuisibles précisés avant que la plante ne soit acceptée dans le stade initial. Elle reste candidate au stade initial jusqu'à ce que tous les tests aient été effectués et aient donné un résultat négatif.

Filiation

La lignée d'une plante par multiplication végétative à partir d'un parent identifié.

Matériel certifié

Matériel de multiplication issu du dernier stade de propagation. Le matériel certifié respecte les normes de certification recommandées et est certifié pour être commercialisé. Si des plantes sont commercialisées greffées sur des porte-greffe, ceux-ci doivent également provenir au moins du stade de propagation correspondant et les plantes doivent être maintenues dans des conditions approuvées entre le greffage et la commercialisation. Le matériel certifié peut, selon l'espèce végétale concernée, avoir un nom plus spécifique, comme par exemple plantes certifiées, boutures certifiées, bulbes certifiés, etc.

Matériel de base

Matériel issu d'un stade de propagation à l'exception du dernier, qui respecte les normes de certification recommandées et est certifié pour être commercialisé. Il peut y avoir plusieurs grades de matériel de base selon le nombre de stades de propagation.

Matériel de pré-base

Matériel issu du stade initial. Le matériel de pré-base respecte les normes de certification recommandées et est certifié pour être commercialisé.

Matériel issu du stade initial

Matériel de multiplication issu du stade initial, qui peut être multiplié sans changement de propriétaire ou être certifié pour être commercialisé comme matériel de pré-base.

Matériel issu du stade de propagation

Matériel de multiplication issu d'un stade de propagation, qui peut être multiplié sans changement de propriétaire ou être certifié pour être commercialisé comme matériel de base ou certifié, selon le stade de propagation concerné.

Schéma de certification

Système pour la production par voie végétative de végétaux destinés à la plantation (pour la multiplication ou la commercialisation) obtenus à partir du stade initial après plusieurs étapes de multiplication dans des conditions garantissant le respect de normes sanitaires définies. La filiation du matériel est suivie pendant tout le schéma.

Schéma de classification

Système pour la production par voie végétative de végétaux destinés à la plantation (pour la multiplication ou la commercialisation) obtenus à partir de matériel candidat après une ou plusieurs étapes de multiplication dans des conditions garantissant le respect de normes sanitaires définies. Des classes différentes peuvent être définies en fonction des inspections et des tests utilisés, des tolérances appliquées et des précautions prises. La classification ne tient pas compte de la filiation du matériel.

Stade de propagation

Plantes issues du stade initial, multipliées et maintenues dans des conditions garantissant l'absence de contamination. L'absence de pathogènes est contrôlée par des procédures appropriées. La multiplication peut être réalisée en plusieurs stades successifs dans des conditions différentes approuvées. Les plantes sont alors identifiées comme du stade de propagation I, stade de propagation II, etc. Chaque stade de propagation peut comprendre plusieurs générations si les plantes ne quittent pas les conditions précisées. Le nombre de stades et/ou de générations autorisés est généralement limité et dépend de la culture concernée. Si les plantes du stade de propagation sont greffées sur des porte-greffe, ceux-ci doivent provenir au moins du stade de propagation correspondant.

Stade initial

Plantes testées individuellement selon la procédure la plus rigoureuse du schéma de certification et trouvées indemnes d'organismes nuisibles précisés. Toutes ces plantes sont maintenues en permanence dans des conditions strictes garantissant l'absence de contamination. Selon les cultures concernées, les plantes multipliées à partir du stade initial peuvent rester stade initial si elles ne quittent pas les conditions du stade initial. Si des plantes du stade initial sont greffées sur des porte-greffe, ceux-ci doivent également provenir du stade initial.

VUE D'ENSEMBLE

Un schéma de certification de l'OEPP décrit, pour une plante cultivée donnée, les étapes de la production par voie végétative de matériel destiné à la plantation, dont l'état sanitaire est attesté par un certificat officiel. La certification et la classification sont des approches alternatives pour la production de matériel sain destiné à la plantation. Dans un schéma de certification, le matériel certifié descend, par un nombre maximum d'étapes, de plantes individuelles, chacune testée et trouvée indemne d'organismes nuisibles, puis maintenue et multipliée dans des conditions strictes empêchant toute recontamination. Dans un schéma de classification, le matériel classifié descend par une ou plusieurs étapes de matériel répondant, en tant que population, à certaines normes sanitaires; ce matériel est maintenu et multiplié dans des conditions minimisant la recontamination. Dans les deux cas, le statut phytosanitaire est attesté par un certificat officiel. L'approche appropriée pour une plante donnée dépend de la prise en compte du coût et des ressources nécessaires, du statut phytosanitaire recherché, des possibilités pratiques de test, du taux de recontamination, de la valeur du matériel final.

Les schémas de certification de l'OEPP donnent des détails sur la sélection et le maintien du matériel initial, et sur la multiplication de ce matériel en plusieurs étapes dans des conditions assurant le respect de normes sanitaires définies. Les contrôles nécessaires pour les organismes nuisibles concernés sont spécifiés dans le schéma. Des informations sont fournies, au besoin, sur les organismes nuisibles concernés, les pratiques culturales, les méthodes de test et d'inspection, les normes de certification recommandées.

Schéma de certification

POMMES DE TERRE DE SEMENCE

Champ d'application spécifique

Le schéma de certification OEPP pour les pommes de terre de semence est destiné aux Organisations Nationales de Protection des Végétaux et aux organismes officiels responsables de la certification, en leur qualité d'autorités responsables de la mise en place de système de production de pommes de terre de semence saines, de l'inspection de ces pommes de terre proposées pour la certification et de la délivrance des certificats.

Ce schéma complète la norme UN/ECE existante sur la production et la commercialisation des pommes de terre de semence (UN/ECE, 1994) et cherche à lui être compatible. Il présente des exigences pour la production de pommes de terre de semence certifiées respectant des normes spécifiées pour un certain nombre d'organismes nuisibles importants. Le schéma tient compte du fait qu'un certain nombre de ces organismes nuisibles importants sont des organismes de quarantaine dans de nombreux pays. Par ailleurs, certains de ces organismes nuisibles importants sont soumis à des réglementations nationales qui ont pour objectif de les contenir ou de les éradiquer. Les pommes de terre de semence destinées à être utilisées dans le pays ou à être exportées vers un pays donné doivent parfois satisfaire à des exigences supplémentaires pour certains organismes nuisibles. Ce schéma ne peut pas inclure toutes ces exigences, qui diffèrent selon les pays concernés. Cependant, il attire l'attention sur l'existence probable de telles exigences lorsqu'il mentionne les organismes qui sont réglementés de cette manière dans de nombreux pays OEPP. En particulier, le schéma fait référence aux exigences pour les pommes de terre de semence échangées à l'intérieur de l'UE (EU, 1997, 1966, 1993a) et aux Directives de lutte de l'UE pour les organismes nuisibles *Synchytrium endobioticum* (EU, 1969a), *Globodera* spp. (EU, 1969b), *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* (EU, 1993b), *Ralstonia solanacearum* (EU, 1998).

Les normes de certification présentées dans ce schéma (tableau 3) sont considérées comme étant les exigences minimales pour la production de pommes de terre de semence saines, mais les autorités nationales peuvent décider de fixer des exigences plus strictes dans leur schéma national issu du schéma OEPP, afin de tenir compte de conditions différentes sur leur territoire pour les organismes nuisibles importants.

Approbation et amendement spécifiques

Approbation initiale en septembre 1999.

Définitions spécifiques

Pommes de terre de semence

Tubercules et microplantes d'espèces de *Solanum* formant des tubercules et cultivées, produits dans le cadre d'un système de certification officiel et respectant des exigences spécifiées.

Microplantes de pomme de terre

Plantes (y compris les tubercules) en cultures de tissus d'espèces de *Solanum* formant des tubercules.

Minitubercules de pomme de terre

Tubercules produits par des microplantes de pomme de terre dans un milieu de culture respectant des exigences spécifiées.

Vue d'ensemble du schéma

Le schéma a pour objectif de produire des pommes de terre de semence indemnes de certains organismes nuisibles et respectant des tolérances spécifiées pour d'autres, et dont le statut phytosanitaire est attesté par un certificat officiel. Il ne couvre pas les tubercules produits par l'agriculteur pour sa propre utilisation ni le matériel génétique de pommes de terre (tubercules ou microplantes destinés à des travaux de sélection, ou semences vraies). Pour la production de pommes de terre de semence certifiées, les étapes suivantes doivent être effectuées par une organisation officielle ou sous son contrôle:

1. Sélection selon leur qualité de plantes individuelles candidates au stade initial de chaque cultivar à introduire dans le schéma. Sélection facultative à l'aide de tests de plantes indemnes parmi ces plantes.
2. Micropropagation de ces plantes. Sélection des microplantes indemnes de virus et de bactéries à

l'aide de tests ou production de plantes virus-free par des traitements ou une méthode *in vitro*, suivis de tests. Les microplantes ainsi trouvées indemnes des virus et bactéries spécifiés sont désignées comme stade initial.

3. Maintien du stade initial sous forme de microplantes.
4. Multiplication du stade initial en deux phases, stade de propagation I et II, respectivement sous abri et en plein champ, avec des tests le cas échéant, dans des conditions strictes empêchant les recontaminations par certains organismes nuisibles et limitant les recontaminations par d'autres.
5. Production du stade de propagation III et du stade de propagation IV.
6. Délivrance de certificats pour les tubercules du stade de propagation I, II, III ou IV.

Le matériel produit au stade de propagation III et au stade de propagation IV est couvert par la norme UN/ECE (UN/ECE, 1994). Ces stades sont illustrés à la Figure 1.

Une terminologie spécifique a été utilisée dans le schéma pour les stades successifs de multiplication et de certification: "candidat au stade initial", "stade initial" et "stade de propagation". Ces termes sont définis pour l'ensemble des Schémas de certification de l'OEPP et sont reliés comme suit aux termes utilisés pour la certification de la pomme de terre et définis par la norme UN/ECE (UN/ECE, 1994): le matériel produit au stade de propagation I correspond aux semences "pré-base CT", le matériel produit au stade de propagation II correspond aux semences "pré-base", le matériel produit au stade de propagation III correspond aux semences "base" et le matériel produit au stade de propagation IV correspond aux semences "certifiées". A cause du plus grand nombre de cycles de propagation pour les pommes de terre de semences, cette terminologie UN/ECE ne correspond pas exactement à la terminologie générale utilisée dans les autres Schémas de certification de l'OEPP.

A tous les stades du schéma, la multiplication peut être réalisée dans des conditions plus strictes que les conditions décrites (par exemple, le stade de propagation II peut être produit sous serre plutôt qu'à l'extérieur).

Tout au long de la production, des précautions doivent être prises pour conserver les caractères des plantes sélectionnées initialement. Des contrôles doivent porter sur la détection de la présence d'éventuelles mutations.

1. Sélection du matériel

Des cultivars nouveaux ou existants de pomme de terre (*Solanum tuberosum*)¹ peuvent être choisis comme candidats au stade initial (sous forme de tubercules ou de microplantes). Ce matériel doit être issu de plantes

sélectionnées visuellement pour leur conformité au type et l'absence d'organismes nuisibles. Le matériel de départ peut aussi être obtenu dans des schémas de certification dans d'autres pays OEPP.

2. Production de stade initial

Le matériel candidat au stade initial doit être conservé en confinement dans une serre de micropropagation et insect-proof officiellement reconnue, et doit être séparé du stade initial. Tout le matériel doit être soumis à une micropropagation, selon les méthodes telles que celles de l'annexe IV. Cette micropropagation a pour principal objectif d'éliminer certains pathogènes bactériens et fongiques, en particulier *Erwinia* spp. Un programme de test doit être appliqué pour garantir que le matériel conservé sous forme de microplantes individuelles est indemne des organismes nuisibles du Tableau 1.

Les méthodes de test recommandées figurent à l'annexe I. En fonction du pathogène, le test est appliqué à la microplante, à une plante cultivée en confinement sous serre à partir d'une microplante ou à des tubercules produits par cette plante.

Des tests préliminaires sur les feuilles d'une plante issue du tubercule initial ou d'un œil peuvent être utiles pour détecter les tubercules infectés par des virus (Annexe I). La conformité au type du cultivar et l'absence d'organismes nuisibles peuvent être évalués sur une plante issue du tubercule mère.

Le matériel importé de l'extérieur de la région OEPP doit également être inspecté et testé en quarantaine pour tous les organismes de quarantaine de l'OEPP pour la pomme de terre à l'aide des méthodes phytosanitaires OEPP pertinentes. Il est soumis à une inspection générale pour détecter tout autre organisme nuisible.

Les plantes donnant des résultats négatifs pour tous les tests doivent être transférées dans une installation de micropropagation séparée de même standard (voir section 3) pour devenir le stade initial. Les plantes donnant un résultat positif à un test doivent être immédiatement éliminées et il faut envisager de retester toutes les autres plantes de cette installation.

Si aucune plante d'un cultivar n'est indemne de ces organismes nuisibles, des procédures d'amélioration sanitaire peuvent être utilisées pour éliminer les infections (Annexe V). Les microplantes dérivant de ce traitement sont considérées de nouveau comme candidates au stade initial et doivent être retestées pour les pathogènes ci-dessus et ré-évaluées pour leur caractères agronomiques et variétaux. Il faut noter que la culture de méristèmes est également très efficace pour éliminer les maladies fongiques et bactériennes de la pomme de terre.

¹ Le schéma peut être étendu à d'autres espèces de *Solanum* formant des tubercules ou leurs hybrides avec *S. tuberosum*.

3. Maintien du stade initial

Les microplantes du stade initial doivent être conservées dans une installation de micropropagation officiellement reconnue et réservée à cet usage. Les microplantes doivent être maintenues de façon à éviter la formation de cals ou le dépérissement, et dans des conditions empêchant leur contamination par des organismes nuisibles. Les cultures de tissus doivent être stockées sur un milieu ne contenant pas d'hormones de croissance; le milieu M & S avec 3% de mannitol convient. Des contrôles doivent porter sur la conformité au type des cultures, par exemple en cultivant cinq ou six microplantes de chaque culture en plein champ tous les 2 ans et en examinant les plantes visuellement pour vérifier la conformité au type.

4. Multiplication du matériel

4.1 Stade de propagation I (pour la production de la catégorie UN/ECE semences de pré-base CT)

Le stade de propagation I comprend une ou deux étapes: micropropagation de microplantes du stade initial en cultures de tissus, suivie facultativement de la production de minitubercules à partir des microplantes.

Micropropagation

Les laboratoires doivent être officiellement reconnus pour la production de microplantes en cultures de tissus destinées à être plantées directement en plein champ ou pour produire des minitubercules. Ces laboratoires doivent démontrer leur compétence dans les techniques aseptiques nécessaires à cette production et ne doivent pas manipuler d'autre matériel végétal susceptible de porter des organismes nuisibles de la pommes de terre. Les laboratoires doivent garantir des conditions stériles et un système d'enregistrements précisant la source du matériel et le volume de production. Ce stade de propagation I peut être maintenu indéfiniment en cultures de tissus à condition que les exigences ci-dessus soient respectées.

Minitubercules

Les minitubercules sont cultivés dans une installation aphid-proof adéquate isolée d'autre matériel végétal ne dérivant pas de culture de tissus. Une sécurité supplémentaire peut être obtenue si les pommes de terre sont cultivées à un moment de l'année où le risque d'introduction d'insectes est faible ou nul. Dans certaines parties d'Europe, les minitubercules cultivés à l'extérieur peuvent satisfaire à ces conditions.

Le milieu de culture doit être indemne d'organismes nuisibles. La culture doit être maintenue indemne de pucerons et d'autres organismes nuisibles en permanence. La présence, le développement et la dissémination des organismes nuisibles doit avoir été empêchée par des pratiques adéquates; des insecticides ou des fongicides peuvent être utilisés pour contrôler les organismes nuisibles. Les mesures doivent être appliquées comme suit pour éviter la recontamination:

utilisation de vêtements de protection, désinfection ou changement de chaussures, utilisation de sol indemne d'organismes nuisibles, utilisation d'eau exempte d'organismes nuisibles de la pomme de terre (par ex. eau du robinet ou eau de pluie). Chaque culture doit être officiellement inspectée au moins une fois au cours de la période de végétation et trouvée indemne d'organismes nuisibles de la pomme de terre.

La filiation des plantes doit être répertoriée pour permettre de vérifier que chaque plante du stade de propagation I provient du stade initial après un nombre fixé de générations (infini pour la micropropagation mais limité à une génération pour les minitubercules).

La certification des semences de pré-base CT sera accordée en se basant sur les documents et sur les inspections réalisées sur la culture et sur les minitubercules récoltés. Le matériel doit respecter les normes de certification recommandées à l'annexe II. Il faut noter que la confirmation de l'identité variétale et de la conformité au type dépendra de l'inspection de la culture issue de ce matériel.

4.2 Stade de propagation II (pour la production de la catégorie UN/ECE semences de pré-base)

Les plantes du stade de propagation II sont produites en plein champ à partir de minitubercules du stade de propagation I, ou de microplantes du stade de propagation I, avec le moins de générations possibles.

Les plantes sont produites dans des conditions qui réduisent le risque de dissémination des virus par les pucerons (y compris des pulvérisations d'insecticide ou d'huile appliquées au bon moment contre les pucerons, un défanage précoce, l'élimination des plantes infestées). Des précautions doivent être prises pour minimiser la dissémination des maladies transmissibles mécaniquement (pratiques sanitaires adéquates et utilisation d'équipement propre). La culture doit être établie dans une parcelle pas connue pour être infectée par *Synchytrium endobioticum*, *Ditylenchus destructor*, *Meloidogyne chitwoodi* et *M. fallax*, et le sol doit avoir été échantillonné et les échantillons trouvés indemnes des nématodes à kyste *Globodera pallida* et *Globodera rostochiensis* (voir Annexe I, 7). La culture doit être indemne de *Synchytrium endobioticum*, *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*, *Ralstonia solanacearum* PSTVd et potato stolbur phytoplasma. Toute autre réglementation nationale relative aux organismes mentionnés ici doit être respectée, ainsi que toute exigence phytosanitaire des pays vers lesquels le matériel issu du schéma de certification peut être exporté. Des précautions générales doivent être maintenues contre les organismes nuisibles (en particulier contre les pathogènes qui attaquent les tubercules directement et sont sujets à des tolérances pour la certification). La culture doit être inspectée officiellement à un certain nombre d'occasions au cours de la période de végétation à des moments appropriés à la détection des organismes nuisibles recherchés. Le nombre d'inspections dépend de la période durant laquelle la culture est exposée à un risque de ré-infection. Trois inspections peuvent être nécessaires

dans le sud de la région OEPP, tandis qu'une inspection peut suffire dans le nord.

La filiation des plantes doit être répertoriée pour permettre de vérifier que chaque plante du stade de propagation II provient du stade initial après un nombre fixé de générations.

Le matériel doit respecter les normes de certification recommandées à l'annexe II. Celles-ci comprennent des tolérances (virus et non conformité au type) pour la descendance des tubercules. Le respect de ces normes peut être obtenu par l'application de mesures adéquates au cours de la période de végétation (moment de la lutte contre les pucerons et/ou du défanage, élimination de plantes, etc.) mises en œuvre par l'autorité responsable de la certification. Le respect des normes peut être vérifié, si nécessaire, par des tests sur les tubercules après la récolte pour les virus courants transmis par les pucerons, ou par une surveillance ultérieure de la descendance en plein champ. L'autorité responsable de la certification peut décider de la nécessité d'effectuer des tests sur les tubercules après la récolte selon la probabilité d'infection de la culture par des pucerons virulifères; celle-ci dépend de facteurs tels que les conditions climatiques, le cultivar, la proximité d'autres cultures de pommes de terre, la présence de pucerons à la bonne période, etc. La certification sera accordée en se basant sur les documents relatifs aux tests/inspections réalisés sur la culture, aux tests sur les tubercules après la récolte (le cas échéant) et aux inspections des tubercules récoltés destinés à être commercialisés.

Alternativement, des tubercules de plantes sélectionnées individuellement dans les trois premières générations du stade de propagation II peuvent, dans certaines conditions définies à l'annexe III, être utilisées à la place des minitubercules ou des microplantes pour commencer un nouveau cycle de stade de propagation II. Cette procédure a été décrite sous le nom de "sélection clonale".

4.3 Stade de propagation III (pour la production de la catégorie UN/ECE semences de base)

Après le nombre de générations autorisé pour le stade de propagation II, ou si les normes de certification pour le stade de propagation II ne sont pas respectées, le matériel passe au stade de propagation III. Les conditions pour les tests du sol, l'inspection et la protection contre les organismes nuisibles pendant la production du stade de propagation III sont globalement les mêmes que pour le stade de propagation II (voir 4.2) sauf que les normes de certification sont fixées à un niveau plus bas.

Le matériel doit respecter les normes de certification recommandées à l'annexe II fixées pour la catégorie de pommes de terre de semence "base" dans la Norme UN/ECE.

4.4 Stade de propagation IV (pour la production de la catégorie UN/ECE semences certifiées)

Après le nombre de générations autorisé pour le stade de propagation III, ou si les normes de certification pour le stade de propagation III ne sont pas respectées, le matériel passe au stade de propagation IV. Les conditions pour le test du sol, l'inspection et la protection contre les organismes nuisibles pendant la production du stade de propagation IV sont globalement les mêmes que pour le stade de propagation II et III, sauf que les normes de certification sont fixées à un niveau plus bas. Un nombre de générations autorisé est aussi établi pour le stade de propagation IV.

Le matériel doit respecter les normes de certification recommandées à l'annexe II fixées pour la catégorie de pommes de terre de semence "certifié" dans la Norme UN/ECE.

4.5 Nombre de générations en plein champ

Le nombre maximum de générations autorisées pour le stade de propagation II, III et IV est décidé par l'autorité responsable de la certification mais, en général, le total de ces générations ne doit pas dépasser 10.

Tout au long des stades de propagation, des contrôles officiels doivent porter sur l'identité et la pureté variétale et sur d'éventuelles mutations.

Annexe I

Directives sur les procédures de test

1. Tests de détection des virus dans le matériel candidat au stade initial

Les tests sont effectués sur des feuilles de plants de pomme de terre issus d'une microplante du matériel candidat au stade initial dans une serre de quarantaine. La liste des virus et les méthodes à utiliser figurent au Tableau 2.

ELISA

Des tests ELISA sont disponibles pour tous les virus mais sont recommandés dans ce schéma seulement pour PVA, PVM, PVS, PVX, PVY et PLRV. Chaque plante candidate au stade initial doit être testée individuellement.

Utilisation de plantes indicatrices

Les virus de la pomme de terre couverts par le schéma (mis à part le PLRV) peuvent être détectés par inoculation de sève à une gamme de plantes indicatrices. Le tableau donne l'exemple des cinq plantes indicatrices suivantes: *Chenopodium quinoa*, *Nicotiana benthamiana*, *N. glutinosa*, *N. tabacum* cv. White Burley et *Phaseolus vulgaris* cv. The Prince; d'autres combinaisons permettant de détecter tous les virus peuvent également être utilisées. Le criblage à

l'aide de ces plantes indicatrices permettent de détecter les virus de la pomme de terre sans nécessairement les identifier, y compris PVA, PVM, PVS, PVX et PVY, qui sont de toute manière testés par ELISA. Il faut noter que certains isolats de PVS peuvent être détectés par *Chenopodium quinoa*, mais que *C. murale* peut détecter plus d'isolats. La fiabilité des tests biologiques peut être influencée par un certain nombre de facteurs et certains virus peuvent nécessiter l'utilisation de tampons d'inoculation spéciaux.

2. Tests sur les tubercules après la récolte

Les tests sur les virus peuvent porter sur les tubercules, ou sur des germes ou feuilles issus de tubercules ou d'yeux. Un composé permettant de rompre la dormance est généralement utilisé pour encourager le développement des germes (de Bokx, 1987) et/ou augmenter la concentration de virus.

L'acide gibbérellique est couramment utilisé pour encourager le développement des germes en immergeant les tubercules, ou plus souvent des yeux, dans une solution de GA3 à 1 ppm pendant environ 15 min. Après égouttage, les yeux peuvent être immergés dans une solution de fongicide pour empêcher les attaques par *Rhizoctonia solani*. Ils sont conservés à température ambiante jusqu'au jour suivant, puis ils sont plantés dans un compost stérilisé ou un milieu exempt de sol pour produire des germes ou des germes avec feuilles. La sève des germes ou des feuilles est alors testée par ELISA. La rindite (un mélange de chlorhydrate d'éthylène, de dichloroéthane et de tétrachlorure de carbone, 7:3:1 en volume) est également disponible mais son utilisation est interdite dans certains pays. Elle est appliquée aux tubercules dans une chambre de fumigation décrite par Ehlers *et al.* (1983), pour encourager le développement des germes et augmenter la concentration des virus. Les tubercules sont ensuite incubés dans une chambre de croissance à 22-25 °C, avec une humidité élevée et un éclairage faible pour encourager le développement de germes. La sève des germes est utilisée pour les tests ELISA.

Le nombre de tubercules d'un échantillon dépendra de la tolérance fixée, du niveau de confiance utilisé et de l'hétérogénéité du lot.

3. Test de détection pour le potato spindle tuber viroid (PSTVd)

Le test de détection du PSTVd est appliqué à des feuilles de plants de pomme de terre issus soit d'une microplante candidate au stade initial, soit d'un tubercule candidat initial, en confinement sous serre. Le test peut être réalisé par électrophorèse sur gel de polyacrylamide (RT-PAGE) (OEPP/EPPO, 1984, modifié par Huttinga *et al.*, 1987; Schroeder & Weidemann, 1989), par des sondes d'ARN (EU, 1997a) ou par la PCR (Shamloul *et al.*, 1997; Weidemann & Buchta, 1998).

4. Test de détection pour *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*

Le test d'immunofluorescence (IF) normalisé (OEPP/EPPO, 1990a; EU, 1993b) est appliqué à un tubercule de pomme de terre, soit le tubercule candidat, soit un tubercule produit par une plante issue d'une microplante candidate au stade initial en confinement dans une serre. Un résultat d'IF positif (sans confirmation) suffit pour rejeter le matériel mais la réglementation de nombreux pays OEPP pour la pourriture annulaire demande qu'un résultat positif soit approfondi par d'autres tests.

5. Test de détection pour *Erwinia* spp.

Les microplantes sont testées au stade de plantes individuelles âgées de 6-12 semaines cultivées sur gélose en éprouvette. On laisse repousser la section basale de la microplante initiale pour produire suffisamment de matériel végétal pour les tests. Des techniques aseptiques doivent être utilisées tout au long de la procédure de test et des témoins positifs doivent être inclus dans chaque test.

Les microplantes de pomme de terre sont extraites de la gélose à l'aide de forceps, et l'excès de gélose est éliminé en raclant doucement les tissus racinaires. La plante est broyée à l'aide d'un pilon et d'un mortier stériles. Des échantillons de 100 µL du broyat sont placés sur des plaques de nutriment agar et de potato dextrose agar et incubés à 27°C pendant 3 jours. Toute bactérie présente peut être identifiée, et le test doit être abandonné si les bactéries sont trop nombreuses. Le broyat restant est placé dans 5 mL de TP (Burr & Schroth, 1977) et est incubé en anaérobiose pendant 48 h à 27°C. Le mélange non dilué (100 µL) et des dilutions successives de 1:10 sont placés sur des plaques de crystal violet pectate agar (Pérombelon & Burnett, 1991) et sont incubés à 27°C pendant 3 jours avant d'être examinés pour détecter la présence de colonies caractéristiques d'*Erwinia* spp. pectolytiques. Les colonies d'*Erwinia* peuvent être purifiées sur des plaques de nutriment agar, et les sous-espèces peuvent être identifiées par les tests biochimiques standards. Les espèces d'*Erwinia* concernées peuvent également être détectées à l'aide de méthodes utilisant des anticorps spécifiques ou la PCR (Pérombelon *et al.*, 1999; Toth *et al.*, 1999).

6. Tests de détection pour *Ralstonia solanacearum*

Le test est appliqué à un tubercule de pomme de terre, soit au tubercule candidat, soit à un tubercule produit par une plante issue d'une microplante candidate au stade initial, en confinement sous serre. L'immunofluorescence et/ou l'isolement sur milieu sélectif doivent être utilisés, avec des tests facultatifs supplémentaires (ELISA, PCR, enrichissement, test biologique sur tomate ou aubergine). Une procédure de test est donnée dans OEPP/EPPO (1990b), mais elle a été améliorée depuis (EU, 1997b). La méthode OEPP

est en cours de révision. Un résultat positif pour l'IF ou l'isolement (sans confirmation) suffit pour rejeter le matériel, mais la réglementation de nombreux pays OEPP pour la pourriture brune demande que les résultats positifs soient approfondis par d'autres tests.

7. Tests du sol pour la détection des nématodes à kyste de la pomme de terre *Globodera pallida* et *Globodera rostochiensis*

Les procédures sont décrites dans OEPP/EPPO (1991). La procédure d'échantillonnage normale consiste à prélever 100 carottes de 4-5 mL de sol avec un outil d'échantillonnage semi-cylindrique, pas plus profondément que 5 cm, réparties dans la parcelle selon un quadrillage et collectées dans un sac de polyéthylène pour fournir un échantillon de 400 mL (500 g). La définition de la parcelle à échantillonner diffère selon les pratiques locales.

Les échantillons de sol sont ensuite traités au laboratoire. Plusieurs méthodes sont disponibles et sont considérées comme équivalentes: méthode de flottation, méthode en Erlenmeyer et sur bandes de papier-filtre, appareil de Fenwick, méthode de décantation, appareil de Wye ou méthode de centrifugation.

Annexe II

Normes de certification recommandées pour les pommes de terre de semence

La certification sera accordée en se basant sur les documents relatifs aux tests/inspections réalisés sur la culture, aux tests sur les tubercules après la récolte (le cas échéant) et aux inspections des tubercules récoltés. Le respect des normes mentionnées ci-dessous sera vérifié.

Stade initial

Les installations de micropropagation doivent respecter les exigences officielles. Les résultats des tests doivent être négatifs pour toutes les microplantes du stade initial pour l'AMV, le CMV, le PVA, le PAMV, le PLRV, le PVM, le PMTV, le PVS, le PVV, le PVX, le PVY, le TMV, le TNV, le TRV, le TBRV, le ToMV, le TSWV, le PSTVd, *Ralstonia solanacearum*, *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* et *Erwinia* spp. Aucune microplante ne doit présenter de symptôme de maladie fongique, bactérienne ou virale. Si ces conditions ne sont pas respectées, la certification sera refusée à ce grade.

Stade de propagation I

Dans le cas de la micropropagation, les installations de micropropagation doivent respecter les exigences officielles. Dans le cas de la production de minitubercules, toutes les plantes et tubercules doivent être indemnes d'organismes nuisibles et de symptômes

d'attaques par des organismes nuisibles. Le pourcentage de minitubercules présentant des défauts physiques ou de la saleté ne doit pas dépasser, respectivement, 3% et 1% (voir Tableau 3). Si ces conditions ne sont pas respectées au moment de l'inspection pendant la période de végétation et de l'inspection des tubercules, la certification sera refusée à ce grade.

Stade de propagation II

Les documents doivent montrer que la parcelle dans laquelle le matériel est planté est indemne de *Globodera pallida* et *G. rostochiensis*, et qu'elle n'est pas connue pour être infestée par *Synchytrium endobioticum*, *Ditylenchus destructor*, *Meloidogyne chitwoodi* ou *M. fallax*. La culture doit être indemne de *Synchytrium endobioticum*, *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*, *Ralstonia solanacearum*, PSTVd et potato stolbur phytoplasma. Toute autre réglementation nationale relative aux organismes mentionnés ici doit être respectée, ainsi que toute exigence phytosanitaire des pays vers lesquels le matériel issu du schéma de certification peut être exporté. L'incidence des autres organismes nuisibles et troubles dans la culture et au cours de l'inspection des tubercules destinés à être commercialisés ne doivent pas dépasser les tolérances du Tableau 3. Les résultats des tests sur les tubercules après la récolte, le cas échéant, ne doivent pas dépasser les tolérances pour la descendance directe données dans le Tableau 3. Si ces conditions ne sont pas respectées, la certification sera refusée à ce grade.

Stades de propagation III et IV

Les documents doivent montrer que la parcelle dans laquelle le matériel est planté est indemne de *Globodera pallida* et *G. rostochiensis*, et qu'elle n'est pas connue pour être infestée par *Synchytrium endobioticum*, *Ditylenchus destructor*, *Meloidogyne chitwoodi* ou *M. fallax*. La culture doit être indemne de *Synchytrium endobioticum*, *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*, *Ralstonia solanacearum*, PSTVd et potato stolbur phytoplasma. Toute autre réglementation nationale relative aux organismes mentionnés ici doit être respectée, ainsi que toute exigence phytosanitaire des pays vers lesquels le matériel issu du schéma de certification peut être exporté. L'incidence des organismes nuisibles et troubles dans la culture et au cours de l'inspection des tubercules destinés à être commercialisés ne doivent pas dépasser les tolérances du Tableau 3. Les résultats des tests sur les tubercules après la récolte, le cas échéant, ne doivent pas dépasser les tolérances pour la descendance directe données au Tableau 3. Si ces conditions ne sont pas respectées, la certification sera refusée à ce grade.

Annexe III

Détails sur la sélection de plantes mères dans la sélection clonale

La sélection clonale est un système de multiplication des pommes de terre de semence qui commence à partir de plantes du stade de propagation II et respecte des normes de "pré-base". Le stade de propagation II d'un cultivar donné issu d'une plante mère sélectionnée clonalement peut être appelée "matériel clonal". Les plantes mères sélectionnées clonalement doivent être choisies parmi:

- la descendance directe du stade de propagation I; ou
- des plantes des trois premières générations du matériel clonal

Le nouveau matériel clonal (descendance des plantes mères sélectionnées) est soumis à un régime intensif d'inspection et de tests:

- visuel (tout au long de la multiplication);
- tests au moins pour le PVA, le PVM, le PVS, le PVX, le PVY et le PLRV (échantillons de feuilles, tolérance zéro) de toutes les plantes pendant la première année et d'au moins 50 plantes au cours de la deuxième année;
- tests pour *Ralstonia solanacearum* et *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus* au cours de la troisième année;
- vérification de la conformité au type.

Annexe IV

Micropropagation de la pomme de terre

Le matériel soumis sous forme de tubercules doit être lavé, stérilisé en surface dans de la chlorure à 0,3% pendant 15 min et incubé à l'obscurité pour produire des germes de 3-7 cm de long. Les germes doivent également être stérilisés en surface et rincés dans de l'eau stérile avant d'exciser les bourgeons axillaires. Ceux-ci sont placés sur un milieu de culture tel que le milieu Murashige et Skoog (M & S) avec 30 g L⁻¹ de sucrose et 8 g L⁻¹ d'Oxoid no. 3 Agar. Les microplantes obtenues doivent être divisées en segments nodaux toutes les 4 à 6 semaines et transférées sur un milieu neuf. Toutes les opérations *in vitro* doivent être réalisées avec des techniques aseptiques dans des chambres stériles. Les cultures doivent être incubées à 18-20°C sous lumière blanche et froide avec 16 h d'éclairage par jour.

Annexe V

Directives sur les procédures d'élimination des pathogènes

Le matériel infecté par les virus soumis sous forme de tubercules doit être lavé et stérilisé en surface comme décrit à l'Annexe IV avant d'éliminer les virus par deux méthodes possibles.

Dans la première méthode (MacDonald, 1973), le tubercule est incubé dans une chambre humide à 32-35°C jusqu'à production de germes. Ceux-ci sont ensuite prélevés, stérilisés en surface dans de la chlorure à 0,3% pendant 15 min et lavés dans de l'eau stérile. Le méristème apical, 150-200 µm, est excisé, placé sur milieu M & S et incubé à 18-20°C sous lumière blanche et froide avec 16 h d'éclairage par jour. Les méristèmes sont cultivés sur un milieu M & S neuf à intervalles de 4-6 semaines jusqu'à production d'une plantule.

Dans la deuxième méthode (Jeffries, 1998), les microplantes sont produites comme dans l'Annexe IV. Des sections nodales sont transférées sur un milieu M & S contenant 20 mg L⁻¹ de ribavirine. Ces nœuds sont incubés pendant 10 jours à 18°C sous éclairage artificiel avec 16 h d'éclairage par jour pour permettre aux microplantes de pousser et de raciner. Les cultures sont ensuite soumises à un régime de températures alternées: 40°C pendant 4 h suivi de 25°C pendant 4 h. Après 4 semaines, chaque microplante est subdivisée en nœuds. Le premier nœud en dessous de l'apex est cultivé et testé pour détecter les virus et le second nœud est transféré sur un milieu neuf M & S/ribavirine; le traitement décrit plus haut est répété jusqu'à ce que les plantules soient indemnes de virus.

Références

- Burr TJ & Schroth MN (1977) Occurrence of soft-rot *Erwinia* spp. in soil and plant material. *Phytopathology* **67**, 1382-1387
- De Bokx JA (1987) Biological properties. In: *Viruses of Potatoes and Seed Potato Production* (eds de Bokx JA & van der Want JPH), p. 79. Pudoc, Wageningen (NL).
- Ehlers U, Vetten HJ & Paul HI (1983) Detection of potato leafroll virus in primarily infected tubers by enzyme-linked immunosorbent assay, *Phytopathologische Zeitschrift* **107**, 37-46.
- EPPO/CABI (1996) *Quarantine Pests for Europe* (2nd edn). CAB International, Wallingford (GB).
- EU (1966) Directive 66/403/EEC of 14 June 1966 on the marketing of seed potatoes. *Official Journal of the European Communities* **125**, 154-160.
- EU (1969a) Directive 69/464/EEC of 8 December 1969 on control of potato wart disease. *Official Journal of the European Communities* **L 323**, 1-2.
- EU (1969b) Directive 69/465 of 8 December 1969 on control of potato cyst eelworm. *Official Journal of the European Communities* **L 323**, 3-4.
- EU (1977) Directive 77/93/EEC of 21 December 1976 on protective measures against the introduction into the Member States of harmful organisms of plants or plant products *Official Journal of the European Communities* **L 26**, 20-54.
- EU (1993a) Directive 93/17/EEC of 30 March 1993 determining Community grades of basic seed potatoes, together with the conditions and designations

- applicable to such grades. *Official Journal of the European Communities* L 106, 7-10.
- EU (1993b) Directive 93/85/EEC of 4 October 1993 on the control of potato ring rot. *Official Journal of the European Communities* L 259, 1-25.
- EU (1997a) Directive 97/46 of 25 July 1997 amending Directive 95/44/EC establishing the conditions under which certain harmful organisms, plants, plant products and other objects listed in Annexes I to V to Council Directive 77/93/EEC may be introduced into or moved within the Community or certain protected zones thereof, for trial or scientific purposes and for work on varietal selection. *Official Journal of the European Communities* L 204, 43-46.
- EU (1997b) Commission Decision 97/647/EC of 9 September 1997 detailing an interim scheme for the diagnosis, detection and identification of *Pseudomonas solanacearum* (Smith) Smith in potatoes. *Official Journal of the European Communities* L 273, 1-25.
- EU (1998) Directive 98/57/EC of 20 July 1998 on the control of *Ralstonia solanacearum* (Smith) Yabuuchi *et al.* *Official Journal of the European Communities* L 235, 1-39.
- Huttinga H, Mosch WHM & Treur A (1987) Comparison of bi-directional electrophoresis and molecular hybridization methods to detect potato spindle tuber viroid and chrysanthemum stunt viroid. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **17**, 37-43.
- Jeffries CJ (1998) *Technical Guidelines for the Safe Movement of Germplasm, No. 19 Potato*. FAO/IPGRI, Rome (IT).
- MacDonald DM (1973) Heat treatment and meristem culture as a means of freeing potato varieties from virus X and S. *Potato Research* **16**, 263-269.
- OEPP/EPPO (1984) EPPO Standard PM 3/21(1). Phytosanitary inspection procedure for potato viruses (non-European) and potato spindle tuber viroid. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **14**, 73-76.
- OEPP/EPPO (1990a) EPPO Standard PM 3/25(1). Phytosanitary procedure for *Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **20**, 235-254.
- OEPP/EPPO (1990b) EPPO Standard PM 3/26(1). Phytosanitary procedure for *Pseudomonas solanacearum*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **20**, 255-262.
- OEPP/EPPO (1991) EPPO Standard PM 3/30(1). Phytosanitary procedure for *Globodera pallida* and *Globodera rostochiensis*. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **21**, 233-240.
- Pérombelon MCM & Burnett EM (1991) Two modified crystal violet pectate (CVP) media for the detection, isolation and enumeration of soft rot erwinias. *Potato Research* **34**, 79-85.
- Pérombelon MCM, Bertheau Y, Cambra M, Fréchon D, Lopez MM, Niepold F, Persson P, Sletten A, Toth IK, van Vuurde JWL & van der Wolf JM (1998) Microbiological, immunological and molecular methods suitable for commercial detection and quantification of the blackleg pathogen, *Erwinia carotovora* subsp. *atroseptica*, on potato seed tubers: a review. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **28**, 141-156.
- Schroeder M & Weidemann HL (1989) Simplified application of return gel electrophoresis for the routine detection of potato spindle tuber viroid. *Bulletin OEPP/EPPO Bulletin* **19**, 661-665.
- Shamloul AM, Hadidi A, Zhu SF, Singh RP & Sagredo B (1997) Sensitive detection of potato spindle tuber viroid using RT-PCR and identification of a viroid variant naturally infecting pepino plants. *Canadian Journal of Plant Pathology* **19**, 89-96.
- Toth IK, Hyman LJ & Wood JR (1999) A one-step PCR-based method for the detection of economically important soft rot *Erwinia* species on micropropagated potato plants. *Journal of Applied Microbiology* **87**, 158-166.
- UN/ECE (1994) *Standard S1 - Seed potatoes. Revised Standard for Seed Potatoes recommended by the Working Party on Standardization of Perishable Produce and Quality Development of the United Nations Economic Commission for Europe*. United Nations, Genève (CH).
- Weidemann HL & Buchta U (1998) A simple and rapid method for the detection of potato spindle tuber viroid (PSTVd) by RT-PCR. *Potato Research* **41**, 1-8.

Table 1. Organismes nuisibles de la pomme de terre transmis par les tubercules, présents dans la région OEPP et testés dans le schéma

Organismes nuisibles	Se dissémine dans les champs de pomme de terre par
Virus	
Potato A potyvirus (PVA)	Pucerons
Potato M carlavirus (PVM)	Pucerons
Potato S carlavirus (PVS)	Pucerons, contact*
Potato X potexvirus (PVX)	Contact
Potato Y potyvirus (PVY)	Pucerons
Potato leafroll polerovirus (PLRV)	Pucerons
Alfalfa mosaic alfamovirus (AMV)	Pucerons
Cucumber mosaic cucumovirus (CMV)	Pucerons
Potato aucuba mosaic potexvirus (PAMV)	Pucerons
Potato mop-top pomovirus (PMTV)	<i>Spongospora subterranea</i>
Potato V potyvirus (PVV)	Pucerons
Tobacco mosaic tobamovirus (TMV)	Contact
Tobacco necrosis necrovirus (TNV)	<i>Olpidium brassicae</i>
Tobacco rattle tobravirus (TRV)	Nématodes (certaines espèces de <i>Paratrichodorus</i> et <i>Trichodorus</i> spp.)
Tomato black ring nepovirus (TBRV)	Nématodes (<i>Longidorus elongatus</i> , <i>L. attenuatus</i>)
Tomato mosaic tobamovirus (ToMV)	Contact
Tomato spotted wilt tospovirus (TSWV)	Thrips
Viroïde	
Potato spindle tuber viroid (PSTVd)	Contact
Bactéries	
<i>Clavibacter michiganensis</i> subsp. <i>sepedonicus</i>	Contact
<i>Ralstonia solanacearum</i>	Contact, eau
<i>Erwinia</i> spp.	Contact, eau
Nématodes	
<i>Globodera pallida</i>	Sol
<i>G. rostochiensis</i>	Sol

* Contact here means contact between plants or with machinery / "Contact" signifie ici contact entre les plantes ou avec les machines.

Table 2. Méthodes de test pour les virus de la pomme de terre. La gamme de plantes indicatrices mentionnée ci-dessous constitue un exemple d'utilisation d'un nombre limité d'espèces pour détecter tous les virus de la pomme de terre (sauf le PLRV); d'autres combinaisons adéquates peuvent également être utilisées

	ELISA	Plantes indicatrices				
		<i>Chenopodium quinoa</i>	<i>Nicotiana benthamiana</i>	<i>N. glutinosa</i>	<i>N. tabacum</i> cv. White Burley	<i>Phaseolus vulgaris</i> cv. The Prince
Potato A potyvirus (PVA)	•				•	
Potato M carlavirus (PVM)	•					•
Potato S carlavirus (PVS)	•	•*				
Potato X potexvirus (PVX)	•		•	•	•	
Potato Y potyvirus (PVY)	•		•		•	
Potato leafroll polerovirus (PLRV)	•					
Alfalfa mosaic alfamovirus (AMV)		•				•
Cucumber mosaic cucumovirus (CMV)		•				
Potato aucuba mosaic potexvirus (PAMV)				•		
Potato mop-top pomovirus (PMTV)		•	•			
Potato V potyvirus (PVV)	•		•			
Tobacco mosaic tobamovirus (TMV)				•		
Tobacco necrosis necrovirus (TNV)		•			•	
Tobacco rattle tobnavirus (TRV)		•				•
Tomato black ring nepovirus (TBRV)		•			•	
Tomato mosaic tobamovirus (ToMV)				•	•	
Tomato spotted wilt tospovirus (TSWV)			•	•	•	

* Note that for PVS, *Chenopodium murale* can detect more isolates, but it can only detect PVS. Moreover, ELISA should allow the detection of all isolates / Noter pour PVS que *Chenopodium murale* peut détecter plus d'isolats, mais qu'il ne peut détecter que PVS. Par ailleurs, le test ELISA permet de détecter tous les isolats.

Table 3. Tolérances minimales suggérées pour les organismes nuisibles de la pomme de terre de semence pour les stades de propagation I, II, III et IV

	Stade de propagation I (minitubercules) Pré-base CT	Stade de propagation II Pré-base	Normes UN/ECE		
			Stade de propagation III	Stade de propagation IV	
			Base	Certifié	
Inspection pendant la période de végétation	En % de plantes				
Virus	0	0.1	Non spécifiée	Non spécifiée	
Jambe noire (<i>Erwinia</i>)	0	0.01	1	2	
Non conformes au type ^a	-	0.01	Non spécifiée	Non spécifiée	
Descendance directe^b	En % de plantes				
Virus	0	0.5	4	10 ^c	
Non conformes au type ^a	0	0.01	0.25	0.5	
Maladies et défauts des tubercules^d	En % de poids				
Mildiou (<i>Phytophthora infestans</i>)	0	0.1	} 1 ^e	} 1 ^e	
Pourriture sèche/molle	0	0.1			
Gel	0	0.1			
Black scurf (<i>Rhizoctonia solani</i>)	0	1 (sa ^f > 10 %)	5 (sa > 10 %) ^e	5 (sa > 10 %) ^e	
Gale commune (<i>Streptomyces scabies</i>)	0	5 (sa > 33 %)	5 (sa > 33 %) ^e	5 (sa > 33 %) ^e	
Gale poudreuse (<i>Spongospora subterranea</i>)	0	1 (sa > 10 %)	Non spécifiée	Non spécifiée	
Défauts par ex. tubercules difformes ou blessés	3	3	3 ^e	3 ^e	
Saleté	1	1	2 ^e	2 ^e	
Nécrose visuelle ^g	0	1 ^h	Non spécifiée	Non spécifiée	

a. Y compris les malformations provoquées par les produits phytosanitaires.

b. Les tolérances pour la descendance directe s'appliquent également aux tests sur les tubercules après la récolte.

c. Symptômes de viroses graves uniquement.

d. S'applique seulement si les tubercules sont commercialisés.

e. La tolérance totale pour tous ceux marqués e est de 6 %.

f. sa, surface atteinte.

g. "Nécrose visuelle" signifie des taches, arcs ou anneaux nécrotiques à l'intérieur ou à la surface du tubercule. Ces symptômes sont souvent, mais pas exclusivement, causés par les infections virales.

h. Avec moins de 0.5% de nécrose superficielle.

Fig. 1. Diagramme des stades du schéma de certification de la pomme de terre

