

La multiplication végétative des ligneux en agroforesterie

Manuel de formation
et bibliographie



World Agroforestry Centre
TRANSFORMING LIVES AND LANDSCAPES

La multiplication végétative des ligneux en agroforesterie

Manuel de formation et bibliographie



Edité par Hannah Jaenicke et Jan Beniest

Déni de responsabilité

La mention d'un produit ou d'un nom commercial dans le présent ouvrage ne signifie pas que l'auteur ou le World Agroforestry Centre les endossent, ni qu'ils excluent d'autres produits tout aussi acceptables.

Le présent ouvrage fait référence aux pesticides. Les pesticides peuvent avoir des effets nocifs sur les êtres humains, les animaux, les plantes, les poissons et d'autres espèces appartenant à la faune et à la flore sauvages, si on en fait un mauvais usage. Les instructions figurant sur les conteneurs de pesticides doivent toujours être scrupuleusement suivies.

L'auteur et le World Agroforestry Centre n'accepteront aucune responsabilité pour les dommages matériels ou corporels, ou pour les dépenses qui pourraient résulter de l'emploi des substances chimiques mentionnées dans le présent ouvrage.

ISBN 92 9059 1501

Photos de couverture : Jan Beniast

Traduction: Eloy Molinero

© World Agroforestry Centre (ICRAF), 2003

PO Box 30677

Nairobi (Kenya)

Tél : +254 2 524000, via les USA +1 650 833 6645

Télécopie: +254 2 524001, via USA +1 650 833 6646

Mél : icraf@cgiar.org

Internet : www.cgiar.org/icraf

Imprimé par : KUL GRAPHICS Ltd, Nairobi (Kenya)



Table des matières

| | |
|------|------------------------------|
| vii | Remerciements |
| viii | Introduction |
| ix | Aperçu du stage de formation |

Unité 1 Introduction à la multiplication végétative des ligneux

| | |
|----|--|
| 1 | Axes de formation |
| 3 | Concepts et principes |
| 3 | Introduction |
| 5 | Avantages de la multiplication végétative |
| 7 | Hormones végétales et régulateurs de croissance |
| 8 | Maturité des tissus |
| 9 | Domestication des ligneux et multiplication végétative |
| 11 | Bibliographie |
| 12 | Sélection et collecte des clones |
| 12 | Introduction |
| 12 | Principes de la collecte |
| 15 | Conseils pour la collecte |
| 16 | Exemple |
| 17 | Bibliographie |

Unité 2 Pépinières d'essences agroforestières

| | |
|----|--|
| 19 | Axes de formation |
| 21 | Gestion des pépinières et production de plants |
| 21 | Introduction |
| 22 | Comment gérer une pépinière |
| 32 | Essais en pépinière |
| 33 | Solution des problèmes névralgiques |
| 33 | Bibliographie |
| 35 | La lutte phytosanitaire |
| 35 | Introduction |
| 35 | Problèmes phytosanitaires |
| 41 | Mesures phytosanitaires |

| | |
|----|--|
| 43 | Mesures curatives |
| 45 | Bibliographie |
| 46 | Gestion de la pépinière - Travaux pratiques |
| 46 | Objectifs |
| 46 | Matériel nécessaire |
| 46 | Travaux pratiques |

Unité 3 Le bouturage

| | |
|----|---|
| 49 | Axes de formation |
| 51 | Le bouturage : principes et techniques |
| 51 | Introduction |
| 51 | L'enracinement |
| 52 | Les facteurs qui influent sur l'enracinement |
| 54 | La préparation des boutures |
| 55 | Les bacs de bouturage |
| 56 | Les soins à dispenser après la propagation |
| 57 | Bibliographie |
| 58 | Le bouturage - Travaux pratiques |
| 58 | Objectifs |
| 58 | Matériel nécessaire |
| 58 | Travaux pratiques |

Unité 4 Le greffage

| | |
|----|--|
| 63 | Axes de formation |
| 65 | Le greffage : principes et techniques |
| 65 | Introduction |
| 65 | Définitions |
| 66 | L'intérêt du greffage et de l'écussonnage |
| 68 | Physiologie |
| 73 | Les différents types de greffe |
| 77 | Bibliographie |
| 78 | Le greffage - Travaux pratiques |
| 78 | Objectifs |
| 78 | Matériel nécessaire |
| 79 | Travaux pratiques |

| | |
|----------------|---|
| Unité 5 | Le marcottage |
| 83 | Axes de formation |
| 85 | Le marcottage : principes et techniques |
| 85 | Introduction |
| 85 | Le marcottage aérien |
| 87 | Le marcottage par couchage |
| 87 | Le marcottage par buttage |
| 88 | Bibliographie |
| 89 | Le marcottage - Travaux pratiques |
| 89 | Objectifs |
| 89 | Matériel nécessaire |
| 90 | Travaux pratiques |

| | |
|----------------|---|
| Unité 6 | La micropropagation |
| 91 | Axes de formation |
| 93 | La micropropagation : principes et techniques |
| 93 | Introduction |
| 93 | Terminologie |
| 95 | Physiologie |
| 95 | L'intérêt de la micropropagation |
| 95 | Conditions requises |
| 96 | Les techniques de micropropagation |
| 101 | Conclusions |
| 101 | Bibliographie |

| | |
|----------------|---|
| Unité 7 | Essais de multiplication |
| 103 | Axes de formation |
| 105 | Conception et gestion des essais |
| 105 | Introduction |
| 106 | La conception des essais – principes de base |
| 107 | Application aux essais de multiplication |
| 113 | Problèmes courants |
| 114 | Comment gérer les essais pour obtenir de bons résultats |
| 115 | Bibliographie |

| | |
|-----|---|
| 117 | <i>Annexe 1 - Annonce de stage de formation</i> |
| 119 | <i>Annexe 2 - Formulaire d'inscription</i> |
| 123 | <i>Annexe 3 - Programme du stage</i> |
| 125 | <i>Annexe 4 - Evaluation</i> |
| 139 | Index |



Remerciements

Le stage de formation intensif sur la multiplication végétative des essences agroforestières dans les terres arides et semi-arides a été organisé et dirigé par le World Agroforestry Centre et le Programme international de promotion des cultures en zones arides (IPALAC).

L'Organisation des Nations Unies pour l'éducation, la science et la culture (UNESCO) en a assuré le financement. D'autres donateurs, notamment le ministère allemand pour la Coopération économique (BMZ) et l'Agence suédoise pour le développement international (ASDI), par l'intermédiaire de son Réseau africain pour l'éducation en agroforesterie (ANAFE), ont facilité la participation de spécialistes et de stagiaires.

Les modules de formation mis au point pour ce stage ont été élaborés avec l'assistance du Programme d'appui direct aux établissements d'enseignement, du ministère néerlandais des Affaires étrangères.

Outre l'expertise des spécialistes et des auteurs des modules de formation, ce stage a bénéficié du concours des personnalités suivantes : M. Arne Schlissel (IPALAC), M. Ze'ev Carmi (Kibwezi Irrigation Project), M. Paul Mackenzie (Rosslyn River Garden Centre), M. Phaniel Obala et M. David Odee (Kenya Forestry Research Institute, KEFRI).



Introduction

L'un des plus gros problèmes liés aux techniques agroforestières est la multiplication à grande échelle des arbres et des arbustes utilisés en agroforesterie. Les plantes se régénèrent naturellement par propagation des semences. Toutefois, pour la recherche et pour l'amélioration rapide des espèces non domestiquées, la multiplication végétative offre de multiples avantages. C'est ainsi que dans les populations sauvages un large éventail de propriétés importantes du produit peut s'exprimer (qualité du fruit, raideur du fût, biomasse, etc.). De plus, il est possible de reconnaître, à l'intérieur d'une population, des individus qui donnent des produits ou des services voulus de meilleure qualité. Il serait alors avantageux de multiplier ces individus par voie végétative pour capturer la variation génétique exprimée, qui risquerait autrement de se perdre ou de s'affaiblir dans le cas d'une reproduction sexuée.

La multiplication végétative s'est développée au fil des siècles. Dans les régions tempérées, elle a joué un rôle important dans la domestication des arbres fruitiers. Des méthodes particulières ont été mises au point pour chaque espèce. Dans les régions tropicales, la multiplication végétative a parfois été appliquée avec succès aux arbres fruitiers, offrant des débouchés lucratifs aux marchés d'exportation (agrumes, mangues, avocats, noix de macadamia, etc.). Plusieurs essences tropicales de haute futaie ont aussi été clonées, principalement pour les plantations où l'on veut des arbres de taille uniforme.

viii

De nombreuses essences indigènes qui pourraient avoir une grande valeur monétaire ou nutritive ne sont reproduites jusqu'à présent qu'à partir de plantes naturelles. Dans les régions tropicales, les petits exploitants agricoles auraient tout à gagner à intégrer ces essences aux systèmes agroforestiers, vu l'intérêt qu'elles présentent. La multiplication végétative permet de sélectionner un germoplasme de qualité supérieure susceptible d'enrichir l'exploitation agricole.

Dans le cadre de son programme «domestication des essences agroforestières», le World Agroforestry Centre mène un projet sur les méthodes de multiplication des essences agroforestières qui vise à mettre au point, en collaboration avec les utilisateurs, de bonnes pratiques de multiplication et de gestion des essences agroforestières, de manière à améliorer l'efficacité, le niveau et la stabilité de la production arboricole. Ce projet permettra d'établir des directives sur la multiplication des ligneux et la gestion des pépinières, qui pourront être appliquées directement ou qui pourront être adaptées en fonction du contexte. C'est dans le cadre de ce projet que le World Agroforestry Centre a organisé un stage de formation intensif sur la multiplication végétative des essences agroforestières, en collaboration avec le Programme international de promotion des cultures en zones arides, qui mène aussi des activités de recherche-développement dans ce domaine.

Ce stage de formation a été organisé, dans un premier temps, à l'intention de participants d'Afrique de l'Est et d'Afrique australe, mais il est fort probable qu'à l'avenir des stages de formation identiques seront organisés dans d'autres zones agroécologiques où le World Agroforestry Centre effectue des recherches agroforestières en collaboration avec les institutions nationales. Le présent Manuel de formation, qui a concouru au succès du premier stage, devrait faciliter la planification, l'organisation et la réalisation de futurs stages du même type.



Le stage de formation

Le présent manuel de formation a été mis au point pour appuyer un stage de formation pratique d'une semaine sur la multiplication végétative des ligneux utilisés en agroforesterie. Dans les paragraphes qui suivent, on abordera brièvement certains aspects de cette activité : audience visée, objectifs de la formation, programme, méthodes d'enseignement, personnel spécialisé et supports de formation. Ceci aidera les futurs organisateurs de stages ainsi que les spécialistes à mieux planifier, préparer et mener à bien cette activité de formation. Les supports de formation présentés dans le présent manuel peuvent être adaptés pour répondre aux besoins de chaque stage. Une brochure présentant des informations générales sur le stage de formation, accompagnée d'une lettre d'invitation, peut s'avérer utile pour recruter des stagiaires. Un modèle de brochure figure à l'annexe 1.

Audience visée

Ce stage de formation s'adresse aux techniciens travaillant sur le terrain et aux gérants de pépinières qui s'intéressent activement à la recherche-développement concernant la multiplication des ligneux. Ils doivent posséder un minimum de connaissances, attestées par un diplôme, dans une discipline pertinente de la phytotechnie (foresterie, horticulture, phytobiologie, sciences agronomiques).

D'autres critères de sélection peuvent être appliqués pour recruter des stagiaires : recrutement de femmes pour assurer une représentation équitable des deux sexes, connaissance de l'anglais, engagement pris par l'institution qui emploie le stagiaire à ce que celui-ci participe activement aux travaux et applique ultérieurement les connaissances et les compétences qu'il aura acquises dans le cadre du stage. Un modèle de formulaire de demande d'inscription figure à l'annexe 2.

ix

Objectifs de la formation

L'objectif global du stage est d'améliorer les compétences techniques des techniciens sur le terrain et des gérants de pépinières dans le domaine de la multiplication végétative et de leur fournir les connaissances théoriques nécessaires sur le sujet, pour leur permettre d'appliquer ces connaissances nouvellement acquises dans leurs futurs travaux. Le stage a été divisé en plusieurs unités, visant chacune un objectif particulier contribuant à la réalisation de l'objectif global. Les objectifs visés par chaque unité sont indiqués dans un encadré figurant au début du texte.

Programme

Le stage de formation comprend cinq unités, scindées pour la plupart en plusieurs exposés théoriques succincts, démonstrations et travaux pratiques.

Unité 1 - Introduction

Cette unité rappelle brièvement aux stagiaires le rôle de la multiplication végétative en foresterie et en agriculture, en mettant l'accent sur son importance pour la recherche-développement dans le domaine de la domestication des essences agroforestières. Les techniques de multiplication végétative les plus communes sont énumérées et décrites. Cette description est accompagnée de quelques renseignements généraux sur les principes physiologiques qui sous-tendent ces techniques, en particulier le rôle des phytohormones. Cette unité indique également quelles sont les considérations essentielles qu'il faut prendre en compte lors de la sélection et de la collecte de matériel génétique pour la multiplication.

Unité 2 - Les pépinières

La multiplication végétative exige presque toujours la présence d'une pépinière. Cette unité décrit l'infrastructure générale de la pépinière (substrat, équipement et matériel, irrigation, etc.) et explique les concepts et principes essentiels d'une gestion des pépinières. La lutte phytosanitaire étant un souci majeur pour tout gérant de pépinière, la première partie de cette unité aborde la question de la lutte contre les ravageurs et les maladies dans les pépinières, dans le contexte de la multiplication végétative.

x

Unité 3 - Le bouturage

La multiplication par enracinement de boutures est probablement la technique la plus communément employée pour multiplier végétativement les ligneux. Cette unité décrit les différentes phases du processus d'enracinement en expliquant son déroulement physiologique. Les conditions environnementales jouent un rôle important dans ce processus ; c'est pourquoi cette unité propose des structures simples utilisables pour améliorer le taux de succès de cette technique de multiplication.

Unité 4 - Le greffage

Le greffage et l'écussonnage sont des techniques de multiplication végétative plus complexes. Cette unité souligne l'intérêt de cette technique dans différentes applications en exposant les principes physiologiques qui la sous-tendent et en indiquant les conditions à respecter pour en assurer le succès.

Unité 5 - Le marcottage

Dans certains cas, les essences agroforestières peuvent être multipliées par des techniques de marcottage. Cette unité décrit les différentes méthodes possibles de marcottage, en expliquant quelques-uns des principes qui sous-tendent ces techniques et en expliquant les conditions à respecter pour en assurer le succès.

Unité 6 - La micropropagation

La micropropagation couvre un large éventail de méthodes et de techniques qui permettent de multiplier par voie végétative de petites parties de matériel végétal dans un milieu extrêmement contrôlé. Bien que cette technique soit rarement employée, les stagiaires devraient se familiariser avec les concepts et principes généraux de cette technique, pour comprendre pourquoi cette méthode peut être envisagée dans le contexte plus vaste de la multiplication végétative et de la domestication des ligneux.

Unité 7 - Essais de multiplication

La multiplication des essences agroforestières s'inscrit en partie dans le contexte des recherches en cours dans ce domaine. C'est pourquoi cette dernière unité aborde, tout d'abord en termes généraux puis en termes particuliers, la question du dispositif expérimental, ses concepts et ses principes, appliqués aux essais de multiplication de ligneux. A titre d'illustration, une étude de cas est présentée.

Les sept unités portent sur une semaine. Normalement, ces sept unités devraient se suivre par ordre chronologique, le programme ayant été conçu à cet effet ; toutefois, elles peuvent être agencées autrement pour des raisons de commodité. Un modèle de programme et de calendrier figure à l'annexe 3.

x i

Méthodes d'enseignement

Le stage de formation revêt un caractère pratique. Par conséquent, l'enseignement est dispensé essentiellement à l'aide d'exercices et de démonstrations. Ces travaux pratiques et



Différentes méthodes d'enseignement : formation sur le tas, démonstrations, visites sur le terrain, exposés en classe.

démonstrations doivent être bien préparés à l'avance. Des instructions à cet effet sont données dans chaque unité. Dans le courant du stage il faudra revenir sur un certain nombre d'exercices pratiques réalisés antérieurement ; il faudra donc consacrer chaque jour une matinée ou une après-midi entière aux exercices et démonstrations. Le meilleur moment sera choisi en fonction des conditions météorologiques locales.

Différentes méthodes d'enseignement : formation sur le tas, démonstrations, visites sur le terrain, exposés en classe. Les exposés théoriques, généralement prévus, ont pour but de passer en revue les concepts et principes fondamentaux et de fournir les renseignements nécessaires pour comprendre les travaux pratiques et les démonstrations. Ces exposés ne devraient pas prendre plus de 40 % du temps disponible et ne devraient expliquer que ce qui est strictement indispensable pour mieux comprendre les applications pratiques des diverses techniques de multiplication.

Des visites sur le terrain peuvent être organisées, s'il reste du temps, pour voir les pépinières ou les laboratoires de micro-propagation, afin de mettre en lumière certains aspects de la recherche-développement sur la multiplication végétative, enseignés ou pratiqués durant le stage.

Différentes méthodes d'enseignement sont proposées, pour chaque unité, dans l'encadré qui figure en début de texte.

Les spécialistes

Le contenu technique et pratique du stage est enseigné par de spécialistes, qui sont généralement des scientifiques ou du personnel d'instituts de formation ou d'enseignement participant activement à des travaux sur la multiplication des ligneux. Des techniciens expérimentés et des gérants de pépinières peuvent aussi y apporter leur concours. Les techniciens et la main-d'œuvre employés sur les pépinières peuvent prêter assistance pour les travaux pratiques et les démonstrations. Le personnel chargé de dispenser la formation aide à élaborer le programme du stage et à préparer les supports de formation. Ils aident aussi à organiser, réaliser, suivre et évaluer le stage. Les stagiaires, qui sont déjà des praticiens dans le domaine qui fait l'objet du stage, sont aussi considérés comme des spécialistes dans tel ou tel domaine abordé dans le cadre du stage.

Le matériel de formation

Le présent manuel a été élaboré pour les raisons suivantes :

- Fournir un support de formation aux diverses activités et exposés prévus dans le cadre du stage.
- Fournir des matériaux de référence aux stagiaires engagés dans la multiplication des essences agroforestières.
- Fournir des lignes directrices ou des matériaux de base aux stagiaires ou spécialistes désireux d'organiser, à l'avenir, un stage de formation analogue.

Pour chacune des sept unités qui composent le stage de formation, on a présenté sous la rubrique générale «Axes de formation», un certain nombre de rubriques plus précises que le lecteur pourra consulter rapidement. Ces rubriques sont les suivantes : objectifs de l'enseignement dispensé, méthodes d'enseignement, supports pédagogiques et lectures recommandées, résumé des exposés théoriques.

Objectifs de l'enseignement dispensé

Les objectifs de l'enseignement dispensé reflètent le gain de connaissances ou de compétences que les stagiaires sont censés avoir acquis à la fin de chaque unité. Les spécialistes chargés de la formation peuvent s'en servir de guide pour préparer l'unité et diriger les travaux, et pour indiquer aux participants ce qui est attendu d'eux pendant ou après le déroulement de l'unité.

Méthodes d'enseignement

Les méthodes d'enseignement proposent différentes méthodes et activités pour achever au mieux l'unité considérée.

Une unité commence généralement par un bref exposé théorique étayé par des notes de cours ou des photocopies préparés par la personne qui présente l'exposé.

Le stage de formation étant axé sur la participation active des stagiaires, une grande partie du temps est consacrée aux travaux pratiques et aux démonstrations. Des directives claires concernant l'exécution de ces activités et les résultats qui en sont attendus doivent être établies au bénéfice des participants.

Les visites sur le terrain devraient être étayées par des informations générales sur les essais faisant l'objet de la visite. Un protocole d'expérimentation détaillé et des panneaux contenant le minimum d'informations nécessaire pour comprendre en quoi consiste l'expérimentation suffiront (titre, traitement, dispositif expérimental, etc.). Pour que la visite sur le terrain soit plus vivante, les formateurs pourront dresser une liste de questions sur certains aspects du sujet et laisser les participants découvrir eux-mêmes les réponses à ces questions durant la visite.

Des directives claires devront également être établies pour les exercices en groupe ou individuels pour que les stagiaires sachent quels sont les résultats attendus de ces exercices.

Supports pédagogiques et lectures recommandées

On mentionnera ici les divers documents et publications qui serviront durant le stage (chapitres de manuels scolaires, articles publiés, notes de cours ou photocopiés).

Les notes de cours ou photocopiés sont rédigés spécialement pour étayer les exposés présentés en début d'unité. Les notes de cours ont un caractère plus formel et refléteront d'une manière plus détaillée l'exposé qui aura été fait. Les photocopiés pourront être plus succincts, ne présentant que les grandes lignes de l'exposé ou reproduisant les transparents utilisés par la personne qui fait l'exposé.

Résumé de l'unité

Ce résumé est un sommaire des exposés théoriques présentés à l'appui de l'unité. Il peut s'agir d'une fiche de lecture ou d'une liste des principaux points abordés durant l'exposé. Ce sommaire a pour but de mettre en lumière les informations importantes qui doivent figurer dans l'exposé. Les unités pourront être élaborées de différentes manières par différents spécialistes de la formation ; toutefois, il faudra assurer la cohérence du contenu d'un stage à l'autre.

Evaluation et suivi

xiv

Tout stage de formation intensif, comme celui-ci, exige, pour que l'on puisse en mesurer l'impact, une surveillance constante du déroulement des activités, une évaluation du stage par les participants, des tests et des activités de suivi visant à aider les stagiaires à appliquer les connaissances, les compétences et les comportements qu'ils ont acquis durant le stage. Un modèle de formulaire d'évaluation et de plan d'action individuel figure à l'annexe 4.

Evaluation du stage

Des formulaires d'évaluation sont distribués au début du stage pour que les participants puissent les remplir au fur et à mesure. Les formulaires ainsi remplis sont analysés par les organisateurs du stage, qui peuvent en faire la synthèse pour l'inclure dans un rapport de stage. L'évaluation quotidienne des sessions théoriques, des visites sur le terrain, des démonstrations et des exercices a pour but de déterminer si :

- les participants ont acquis de nouvelles connaissances
- la session est importante pour les travaux quotidiens des stagiaires
- la durée d'une session est appropriée ou non
- le moment où a lieu la session est bien choisi ou non
- la session est bien présentée
- la session est bien étayée par les supports pédagogiques
- les participants ont des observations à faire sur la session

Les résultats de cette évaluation quotidienne sont examinés avec chacun des spécialistes. Cette évaluation a pour but d'améliorer leurs compétences pédagogiques.

Une évaluation finale est effectuée pour évaluer l'ensemble du stage, tant du point de vue de son contenu que du point de vue de la logistique. Cette évaluation porte sur les points suivants :

- dispositions à prendre avant le stage
- durée et dates du stage
- qualité et utilité des unités qui composent le stage
- bien-fondé et efficacité des objectifs du stage
- matériel de formation, logistique, interactions entre les participants et les spécialistes chargés de la formation
- évaluation globale : points forts et points faibles du stage

Un rapport de stage doit être établi à l'intention des participants et des formateurs. Ce rapport peut aussi servir de base à l'organisation d'un prochain stage.

Tests de connaissances et de compétences

Les organisateurs du stage et les formateurs voudront naturellement vérifier que le contenu du stage a été bien compris par les stagiaires. Le meilleur moyen de le savoir est de faire passer un test aux stagiaires au commencement et à la fin de chaque session, ou au commencement ou à la fin du stage. Ce test pourra avoir lieu oralement sous la forme de questions posées aux stagiaires, ou il pourra être administré par écrit. Ces tests pourront donner lieu éventuellement à la délivrance d'un certificat de fin de stage servant d'attestation de présence et confirmant que le stagiaire a acquis certaines qualifications dans un ou plusieurs des domaines couverts par le stage.

X V

Suivi

Pour évaluer l'impact du stage, ses organisateurs doivent prévoir des activités de suivi. Ils peuvent, par exemple, établir un « plan d'action individuel » sur lequel les participants indiqueront comment ils entendent utiliser, dans leur travail quotidien, les connaissances et les compétences qu'ils auront acquises dans le cadre du stage. Les organisateurs du stage pourront s'y reporter après un certain temps pour vérifier que ces plans d'action ont bien été appliqués et quels en ont été les résultats. Si possible, les plans d'action peuvent être appuyés par l'octroi de petites subventions pour éviter autant que possible que le manque de ressources ne devienne la cause de l'absence de mise en œuvre des plans d'action.

Les organisateurs du stage peuvent aussi assurer le suivi en adressant aux stagiaires un bref questionnaire d'évaluation d'impact, entre six et douze mois après la fin du stage. Ce questionnaire pourra être complété, le cas échéant, par une visite sur le lieu de travail des stagiaires pour confirmer sur place que ces derniers appliquent effectivement les connaissances et les compétences qu'ils ont acquises et qu'ils ont modifié leur comportement à la fin du stage.



Introduction à la multiplication végétative des ligneux

Axes de formation

Objectifs de l'enseignement dispensé

A la fin de cette unité, les stagiaires pourront :

- Enumérer les avantages et expliquer l'intérêt de la multiplication végétative en agroforesterie et donner quelques exemples de ligneux qui peuvent être multipliés avec succès de cette manière
- Enumérer et décrire les techniques de multiplication végétative les plus communément employées
- Expliquer quelques-uns des principes physiologiques qui sous-tendent les techniques de multiplication végétative, notamment le rôle des phytohormones
- Principes régissant la sélection et la collecte de matériel végétal pour la multiplication végétative

Méthodes d'enseignement

L'unité comportera deux exposés théoriques de 60 minutes chacun, suivis d'un débat. L'un de ces exposés portera sur les principes et concepts fondamentaux de la multiplication végétative, l'autre sur la sélection et la collecte de matériel végétal pour la multiplication. Ces exposés pourront être étayés par les moyens audio-visuels habituels, tels que diapositives et transparents. Si possible, des visites sur le terrain pourront être organisées pour renforcer certains concepts ou principes.

Supports pédagogiques

Les exposés théoriques seront étayés par des notes de cours et des photocopies.

Résumé de l'unité

La première partie de l'unité donnera un aperçu des techniques de multiplication végétative les plus communément employées pour multiplier les essences

agroforestières. On expliquera pour quelles raisons privilégier la multiplication végétative par rapport à la reproduction sexuée par ensemencement. On décrira les différentes phases du développement du matériel multiplié par voie végétative, ainsi que le rôle des phytohormones et des régulateurs de croissance dans ce processus. Enfin, on replacera la multiplication végétative dans le contexte global de la multiplication des essences agroforestières.

La deuxième partie de l'unité explique les principes du prélèvement de matériel végétatif dans le contexte de la prospection de matériel génétique. Les avantages et inconvénients relatifs de la multiplication végétative sont examinés. Certains aspects essentiels de la prospection, notamment la participation des communautés locales et la nécessité d'une bonne documentation, sont également mis en relief. La prospection végétative ciblée de matériel génétique de ligneux dans leur milieu naturel pourrait permettre de procurer plus rapidement aux exploitants agricoles des arbres de qualité supérieure, leur assurant l'obtention précoce des produits désirés et l'uniformité des formes de croissance. Cependant, cette approche pourrait aussi avoir pour effet de réduire la base génétique du matériel cultivé et s'avérer à la fois coûteuse et laborieuse. Les mérites relatifs du prélèvement d'échantillons végétatifs de clones sur le terrain dépendent de la biologie du taxon et du contexte. Ces derniers doivent être évalués au cas par cas pour toute activité de prospection.

Lectures recommandées

Les publications suivantes permettront de mieux comprendre cette unité :

- Dawson I and Were J. 1997. Collecting germplasm from trees - some guidelines. *Agroforestry Today*, 9(2): 6-9.
- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT and Geneve RL. 1997. Plant propagation : Principles and practices. 6ème édition. New Jersey : Prentice Hall.



Concepts et principes

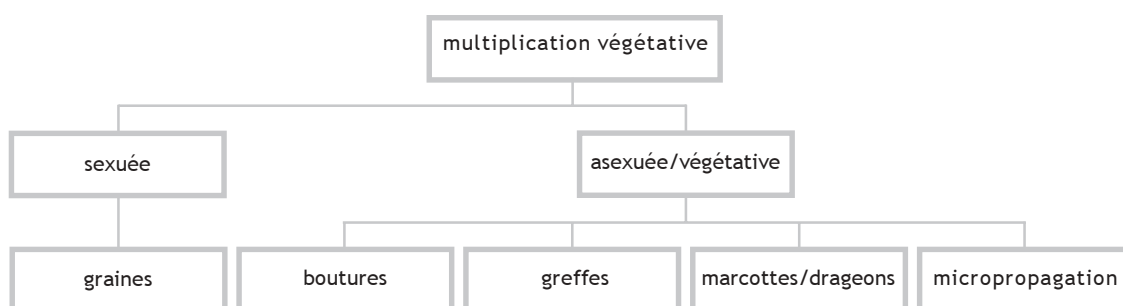
Ze'ev Wiesman – IPALAC et Hannah Jaenicke – World Agroforestry Centre

Introduction

La multiplication végétative consiste à faire une copie exacte du génome de la plante-mère pour la perpétuer dans de nouveaux individus. Si c'est faisable, c'est parce que les végétaux, contrairement aux animaux et aux être humains, possèdent au départ des cellules méristématiques indifférenciées qui peuvent se différencier par la suite pour constituer les divers organes nécessaires pour former une nouvelle plante. Ainsi donc, un morceau de pousse, de racine ou de feuille peut se développer pour former une nouvelle plante contenant exactement les mêmes informations génétiques que la plante initiale.

Tandis que la reproduction sexuée par voie semencière laisse le champ libre aux variations et au progrès de l'évolution, la multiplication végétative a pour but la reproduction identique de plantes possédant des caractères désirables (productivité élevée, qualité supérieure, bonne tolérance au stress biotique ou abiotique) et, de ce fait, elle est inestimable si l'on veut perpétuer un caractère privilégié d'une génération à l'autre. Cette méthode, pratiquée sur les arbres fruitiers sur le pourtour de la Méditerranée depuis les temps bibliques, conserve aujourd'hui toute sa valeur pour la domestication des ligneux.

Les principales méthodes de multiplication végétative des ligneux sont la multiplication par bouturage de tiges ou de racines, le greffage et l'écussonnage, ainsi que diverses méthodes et techniques de marcottage et de micropropagation.



Le bouturage

Les boutures sont des morceaux de plantes coupés possédant au moins un nœud. Diverses parties de la plante peuvent servir de bouture : tiges, racines, feuilles. Les boutures sont placées dans un milieu d'enracinement approprié, à forte humidité, jusqu'à l'apparition de racines et de pousses. La multiplication végétative par bouturage peut donner un taux de multiplication élevé et produit des plantes dotées de leur propre système racinaire.

Le greffage

Le greffage permet de combiner plusieurs plantes. C'est la technique idéale lorsqu'un seul génotype ne permet pas de réunir tous les caractères recherchés, tels que la résistance aux nématodes du système racinaire ou un rendement élevé des parties aériennes (bois, feuilles, fruits).

Le marcottage

Cette technique de multiplication, analogue au bouturage, présente sur cette dernière l'avantage que les rameaux ne sont détachés de la plante-mère qu'après l'apparition de racines. Le marcottage permet donc de faciliter l'enracinement des espèces qui s'enracinent difficilement. Son taux de multiplication est inférieur à celui du bouturage, mais en revanche il peut produire des plants de plus grande taille.

La micropropagation

Ce concept recouvre toutes les formes de culture de tissus et de micropropagation. Ce qui singularise cette technique, c'est le fait que les plantes sont développées à partir de cellules uniques ou de tissus cultivés en milieu stérile. Elle donne un taux de multiplication très élevé, de sorte qu'à partir d'une seule plante on peut produire des milliers de nouvelles plantes «filles». Toutefois, elle exige au départ de lourds investissements en termes de matériel et de formation. C'est pourquoi on n'y recourt généralement que pour la multiplication d'arbres présentant un intérêt particulier en raison de leur valeur commerciale.

Autres techniques

Les arbres et arbustes peuvent aussi être multipliés à partir de stolons courts ou par apomixie.

Les stolons courts sont des pousses latérales qui se développent à la base de la tige chez certaines plantes. Ils sont importants en agroforesterie parce qu'ils assurent la multiplication des monocotylédones tels que les palmiers. Ils sont détachés de la plante-mère avec les racines et peuvent être mis en pot immédiatement ou, si les racines sont insuffisantes, ils peuvent être traités comme une bouture de tige placée dans un propagateur. On peut provoquer l'apparition de stolons courts en raccourcissant la tige principale, ce qui a pour effet de briser la dominance apicale de la plante-mère, qui est habituellement très forte.

L'apomixie est un processus commun à certaines plantes, d'où le processus sexuel normal qui mène à la formation de zygotes est absent. L'embryon se développe à partir d'une cellule haploïde ou diploïde au sein des structures reproductives (nucelle, sac embryonnaire ou œuf produit sans avoir subi de division réductionnelle). La forme la plus connue d'apomixie est l'embryonie adventive, processus par lequel des embryons se différencient à partir de cellules du

nucelle ou du sac embryonnaire. Ces embryons sont diploïdes et sont une réplique exacte de la plante-mère. Les graines ainsi obtenues possèdent souvent plusieurs embryons (polyembryonie), l'un deux s'étant développé par reproduction sexuée, les autres étant d'origine apomictique. Cette forme d'apomixie se manifeste chez certaines espèces d'arbres fruitiers (agrumes et mangues). Il est possible qu'elle survienne assez fréquemment chez les espèces non domestiquées, mais ceci reste à prouver.

L'intérêt de l'apomixie est qu'elle produit des graines clonées. Les plantes qui germent à partir de graines apomictiques passent par les mêmes stades de développement que les plantules obtenues par reproduction sexuée. C'est donc l'espèce qui déterminera l'utilité de cette forme de multiplication en horticulture. Si par exemple on a besoin de jeunes plants vigoureux, pour la production de bois d'oeuvre notamment, cette forme de multiplication clonale s'avérera souhaitable. La production de propagules apomictiques est également intéressante si l'on considère les coûts de production de plantes clonales; en effet, dans la plupart des cas la production de propagules par ce biais est meilleur marché que la production de propagules végétatives.

Avantages de la multiplication végétative

La multiplication végétative a essentiellement pour avantages :

- De maintenir des génotypes supérieurs
- De surmonter les problèmes posés par la germination et le stockage des semences
- De provoquer une floraison et une fructification plus précoces
- De combiner en une seule plante les caractères convoités de plusieurs génotypes
- De contrôler certaines phases du développement
- D'assurer l'uniformité des plantations

Maintenir des génotypes supérieurs

La plupart des essences tropicales sont exogènes, ce qui signifie que lors de la recombinaison des gènes durant la reproduction sexuée de nombreux caractères importants peuvent disparaître. La multiplication végétative permet, dès qu'un arbre exceptionnel a été repéré par des exploitants agricoles ou des chercheurs, d'en fixer l'information génétique, ce qui permet de reproduire ce même spécimen au cours de la génération suivante.

Surmonter les problèmes posés par la germination et le stockage

Certaines essences donnent des fruits sans graines, notamment certains cultivars d'agrumes, et doivent donc être multipliées végétativement, tandis que d'autres portent peu de fruits ou en portent de manière imprévisible. De nombreuses espèces tropicales produisent des graines récalcitrantes qui exigent des traitements spéciaux souvent pénibles. En pareil cas, la multiplication végétative peut remplacer avantageusement la production de plantules, tout en s'avérant moins onéreuse.

Provoquer une floraison et une fructification plus précoces

L'un des intérêts essentiels de la multiplication végétative est le raccourcissement du cycle reproductif de l'arbre. Ceci revêt une importance particulière lorsque les fleurs, les fruits ou les graines sont les produits désirés. La multiplication végétative s'effectue généralement à partir de scions ou de boutures d'arbres parvenus à maturité, qui conserveront les caractères qui accompagnent cette maturité après greffage ou enracinement, comme on l'expliquera plus loin en détail.

Combiner plusieurs génotypes dans une seule plante

Le greffage est une manière inédite de combiner dans une seule plante les caractères de plusieurs. Des scions possédant des caractéristiques particulières, par exemple en ce qui concerne la fructification, peuvent être greffés sur des sujets possédant d'autres propriétés désirables, comme par exemple la résistance aux nématodes. Il est également possible de greffer plusieurs cultivars sur une même tige, notamment pour allonger ou étaler leur période de fructification en greffant sur un même arbre des variétés précoces et des variétés tardives. L'introduction d'une branche pollinisatrice sur l'arbre femelle est une possibilité pour les espèces dioïques.

Contrôler certaines phases du développement

Une plante passe par plusieurs phases successives que l'on peut distinguer par la vigueur de la croissance et la floraison. Les jeunes plantes sont vigoureuses, ont une forte dominance apicale et se régénèrent aisément par multiplication végétative. Les plantes matures manquent de vigueur, se ramifient beaucoup et donnent des fleurs. Elles ne se régénèrent pas facilement par multiplication végétative. On peut aussi définir des degrés de maturité intermédiaires. La multiplication végétative perpétue la phase de maturité de la plante-mère. La fixation de ce stade de développement de l'arbre peut présenter des avantages économiques, notamment dans le cas des arbres fruitiers qui fleurissent rapidement après le greffage, si le greffon a été prélevé sur un arbre mature, ou d'arbres de haute futaie qui conservent leur vigueur juvénile s'ils sont enracinés à l'état de bouture prélevée sur une jeune plante. On notera toutefois que certaines formes de multiplication végétative, notamment les boutures racinaires, donnent toujours des plantes jeunes. Ceci pourrait s'avérer indésirable dans certaines cas.

Uniformité des plantations

Pour de nombreuses espèces exploitées à des fins commerciales, l'uniformité de la croissance ou de la période de fructification est importante sur le plan économique. L'uniformité peut aussi avoir son importance dans les essais d'agroforesterie.

Hormones végétales et régulateurs de croissance

Les hormones végétales ou phytohormones jouent un rôle important dans la formation des cals et la différenciation en nouvelles racines ou tissus vasculaires. Les hormones végétales sont des substances chimiques que l'on trouve chez les plantes à l'état naturel à de très faibles concentrations. Outre les hormones naturelles endogènes, il existe plusieurs substances synthétiques ou naturelles qui produisent des effets analogues. Ces substances, ainsi que les hormones végétales, sont généralement regroupées sous le terme générique «régulateurs de croissance». Il existe cinq grands groupes d'hormones végétales et de régulateurs de croissance que l'on peut distinguer par leurs effets dominants. Ce sont les auxines, les gibbérellines, les cytokinines, l'acide abscissique, et un régulateur de croissance gazeux, l'éthylène.

Les auxines

Les auxines sont des substances chimiques, naturelles ou synthétiques, dérivée du L-tryptophane. L'auxine endogène est l'acide indole-acétique (A.I.A). Cet acide est produit par le primordium foliaire, les jeunes feuilles et les graines en développement, selon un processus basipète (du sommet à la base). Il influence de nombreuses activités de la plante, notamment l'inclinaison vers la lumière, la dominance apicale (inhibition des bourgeons latéraux par une forte croissance terminale), la formation de couches d'abscission dans les fruits et les feuilles et la stimulation de la formation des cambiums. Cette activité est la plus importante du point de vue de la multiplication végétative car elle a un effet direct sur la formation de racines dans les boutures et sur la cicatrisation des plaies lors de la formation de points de greffe. Certaines auxines synthétiques sont plus efficaces que l'acide indole-acétique et sont commercialisées pour la multiplication des végétaux, notamment l'acide indole-butyrique (A.I.B), l'acide naphthyl-acétique (A.N.A.) et le 2,4-D, qui est un herbicide bien connu.

Les gibbérellines

Les gibbérellines se trouvent chez la plante à l'état naturel. Elles régulent l'élongation des pousses en contrôlant la croissance des cellules (par opposition à la division cellulaire). Il est prouvé qu'elles entravent la formation des racines. Des expériences ont montré que l'usage d'antigibbérellines, substances qui bloquent la synthèse des gibbérellines dans les plantes, améliorent l'enracinement si l'on applique en même temps des auxines exogènes. Le paclobutrazol («cultar») est une substance antigibbérelline bien connue.

Les cytokinines

Les cytokinines sont présentes à l'état naturel dans l'endosperme des plantes. Elles régulent la division cellulaire et induisent la néoformation des bourgeons et des pousses. Les cytokinines naturelles comprennent la kinétine et la zéatine. Il existe aussi un grand nombre de cytokinines synthétiques. L'équilibre entre les auxines et les cytokinines est crucial pour la multiplication des végétaux. Un coefficient élevé auxines/cytokinines favorise la formation de racines adventives, tandis qu'un faible coefficient auxines/cytokinines favorise la formation de bourgeons adventifs. Les boutures d'espèces contenant de fortes concentrations de cytokinines à l'état naturel sont plus difficiles à enraciner que les espèces à faible concentration.

L'acide abscissique

L'acide abscissique est un inhibiteur de croissance. Il est responsable de la formation de couches d'abscission dans les bourgeons et les feuilles. Il régule également la fermeture des stomates et contrôle l'absorption de l'eau et des ions par les racines. C'est un antagoniste naturel des cytokinines. L'acide abscissique pourrait jouer un rôle dans la multiplication des végétaux; toutefois, ce rôle n'est pas encore clair.

L'éthylène

L'éthylène est un gaz produit par les fruits qui mûrissent et les plantes sénescentes. Les recherches menées jusqu'ici ont mis en évidence les effets contradictoires de l'éthylène sur la formation de racines adventives. Il semblerait que l'éthylène endogène ne participe pas directement à l'enracinement des boutures.

Maturité des tissus

Les plantes, tout comme les animaux, traversent différentes phases (embryonnaire, juvénile, adolescente et adulte). Toutefois, il existe une différence marquée dans la manière dont les plantes et les animaux croissent et vieillissent. Cette différence réside dans le fait que les cellules animales sont plus ou moins définies. Toutes les cellules d'un même organe arrivent à maturité et vieillissent à peu près ensemble. Les plantes, en revanche, produisent des couches successives au niveau du méristème des pousses apicales ou latérales. Ainsi donc, le passage de la jeunesse à la maturité s'opère dans le méristème à mesure que croissent les pousses. Paradoxalement, la base de l'arbre, qui est chronologiquement la plus ancienne, est la moins mature en termes d'ontogénèse. La couronne, qui est la partie la plus jeune de l'arbre sur le plan chronologique, est cependant la plus mature sur le plan ontogénétique. Les bourgeons latéraux sont souvent dormants du fait de la forte dominance apicale du principal point végétatif, mais ils conservent cependant le degré de maturité ontogénétique qu'ils possédaient à l'origine. Dès qu'ils commencent à croître, ils se développent en franchissant les étapes normales du développement ontogénétique. C'est pourquoi

les bourgeons ou pousses épïcormiques prélevées à la base de l'arbre donnent des plantes jeunes tandis que les bourgeons ou boutures provenant des pousses de la cime de l'arbre donnent rapidement des plantes qui fleurissent.

Pour la multiplication par bouturage, il faut disposer de plantes jeunes car la formation de racines adventives décroît à mesure que la plante avance en maturité. Les rejets de souche d'arbres abattus possèdent les propriétés de jeunes plants, notamment la vigueur et la facilité d'enracinement et on peut s'en servir pour prélever des boutures de tiges. Les plantes obtenues par bouturage ont les mêmes caractères que la jeune plante; cette technique de multiplication est donc idéale pour les arbres de haute futaie, où l'on recherche la vigueur et la formation de branches basses.

Inversement, le développement de la cime est souhaitable chez les arbres fruitiers, puisque l'on veut que les nouvelles plantes parviennent à maturité plus rapidement. L'enracinement des boutures se fait difficilement si ces dernières sont prélevées sur des plantes adultes. C'est pourquoi, pour la multiplication végétative des arbres fruitiers, on préférera d'autres techniques, telles que le marcottage ou le greffage. La multiplication végétative des arbres ainsi obtenus permet de fixer l'âge ontogénétique à l'âge adulte, où les propriétés juvéniles ont complètement disparu de la plante.

Domestication des ligneux et multiplication végétative

La multiplication végétative peut être utile aux chercheurs qui travaillent sur la domestication pour évaluer le potentiel de certains arbres de populations sélectionnées (Tchoundjeu et al., 1997). Elle peut servir, entres autres, à déterminer si la qualité supérieure des fruits d'un arbre est d'ordre génétique ou si elle résulte d'une réaction de l'arbre à son environnement ou à sa gestion. En plantant différents spécimens du même clone dans différents sites, on peut tester ses caractères génétiques ainsi que la capacité d'adaptation climatique et environnementale du clone. La sélection des plantes par les méthodes traditionnelles a pour but de consigner aux fins d'évaluation la performance moyenne d'une provenance ou d'une famille. Par contraste, on peut trouver au sein de populations inférieures des clones exceptionnels. Dès lors que l'on a repéré un individu supérieur, on peut produire des cultivars par multiplication végétative continue. Le choix de la technique d'amélioration (multiplication végétative ou sélection traditionnelle) dépendra largement de l'espèce considérée et des produits qu'elle fournit (Weber et al., 1997). Les espèces d'arbres qui donnent des produits de grande valeur, comme par exemple les fruits, qui peuvent être des espèces exogames, justifient généralement les investissements plus élevés qu'exige un programme de multiplication végétative.

Conserver la diversité génétique

On croit généralement qu'un programme de multiplication végétative associé à la prospection de matériel génétique sur toute la gamme permet de préserver la diversité génétique des populations sauvages. Ceci est vrai pour les populations par ailleurs menacées d'extinction ou chez lesquelles une sélection antérieure a provoqué la domination d'un petit nombre de familles ou de provenances au détriment des autres. Néanmoins, la multiplication végétative peut aussi constituer un danger pour la diversité génétique d'une population si la sélection opérée à partir de la diversité naturelle, qui est très vaste, a été extrêmement restreinte. Si, par exemple, on impose des critères de sélection très rigoureux auxquels très peu de clones peuvent satisfaire, à l'exclusion de tous les autres critères, la plantation des populations monoclonales ou oligoclonales qui en résulteraient seraient hautement préjudiciable à la capacité d'adaptation environnementale et sociétale de l'espèce. De même, s'il est vrai que l'on a pu dans le passé introduire plusieurs espèces à partir d'une poignée de semences, on sait aussi que cette pratique pourrait présenter des dangers dans la mesure où la population ainsi obtenue est plus vulnérable aux fléaux biotiques ou abiotiques, tels que les insectes nuisibles ou les sécheresses prolongées.

Quant aux collections semencières, elles devraient provenir d'au moins trente arbres d'une population donnée (Dawson and Were, 1997). On veillera à conserver la riche diversité génétique présente dans tout programme de multiplication végétative. Si la sélection porte sur un trait particulier, on peut choisir plusieurs clones ayant la même performance pour ce trait. Par exemple, si la maturité en début de saison est l'objectif recherché pour la domestication d'une espèce donnée, on s'apercevra que ce trait est présent chez plusieurs individus, tout en étant lié à divers autres traits plus ou moins importants tels que la taille de l'arbre ou la couleur des feuilles. Ainsi donc, on pourra établir une population possédant un trait commun, à savoir une maturité précoce, mais divergeant sur d'autres points, comme par exemple la taille de l'arbre ou la couleur des feuilles. De tels mélanges de clones sont communs en foresterie. Dans certains pays, le nombre de clones qui doivent être présents dans un mélange donné est réglementé par la loi; par exemple, au Canada, il doit être de plus de 50 (Zsuffa et al., 1993). S'agissant des arbres fruitiers exploités à des fins commerciales, les consommateurs ont des goûts suffisamment variés pour garantir une bonne préservation de la diversité génétique. On notera que dans les centres d'origine de la plupart des fruits exotiques il reste des populations naturelles qui permettent de préserver le patrimoine génétique et de fournir de nouveaux gènes pour de nouveaux cultivars.

Les maladies

Un problème qu'il ne faut pas sous-estimer dans le contexte de la multiplication végétative est celui de la propagation des maladies, en particulier des infections virales. En effet, dès qu'une plante est infectée par un virus ou un organisme apparenté, souvent par l'intermédiaire d'insectes

suceurs de sève tels que les aphides, la maladie peut s'étendre à toute la plante, franchir les points de greffe et devenir une source d'infection par le biais des greffons et des points de greffe. La virescence, ou «greening», des agrumes est un exemple bien connu. Cette maladie a fait échouer bon nombre de plans de production ambitieux. Le virus est transmis naturellement par le psylle des agrumes (*Trioza erythrae*), mais il est aussi largement propagé par le greffage d'une plante malade sur une plante saine. C'est pourquoi il existe, au Kenya par exemple, des règlements très stricts restreignant les régions où l'on peut implanter des pépinières d'agrumes. Ces pépinières doivent être agréées. Elles sont dotées d'un personnel qualifié qui exerce une étroite surveillance sur les plants pour éviter toute diffusion de matériel végétal contaminé (Will et al., 1997). Plusieurs méthodes perfectionnées ont été mises au point pour éliminer les agents pathogènes des plantes, notamment la thérapie thermique, les traitements thermiques et le micro-greffage, ou une combinaison de ces diverses techniques. Ces traitements ne sont généralement offerts que par des laboratoires spécialisés.

L'histoire montre que les maladies peuvent se propager chez les plantes produites par multiplication végétative avec des effets dévastateurs. On citera en exemple l'épidémie de *Phytophthora infestans* qui a détruit, en 1845-1846, la récolte de pommes de terre en Irlande, causant une famine de telle ampleur que des vagues d'émigrants irlandais ont déferlé sur les Etats-Unis.

La multiplication végétative peut, inversement, servir à améliorer la résistance d'une espèce aux agents pathogènes, soit en multipliant les individus résistants, soit en greffant des greffons intéressants mais sensibles sur des souches résistantes.

Bibliographie

- Dawson I. and Were J. 1997. Collecting germplasm from trees – some guidelines. *Agroforestry Today*. 9(2): 6-9.
- Tchoundjeu Z, De Wolf J and Jaenicke H. 1997. Vegetative propagation for domestication of agroforestry trees. *Agroforestry Today*. 9(2) : 10-12.
- Weber J, Sotelo-Montes C and Labarta-Chávarri R. 1997. Tree Domestication in the Peruvian Amazon Basin – working with farmers for community development. *Agroforestry Today*. 9(4): 4-8.
- Will M., Oduol PA, Ouko JO, and Alumira J. 1997. Tree Crops Germplasm and Distribution Systems in Kenya. GTZ-Integration of Tree Crops into Farming Systems Project. Internal Paper No 14. Nairobi : GTZ.
- Zsuffa L, Sennerby-Forsse L, Weissgerber H and Hall R.B. 1993. Strategies for Clonal Forestry with Poplars, Aspens and Willows. *In*: Ahuja, MR and Libby WJ eds. Clonal Forestry II. Conservation and Application. Heidelberg : Springer.



Sélection et collecte des clones

Ian Dawson—World Agroforestry Centre

Introduction

Le présent exposé décrit quelques-uns des principes de l'échantillonnage végétatif durant la prospection de matériel génétique. Les avantages et les inconvénients relatifs de cette méthode sont comparés à d'autres méthodes de prospection semencière. Certains aspects généraux de la collecte, y compris la participation des communautés locales et la nécessité d'une bonne documentation, sont également mis en lumière.

La collecte ciblée d'échantillons végétatifs de matériel génétique de ligneux permet de mettre rapidement à la disposition des exploitants des variétés d'arbres supérieures qui donnent plus précocement les produits désirés tout en assurant l'uniformité de la croissance. Toutefois, cette collecte risque de rétrécir la base génétique du matériel cultivé et peut s'avérer à la fois coûteuse et laborieuse. Les mérites relatifs de l'échantillonnage végétatif de clones sur le terrain dépendront de la biologie du taxon et du contexte, qu'il faudra évaluer au cas par cas pour toute activité de prospection de matériel génétique.

12

Principes de la collecte

Le matériel génétique peut être prospecté pour diverses raisons, notamment :

- Pour être distribué immédiatement aux exploitants agricoles ou affecté à d'autres usages
- Pour être conservé
- Pour sélectionner du matériel génétique supérieur pour des programmes de domestication des ligneux

Le matériel génétique est généralement recueilli sous la forme de semences, bien qu'il soit aussi possible de le recueillir sous la forme d'échantillons végétatifs. Le prélèvement d'échantillons végétatifs offre, par rapport à la collecte de semences, les avantages suivants :

- Le prélèvement de matériel végétatif permet d'obtenir une réplique génétique exacte de l'arbre sur lequel a été prélevé l'échantillon. Par conséquent, si on sélectionne des arbres supérieurs durant l'opération on peut en même temps conserver les gènes favorables et les complexes génétiques adaptatifs de ces individus. Une collecte bien ciblée de matériel végétatif peut s'avérer plus efficace que la collecte de semences pour la sélection de matériel de qualité supérieure. Ceci est dû au fait que la plupart des arbres sont des espèces

exogames, ce qui signifie que 50% seulement du génome nucléaire de la graine est apporté par la plante-mère. La collecte de semences peut donc s'accompagner de la perte de gènes favorables et de gènes adaptatifs possédés par la plante-mère.

- L'expression accélérée d'importants caractères peut parfois être obtenue par échantillonnage de matériel végétatif, si l'on choisit bien la méthode de collecte et l'âge des arbres. C'est ainsi que les arbres fruitiers reproduits par marcottage produisent plus précocément que ceux issus d'échantillons de semences. Ceci présente des avantages tant pour l'évaluation du matériel génétique dans le cadre des programmes d'amélioration des ligneux que pour la distribution directe de matériel génétique aux usagers. Dans ce dernier cas, les exploitants agricoles sont probablement avantagés parce qu'ils peuvent tirer parti plus rapidement du matériel collecté.
- La prospection de matériel végétatif peut se faire à tout moment, contrairement à la collecte de semences. Pour certaines espèces, il est difficile de prévoir le meilleur moment pour effectuer la collecte des semences, et ce moment peut varier considérablement d'une année sur l'autre. Certaines espèces ne fructifient pas certaines années ou, s'il s'agit d'espèces exogames, sont incapables de produire aucun fruit en raison de leur isolement génétique, par suite d'une fragmentation de la population. En pareil cas, la possibilité de prélever du matériel végétatif est le seul moyen de se procurer du matériel génétique.

Un certain nombre d'inconvénients (aucun arbre voisin pour se charger de la pollinisation) sont cependant associés à l'échantillonnage de matériel génétique sous forme végétative. Ces inconvénients sont les suivants :

- La sélection de phénotypes durant la prospection de matériel génétique peut s'avérer inefficace. En effet, les caractères ne peuvent être sélectionnés sur le terrain que s'ils possèdent un degré de transmissibilité élevé, en raison de l'influence qu'exerce un environnement non uniforme sur l'expression des caractères. Si certains caractères intéressants se transmettent facilement (par exemple la taille des fruits et leur suavité), d'autres par contre ne se transmettent pas aussi aisément (par exemple la forme des arbres). Peu de travaux ont été effectués jusqu'à présent pour déterminer l'efficacité de la sélection de phénotypes sur le terrain.
- La collecte de matériel végétatif souffre parfois de difficultés pratiques. Les méthodes de collecte peuvent être ardues et exiger des recherches considérables avant que d'être optimisées et s'avérer de surcroît laborieuses. Le matériel végétatif est périssable. Il doit donc être manipulé avec soin sur le terrain (Leon et Withers, 1986) et ne peut généralement pas être entreposé pendant de longues périodes. Ce matériel est parfois volumineux et difficile à manipuler. Les règlements applicables en matière de quarantaine sont parfois plus stricts en raison du risque plus grand de transmission de virus ou d'autres maladies avec du matériel végétatif qu'avec des semences.

- Pour des raisons de commodité, le matériel végétatif est généralement prélevé sur un petit nombre d'arbres d'une provenance donnée. Ceci rétrécit inévitablement la base génétique du matériel prélevé par rapport à celle de la population sur laquelle il est prélevé. Ceci est particulièrement vrai pour les arbres chez lesquels on constate des variations non négligeables au sein d'une même population. Bien qu'une variation génétique réduite puisse être un avantage dans certains cas (par exemple lorsque les marchés exigent un produit de dimensions et de caractéristiques uniformes), elle peut aussi avoir pour effet d'amoindrir l'aptitude du matériel génétique à s'adapter à des conditions environnementales diverses (comme par exemple la présence de ravageurs et de maladies et les changements climatiques) ou aux besoins de l'utilisateur (comme par exemple une modification des préférences de l'utilisateur entre les différents produits fournis par l'arbre (Simons et al., 1994). Si l'on procède par la suite à une multiplication par voie de semences, il peut s'ensuivre une dépression, ou perte de performance, due à la consanguinité. Un moyen d'éviter de rétrécir la base génétique consiste à rassembler, évaluer et distribuer un plus grand nombre de clones de différentes provenances. Toutefois, cette pratique est rarement suivie. Par suite du risque de rétrécissement de la base génétique du matériel collecté, la collecte de matériel végétatif est rarement employée à des fins de conservation, à moins que l'on ne puisse se procurer des semences ou que le matériel génétique visé ne se reproduise normalement par procédé végétatif.

On décidera si la collecte de matériel végétatif est appropriée, dans une situation donnée, en fonction de la biologie de l'espèce considérée, de l'usage auquel on la destine et de l'amélioration désirée. Tous ces facteurs devront être soigneusement évalués avant la collecte. La collecte ciblée de matériel végétatif est appropriée pour les espèces d'arbres qui :

- donnent des produits de haute valeur (certains fruits)
- sont exogames
- passent par une longue période de maturation avant de fructifier
- produisent des graines récalcitrantes
- possèdent des caractéristiques importantes placées sous strict contrôle génétique (voir l'exemple ci-dessous)

Les espèces sans grande valeur utilisées pour les services qu'elles rendent (par exemple pour améliorer la fertilité des sols ou produire du fourrage), qui ont un temps de génération court et une production prolifique de graines orthodoxes se prêtent mieux généralement à une prospection sous forme de semences.

Quelle que soit la méthode employée pour collecter du matériel génétique, on constate que de nombreuses essences d'arbres font apparaître des variations phénotypiques considérables dans toute leur aire de répartition. Il importe donc, lorsque l'on collecte du matériel à évaluer pour

les programmes d'amélioration génétique, de prélever des échantillons sur toute une gamme de provenances dans toute la zone géographique de l'espèce, en considérant l'ensemble des gradients écologiques (tels que l'altitude ou le cline de pluviométrie) présent dans l'aire de répartition du taxon.

Conseils pour la collecte

La sélection et la collecte de matériel génétique gagnent à être menées avec la participation des usagers potentiels. Dans un premier temps, il faut choisir les espèces intéressant les usagers. En deuxième lieu, des méthodes de collecte appropriées pour ces espèces doivent être mises au point par l'expérience ou l'apprentissage ou au moyen d'essais réalisés par les usagers. En troisième lieu, il faut déterminer les caractéristiques de l'espèce qui sont importantes pour les usagers et que l'on souhaiterait donc améliorer. La prospection de matériel génétique doit ensuite être effectuée directement avec les communautés locales. L'échantillonnage ciblé doit tenir compte des caractéristiques importantes recherchées par les usagers. Cette collecte, effectuée avec la participation de tous les intéressés, permet de mieux faire connaître aux exploitants agricoles les utilisations et les bénéfices possibles de telle ou telle espèce. Elle leur permet d'apprendre les techniques nécessaires pour reproduire l'espèce par multiplication végétative. On peut ainsi augmenter considérablement les chances d'obtenir un impact rapidement et d'accélérer l'adoption de nouvelles technologies et de certains matériels génétiques.

Plusieurs points sont importants pour la collecte :

- Il faut disposer, avant de commencer, d'un plan de travail bien établi décrivant la méthode à suivre et le but recherché. Ce plan peut être utilement présenté sous la forme d'un tableau récapitulatif et devrait être rédigé sous la forme d'un protocole avant le commencement de la collecte.
- Il faut disposer d'une bonne documentation, pendant et après la collecte, pour pouvoir s'y référer ultérieurement. Il faudra noter tout spécialement les caractéristiques particulières que l'on aura sélectionnées chez les arbres faisant l'objet de la collecte, ainsi que les noms des membres de la communauté qui auront pris part à la sélection.
- Le matériel végétatif étant périssable, il faudra prendre des dispositions, avant le commencement de la collecte, pour que le matériel végétatif soit réceptionné et pris en charge dès le retour à la station.
- Une fois la collecte achevée, un rapport décrivant en détail les travaux effectués devrait être rédigé.
- Des renseignements complémentaires sur la méthodologie de prospection de matériel génétique figurent dans divers ouvrages spécialisés (Dawson et Were, 1997) et la FAO (1995).

Exemple

Irvingia gabonensis et *I. Wombolu* (mangue sauvage) sont d'importantes espèces d'arbres fruitiers dans les régions humides d'Afrique de l'Ouest. Le fruit se consomme cru et ses graines séchées sont utilisées comme épaississant pour les soupes. La mangue sauvage contribue pour beaucoup au développement de l'économie locale. De plus, lors de l'établissement de la liste des priorités, elle a été identifiée comme un taxon clé pour la recherche, y compris des activités telles que la prospection de matériel génétique et l'évaluation génétique. Ces deux espèces de mangue peuvent être multipliées végétativement par marcottage ou marcottage aérien. Les graines sont récalcitrantes et ne restent viables que pendant les quatre semaines qui suivent leur ramassage.

Avant que ne commence la prospection de matériel génétique, une enquête a été menée auprès des communautés pour savoir quels caractères importants les usagers recherchaient dans ces arbres. La dimension des fruits et leur saveur faisaient partie des éléments recherchés. On a procédé à deux collectes successives. Au cours de la première collecte, des fruits ont été prélevés sur des arbres qui, selon les consommateurs, possédaient des propriétés supérieures, au Nigéria, au Gabon et au Cameroun. Les graines ramassées ont été rapidement transférées dans plusieurs sites en milieu réel, en vue de leur installation dans des essais de provenance en station et dans des peuplements de conservation.

Après la première collecte, on a évalué plusieurs arbres en recourant à la génétique moléculaire. On a ainsi pu mettre en évidence, chez les deux espèces, certains types de variations qui devraient permettre d'optimiser la stratégie de gestion des gènes. L'évaluation a montré notamment qu'il existe des variations génétiques considérables entre les graines recueillies sur un même arbre, ce qui est souvent le cas chez les espèces exogames. Les graines ne sont donc pas «conformes à l'original». Il s'ensuit que la sélection clonale serait une méthode plus efficace pour cibler la prospection de matériel génétique de ligneux.

Durant la deuxième collecte, un prélèvement ciblé de matériel végétatif a eu lieu au Nigéria et au Cameroun. Les usagers ont été invités à sélectionner des arbres supérieurs dans divers endroits, après quoi des marcottes ont été installées avec l'aide des communautés. Pour chaque arbre, on a établi entre 5 et 10 marcottes. Après quelques mois, les marcottes ont été recueillies. Une partie a été affectée à des essais en plein champ menés en station visant à comparer les variations génétiques entre clones et régions. L'autre partie a été donnée aux usagers pour qu'ils puissent établir des pépinières communautaires.

La collecte de matériel végétatif d'*Irvingia* présente, en plus de la sélection clonale, deux autres avantages. Le premier de ces avantages est que la fructification se trouve accélérée, puisqu'elle est ramenée de 7 ans minimum pour les arbres issus de semences à 2 à 3 ans. Par conséquent, on peut évaluer plus rapidement le matériel génétique et donc fournir plus vite aux usagers du matériel supérieur. Le deuxième avantage est que, en impliquant les communautés directement dans le prélèvement et la collecte des marcottes, on stimule leur intérêt pour la gestion et la plantation des espèces choisies. Le marcottage est une technique relativement simple à laquelle les usagers pourront ensuite recourir pour sélectionner et multiplier leurs arbres favoris sans l'intervention des chercheurs. Le seul inconvénient du marcottage est le taux relativement élevé d'échecs lors de la phase d'établissement. Des recherches plus poussées seront donc nécessaires avant que l'on puisse utiliser le marcottage comme méthode courante pour la collecte de matériel génétique d'*Irvingia*.

Bibliographie

- Dawson IK and Were J. 1997. Collecting germplasm from trees – some guidelines. *Agroforestry Today*. 9(2): 6-9.
- FAO, Forestry Resources Division, Forestry Department. 1995. Collecting woody perennials. *In: Guarino, L., Ramanatha Rao, V., Reid, R: (eds). Collecting plant genetic diversity: technical guidelines*. Wallingford: CAB International pp. 485-489.
- Simons, AJ, MacQueen DJ and Stewart JL. 1994. Strategic concepts in the domestication of non-industrial trees. *In: Leakey, R.R.B., Newton, A.C. (eds). Tropical trees: the potential for domestication and the rebuilding of forest resources*. London : HMSO.
- Leon J and Withers LA (eds). 1986. *Guidelines for Seed Exchange and Plant Introductions in Tropical Crops*. FAO Plant Production and Protection Paper, 76. Rome : FAO.



Pépinières d'essences agroforestières

Axes de formation

Objectifs de l'enseignement dispensé

A la fin de cette unité, les participants pourront :

- énumérer et expliquer les problèmes les plus courants qui affectent la gestion des pépinières et proposer des solutions pour y remédier
- énumérer et décrire les outils nécessaires pour exploiter une pépinière
- décrire les caractéristiques d'un bon substrat de pépinière
- organiser et planifier les activités de la pépinière de manière à produire des essences agroforestières de très bonne qualité
- énumérer et décrire quelques problèmes courants posés par la présence de ravageurs et de maladies susceptibles de s'attaquer aux pépinières et proposer des moyens de lutte

Méthodes d'enseignement

L'unité comprend deux exposés théoriques de 60 minutes chacun, l'un sur la gestion des pépinières et l'autre sur la lutte phytosanitaire. Ces exposés sont étayés par des supports audiovisuels. L'exposé sur la gestion des pépinières est suivi par une série de travaux pratiques et de démonstrations mettant en relief les aspects les plus importants de la gestion d'une pépinière, plus spécifiquement dans le contexte des techniques de multiplication végétative. L'exposé sur la lutte phytosanitaire pourra être illustré par des démonstrations ou des exercices pratiques sur l'usage des pesticides en pépinière.

Supports pédagogiques

Les deux exposés théoriques seront étayés par des notes de cours. Le matériel nécessaire pour les travaux pratiques et les démonstrations sur la gestion d'une pépinière est indiqué dans la section consacrée aux travaux pratiques et aux démonstrations.

Résumé de l'unité

Pour produire des essences agroforestières de très bonne qualité, la mise en place d'une pépinière bien gérée est indispensable. Tout bon gérant de pépinière doit

se fixer pour but la production rapide et rentable de plantes saines et uniformes possédant un système racinaire vigoureux et fibreux.

Les problèmes les plus courants affectant la production de plantules sont les suivants : absence d'une source fiable d'alimentation en eau, retards de livraison, équipement de mauvaise qualité, approvisionnement en semences auprès de divers fournisseurs, mélanges utilisés pour la mise en pot, hygiène de la pépinière et conditions phytosanitaires, compétences du personnel et planification. Certains de ces problèmes sont liés à la gestion de la pépinière, d'autres tiennent à la qualité de l'infrastructure.

Le substrat joue un rôle important dans le succès de la production arboricole. Un bon substrat de multiplication est à la fois ferme et léger, peut maintenir les plantules bien en place, retenir l'humidité tout en étant bien aéré et bien drainé, être exempt d'agents pathogènes et contenir les éléments nutritifs nécessaires à la croissance de la plante sans être salin. Il existe plusieurs méthodes pour obtenir un compost de bonne qualité.

Un certain nombre d'outils rudimentaires sont indispensables dans toute pépinière : pioche, houe, pelle etc... et doivent être utilisés correctement et bien entretenus.

Une bonne planification est un préalable à la gestion et à l'organisation de la pépinière. Les aspects les plus importants de la planification sont, d'une part, l'établissement d'un planning, et, d'autre part, l'estimation de la quantité de substrat requise et du nombre de plantules nécessaire pour produire le nombre d'arbres prévu. Les gérants de pépinières devraient être plus étroitement en contact avec la clientèle de manière à améliorer leurs compétences ainsi que la qualité des plantes qu'ils fournissent.

Les ravageurs et maladies usuels des plantes peuvent endommager les semences et les plantules dans les pépinières. L'exposé mettra en lumière certains de ces problèmes et proposera des mesures préventives et curatives pour les atténuer.

Lectures recommandées

Pour mieux comprendre l'unité, on consultera avec profit les ouvrages suivants :

- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT et Geneve RLL. 1997. *Plant propagation : Principles and practices*, 6th ed. New Jersey: Prentice Hall.
- Jaenicke H. 1999. *Good tree nursery practices. Research nurseries*. Nairobi: ICRAF. 83 p.
- OIT. 1989. *Tree nurseries. An illustrated technical guide and training manual*. Special Public Works Programmes Booklet No. 6. Genève. OIT.
- Miller JH. and Jones N. 1995. *Organic and compost-based growing media for tree seedling nurseries*. Washington D.C.: The World Bank.



Gestion des pépinières et production de plants

Hannah Jaenicke—World Agroforestry Centre

Introduction

On examinera, dans les pages qui suivent, divers modes de gestion possibles des pépinières dans le contexte de la recherche et des projets pilotes.¹ On notera tout d'abord que, si pour toutes les pépinières, en milieu réel ou en milieu contrôlé, la qualité, l'hygiène et la planification revêtent une importance cruciale, les pépinières rattachées aux projets sont privilégiées à cet égard, en ce sens qu'elles disposent généralement des ressources nécessaires pour investir dans plus d'intrants que le strict minimum. On n'envisagera donc ici que des modes de gestion susceptibles d'être adaptés par la suite au contexte local sans pour autant compromettre la qualité des plantules. Des suggestions d'essais en pépinière sont présentées dans l'Unité 7 («essais de multiplication»).

S'il est vrai que certaines essences peuvent aisément être établies par semis direct sur le terrain, la plupart des essences doivent être soigneusement cultivées dans une pépinière, où les jeunes plantes peuvent être protégées et endurcies pour pouvoir survivre ensuite dans les conditions difficiles du milieu réel. Une pépinière doit toujours être implantée près d'une source d'eau fiable et dans un endroit offrant la protection nécessaire. Le terrain doit être plat et en pente douce, pour que l'eau de drainage puisse s'écouler facilement. Le sol devrait si possible être recouvert d'une couche de gravier pour étouffer les mauvaises herbes et aussi par souci de propreté.

La qualité des plantules sera déterminée en fonction des conditions qui prévaudront sur le site d'implantation projeté. Ainsi, les plantules destinées aux zones arides devront posséder un système racinaire profond et bien développé, capable de croître rapidement pour atteindre la nappe phréatique. En revanche, les plantules destinées aux zones humides, où la concurrence exercée par les mauvaises herbes est intense, devront avoir une croissance aérienne vigoureuse pour pouvoir supplanter ces mauvaises herbes et leur faire concurrence pour la lumière et autres ressources. Toute plantule doit, à sa sortie de la pépinière, être suffisamment forte pour pouvoir pousser rapidement dès qu'elle est repiquée.

Les plantules de qualité :

- possèdent un système racinaire bien développé et produisent vite de nouvelles racines
- peuvent s'ancrer dans le sol rapidement et assimiler et croître dès qu'elles sont repiquées

¹ La note de cours qui suit est tirée de: Simons AJ and Beniét J (eds.) – Introduction to Tree Domestication. World Agroforestry Centre, Nairobi (en cours de préparation)

- ont un feuillage adapté à l'ensoleillement
- ont un rapport équilibré pousses/racines
- possèdent de bonnes réserves de glucides
- sont renforcées par des inoculations adéquates de mycorhizes ou de rhizobium si nécessaire

Comment gérer une pépinière

La production de plantules de qualité dans les pépinières est soumise à l'influence d'un certain nombre de facteurs : manipulation, conteneurs, substrat, engrais, hygiène, milieu environnant, gestion du temps, étiquetage et enregistrement des données.

Germination des graines et manipulation des plantules

La plupart des graines orthodoxes sont dormantes jusqu'à ce qu'elles entrent en contact avec une humidité suffisamment élevée pour que commence le processus de germination. Certaines graines doivent subir un traitement particulier pour lever la dormance ou pour accélérer et synchroniser la germination. Il suffit généralement de faire tremper les graines une nuit dans de l'eau tiède ou fraîche pour déclencher le processus de germination. Un traitement spécial, tel que la pratique d'une entaille ou le refroidissement peut s'avérer nécessaire. Des instructions à ce sujet figurent généralement sur les sachets de graines. Des expériences sont parfois nécessaires pour les espèces inconnues.

Les plantules doivent être manipulées le moins possible durant leur séjour en pépinière. La pratique communément suivie, qui consiste à faire germer les graines dans un lit de semences pour les dépiquer ensuite ne doit pas être encouragée parce qu'elle peut entraîner des déformations considérables des racines. Il vaut mieux placer directement les graines dans des conteneurs. Si l'on



La première photographie montre deux plantes aux racines déformées (à gauche) par suite d'une mauvaise croissance dans la pépinière. L'autre plante (à droite) possède un système racinaire bien développé. La deuxième photographie montre plusieurs exemples de déformations des racines de jeunes plantules cultivées en pots en pépinière.

s'attend à une germination difficile, on peut placer deux ou trois graines par conteneur. Si le dépiquage est inévitable, par exemple si l'on n'a en sa possession qu'une poignée de graines extrêmement précieuses ou si la graine est très petite et doit être plantée dans un lit de semences fin (par exemple, *Eucalyptus Alnus*), il faut que le dépiquage ait lieu le plus tôt possible et qu'il soit effectué soigneusement pour ne pas endommager la jeune plantule et pour éviter de malmenier ou de surexposer les racines. De même, s'il faut transférer de jeunes plantules dans de plus grands conteneurs, il faut prendre grand soin d'éviter d'endommager ou de plier les racines.

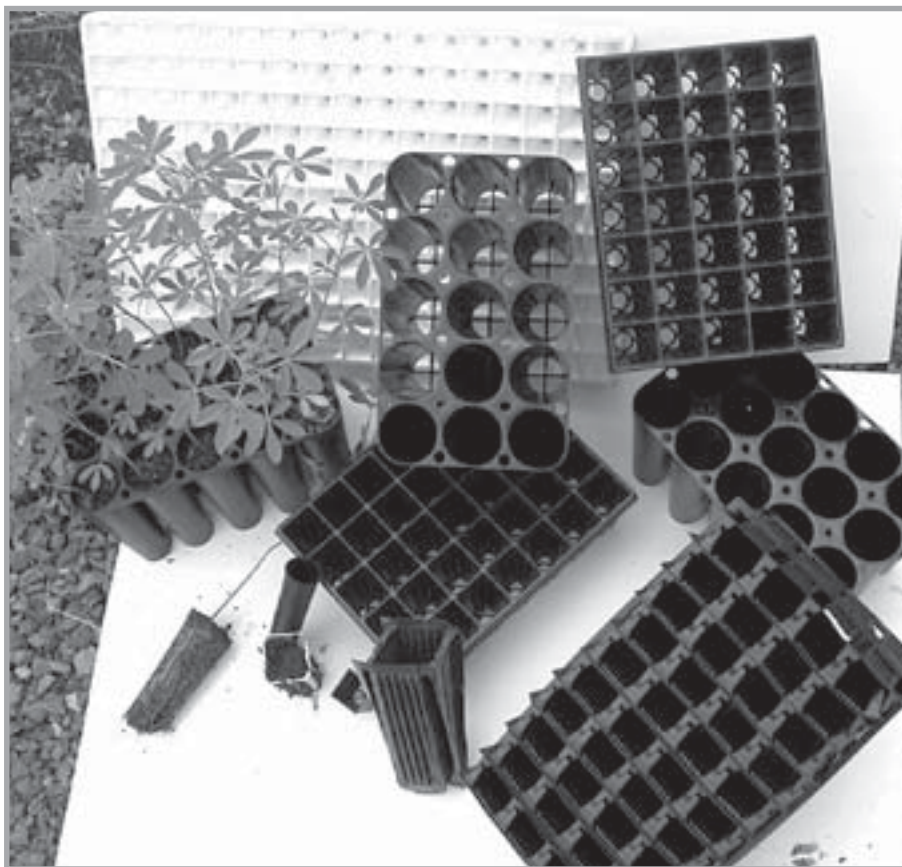
Il est également déconseillé de déplacer des plantules de l'ombre au soleil. Mieux vaut réduire graduellement l'ombrage, pour que les plantules puissent rester à la même place. Le cernage des racines est indispensable si les plantules sont déposées à même le sol. La méthode recommandée consiste à sectionner les racines à l'aide d'un fil de fer que l'on tire transversalement le long de la plate-bande de la pépinière. Comme il y a souvent beaucoup de travail dans une pépinière, le cernage des racines est parfois négligé et l'on aboutit alors à des plantes trop profondément enracinées dans le sol. Ces plantes souffrent gravement lorsqu'elles sont arrachées et il est fréquent qu'elles ne parviennent pas à survivre une fois repiquées au champ.

Pour éviter ce problème, on utilisera si possible des lits de semis ou des châssis surélevés, sur lesquels on placera les conteneurs. L'utilisation de lits surélevés a en outre pour avantage d'améliorer le drainage et la circulation de l'air entre les plantules et de réduire l'incidence des maladies et des ravageurs en milieu humide. En milieu sec, il est bon d'expérimenter pour voir si le recours à des lits surélevés est avantageux ou non pour l'espèce considérée ou si, au contraire, il vaut mieux utiliser des lits surbaissés ou placer une feuille de plastique sous les plantes pour conserver l'eau et empêcher les racines de s'enfoncer dans le sol.

Le transport des plantules est une tâche délicate trop souvent bâclée et donc source de pertes. Si les racines sont à nu, il convient de les envelopper soigneusement dans du papier, des chiffons ou des feuilles humides. Si les plantules sont transportées dans des conteneurs, il faut veiller à ne pas serrer les pots au point de les écraser. Les cageaux utilisés pour le transport du pain ou des boissons non alcoolisées conviennent parfaitement et, si les plantules sont toutes petites, on peut les empiler sans dommage. Il convient de maintenir les plantules en position verticale et sous une bâche humide pour les empêcher de sécher. Si le repiquage ne peut se faire immédiatement, il faut garder les plantules à l'ombre et les planter dans les jours qui suivent.

Conteneurs

Les arbres sont souvent produits sous la forme de plantules en pots. Il existe différents types de conteneurs, de diverses formes, dimensions et matériaux (polystyrène, polyéthylène, fibre ou papier). De nouvelles formes et de nouveaux matériaux sont sans cesse mis au point et testés. On choisira le conteneur en fonction de la plante, de sa destination finale et de sa taille. Les dimensions du conteneur devront aussi tenir compte de la nature du substrat utilisé et du calendrier de fertilisation. Les espèces à long cycle de croissance sont généralement cultivées dans de grands pots, à moins qu'on ne puisse leur apporter de l'engrais fréquemment.



Différents types de dispositifs antivilles pour prévenir les déformations des racines des plantules

Curieusement, malgré des dizaines d'années de recherches sur les espèces tempérées, on ne sait toujours pas de manière décisive quels sont les effets à long terme des conteneurs utilisés ; on ignore toujours, par exemple, quels sont les conteneurs idéals pour les espèces à forte racine pivotante (Landis et al., 1993).

Dans les régions tropicales, les conteneurs les plus communément employés sont les sacs de polythène, qui existent dans différentes dimensions. Ces sacs sont généralement fabriqués sur

place et on peut se les procurer facilement et à bas prix. L'un des inconvénients majeurs est que les racines risquent de se développer en spirale dès qu'elles atteignent la surface lisse des pots. Les conséquences pour les plantes ne sont pas négligeables : croissance entravée, faible résistance au stress, sensibilité aux coups de vent et, à l'extrême, nécrose apicale due à l'enchevêtrement des racines.

Une solution moderne pour les programmes de domestication des ligneux est l'emploi de dispositifs antivirilles, qui sont des conteneurs rigides recouverts sur leur face intérieure de rainures verticales qui dirigent les racines vers le bas, les empêchant ainsi de se développer en spirale. Les dispositifs antivirilles sont percés au fond d'un large orifice qui permet de cerner les racines exposées si les conteneurs sont placés sur des châssis surélevés.

Les conteneurs de fabrication locale (boîtes de lait usagées en carton, morceaux de bambou, feuilles de bananier enroulées) conviennent à la production de ligneux en plein champ. Toutefois, ils ne sont pas assez résistants pour les plantules qui doivent séjourner plus longtemps dans la pépinière, en particulier les arbres fruitiers qui ont été greffés.

Substrats

Le substrat est un intrant essentiel dans la multiplication des plantules. Son importance ne doit pas être sous-estimée. Le substrat apporte à la plantule les éléments nutritifs, l'eau et l'air qui sont indispensables à son développement. Il contient aussi des microorganismes utiles à la plantule. Un substrat médiocre peut être à l'origine de déformations des racines, d'attaques par les agents pathogènes et de retards de croissance.

Les propriétés des substrats qui influent sur la croissance des plantules sont les suivantes :

- Propriétés physiques
 - capacité de rétention en eau
 - porosité
 - plasticité
 - densité apparente

- Propriétés chimiques
 - fertilité
 - acidité (pH)
 - pouvoir tampon ou capacité d'échange cationique (CEC)

- Propriétés biologiques
 - présence de souches de rhizobiums ou de mycorhizes

La porosité et la capacité de rétention en eau sont liées. Un substrat doit pouvoir retenir assez d'eau, mais pas trop, pour assurer le bon développement de la plantule et une bonne croissance des racines. Il doit aussi être suffisamment poreux pour permettre une bonne circulation des gaz dans la rhizosphère. La hauteur du conteneur influe sur la capacité de rétention en eau du substrat. Les conteneurs peu profonds favorisent l'engorgement par l'eau, parce qu'ils ont une capacité de rétention supérieure.

Encadré 1 : Démonstrations en classe

La hauteur du conteneur influe sur la capacité de rétention d'eau. Ceci peut être démontré à l'aide d'une éponge ordinaire. On saturera une éponge que l'on tiendra horizontalement au-dessus d'un plateau. Lorsque l'éponge cesse de goutter, on la retournera sur le côté, et elle recommencera à goutter. Lorsque l'éponge cesse à nouveau de goutter, on la retournera sur le petit côté, et elle recommencera à goutter. Ainsi donc, chaque fois que la colonne d'eau augmente dans l'éponge, la quantité d'eau que l'éponge peut retenir décroît. En d'autres termes, un substrat placé dans un conteneur plus profond retient proportionnellement moins d'eau que le même substrat placé dans un conteneur peu profond. Ceci explique pourquoi les sols locaux, lorsqu'ils sont mis en conteneur, sont souvent engorgés : leur épaisseur est passée de quelques mètres à quelques centimètres.

Dans certains endroits, les sols locaux ne sont pas bons pour la production de plantules, surtout s'ils contiennent de grandes quantités d'argile, ce qui facilite leur engorgement et les alourdit au point de les rendre trop difficiles à transporter. D'autre part, les sols locaux sont souvent carencés en éléments nutritifs. Pour alléger le substrat, on peut y ajouter soit de la matière organique (fumier, compost, balles de riz, résidus végétaux) soit de la matière minérale (sable ou vermiculite). On choisira les matières à utiliser, et en quelle quantité, en fonction des conditions locales, de la disponibilité de ces matières et des besoins de l'espèce que l'on cultive. De simples essais suffiront à déterminer ces paramètres.

La fertilisation

Si l'on utilise un substrat riche en matières organiques, par exemple un sol forestier vierge ou un compost, la fertilisation n'est généralement pas nécessaire durant le séjour de la plantule en pépinière. La fertilisation ne devient nécessaire que si l'on utilise un substrat sans sol ou pauvre, ou si l'on cultive des espèces ayant de plus grandes exigences nutritives ou qui doivent séjourner plus longtemps dans la pépinière. Il faut savoir reconnaître les symptômes les plus courants des carences nutritionnelles. Outre les macroéléments dont la plante a besoin en grandes quantités (N, P, K, Ca, Mg, S), il existe des oligoéléments dont la plante a aussi besoin, en moindres quantités,

parce qu'ils jouent un rôle important dans son métabolisme (Fe, Mn, B, Cu, Cl, Zn, Mo). Le tableau qui suit décrit quelques-uns des symptômes les plus courants associés aux carences en macroéléments. Les carences en oligoéléments sont plus rares, car les substrats les plus communs en contiennent généralement en concentrations suffisantes.

En milieu rural, il est assez facile de se procurer de la matière organique pour la fertilisation des sols. Toutefois, la qualité et les éléments nutritifs de cette matière organique dépendent largement de sa provenance, à savoir l'alimentation animale dans le cas du fumier et les plantes utilisées dans le cas du compost. Les engrais organiques ne fournissent pas seulement des éléments nutritifs. Ils conditionnent en outre le sol et améliorent l'aération et la capacité de rétention en eau du substrat.

Tableau 1 : Eléments nutritifs des plantes et symptômes de carences nutritionnelles

| Elément nutritif | Symptômes de carences les plus communs | Fonction |
|-----------------------|--|--|
| Azote (N) | Les vieilles feuilles jaunissent, la croissance de la plante est retardée, les feuilles sont petites. Attention : trop d'azote entraîne une croissance excessive des plantes, qui sont alors particulièrement exposées aux maladies. | Composante essentielle des aminoacides et des protéines. |
| Phosphore (P) | La plante est petite et à port érigé, les tiges sont minces et la croissance est lente. Les feuilles sont d'un gris-vert sale ou rouges-violacées. | Fournit de l'énergie (ATP). Facilite le transport des assimilats pendant la photosynthèse. Joue un rôle important dans le mûrissement des fruits. |
| Potassium (K) | Les vieilles feuilles présentent des bords chlorosés puis nécrosés. Les jeunes feuilles restent petites. | Contribue à entretenir la turgescence des cellules, la circulation de la sève dans le phloème, la croissance des cellules et le développement de leurs parois (une carence en potassium expose la plante aux ravageurs du fait de l'affaiblissement des parois cellulaires). |
| Calcium (Ca) | La carence n'est souvent visible que parce qu'elle se manifeste par un retard de croissance. | Stabilise les membranes et les parois cellulaires. Interagit avec les hormones végétales. Le calcium n'est pas du tout mobile et ne peut être absorbé que par des racines jeunes et non lignifiées. |
| Magnésium (Mg) | Les vieilles feuilles sont chlorotiques à partir du milieu ou entre les nervures. Elles sont rarement nécrosées. Les feuilles, d'une couleur jaune-orange, tombent prématurément. | Composante de la chlorophylle. Une carence en magnésium entrave la photosynthèse. Lie l'ATP aux enzymes. Joue un rôle important dans la synthèse des protéines. |
| Soufre (S) | Les symptômes sont analogues à ceux d'une carence en azote, mais ils n'apparaissent tout d'abord que sur les jeunes feuilles. | Composant des huiles étherées, de la vitamine B, de la vitamine H et des aminoacides. Joue un rôle important dans la synthèse des protéines. |

Les engrais minéraux sont moins disponibles et plus coûteux que les engrais organiques. Cependant, ils présentent des avantages. D'une part, ils agissent rapidement et, d'autre part, leur contenu en éléments nutritifs est normalisé. Ils sont donc recommandés pour les travaux de recherche. Les engrais minéraux les plus communément employés pour la production de plantules sont à base d'azote, de phosphore et de potassium. Les valeurs numériques indiquées (par exemple, NPK 17-17-17) correspondent à la quantité d'éléments nutritifs en %. S'il faut intervenir rapidement, en cas de carence en oligoéléments par exemple, on peut appliquer un engrais foliaire directement sur les feuilles des plantules. Les engrais foliaires sont spécialement conçus pour permettre à la cuticule d'absorber les éléments nutritifs. Les engrais NPK de type courant ne peuvent pas être employés comme engrais foliaires. Toutefois, ils peuvent être dissous et ajoutés à l'eau d'irrigation.

Hygiène de la pépinière

Toute pépinière rencontre, tôt ou tard, des problèmes phytosanitaires. Plutôt que de compter sur les pesticides pour résoudre ces problèmes, mieux vaut prendre des mesures préventives pour minimiser les dégâts. Deux types de facteurs influent sur la santé des plantes :

- Les facteurs abiotiques
 - des températures trop basses ou trop élevées
 - la sécheresse ou l'excès d'eau
 - les dommages causés par les substances chimiques
 - les dommages causés par les phénomènes physiques (vents forts, pluies, etc.)

- Les facteurs biotiques
 - tous les organismes biologiques qui entravent la croissance de la plante (bactéries, virus, viroïdes, phytoplasmes, champignons, insectes, acariens, nématodes, mauvaises herbes, phanérogames parasites, oiseaux et mammifères)

Les dommages résultant de facteurs abiotiques peuvent aisément être réduits par une bonne manipulation des plantules, une conception rationnelle de la pépinière et de bonnes infrastructures. Un ombrage et un arrosage appropriés, ainsi qu'une protection adéquate contre la sécheresse et le gel, sont importants et font partie d'une bonne gestion de la pépinière.

Les facteurs biotiques peuvent être maîtrisés par la lutte phytosanitaire.

De bonnes conditions d'hygiène permettent de faire échec aux ravageurs et aux maladies :

- Désherber les alentours de la pépinière. En effet, bon nombre d'espèces végétales peuvent devenir hôtes de ravageurs susceptibles d'attaquer la pépinière. Par mesure de précaution, on choisira avec soin les plantes ornementales, les plantes d'ombrage, les haies et les brise-vent dans la pépinière et sur son pourtour, car elles aussi peuvent devenir hôtes de ravageurs tels que les nématodes.

- Stériliser le substrat à la vapeur, si nécessaire, parce qu'il peut abriter des agents pathogènes. On pourra fabriquer un stérilisateur à vapeur sans grande difficulté à partir d'un vieux baril d'huile bien nettoyé.
- Stériliser les conteneurs et les graines superficiellement en les plongeant pendant 12 à 24 heures dans une solution d'eau de javel à 10 %.

Ce n'est que si ces mesures de prévention s'avèrent insuffisantes qu'il convient d'envisager l'usage de pesticides. On ne comptera jamais sur un seul produit chimique car son usage pourrait, à la longue, entraîner une résistance. On alternera entre deux ou trois produits. Au lieu de pesticides synthétiques, on pourra soit ôter les parties malades de la plante et enlever les ravageurs, soit utiliser des pesticides de fabrication locale (tabac, piments rouges, margousier ou extraits de pyrèthre).

Si l'on n'est pas sûr de la nature d'une maladie ou d'un ravageur, il convient de prélever des échantillons et de prendre des photos en vue de consulter les experts de la localité ou les services de vulgarisation agricole et horticole. Les plantes malades doivent être brûlées en même temps que leur substrat et ne doivent jamais être incorporées au compost.

Le milieu environnant

La croissance des plantules est affectée par les conditions ambiantes tant au-dessus du sol (humidité, dioxyde de carbone, température et lumière) qu'au-dessous du sol (eau et nutriments minéraux). La croissance de la plante peut aussi être influencée par des organismes bénéfiques ou préjudiciables.

Les jeunes plantules ont besoin d'un environnement protégé. Un ombrage suffisant, sans être excessif, est nécessaire pour assurer le développement d'une plante saine. Si possible, on installera un filet pour que l'ombre soit uniforme. On pourra aussi utiliser des matériaux locaux, comme par exemple du chaume provenant d'herbes ou de feuilles de bananier. Toutefois, le chaume peut abriter des ravageurs et des maladies ; il faudra donc le remplacer fréquemment. A mesure que les plantules grandissent, il leur faut davantage de lumière. On installera donc le filet de manière qu'on puisse l'enlever facilement et progressivement, plutôt que de déplacer les plantules vers la lumière. Dans les pays tropicaux, il importe de placer les lits et les filets dans le sens Nord-Sud pour que les plantules puissent être ensoleillées le matin et le soir tout en étant protégées du soleil au milieu de la journée.

L'arrosage doit être adapté aux besoins de la plante. L'eau fait souvent défaut, d'où la tendance à trop arroser lorsque de l'eau est disponible. Or trop d'eau peut être tout aussi nuisible pour la plante que pas assez, provoquant l'engorgement et suffocant les racines. Vers la fin de leur séjour en pépinière, les plantules doivent être endurcies ; on réduira donc l'arrosage. A ce stade, un léger flétrissement n'est pas préjudiciable à la plante mais est au contraire nécessaire à son futur développement.

Les boutures et les plantes greffées ont besoin que l'air soit très humide pour empêcher qu'elles ne se dessèchent pendant que les racines se forment et que la greffe prend. On peut construire, sans trop de complications, des abris en matière plastique ou des serres. Ces structures doivent toujours être bien ombragées et ventilées pour éviter que les plantes ne soient endommagées par la chaleur.

Gestion du temps et planification

Il faut planifier le travail dans la pépinière pour éviter de mauvaises surprises. Les semences et les fournitures doivent être à portée de la main en temps voulu pour que les plantules puissent être apprêtées en respectant les délais fixés. Il faut aussi prévoir du temps supplémentaire pour le cas où il faudrait répéter le processus de germination, en cas d'échec. Le temps alloué à l'endurcissement des plantules ne doit pas être trop court pour éviter les pertes superflues sur le terrain. Les plantules ne doivent jamais rester dans la pépinière durant plus d'une saison. En effet, les plantules trop développées perdent de leur vigueur et ne pousseront pas bien sur le terrain. Si l'on pressent qu'il ne sera pas possible de planter à la date prévue en raison de mauvaises conditions météorologiques ou pour d'autres raisons, on envisagera de ressemer plutôt que de conserver les plantules trop développées pour la saison suivante. La croissance de la plantule ne peut être manipulée que dans une très faible mesure, en diminuant l'arrosage pour la ralentir ou en ajoutant de l'engrais pour l'accélérer. Une planification lucide est donc essentielle pour le succès de la campagne en pépinière. La tenue d'un calendrier des travaux et d'un inventaire est un bon outil de gestion.

Encadré 2 : Exemple de calendrier des travaux dans la pépinière

A Muguga (Kenya), la meilleure saison pour planter se situe entre le 1er avril et le 15 mai. Le chercheur veut installer des essais de *Leucaena* en utilisant des plantules d'environ 20 cm, vers le 15 avril. Le gérant de la pépinière a calculé comme suit les besoins du chercheur (Jaenicke, 1999) :

| | <i>Leucaena leucocephala</i> | <i>Leucaena diversifolia</i> | <i>Leucaena trichandra</i> |
|--|------------------------------|------------------------------|----------------------------|
| Nombre de jours de la germination au repiquage | 112 | 122 | 100 |
| Nombre de jours de l'ensemencement à la germination | 8 | 8 | 8 |
| Marge de sécurité en cas de mauvaise germination ou de fonte des semis | 15 | 15 | 15 |
| Nombre total de jours nécessaires | 135 | 145 | 123 |
| Date de l'ensemencement | 1er décembre | 21 novembre | 13 décembre |

Encadré 3 : Exemple de calcul

Pour 10 000 plantules en conteneurs de 10 cm x 15 cm, il faut :

Semences : Cette variable dépend du pourcentage de germination (G), de l'élimination sélective des plantules pour variation (C), et des pertes (L).

On suppose que G = 75 %, C = 10 % et L = 15 %.

Pour 10 000 plantules (S), il faut ajouter :

pour échec de germination (GF) : $S \times 100 / G \rightarrow 10\,000 \times 100 / 75 = 13\,333$

pour élimination sélective lors du repiquage (CT) : $GF \times (100 + C) / 100 \rightarrow$

$13\,333 \times (100 + 10) / 100 = 14\,666$

pour les remplacements lors de la plantation au champ (RO) : $CT \times (100 + L) / 100 \rightarrow$

$14\,666 \times (100 + 15) / 100 = 16\,866$

Le nombre total de semences nécessaire pour chaque espèce est de 16 866. Il faut donc prévoir 0,85 kg d'une espèce ayant 20 000 semences/kg (par ex., *Leucaena leucocephala*), 0,65 kg d'une espèce ayant 26 000 semences/kg (par ex., *L. diversifolia*) et 0,5 kg d'une espèce ayant 34 000 semences/kg (par ex., *L. trichandra*).

Espace : Chaque conteneur, lorsqu'il est plein, occupe environ 7 cm x 7 cm, soit approximativement 50 cm². Or 10 000 x 50 cm² = 500 000 cm² ou 50 m². Si le lit a une largeur de 1,5 m, il s'ensuit qu'il doit avoir une longueur de 33 m. A supposer que l'on sépare les plantules en lots pour pouvoir les manipuler plus facilement, alors il faut que la longueur du lit soit d'environ 35 m.

Substrat : Chaque conteneur peut contenir environ 0,4 litre de substrat. 0,4 l x 10 000 = 4 000 l (soit 200 seaux d'une capacité de 20 litres chacun ou encore 80 brouettées). Une camionnette peut transporter environ une tonne de substrat. Il faudra donc prévoir quatre chargements.

Eau : La quantité d'eau nécessaire dépend de la taille des plantules. En gros, pour 1 000 plantules en conteneurs de 0,4 à 0,5 litre, il faut prévoir entre 75 et 95 litres d'eau par semaine (Landis et al., 1994). Donc, pour 10 000 plantules il faudra prévoir entre 750 et 950 litres d'eau par semaine. On notera toutefois que ces calculs s'appliquent à des cultures en serre. Pour des cultures à l'air libre en région tropicale il faudra prévoir environ 20 % de plus. Dans ce cas, il faudra donc entre 900 et 1 050 litres d'eau, ce qui représente entre 60 et 70 arrosoirs de 15 litres par semaine.

Etiquetage et archivage

Un bon étiquetage et la tenue d'archives sont nécessaires pour pouvoir suivre les différentes espèces cultivées et le nombre de lots de plantules produits. Ceci est particulièrement important lorsque plusieurs provenances ou cultivars de la même espèce sont présents dans la pépinière. Le minimum de renseignements à consigner est le suivant :

- Nom et provenance de l'espèce, et source des semences (collection personnelle ou nom du fournisseur)
- Date d'ensemencement
- Nombre ou quantité (en g) de semences
- Milieu et conditions de germination (lit de semences, enceinte chauffée, sable, etc.)
- Pourcentage de germination (ou nombre de plantules produites)
- Date du dépiquage (si celui-ci est inévitable)
- Type et taille des conteneurs
- Nature du substrat
- Tout traitement appliqué durant le séjour en pépinière – engrais (quand, quel type, quelle quantité), ombrage (densité), lutte contre les ravageurs et les maladies (quand, contre quel ravageur ou contre quelle maladie, méthode employée, nom du produit, concentration)
- Date et nombre de plantules arrachées et motif (maladie, dégâts, défaut, etc.)
- Date et nombre de plantules prélevées (à des fins expérimentales ou pour être vendues, plantées ou données)

La tenue d'un registre de pépinière peut suffire. Toutefois, on notera que divers systèmes informatisés ont été mis au point et qu'ils sont plus commodes si l'on produit un grand nombre de lots. Un numéro de série doit être assigné à chaque lot de plantules lors de l'ensemencement et doit rester en vigueur jusqu'à ce que la dernière plantule du lot ait quitté la pépinière (Wightman, 1999).

Essais en pépinière

Dans tout programme de domestication de ligneux, une partie des activités vise à mettre au point des protocoles d'expérimentation pour la multiplication des nouvelles espèces. C'est pourquoi il importe de mener systématiquement un petit nombre d'expériences courantes pour comprendre les principaux besoins de l'espèce considérée. Il faudra surveiller en particulier :

- les besoins en matière de germination (traitements préalables)
- les besoins de temps (temps à prévoir jusqu'à la germination, puis jusqu'à la plantation)
- la nécessité éventuelle d'une inoculation de mycorhizes ou de rhizobiums
- les spécifications du substrat et les besoins en engrais

- le besoin d'ombre
- le recours éventuel à des dispositifs antivibrilles
- l'incidence des ravageurs et des maladies

De simples essais factoriels ou en split-plot peuvent être conçus pour tester différentes hypothèses. Il ne faudra jamais oublier de noter les conditions dont ont bénéficié, dans la pépinière, les plantules destinées à faire l'objet d'essais sur le terrain.

D'autres suggestions sont présentées dans l'Unité 7 «Essais de multiplication».

Solution des problèmes névralgiques

On vient de voir quelle était la conception optimale d'une pépinière et sa gestion idéale pour assurer la production de plantules de qualité. Il est cependant inévitable que surgissent des problèmes. Le tableau 2 à la page suivante contient une liste de problèmes courants susceptibles de pervertir le développement de la plante et propose des moyens d'y remédier. Certains des remèdes proposés sembleront peut-être hors de portée des petits exploitants agricoles ; néanmoins, aucun effort ne doit être épargné pour donner aux jeunes plantules les meilleures chances de survie possibles.

Bibliographie

- Jaenicke H. 1999. *Good tree nursery practices. Research nurseries*. Nairobi: ICRAF, 83 pp.
- Landis TD, Tinus RW, McDonald SE and Barnett JP. 1993. Nursery planning, Development, and Management, Vol. 1, *The Container Tree Nursery Manual. Agric. Handbook. 674*. Washington DC: Department of Agriculture, Forest Service.
- Wightman KE. 1999. *Good tree nursery practices – practical guidelines for community nurseries*. Nairobi: ICRAF, 85 pp.

Tableau 2 : Causes d'un mauvais développement de la plante et solutions possibles

| Causes d'un mauvais développement de la plante | Remèdes proposés |
|--|---|
| Variabilité génétique du matériel végétal | <ul style="list-style-type: none"> - prélever le matériel génétique sur des arbres sélectionnés présentant une expression très marquée des caractères recherchés - sur le matériel cloné, aucune variation génétique n'est censée apparaître, sauf en cas de mutation |
| Mauvaise qualité du matériel génétique | <ul style="list-style-type: none"> - se procurer les semences auprès d'un fournisseur fiable - assurer un stockage approprié - sur le matériel cloné, les différences d'un clone à l'autre peuvent être supérieures à 100 % en matière de potentiel d'enracinement et vigueur |
| Déformations des racines (croissance en spirale et racines tordues) résultant du dépiquage ou du conteneur utilisé | <ul style="list-style-type: none"> - faire un trou assez grand pour dépiquer la plantule sans difficulté - semer directement pour ne pas avoir à dépiquer la plante - utiliser des dispositifs antiville |
| Mauvais éclairage | <ul style="list-style-type: none"> - protéger les jeunes plantes de la lumière solaire directe en prévoyant une ombre légère - ramener progressivement l'ombre de 40-50 % à 30 % avant de mettre les plantes à l'air libre pour les endurcir - planter à faible densité pour que la lumière puisse pénétrer dans les lits de semences |
| Manque d'eau | <ul style="list-style-type: none"> - arroser tôt le matin ou tard le soir pour ne pas brûler les plantes - arroser le substrat dans les pots et ne pas arroser les feuilles - utiliser un jet d'eau ou veiller à ce que la pression soit suffisamment basse pour ne pas rejeter la terre hors du pot - veiller au bon drainage des conteneurs |
| Plantes surdéveloppées | <ul style="list-style-type: none"> - classer les plantes de la pépinière en trois catégories : 1ère qualité, 2ème qualité et rebuts - ne planter et ne distribuer que les plantes de 1ère ou 2ème qualité et veiller à ce que les rebuts soient dûment éliminés |



La lutte phytosanitaire

Johan Desaegeer—World Agroforestry Centre

Introduction

Toute leur vie durant, les arbres peuvent souffrir d'un grand nombre de maladies et d'attaques de ravageurs. Dans les tous premiers stades de la croissance, il est vital de les tenir à l'écart. Une plantule malade n'atteindra que rarement le stade de croissance et le potentiel de ses homologues en bonne santé. La présence de ravageurs et de maladies dans la pépinière peut aussi conduire à éliminer en masse les plantules affectées, ce qui constitue une perte de temps, d'énergie et d'argent. La gestion des ravageurs et des maladies doit donc être considérée, tant du point de vue expérimental que du point de vue économique, comme faisant partie intégrante d'une bonne gestion de la pépinière.

L'identification des troubles de la plante est un domaine très spécialisé exigeant une grande expérience. Différents agents pathogènes peuvent être à l'origine de symptômes analogues. Il est donc parfois nécessaire de prélever des échantillons de plantes et de sol et, si possible, de l'agent responsable et de les envoyer à des spécialistes dans le domaine de l'entomologie, la nématologie ou la phytopathologie. Souvent, le problème est facile à identifier, auquel cas l'intervention d'un spécialiste n'est pas nécessaire. Le tableau qui suit aidera les gérants de pépinières à identifier quelques-uns des problèmes phytosanitaires courants au niveau de la pépinière et à les atténuer à l'aide des remèdes proposés.

Problèmes phytosanitaires

Les champignons

Tableau 3 : Problèmes phytosanitaires causés par les champignons

| Type de problème | Symptômes | Lutte |
|--|--|---|
| Fonte des semis (<i>Pythium</i> spp., <i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Fusarium</i> spp. et autres) | Symptômes généraux : chlorose, flétrissement, constriction de la tige et pourriture des racines. Pré-levée : les semences ou les plantules sont tuées avant la levée. Le problème est difficile à diagnostiquer à ce stade. Un taux de germination faible peut être une indication. | Culturale : on créera des conditions qui ne sont pas favorables au développement de la maladie (bon drainage, mélanges terreux appropriés, moins de matière organique, densité réduite, ensemencement peu profond). |

| Type de problème | Symptômes | Lutte |
|---|---|---|
| | <p>Post-levée : peu de temps après la germination, les jeunes plantules sont infectées à la base de la tige ou juste au-dessous, ce qui provoque la constriction, l'affaissement et enfin la mort de la plantule. Dans le lit de la pépinière, les plantules malades s'effondrent si l'on passe la main dessus, tandis que les plantules saines se redressent.</p> <p>Fonte des semis tardive : ce phénomène peut se produire des semaines, voire des mois, après la levée. La chlorose des feuilles et le flétrissement du bourgeon terminal résultent de la mort des racines. Le diagnostic est difficile à établir dans la mesure où d'autres agents pathogènes ou d'autres conditions environnementales peuvent induire des symptômes analogues.</p> <p>Pourriture des racines de la plantule ou de la bouture dans la pépinière.</p> | <p>Chimique : on désinfectera le sol de la pépinière avec des produits chimiques homologués à cet effet. On laissera le sol couvert pendant 24 heures pour éviter la volatilisation de gaz toxiques et on laissera les sols s'aérer pendant 48 heures avant de semer.</p> <p>Thermique : on chauffera le sol pendant deux heures à 60°C avant de semer.</p> <p>Biologique : la lutte biologique n'est guère pratique. Certains organismes présents dans le sol (par exemple, les nématodes) peuvent éviter la fonte des semis.</p> <p>Tremper les boutures dans une solution fongicide.</p> |
| Oïdium (<i>Erysiphe</i> spp. et autres) | <p>Maladie cryptogamique transportée par l'air qui recouvre les feuilles d'une fine poudre blanche.</p> <p>Commune chez les arbres fruitiers (par exemple, <i>Prunus africana</i>)</p> | <p>Enlever et brûler les plantules affectées ainsi que les feuilles des plantes plus âgées pour empêcher que la maladie ne se propage.</p> <p>Appliquer des fongicides.</p> |
| Cloques foliaires (<i>Taphrina</i> spp.) | <p>Maladie cryptogamique transportée par l'air qui se traduit par des feuilles bouclées et l'apparition de cloques à leur surface.</p> | <p>Procéder comme pour l'oïdium.</p> |
| Fumagine | <p>Champignon qui croît sur les excréments des aphides (miellat) déposant une moisissure noire sur les feuilles qui prennent un aspect bouclé. Ce champignon est associé aux aphides ou à d'autres insectes suceurs. Les fourmis sucent ces insectes pour le miellat qu'ils produisent.</p> | <p>Lutter contre les aphides et autres insectes suceurs de feuilles.</p> |

Nématodes

Les nématodes sont des vers microscopiques. Ils sont parmi les organismes les plus abondants dans le sol. Ils sont pour la plupart inoffensifs mais certains sont des phytoparasites et peuvent occasionner de lourdes pertes de rendement et une baisse de la qualité.

Les nématodes sont bien connus en tant que fléau des cultures. Leurs effets sur les arbres sont moins bien connus, à l'exception de quelques essences forestières ou arbres fruitiers ayant une valeur commerciale. Le sol est un milieu privilégié pour la propagation des nématodes ; si le substrat utilisé pour la multiplication végétative (bouturage, marcottage, etc.) est infesté, les nématodes seront transférés dans les champs lors de la plantation. Certaines essences ou provenances sont résistantes à certains types de nématodes. On pourra donc s'en servir comme souche pour celles qui y sont sensibles.

Les nématodes à galles (*Meloidogynespp.*) forment le groupe de nématodes le plus important. Leur aire de répartition est très vaste, spécialement dans les régions tropicales. La gamme de leurs hôtes est très large. Dans les régions tropicales et subtropicales les nématodes endoparasites des racines sont les plus répandus et comptent parmi les principaux agents pathogènes qui affectent les cultures.

Les symptômes d'une infestation par les nématodes sont souvent atypiques (chlorose, flétrissement, croissance réduite, pourriture des racines) et sont souvent confondus avec les symptômes provoqués par d'autres agents pathogènes ou non pathogènes (champignons, bactéries, virus, sécheresse, niveau de fertilité du sol). Seuls les dégâts causés par le nématode à galles (*Meloidogyne sp.*) peuvent être facilement identifiés. Les symptômes se manifestent par l'apparition d'intumescences ou de galles sur les racines des plantes, qui ont une apparence facilement reconnaissable.



Racines de *Sesbania* spp. déformées par le nématode à galles *Meloidogyne* spp. présent dans le sol

Les nématodes peuvent être combattus par différentes méthodes (chimiques, culturelles, physiques, biologiques).

La lutte chimique

Différents produits chimiques appelés «nématicides» existent sur le marché. Trois présentations sont disponibles: gazeuse (fumigation), liquide ou solide (granulés).

La lutte physique et culturale

La stérilisation du sol de la pépinière par la chaleur, sous forme de vapeur ou d'énergie solaire, est une méthode efficace pour lutter contre la plupart des nématodes parasites et pour lutter, par la même occasion, contre une foule d'autres micro-organismes indésirables présents dans le sol. Le sol humide de la pépinière est placé dans un fût et chauffé directement à la flamme. Un chauffage à 60° C pendant deux heures environ suffit.

La pratique de l'assolement, ou rotation des cultures, permet de maîtriser l'accroissement des populations de nématodes. On alternera avec les espèces sensibles des espèces moins sensibles voire des espèces ayant des propriétés nématocides bien connues (telles que le souci ou le neem, aussi appelé margousier, *Azadirachta indica*). On trouvera dans le tableau 4 ci-après une liste d'essences agroforestières² bien connues pour leur comportement à l'égard des nématodes à galles. Certaines de ces espèces sensibles sont des hôtes favorables, tandis que d'autres, qui sont seulement tolérantes voire résistantes, sont de mauvais hôtes.

Tableau 4 : Sensibilité des plantes-hôtes aux nématodes à galles

| Sensible | Tolérant ou résistant |
|------------------------------|---------------------------------|
| <i>Acacia</i> spp. | <i>Anacardium occidentale</i> |
| <i>Albizia</i> spp. | <i>Azadirachta indica</i> |
| <i>Carica papaya</i> | <i>Calliandra calothyrsus</i> |
| <i>Cassia angustifolia</i> | <i>Senna siamea</i> |
| <i>Desmodium distortum</i> | <i>Crotalaria</i> spp. |
| <i>Dodonaea viscosa</i> | <i>Eucalyptus camaldulensis</i> |
| <i>Euphorbia balsamifera</i> | <i>Grevillea robusta</i> |
| <i>Mimosa scabrella</i> | <i>Leucaena leucocephala</i> |
| <i>Prosopis juliflora</i> | |
| <i>Samanea saman</i> | |
| <i>Sesbania</i> spp. | |
| <i>Tectona grandis</i> | |
| <i>Tephrosia</i> spp. | |

² On notera que, au sein même d'une espèce, différentes provenances peuvent présenter différentes sensibilités.

Plusieurs amendements organiques permettent de lutter efficacement contre les populations de nématodes : mélasses de canne, café, coques d'arachide, cendre de bois, fumier et poudre d'os. Les tourteaux d'oléagineux résultant de la transformation d'un certain nombre de produits (moutarde, neem, arachides, sésame, ricin) ont aussi un effet nématicide.

La lutte biologique

Un grand nombre de prédateurs qui vivent dans le sol (acariens, protozoaires, bactéries, champignons et autres nématodes) peuvent attaquer les nématodes phytoparasites. Les amendements organiques peuvent favoriser ces prédateurs ; toutefois, on ne saurait, pour le moment, conseiller le recours à ces prédateurs comme une méthode efficace de lutte biologique.

Les virus

Les virus sont des agents pathogènes composés d'un noyau de matériel génétique enveloppé dans une substance protéique. Ils ont besoin de cellules vivantes pour se reproduire et peuvent être transmis par les insectes suceurs ou broyeurs (aphides, aleurodes, cicadelles, etc.), les nématodes, les mauvaises herbes et certaines méthodes de multiplication (bouturage, greffage). Certains virus des cultures s'attaquent aussi aux arbres.

Les plantes malades présentent divers symptômes : mosaïque ou marbrure sur les feuilles, chlorose, rabougrissement, troubles de la croissance, lésions nécrotiques.

Les virus sont insensibles aux produits chimiques et pesticides. Les plantes infectées doivent donc être détruites pour empêcher la maladie de se propager. Il faut veiller, lorsque l'on multiplie des plantes par voie végétative, à n'utiliser que du matériel certifié sans virus pour les souches, boutures ou greffes. Il faut en outre vérifier périodiquement que les souches-mères sont dépourvues d'infections virales en les testant par rapport à des plantes indicatrices connues. Pour éviter certaines maladies virales, on détruira leurs vecteurs (aphides, nématodes) au moyen de pesticides et l'on immergera la plante rapidement dans de l'eau chaude (environ 50°C). La micropropagation est une méthode idéale pour multiplier du matériel végétal sain.

Insectes et aphides

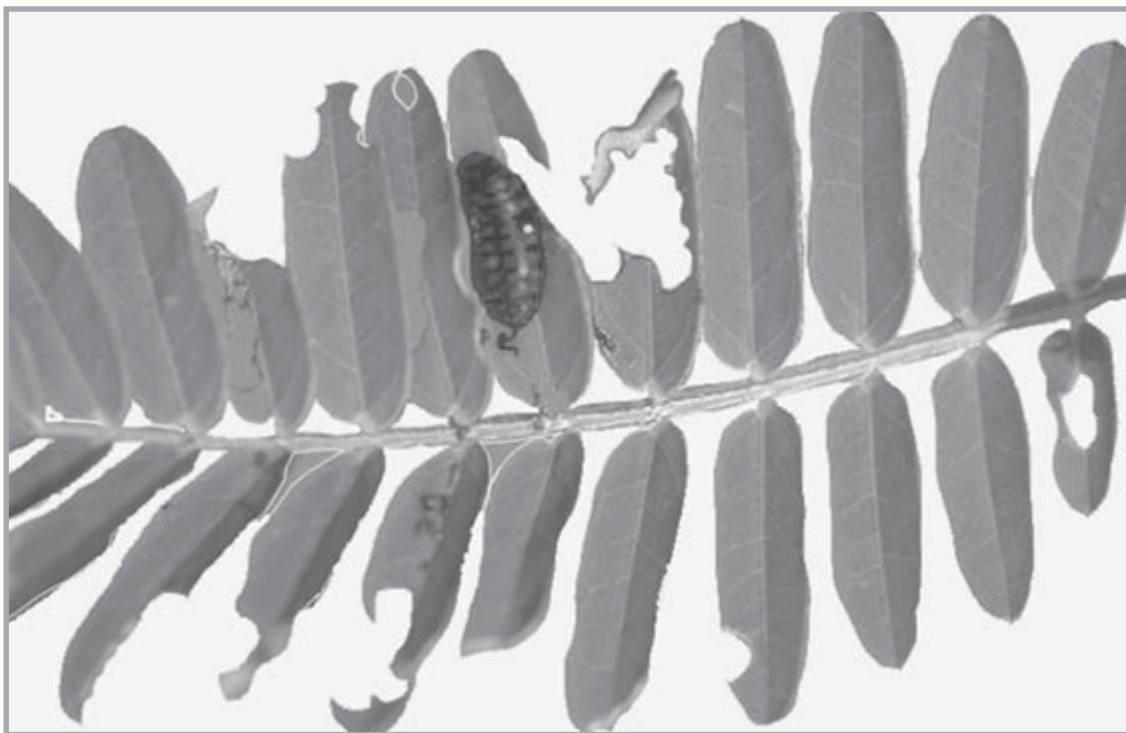
Divers insectes et aphides attaquent les ligneux en pépinière et au champ. Les dégâts qu'ils causent résultent de leurs habitudes alimentaires, qui peuvent consister à mordre et broyer (criquets, sauterelles, locustes, coléoptères, chenilles, mouches à scie, etc.), à percer et sucer (aphides, psylles, cicadelles, acariens, punaises, etc.) ou à gratter et sucer (thrips, larves, mouches des fruits, etc.).

Le tableau 5 décrit les principaux types de dégâts causés par différents types d'insectes ou d'acariens.

Tableau 5 : Dégâts causés par les insectes et les acariens

| Type d'insecte ou d'acarien | Dégâts |
|--|---|
| Insectes qui se nourrissent de racines | Les dégâts dans la pépinière peuvent être considérables. Les vers blancs (<i>Phyllophaga</i> spp.) prédominent. Ils mangent les racines secondaires et écorcent la racine principale. Les plantules jaunissent, perdent leurs feuilles et meurent. |
| Vers gris et criquets | Les espèces prédominantes sont <i>Agrotis</i> spp. et <i>Spodoptera</i> spp. Elles coupent les tiges des jeunes plantules et se nourrissent des feuilles et des racines. |
| Défoliateurs | <p>Les feuilles des plantules peuvent être endommagées par un grand nombre d'insectes et d'acariens.</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Les grands insectes tels que les sauterelles, les criquets et les fourmis coupe-feuilles coupent de larges morceaux de feuille. ▪ Les chenilles et autres larves se nourrissent du limbe de la feuille et laissent les nervures intactes. Les larves noires du coléoptère du <i>Sesbania</i> (<i>Mesoplatys ochroptera</i>) sont de grands défoliateurs qui peuvent empêcher l'établissement des plantules. ▪ Les chenilles enrouleuses et tisseuses enroulent une partie de la feuille ou joignent plusieurs feuilles par une toile, pour se protéger tandis qu'elles s'alimentent. Des plantules de <i>Sesbania sesban</i> dans l'Ouest du Kenya sont parfois infestées par des pyrales (<i>Pyralidae</i>) ravageuses du sésame (<i>Sesamum indicum</i>). ▪ Les thrips et les acariens grattent les feuilles, qui se déforment, flétrissent et tombent. |
| Mineurs des feuilles | Les mineurs des feuilles sont des insectes broyeur qui pénètrent le tissu intérieur de la feuille et s'en nourrissent. Les dégâts apparaissent sous la forme de cloques transparentes ou de tunnels. Ces insectes appartiennent surtout à la famille des diptères (<i>Agromyzidae</i>), mais ils comptent aussi des coléoptères, des lépidoptères et des guêpes. |
| Insectes cécidogènes | Insectes qui produisent des tumeurs chez la plante, surtout sur les feuilles, qui se tordent et finissent par tomber. Ces insectes appartiennent à une famille d'acariens (<i>Eriophyidae</i>) et à un petit nombre de familles d'insectes (cécidomyies, guêpes, mouches à scie et psylles). |
| Suceurs | Les suceurs comprennent diverses espèces de punaises, cigales, cicadelles, aphides, psylles et cochenilles. Ils s'attaquent au feuillage et aux jeunes tiges. Outre les dégâts qu'ils causent directement, notamment en entraînant la chute des feuilles, ils peuvent aussi transmettre des virus et provoquer l'infection des feuilles par la fumagine. |

On peut, bien entendu, enlever les grands insectes à la main et détruire les plantes malades. Toutefois, la lutte chimique à l'aide de pesticides reste la principale méthode de lutte contre les insectes et les acariens. En cas de doute, on contactera un spécialiste compétent pour appliquer le traitement qui convient.



Larve et dégâts causés par le coléoptère *Mesoplatys* à de jeunes feuilles de *Sesbania* spp.

Autres causes de dégâts infligés aux plantules

Les limaces peuvent causer des dégâts semblables à ceux qui sont infligés par les insectes broyeur et peuvent détruire des plates-bandes entières de la pépinière en un rien de temps.

Les jeunes plantules peuvent aussi être la proie d'animaux domestiques errants, de lapins, de lézards, voire d'antilopes. Entourer les parcelles d'une clôture est une bonne idée.

Mesures phytosanitaires

Mesures préventives

L'idéal serait de prévenir les problèmes phytosanitaires avant même qu'ils ne se manifestent. Trop souvent, cependant, peu de ressources sont allouées à la prévention, et ce n'est qu'à l'apparition des premiers dégâts que l'on se décide à engager des dépenses et à mettre en œuvre des mesures de lutte. La prévention exige, d'une part, des connaissances sur la biologie des ravageurs et des maladies et, d'autre part, des évaluations périodiques.

Une bonne gestion de la pépinière doit tenir compte de tous les éléments ci-après.

- Le sol utilisé pour les lits de semences et pour la mise en pots ne doit pas seulement contenir les éléments nutritifs nécessaires et avoir une bonne structure. Il doit aussi être totalement exempt de ravageurs et de maladies telluriques. Le sol contient presque toujours des agents pathogènes (nématodes, champignons, bactéries, virus). La stérilisation du sol avant l'ensemencement est le meilleur moyen de prévenir le déclenchement de maladies véhiculées par le sol. La stérilisation par la chaleur (par exemple, la stérilisation en fût à la vapeur) est généralement plus efficace que la stérilisation chimique, bien que cette dernière n'exige pas un matériel coûteux, surtout si l'on utilise des matières à l'état solide (granulés). Une stérilisation plus poussée est généralement requise pour la lutte contre les cryptogames, plus que pour la lutte contre les nématodes. Un simple chauffage du sol en fût pendant plusieurs heures permet généralement de venir à bout des nématodes phytoparasites. Les maladies cryptogamiques sont en grande partie causées par les conditions du milieu et sont donc difficilement prévisibles. Les nématodes sont beaucoup plus influencés par la sensibilité de l'hôte. Si l'on soupçonne que le sol d'une pépinière est infesté de nématodes, on installera des plantes-hôtes bien connues de ces nématodes pour évaluer la possibilité d'un éventuel problème et décider, en connaissance de cause, d'effectuer un traitement préventif.
- Pour éviter une forte concentration de parasites, en particulier de nématodes, on pourra pratiquer la rotation des lits de semences, tout comme on pratique la rotation des cultures. Cette pratique bon marché pourra s'avérer utile pour remplacer ou compléter la stérilisation du sol. Un plan de rotation devrait être établi pour tous les lits de semences, compte tenu de la sensibilité de la plante-hôte aux nématodes : sensible → mauvais hôte → mauvais hôte → non-hôte ou résistant → sensible. Il faut pour cela connaître la sensibilité ou la résistance des ligneux aux nématodes, ce qui n'est pas toujours le cas.
- Pour protéger les lits de semences, ou plates-bandes, on peut mélanger des plantes et plantules ayant des propriétés pesticides. Par exemple, on pourra mélanger des soucis (*Tagetes* spp.) et du sésame (*Sesamum indicum*) avec des plantes sensibles aux nématodes à galles pour réduire l'infestation de ces dernières, probablement grâce à des exsudats racinaires nématocides. Les soucis repoussent en outre de nombreux insectes, tels que les fourmis et les termites.
- Pour protéger le matériel végétal des maladies transmises par le sol, on peut aussi faire tremper les semences, et plonger les boutures et les plantules dont les racines sont à nu, dans une solution fongicide ou nématocide, comme par exemple de l'eau de javel à 10 %. Le traitement des semences exige en général un matériel spécial, bien que dans certains cas un simple trempage du matériel végétal suffise.

- Pour éloigner les insectes et les mammifères du matériel de plantation, on peut utiliser des appâts et des pièges, empoisonnés au besoin. Les vers gris sont attirés par la mélasse, les aleurodes par les surfaces jaunes. Pour piéger les chenilles légionnaires et autres chenilles processionnaires, il suffit de creuser une tranchée d'environ 60 cm de large et 45 cm de profondeur le long des plates-bandes. Pour tuer les chenilles qui s'avancent, il suffit de rouler dessus une bille de bois ou de remplir la tranchée de paille et d'y mettre le feu.
- Il est bon d'enlever et de brûler la matière végétale infestée, notamment les racines infestées de nématodes ainsi que les plantes et les feuilles malades, pour détruire autant que possible leur potentiel d'inoculation et réduire les chances que le problème ne se représente. Même les plantes qui étaient infestées mais qui ont récupéré depuis devraient être enlevées. Les populations d'agents pathogènes, bien que décimées, seront toujours présentes et attendront le moment propice pour revenir en force. D'une manière générale, il est recommandé d'enlever toute la matière végétale et toutes les feuilles qui jonchent la surface du sol ainsi que les feuilles les plus vieilles situées à la base de la tige des plantes et ceci exige une vigilance de tous les instants dans la pépinière.
- Bien gérer les plates-bandes est l'un des aspects les plus importants de la lutte phytosanitaire par les façons culturales. Puisque les plantules sont plus particulièrement exposées aux agents pathogènes pendant et après la levée, toute mesure qui tend à réduire cette période dangereuse ou qui influe sur l'environnement au détriment des agents pathogènes est bénéfique pour la plante. C'est ainsi qu'on peut ajuster la profondeur de semis, en fonction de la nature du sol et de l'humidité, de manière à raccourcir la période de levée et réduire ainsi les risques de fonte des semis. La fréquence et le débit de l'arrosage, le drainage et la ventilation peuvent être ajustés de façon à réduire les risques de ravageurs et de maladies. Un bon emplacement du site, une densité de peuplement optimale et un désherbage régulier contribuent aussi à créer des conditions idéales pour la croissance de la plante, réduisant ainsi les risques de voir apparaître quantité de ravageurs et de maladies.

Mesures curatives

Dans la pépinière, la lutte contre les ravageurs et les maladies est toujours largement tributaire des pesticides, que l'on peut se procurer facilement et qui ont un effet immédiat.

La lutte biologique est donc de peu d'utilité dans la pratique, malgré l'importance des recherches dans ce domaine, et n'a guère été commercialisée jusqu'à présent. Cela dit, il faut se rappeler que bien des insectes ne sont pas des ravageurs mais sont en fait bénéfiques et qu'ils peuvent contribuer à la lutte contre les insectes réellement nuisibles (par exemple, les coccinelles

sont des prédateurs des aphides). Lorsque l'on choisit un produit chimique pour lutter contre un ravageur bien particulier, il faut accorder la préférence aux produits les plus ciblés. Il existe, par exemple, des pesticides qui s'attaquent aux aphides et qui sont néanmoins sans danger pour les insectes bénéfiques tels que les coccinelles.

Bon nombre des effets négatifs des pesticides, notamment leur contribution à la pollution de l'environnement, sont moins perceptibles dans les pépinières où l'on n'opère qu'à petite échelle. Néanmoins, pour pouvoir se servir correctement d'un pesticide, il faut en connaître la composition, la dose recommandée, le mode d'emploi et les précautions d'usage. Tous ces renseignements doivent figurer sur l'étiquette apposée sur le conteneur. Quoi qu'il en soit, il faut toujours porter des vêtements de protection : bottes de caoutchouc, gants et masque anti-poussière.

Les pesticides sont appliqués soit dans le sol soit sur les parties aériennes de la plante et ils agissent soit en entrant directement en contact avec le parasite soit en étant absorbé par la plante pour la protéger de l'intérieur (systémiques).

Les pesticides destinés au traitement du sol se présentent sous forme de granulés, liquides ou fumigants. Les fumigants ne peuvent être appliqués qu'avec du matériel spécialisé qui ne se justifie que pour les pépinières commerciales à grande échelle. Les liquides peuvent être déversés dans le système d'irrigation. Les granulés sont d'un emploi plus facile, car ils peuvent être incorporés directement au sol. Tous les pesticides désinfectent et stérilisent le sol. Dans le milieu clos de la pépinière, où le sol est contenu dans des plates-bandes ou des pots, les pesticides offrent presque toujours une protection maximale. Certains de ces pesticides agissent à la fois sur les nématodes et sur les insectes. Certains fumigants à usages multiples sont des biocides d'emploi général qui contrôlent aussi bien les maladies véhiculées par le sol et les mauvaises herbes que les nématodes et les insectes telluriques. Il faut toujours consulter un spécialiste de la lutte chimique contre les ravageurs, car l'usage des pesticides est soumis à une réglementation et des recommandations très strictes.

S'il est assez facile de prévenir dans une large mesure les maladies véhiculées par le sol, grâce à la stérilisation, il est en revanche plus difficile de contrôler les ravageurs et les maladies véhiculés par l'air, car ils surgissent souvent inopinément, notamment à la faveur d'une modification des conditions météorologiques. On procède généralement par pulvérisation, bien que l'on puisse aussi utiliser des matières pulvérulentes si l'on n'a pas assez d'eau pour pulvériser. On s'abstiendra d'appliquer des pesticides directement sur les feuilles si l'on prévoit de la pluie. Il existe toute une gamme de pesticides, depuis les plus généraux jusqu'aux plus spécifiques. Les fongicides, moins nombreux sur le marché, sont généralement à large spectre d'action. Ils sont d'application plus

polyvalente que les pesticides et peuvent s'utiliser sur les sols, les feuilles et les semences. Ils sont pour la plupart sans effet sur les autres organismes.

Beaucoup de plantes renferment des substances chimiques ayant des propriétés pesticides (insecticides et/ou nématocides), et ont reçu le nom de «pesticides naturels». Des solutions aqueuses de feuilles, graines ou fruits peuvent remplacer éventuellement les pesticides chimiques appliqués par pulvérisation. Les pesticides naturels les plus connus sont les fleurs de pyrèthre, les graines de neem, les soucis, le piment rouge (contre les aphides), les racines de derris ou roténone, l'ail et le tabac.

Bibliographie

- Desaegeer J. 2000. *Implications of plant-parasitic nematodes for improved fallows in Africa*. PhD thesis Nr 463, Louvain (Belgique): K.U. Leuven.



Gestion de la pépinière - Travaux pratiques

Objectifs

Les travaux pratiques ont pour but de permettre aux participants d'observer et de commenter les problèmes posés par la gestion des pépinières en visitant une pépinière.

Cette visite donnera aussi aux participants l'occasion de mettre en pratique quelques-unes des activités courantes dans la pépinière (dépiquage, compostage, arrosage, etc.).

Matériel nécessaire

Les conditions, les outils et le matériel ci-après sont nécessaires pour ces travaux pratiques :

- Une pépinière d'essences agroforestières bien équipée et bien tenue
- Des plantes mises en pot dans différents substrats (sol forestier, sable, compost, sciure de bois, fumier, vermiculite, tourbe de noix de coco)
- Des plantes présentant des déformations des racines, cultivées dans des conteneurs en pépinière, que les stagiaires pourront ouvrir pour inspecter le développement du système racinaire
- Des plantes élevées dans des dispositifs antivrilles pour que les stagiaires puissent constater les bienfaits de cette technique
- Un nombre suffisant de plantules d'essences agroforestières prêtes à être dépiquées
- Des sacs de polythène et des dispositifs antivrilles remplis d'un substrat approprié pour la mise en pot
- Un coin réservé au compostage pour faire une démonstration de cette pratique

Travaux pratiques

- 1) Les participants et les spécialistes visitent une pépinière d'essences agroforestières et s'efforcent de répondre aux questions suivantes :
 - a) Après avoir comparé les pratiques et les procédures de gestion observées dans la pépinière avec les vôtres, répondez aux questions suivantes : En quoi vos pratiques sont-elles différentes ? Pourquoi ?
 - b) Avez-vous observé des pratiques de gestion que vous réprouvez ? Pourquoi ? Suggérez des changements ou des améliorations.
 - c) Identifiez les pratiques et les procédures qui sont nouvelles pour vous. Expliquez leurs avantages par rapport à d'autres pratiques et procédures connues des stagiaires.
 - d) Discutez le rapport coût-bénéfice de certaines pratiques de gestion et de certains investissements.

- 2) Les participants et les spécialistes évaluent différents mélanges ou substrats utilisés pour la mise en pot. Comparez et décrivez le développement des plantules élevées dans différents substrats. Ouvrez ensuite les conteneurs et décrivez le développement du système racinaire. Essayez de trouver les raisons de ces différences de développement.
- 3) Déformations des racines. Ouvrez cinq conteneurs et inspectez le système racinaire. Dessinez les racines et essayez de deviner pour quelles raisons elles sont déformées. Comment éviter les déformations racinaires ?
- 4) Dépiquage :
 - a) humidifier soigneusement le sol de la caissette ou de la plate-bande autour de la plantule pour pouvoir l'arracher facilement ;
 - b) soulever les plantules à l'aide d'une petite pelle ou d'un morceau de bois plat. Ne choisir que des plantules saines et vigoureuses ;
 - c) toujours tenir les plantules par leurs feuilles, jamais par leur tige, qui pourrait ne pas s'en remettre si elle était écrasée ;
 - d) cerner (couper) les racines avec un couteau bien aiguisé, si elles sont trop longues ;
 - e) placer les plantules dans un récipient plat avec de l'eau et recouvrir d'un chiffon humide ou de paille ;
 - f) à l'aide d'un bâton pointu ou d'un plantoir, faire dans le conteneur un trou suffisamment large pour que les racines puissent y tenir sans être recourbées ;
 - g) placer la plantule avec soin dans ce trou et la soulever légèrement pour que les racines puissent se détendre ;
 - h) boucher le trou en pressant le sol doucement contre les racines pour que la plantule puisse tenir fermement dans le conteneur ;
 - i) arroser les conteneurs et les placer à l'ombre.

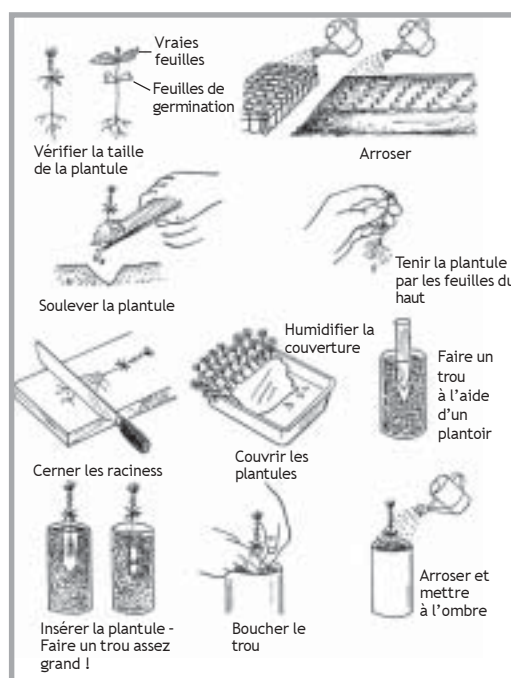


Figure 2-1. Le dépiquage (OIT, 1992).

- 5) Le compostage. Les participants observent une opération de compostage et discutent des bienfaits de la matière organique dans les mélanges en pots :
- mettez votre main dans le tas de compost et décrivez la température ;
 - placez un thermomètre dans le tas de compost et notez la température après cinq minutes ;
 - prélevez une poignée de matière compostée, sentez-la et décrivez-la.

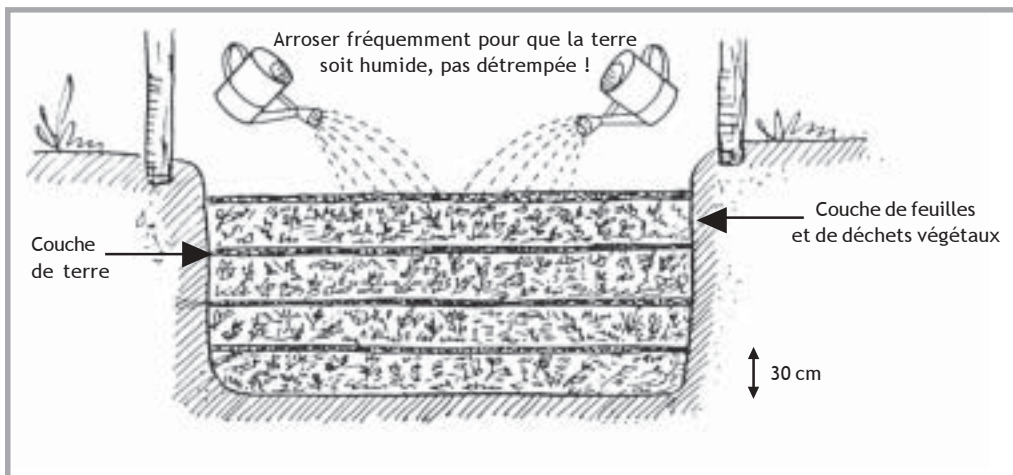


Figure 2-2. Fosse à compost (OIT, 1992).



Figure 2-3. Tas de compost. Lorsque le compost se tasse après s'être réchauffé, le retourner et refaire un tas.



Le bouturage

Axes de formation

Objectifs de l'enseignement dispensé

A la fin de l'unité sur les boutures, les stagiaires pourront :

- Enumérer et décrire les différentes phases du processus d'enracinement des boutures
- Expliquer les processus physiologiques de l'enracinement
- Décrire et construire un bac de bouturage sans nébulisateur utilisé pour l'enracinement des boutures
- Multiplier des essences agroforestières à partir de boutures de tiges ou de racines

Méthodes d'enseignement

L'unité comporte un exposé théorique étayé par des notes de cours. Le matériel nécessaire pour les travaux pratiques et les démonstrations est indiqué dans la section consacrée aux travaux pratiques.

Résumé de l'unité

L'exposé théorique décrit comment et pourquoi les essences agroforestières peuvent être multipliées à partir de boutures de racines ou de tiges. L'enracinement comporte les étapes suivantes : multiplication, induction, réarrangement des tissus, apparition des racines, élongation et développement des racines et croissance de la nouvelle plante dans son intégralité.

Plusieurs facteurs interviennent dans ce processus : équilibre hormonal et induction, eau, minéraux, bilan énergétique, nombre de feuilles et état phytopathologique de la plante. Certains de ces facteurs peuvent être modifiés de l'extérieur pour favoriser l'enracinement et le développement de la nouvelle plante.

L'un des facteurs décisifs pour le succès de l'enracinement des boutures dans les régions tropicales est le bilan hydrique de la plante et de son environnement. Si les boutures et les plantes sont trop sèches, elles flétrissent et si elles sont trop humides elles attirent les champignons et les maladies. Il importe donc de contrôler l'humidité de l'air ambiant. On y parviendra en recourant à des bacs de bouturage, avec ou sans nébulisateur. L'exposé théorique a pour but de décrire un bac de bouturage sans nébulisateur. Les stagiaires pourront construire eux-mêmes un bac de bouturage dans le cadre des travaux pratiques. A défaut, on pourra leur montrer un bac de bouturage dans le cadre de démonstrations.

Il est crucial de prendre grand soin de la plante-mère ou plante-souche sur laquelle on prévoit de prélever des boutures. L'exposé décrit les différentes étapes menant au prélèvement des boutures. Les soins à apporter aux boutures sont les suivants : réduction de la surface des feuilles, utilisation d'hormones favorisant le développement des racines, emploi d'engrais et de pesticides si nécessaire pour assurer un bon développement des boutures.

Dès que les boutures prennent, on peut les mettre en pot et les endurcir en vue de leur plantation en plein champ.

Lectures recommandées

Pour mieux comprendre cette unité, on consultera utilement l'ouvrage suivant :

- Longman KA. 1993. *Rooting Cuttings of Tropical Trees*. Tropical Trees. Propagation and Planting Materials Vol. 1. Londres : Commonwealth Science Council.



Le bouturage : principes et techniques

Ze'ev Wiesman—Université Ben Gurion et Zac Tchoundjeu—World Agroforestry Centre

Introduction

Le bouturage est peut-être la méthode la plus communément employée pour multiplier par voie végétative les arbres et les arbustes. Le procédé est relativement simple, n'exigeant qu'un minimum d'espace pour la reproduction. D'autre part, une seule plante-mère ou plante-souche peut donner de nombreuses boutures. Un grand nombre de plantes ornementales sont multipliées de cette manière. Toutefois, l'utilisation de cette méthode est moins bien connue pour la plupart des essences agroforestières. Dans les paragraphes qui suivent, on décrit brièvement quelques-uns des principes qui sous-tendent le bouturage et l'enracinement, en mettant en relief les différents facteurs qui influent sur ces processus et on examinera les différentes étapes qui mènent à une multiplication réussie des arbres et des arbustes au moyen de cette technique.

L'enracinement

Le diagramme suivant récapitule les différentes étapes de l'enracinement des boutures, en indiquant quels sont les facteurs, endogènes ou exogènes, qui influent sur ce processus.

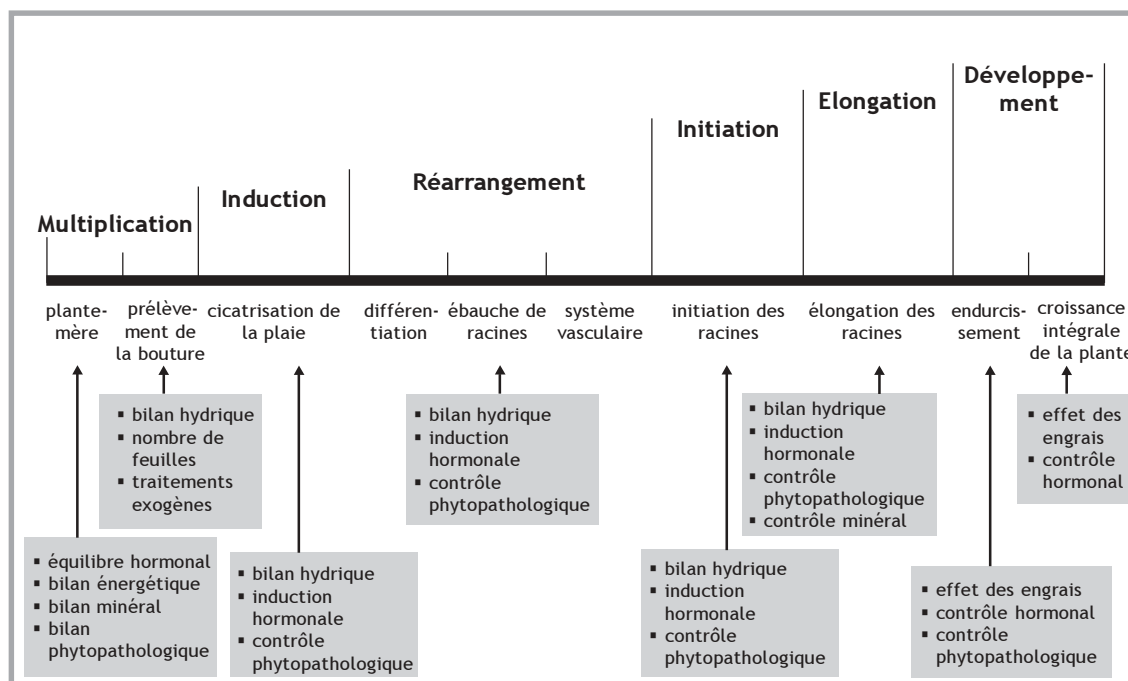


Figure 3-1. Les différentes étapes de l'enracinement et les facteurs qui interviennent

L'enracinement des boutures de tiges est un processus complexe qui est la résultante de multiples facteurs. Le succès de l'opération dépend, dès le départ, de plusieurs facteurs endogènes

et exogènes. Dès que les boutures ont été prélevées sur la plante-mère, des précautions doivent être prises pour que l'enracinement puisse se faire dans les meilleures conditions possibles. Plusieurs étapes doivent être franchies : cicatrisation, formation de nouvelles cellules, induction de la formation des racines, rattachement des racines aux tissus vasculaires de la tige de la bouture, élongation des nouvelles racines, et développement d'une nouvelle plante autonome à partir des tiges bouturées. Là encore, divers facteurs endogènes et exogènes interviennent.

Les facteurs qui influent sur l'enracinement

Dans les paragraphes qui suivent, les facteurs les plus décisifs pour le succès de l'enracinement des boutures seront décrits brièvement. Ce sont : le substrat, l'humidité, les hormones végétales, la surface foliaire, la lumière et la température, et l'hygiène de la plante.

Le substrat

Le choix du substrat est crucial pour l'enracinement des boutures de tiges. Les essences tropicales préfèrent pour la plupart un milieu léger et bien drainé. Ceci permet d'éviter un excès d'eau qui ferait pourrir les boutures. Les substrats suivants répondent à ces conditions :

- Sciure de bois pourrie
- Sable de rivière fin
- Mélange de sable de rivière et de sciure de bois (50/50 en volume)
- Gravier
- Mélange de gravier et de sciure de bois (50/50 en volume)
- Vermiculite

Le substrat devrait être bien lavé et si possible stérilisé avant usage, pour éviter les ravageurs et les maladies. Il doit être renouvelé au moins une fois par an.

L'humidité

Dès que la bouture est prélevée de la plante-mère, elle ne peut plus absorber l'eau nécessaire à sa survie et à son développement. C'est pourquoi il est vital de maintenir l'humidité ambiante à un degré optimal, qui ne sera ni trop faible, ce qui provoquerait le flétrissement et le dessèchement des boutures, ni trop élevé, ce qui favoriserait l'apparition de maladies. L'eau est donc un facteur externe crucial pour le succès de l'enracinement des boutures.

Les hormones

Comme on l'a mentionné dans l'introduction, les hormones végétales jouent un rôle primordial dans le processus de multiplication. Certaines hormones, notamment les auxines (AIB, AIA, ANA) influent sur le développement des racines, tandis que d'autres, comme les gibberellines, influent sur l'élongation des tiges et le développement des bourgeons. L'équilibre hormonal de

la plante-mère et des boutures affecte l'enracinement, dans le sens positif ou dans le sens négatif. C'est pourquoi il est parfois nécessaire d'augmenter l'apport en hormones de bouturage. Il existe des hormones de synthèse qui agissent soit directement en favorisant le développement des racines, soit indirectement en neutralisant les hormones qui inhibent leur croissance. L'équilibre hormonal de la bouture affecte la cicatrisation, l'ébauche et l'initiation des racines, l'élongation des racines, l'endurcissement et le développement futur de la bouture enracinée. L'équilibre hormonal de la plante-mère se transmet aux boutures; il importe donc de bien choisir le moment où doit s'effectuer le prélèvement des boutures. Il faudra généralement procéder à une série d'expériences pour déterminer la concentration appropriée d'auxines pour les essences dont on ne connaît pas bien le comportement en matière d'enracinement. Pour commencer, on pourra utiliser un mélange contenant 50 µg d'AIB, d'ANA et d'AIA ou un mélange d'AIB et d'ANA. On notera toutefois que certaines essences n'ont pas besoin d'auxines pour produire des racines.

La surface foliaire

Les plantes ont besoin de nutriments (azote, phosphore, potassium, etc.) et de métabolites (protéines, lipides, glucides) pour croître et s'épanouir. C'est pourquoi il importe que la plante-mère et les boutures aient un bilan nutritif et énergétique optimal. Dans les boutures, l'activité métabolique se concentre sur les feuilles.

L'initiation des racines de la bouture dépend de la photosynthèse qui s'opère au niveau des feuilles. Les feuilles de la bouture doivent donc avoir, au total, une surface suffisante pour pouvoir continuer de produire les métabolites nécessaires pour assurer l'initiation des racines par la photosynthèse. Cependant, dans le même temps les feuilles perdront de l'eau par transpiration. Il faudra donc que la surface foliaire totale de la bouture assure un juste équilibre entre ces deux paramètres. Cet équilibre varie selon les essences. Ainsi, pour *Khaya ivorensis*, l'enracinement optimal avec nébulisation intermittente est obtenu lorsque la surface foliaire totale est ramenée à 50-100 cm² par bouture. Par contre, pour *Lovoa trichilioides*, la surface foliaire totale doit être plus importante, 200 cm² environ, pour que l'on obtienne le meilleur enracinement possible dans un bac de bouturage sans nébulisateur. Si l'on ne possède pas les informations pertinentes en matière de surface foliaire optimale pour l'essence sur laquelle on travaille, on commencera par une surface de 50 cm². On procédera ensuite à des essais avec différentes surfaces foliaires et, en comparant les résultats obtenus, on pourra déterminer la surface foliaire optimale pour l'essence considérée.

La lumière et la température

La lumière et la température ambiantes influent également sur l'enracinement. Pour contrôler ces facteurs, il faut disposer d'équipements et d'infrastructures dont toutes les pépinières ne sont pas pourvues (électricité, réglage de l'intensité lumineuse pour obtenir la luminosité maximale ou au contraire l'obscurité totale, câbles chauffants circulant dans le substrat). Des

recherches plus poussées s'imposent pour déterminer l'effet exact de ces facteurs sur l'enracinement de diverses essences agroforestières, et aussi pour trouver les moyens de circonvenir les difficultés techniques.

Il est probable que l'intensité lumineuse affecte directement l'enracinement par ses effets sur la photosynthèse. En revanche, on ne sait pas encore bien comment la qualité de la lumière agit sur l'enracinement. Chez *Triplochiton scleroxylon*, des mesures de la photosynthèse nette de plantes-mères cultivées sous différentes intensités lumineuses ont montré une corrélation évidente entre l'aptitude à l'enracinement et la photosynthèse (Leakey et Storeton-West, 1992).

Les aspects phytosanitaires

La santé des plantes-mères et des boutures est évidemment importante. On veillera à ne pas prélever de boutures sur des plantes-mères en mauvaise santé, en particulier si leur état résulte de la présence de champignons, de bactéries ou de virus. En effet, une telle pratique risquerait non seulement d'être préjudiciable à l'enracinement des boutures mais aussi de propager la maladie lors du repiquage au champ des boutures infectées. Dans certains cas, les boutures peuvent être traitées à l'aide d'un pesticide ou plongées dans un stérilisant de surface, comme par exemple de l'eau de javel diluée (voir Unité 2).

La préparation des boutures

Gestion des plantes-mères

Il convient d'observer les règles suivantes :

- Installer les plantes-mères aussi près que possible de la zone de multiplication
- Elaguer les plantes-mères régulièrement, trois fois par an, pour encourager la production de bonnes pousses et maintenir la jeunesse du matériel végétatif. On conservera toujours une paire de feuilles nourricières sur chaque plante.
- Utiliser de l'engrais pour accélérer la croissance dans les sols carencés en éléments nutritifs.
- Espacer les plantes comme suit (pour la plupart des espèces) : 1 à 2 mètres entre les rangs, 0,5 à 1 mètre dans chaque rang.
- Séparer les clones et les étiqueter clairement. Laisser certains clones grandir de manière à ce qu'ils expriment les traits des arbres matures.
- Faire pousser les plantes-mères sous une ombre légère, par exemple en les intercalant avec *Caliandra* ou *Leucaena*.

Prélèvement des boutures

- Les boutures doivent être prélevées tôt le matin avant que le soleil ne chauffe, pour réduire au minimum la transpiration et donc le dessèchement.
- Les feuilles doivent être taillées avant que les pousses ne soient détachées de la plante-mère pour réduire la surface évaporante et donc les déperditions d'eau. La surface foliaire permettant un enracinement optimal varie selon les espèces. Toutefois, on préconisera une surface foliaire de 50 cm² jusqu'à ce que des recherches plus approfondies permettent de déterminer l'impact de ce facteur, pour différentes essences agroforestières. La surface foliaire retenue devra garantir un juste équilibre entre la photosynthèse et la transpiration si les boutures sont placées dans un bac de bouturage sans nébulisateur.
- Les pousses seront transportées dans un sac de polyéthylène humide à l'intérieur.
- Les pousses ainsi recueillies seront placées à l'ombre. On évitera de lancer ou d'écraser les sacs.
- Les pousses qui doivent être transportées sur une longue distance seront placées dans une glacière. On veillera à ce que les pousses ne soient pas au contact direct du système de refroidissement.
- Dans la pépinière, tous les outils et le matériel doivent être prêts et bien arrangés d'avance pour que les boutures ne perdent pas leur humidité et pour qu'on puisse les transférer sans délai dans les bacs de bouturage. Tout retard dessècherait les boutures. Ceci est souvent la cause des problèmes d'enracinement des boutures dans les zones arides et semi-arides.

Les bacs de bouturage

Les bacs de bouturage à nébulisateur

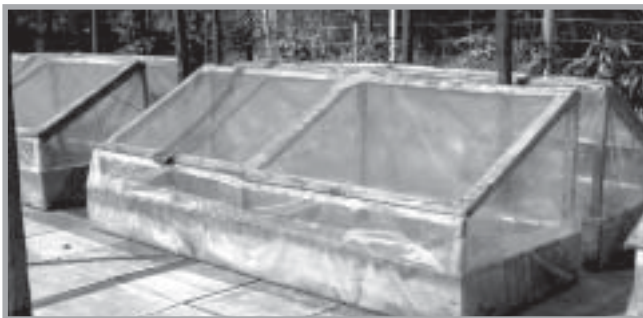
Le maintien d'un environnement humide pour réduire les pertes d'eau par transpiration est vital pour le succès de l'enracinement des boutures. Les bacs de bouturage à nébulisateur sont des équipements modernes conçus à cet effet. Ils comprennent un système d'irrigation sous haute pression qui dirige l'eau vers des jets spéciaux, placés au-dessus des boutures, sur lesquelles ils déversent un brouillard. Un minuteur et un dispositif automatique de réglage de l'humidité permettent d'ajuster la fréquence et la durée de la nébulisation. Ce système, qui est onéreux et qui de surcroît exige une source fiable d'alimentation en eau et en électricité, n'est guère recommandé pour des endroits où ces services ne sont pas disponibles ou ne sont pas assurés régulièrement.

Les bacs de bouturage sans nébulisateur

Un bac de bouturage, même dépourvu de nébulisateur, peut être utilisé pour maintenir le niveau d'humidité requis. Cet équipement se présente sous la forme d'un châssis en bois fermé hermétiquement par des feuilles de polyéthylène transparentes ou blanches. Le fond est tapissé d'un substrat humide et contient une réserve d'eau (voir la photo ci-dessous). Pour éviter un éclairage trop intense ou de mauvaise qualité, qui pourrait être préjudiciable à l'enracinement, on placera les bacs de bouturage sous un ombrage uniforme. On utilisera de préférence une toile à ombrer offrant 60 % d'ombre.

Comme on l'a signalé précédemment, la température du milieu est également importante pour l'enracinement. Dans les bacs de bouturage sans nébulisateur, elle devrait être maintenue entre 28 et 30° C. Dans les régions chaudes et sèches, un arrosage fréquent du bac lui-même peut contribuer à abaisser des températures anormalement élevées.

L'humidité à l'intérieur du bac n'est pas constante. Le degré hygrométrique après arrosage se situe entre 90 et 100 %, mais si l'on ouvre le bac on constate que l'humidité tombe rapidement jusqu'à 40 %. Pour maintenir l'humidité, il faut pulvériser de l'eau une fois par jour, à l'aide d'un vaporisateur à l'intérieur du bac et sur les boutures. La température et l'humidité sont les deux principaux paramètres qu'il faut constamment contrôler à l'intérieur du bac de bouturage.



Un bac de bouturage sans nébulisateur

Les soins à dispenser après la propagation

Mise en pots

La mise en pots est une opération délicate dans le contexte de la multiplication végétative et on peut facilement perdre tout le matériel enraciné. On prendra les mêmes précautions que pour le dépiquage des plantules (Unité 2). On ôtera délicatement la bouture racinée du substrat à l'aide d'un morceau de bois plat, on la secouera pour faire tomber les débris de substrat et on la placera dans un conteneur déjà partiellement rempli d'un substrat léger mais cependant riche en

éléments nutritifs. On recouvrira de substrat les racines qui sont à nu; on pressera le substrat fermement autour de la bouture et on arrosera. Les boutures qui viennent d'être mises en pots doivent rester dans un milieu humide et bien ombragé jusqu'à l'apparition de nouvelles pousses. A ce stade, l'arrosage doit être fait délicatement, de préférence à l'aide d'un pulvérisateur ou d'un tuyau d'arrosage à jet fin.

L'endurcissement

L'endurcissement a pour but d'acclimater progressivement les boutures, d'abord en pépinière puis au champ. On procède en réduisant l'humidité par paliers, puisque celle-ci n'est plus nécessaire à l'enracinement. En milieu sahélien, où les conditions sont rudes, les boutures en pots de *Prosopis africana* sont conservées pendant trois semaines dans le bac de bouturage, celles de *Bauhinia rufescens* pendant deux semaines (Tchoundjeu, 1996). Ensuite, les bacs de bouturage restent ouverts la nuit pendant une semaine, puis nuit et jour, sauf durant les journées exceptionnellement chaudes. Enfin, les plantes sont transportées dans la pépinière où elles restent encore à l'ombre. Les espèces ne se comportent pas toutes de la même manière. *Prunus africana* s'enracine facilement mais s'endurcit difficilement, tandis que *Pterocarpus erinaceus*, *Bauhinia rufescens* et *Tamarindus indica* s'enracinent facilement et s'endurcissent relativement bien.

Bibliographie

- Leakey RRB and Storeton-West R. 1992. The rooting ability of *Triplochiton scleroxylon* cuttings : the interaction between stock plant irradiance, light quality and nutrients. *Forest Ecology and Management* 49:133-150
- Longman KA. 1993. *Rooting Cuttings of Tropical Trees. Tropical Trees : Propagation and Planting Materials* Vol. 1. Londres : Commonwealth Science Council.
- Tchoundjeu Z. 1996. Vegetative propagation of Sahelian agroforestry tree species : *Prosopis africana* and *Bauhinia rufescens*. In : Dieters MJ, Nikles DG, Harwood CE and Walker SM (eds) *Tree Improvement for Sustainable Tropical Forestry*. Proceedings QFRI-IUFRO Conference, Caloundra, Queensland, Australia : 27 October-1 November 1996.



Le bouturage - Travaux pratiques

Objectifs

Les travaux pratiques ont un double objectif : permettre aux stagiaires de constater les effets des auxines sur l'enracinement des boutures et leur apprendre à utiliser un bac de bouturage sans nébulisateur pour faire prendre les boutures.

Les stagiaires devraient travailler en groupes de trois ou quatre. Chaque groupe devrait avoir l'occasion d'aider à construire un bac de bouturage en matière plastique et d'appliquer différentes hormones radicigènes aux boutures.

Matériel nécessaire

Pour ces travaux pratiques, on aura besoin des outils et du matériel suivants :

- Des bacs de bouturage contenant différents types de substrat : sable, gravillon, sciure de bois, etc.
- Des petits conteneurs renfermant des poudres radicigènes à diverses concentrations. Par exemple : AIB 0,1 %, 0,3 %, 0,8 %. D'autres produits, si disponibles (AIA, par exemple).
- De grands sacs plastique pour la collecte des boutures.
- Une glacière et des blocs de glace pour conserver les boutures si on ne s'en sert pas tout de suite.
- Une petite bouteille d'alcool éthylique ou d'alcool à brûler à 80 % pour désinfecter les outils.
- Un vaporisateur pour chaque groupe.
- Un compas et une règle pour mesurer les boutures avant de les planter.
- Des étiquettes et des fiches d'évaluation.
- Un choix de plantes-mères d'essences agroforestières. Des plantules ou des plantes recépées présentant des pousses de 30 cm environ feront l'affaire.

Travaux pratiques

Construire un bac de bouturage en matière plastique

On ne cherchera pas à construire un bac de bouturage perfectionné. Le but recherché est de permettre aux stagiaires de placer le substrat dans le bac pour qu'ils puissent comprendre le fonctionnement du système et aussi pour qu'ils puissent se rendre compte par eux-mêmes des éventuelles difficultés. La construction du bac de bouturage se déroulera comme indiqué ci-après.

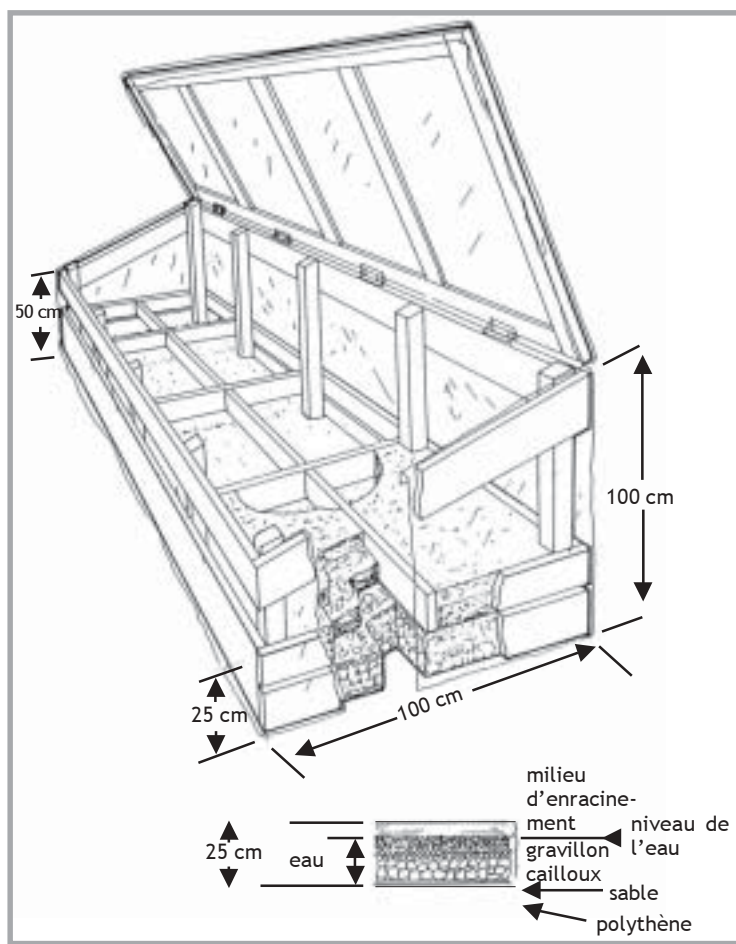


Figure 3-2. Représentation schématique d'un bac de bouturage sans nébulisateur (Longman, 1993)

Pour construire un bac de bouturage ayant pour dimensions 1 m x 3 m x 1 m, il faudra comme matériel :

1. Un châssis en bois, de préférence d'une essence durable et résistante aux termites, surtout pour ce qui concerne les parties qui reposeront sur le sol. A défaut, on traitera le bois à l'aide d'un vernis protecteur. Il faudra veiller, toutefois, à ce que ce vernis n'empoisonne pas les boutures. Il faudra environ 8 mètres de section 250 x 25 mm, 10 mètres de section 50 x 50 mm et 32 mètres de section 50 x 25 mm.
2. Une feuille de polyéthylène de bonne qualité, de 10 mètres de long sur 2 mètres de large.
3. 0,5 m³ de blocs de ciment ou de pierres concassés (30-120 mm), 0,25 m³ de gravillon (5-10 mm), 0,25 m³ de sable grossier.
4. Matériaux d'assemblage : clous, agrafeuse et punaises pour joindre et fixer les feuilles de polyéthylène; charnières, vis et pinces de fixation pour assurer la fermeture du couvercle.
5. Une double feuille de polyéthylène parfaitement étanche servira à couvrir le fond du bac. Cette feuille ne devra pas être trop tendue, pour pouvoir supporter sans stress le poids des matériaux de remplissage et de l'eau de drainage.
6. L'axe longitudinal du bac sera orienté Est-Ouest. Il faut absolument niveler le sol et répandre du sable sur le fond pour empêcher que la feuille de polyéthylène ne soit percée ou distendue

par les cailloux. On s'assurera à l'aide d'un niveau que le bac est bien horizontal, parce qu'il ne faudrait pas qu'un compartiment reçoive davantage d'eau que les autres.

7. Dans un coin du bac, on placera à la verticale un morceau de tuyau en plastique ou, à défaut, un morceau de bambou (de 25 à 30 cm de long et de 5 cm de diamètre environ) pour pouvoir vérifier facilement le niveau de l'eau et en rajouter si nécessaire sans pour autant noyer le milieu d'enracinement.
8. Tous les matériaux inertes utilisés pour le drainage devront être soigneusement lavés avant usage. Par ailleurs, on joindra les feuilles de polyéthylène par un double joint chevauchant pour maintenir une humidité élevée à l'intérieur du bac de bouturage.
9. On ajoutera les différentes couches de substrat avec soin pour ne pas endommager la feuille de polyéthylène : une mince couche de sable de rivière, une épaisse couche de cailloux, une épaisse couche de gravillon, une mince couche de sable (représentant une épaisseur totale de 15 à 25 cm). On ajoutera ensuite de l'eau jusqu'à ce que la couche de drainage soit saturée.
10. On ajoutera enfin le milieu d'enracinement sur le dessus (environ 10 cm d'épaisseur). Il devra être humide sans être détrempé, pour que les boutures puissent prospérer.

L'entretien consistera à vérifier périodiquement le niveau d'eau (une fois par semaine). On ajoutera de l'eau, si nécessaire, à l'aide d'un tuyau en plastique. On nettoiera régulièrement l'extérieur du bac pour que la lumière puisse pénétrer à l'intérieur. Toute brèche dans la feuille de polyéthylène devra être colmatée à l'aide de ruban adhésif pour que l'humidité ne s'échappe pas.

La collecte et la préparation des boutures

1. Tailler les feuilles des pousses choisies avant de couper celles-ci de la plante-mère, et enlever les bourgeons et les feuilles terminales s'ils sont trop mous.
2. Placer les pousses sans tarder dans des sacs de polyéthylène dûment étiquetés, indiquant le nom de l'espèce et le numéro du clone, et contenant du papier ou un autre matériau humide. Faute de matériau humide, on humidifiera l'intérieur du sac à l'aide d'un vaporisateur. Le sac doit toujours être clos.
3. Pour éviter que les boutures ne se réchauffent durant le transport, on les mettra dans une glacière, en évitant cependant tout contact direct avec les éléments du système de refroidissement.
4. Dans la pépinière, on placera les pousses dans un seau d'eau ou on les aspergera d'eau fréquemment jusqu'à ce qu'elles soient plantées.
5. A l'aide d'un couteau bien aiguisé ou d'un sécateur on prélèvera des boutures à un ou deux nœuds. On coupera la base à angle droit. On évitera de couper la base en biais pour que les racines ne poussent pas que d'un seul côté.

6. On plongera la base de la bouture (0,5-1 cm) dans une poudre d'enracinement appropriée. Chaque stagiaire devra pouvoir planter 3 à 4 boutures pour chaque traitement, par exemple : bouture témoin (aucun traitement), 0,1 % AIB, 0,3 % AIB, 0,8 % AIB.
7. On placera la bouture dans un trou qui aura été préparé à cet effet dans le substrat, jusqu'à 2 à 3 cm de profondeur, pas plus. On veillera à ce que les feuilles soient bien dégagées et on tassera le substrat autour de la bouture avec deux doigts.
8. On mentionnera sur l'étiquette : le nom de l'espèce, le numéro du clone, la date de plantation et les traitements. Ces renseignements seront portés sur la fiche d'évaluation.
9. On pulvérisera les boutures avant de refermer hermétiquement le couvercle du bac de bouturage.



Le greffage

Axes de formation

Objectifs de l'enseignement dispensé

A la fin de l'unité sur le greffage, les participants pourront :

- Enumérer et expliquer les principales raisons de greffer des essences agroforestières
- Expliquer quelques-uns des processus physiologiques du greffage et indiquer dans quelles conditions le greffage peut réussir
- Enumérer et décrire les techniques de greffage les plus courantes
- Pratiquer le greffage sur quelques essences agroforestières

Méthodes d'enseignement

L'unité comporte un exposé théorique de 60 à 90 minutes, étayé par du matériel audio-visuel. Cet exposé sera suivi par des travaux pratiques d'une durée de 4 heures, comprenant des démonstrations.

Supports pédagogiques

L'exposé théorique sera étayé par des notes de cours. Les supports de formation nécessaires pour les travaux pratiques et les démonstrations sont indiqués dans la section consacrée aux travaux pratiques.

Résumé de l'unité

Le greffage est l'une des méthodes de multiplication végétative les plus complexes et les plus laborieuses. Il consiste à unir la tige d'une plante avec les racines d'une autre pour former une nouvelle plante. Si la tige de la plante est réduite à un seul bourgeon, on parle alors d'écussonnage.

Comme toute autre méthode de multiplication végétative, le greffage et l'écussonnage se justifient par de multiples raisons. Les principales raisons sont les

suivantes : pour multiplier des essences qui ne peuvent pas facilement l'être par la reproduction sexuée ou par d'autres méthodes de reproduction asexuée, pour remplacer le système racinaire d'un arbre par un meilleur système, pour raccourcir le temps nécessaire à un arbre pour parvenir à maturité (floraison, fructification), pour réparer les dommages causés à des arbres âgés ou pour les rajeunir par du matériel jeune et amélioré.

Au cours de la greffe, le matériel végétal prélevé sur la tige et les racines prélevées par ailleurs sont joints de telle manière que les nouvelles cellules résultant de la cicatrisation de la plaie finissent par s'unir pour produire de nouveaux tissus qui permettront à la plante greffée de croître et de se développer normalement.

Avant le greffage ou l'écussonnage, il faudra s'assurer que les matériels végétaux que l'on veut unir sont compatibles et il faudra aussi prendre en considération leur âge physiologique. Le succès de l'opération dépendra en outre d'un certain nombre d'autres facteurs (humidité, température, surface de contact entre porte-greffe et greffon, mesures d'hygiène, etc.).

Les techniques de greffage les plus couramment employées pour les essences agroforestières sont : la greffe terminale en fente, la greffe à l'anglaise simple, la greffe à l'anglaise double et la greffe par approche. Les techniques d'écussonnage les plus courantes sont l'écussonnage en T, ou greffe en écusson, et l'écussonnage en plaque.

Lectures recommandées

Pour mieux comprendre cette unité, on consultera avec profit les ouvrages suivants :

- Edmond JB, Senn TL, Andrews FS and Halfacre RG. 1975. *Fundamentals of horticulture*. USA: McGraw-Hill, Inc.
- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT and Geneve RL. 1997. *Plant propagation : Principles and practices*. 6th ed. New Jersey, USA: Prentice Hall.
- Macdonald B. 1986. *Practical woody plant propagation for nursery growers*. Oregon: Timber Press.
- Mudge KW, Mwaka A, Isutsa D, Musoke R, Foster D and Ngoda BJM. 1992. *Plant propagation - a teaching resource packet*. USA: Cornell University.



Le greffage : principes et techniques

Hannah Jaenicke—World Agroforestry Centre

Introduction

La pratique de la greffe, qui consiste à combiner plusieurs plantes, remonte à l'antiquité. La littérature ancienne, chinoise et gréco-romaine, en fait mention, ainsi que la Bible. Au début du XIXe siècle, plus d'une centaine de méthodes avaient déjà été répertoriées (Thouin, 1821).

Au départ, la greffe ne se pratiquait que sur les espèces d'arbres importantes pour des raisons économiques ou culturelles, notamment l'olivier et les agrumes sur le pourtour de la Méditerranée, du temps des Grecs et des Romains. Par la suite, cette pratique s'est étendue aux plantes ornementales, comme les rosiers, puis aux nombreuses espèces exotiques ramenées des contrées lointaines pour embellir les jardins d'Europe. Dans les régions tropicales, la greffe ne se pratique que sur un petit nombre d'espèces commerciales (manguier, citrus, hévéa, avocatier). Or le greffage est aussi une option viable pour domestiquer certaines essences agroforestières jusqu'à présent sous-exploitées.

Rappelons que le greffage est une méthode de multiplication végétative ardue exigeant un personnel non seulement qualifié mais également expérimenté, si l'on veut obtenir des résultats probants et satisfaisants.

Définitions

Pour bien comprendre les techniques de greffage et d'écussonnage, leur fonctionnement et leurs principes, il faut tout d'abord assimiler les définitions qui suivent.

- Greffage : technique consistant à rapprocher deux morceaux de matériel végétal vivant pour qu'ils puissent s'unir et former une plante bien constituée.
- Greffon : partie aérienne de l'arbre, qui formera la couronne de la nouvelle plante. Cette partie de l'arbre renferme les bourgeons dormants dont on veut multiplier les caractères convoités.
- Ecussonnage, ou greffe d'yeux : technique de greffage particulière où le greffon peut être constitué de plusieurs bourgeons. C'est une technique plus rentable puisqu'elle permet de produire davantage de greffons à partir d'une seule plante-mère.
- Porte-greffe : la partie souterraine de la plante ou sa partie inférieure, y compris, dans certains cas, une partie de la tige et quelques branches, qui fournira le système racinaire de la nouvelle plante. Il se peut que cette partie de la plante contienne aussi des bourgeons dormants, mais il faudra les empêcher de se développer sur la nouvelle plante car ils formeraient des drageons ne possédant pas les caractères désirés que l'on souhaite multiplier.

- Cambium vasculaire : mince couche de cellules méristématiques comprise entre l'écorce (phloème) et le bois (xylème). Les cellules méristématiques produisent, par division cellulaire, de nouvelles cellules susceptibles de se différencier pour former de nouveaux tissus et de nouveaux organes.
- Cal : bourrelet de cellules indifférenciées qui se forme autour d'une plaie. En cas de greffe, le cal se forme à la soudure entre le greffon et le porte-greffe. A partir des cellules du cal de nouveaux tissus vasculaires se constitueront pour permettre au greffon et au porte-greffe de fonctionner comme une seule plante.

L'intérêt du greffage et de l'écussonnage

Les raisons suivantes peuvent inciter à greffer des essences agroforestières :

- Multiplier un ligneux qui ne peut l'être par la reproduction sexuée ou par d'autres méthodes de reproduction asexuée
- Obtenir un ligneux combinant les caractères désirables d'un ligneux donné et le système racinaire d'un autre
- Réduire le temps nécessaire au ligneux pour parvenir à maturité (floraison, fructification, production de graines)
- Régénérer de vieux arbres à l'aide de matériel végétal jeune et amélioré provenant d'autres arbres
- Réparer les dommages causés à certaines parties de l'arbre
- Détecter les maladies virales

La multiplication

Bon nombre d'essences tropicales sont difficiles à multiplier à partir de boutures de tiges ou de racines. Les programmes de domestication des ligneux, qui visent à s'approprier la supériorité génétique qui s'exprime chez les arbres matures, se rabattent alors sur le greffage pour rajeunir ou revigorer le matériel végétal désiré. Un greffon prélevé sur l'arbre choisi est greffé sur un porte-greffe vigoureux. Les pousses de cette nouvelle plante peuvent raciner ou, en cas d'inhibition de l'enracinement, être greffées sur un nouveau porte-greffe. Comme le montre la figure 4-1, il faut parfois répéter l'opération à plusieurs reprises avant d'obtenir un résultat satisfaisant (Siniscalco and Pavolettoni, 1988).

Le porte-greffe

Il arrive souvent qu'un cultivar intéressant soit dépourvu, dans sa partie souterraine, des qualités souhaitables, que l'on peut par ailleurs trouver sur un autre cultivar ou sur une autre provenance. Par exemple, certains clones sont tolérants voire résistants à la sécheresse, à la salinité ou aux agents pathogènes présents dans le sol. Ces clones peuvent servir de porte-greffe à d'autres individus possédant, dans leur partie aérienne, les propriétés voulues, comme par exemple la qualité de leurs fruits.

Chez certaines espèces, notamment les citrus, le porte-greffe joue parfois un rôle dans la qualité du fruit. Il peut aussi influencer sur la vigueur de la nouvelle plante. Ces facteurs comptent sur le plan commercial. Pour de nombreux arbres fruitiers, on a mis au point des porte-greffes nanisants.

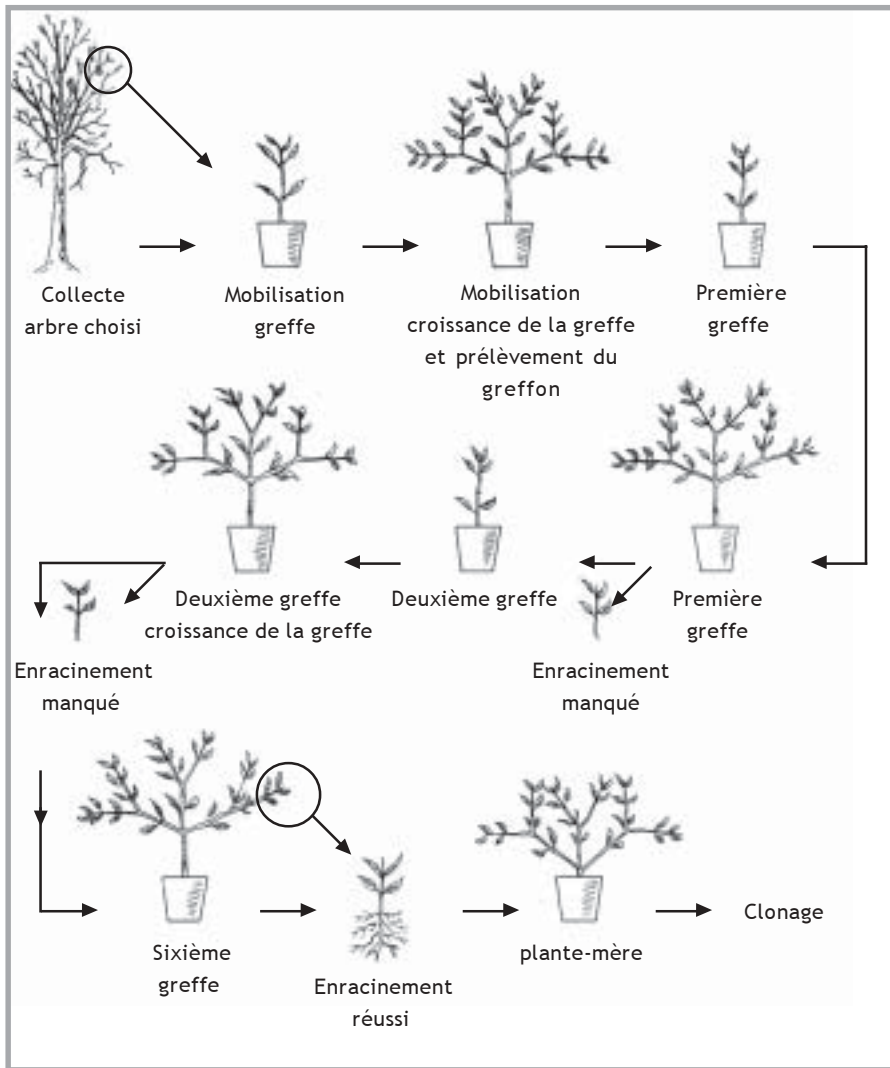


Figure 4-1. Rajeunissement par greffage répété d'un *Eucalyptus x trabutii* âgé de dix ans sur un jeune sujet. Six greffes successives ont été nécessaires pour obtenir des greffons matures utilisables comme boutures et pouvant raciner (Siniscalco and Pavolettoni, 1988).

La maturation

La multiplication végétative accélère généralement la maturation des plantes. Il en va ainsi des boutures provenant d'arbres matures ou encore du marcottage aérien. Le greffage d'un greffon mature sur un porte-greffe jeune et vigoureux produit le même effet, avec souvent plus de succès. Le greffage présente un avantage supplémentaire, à savoir que la maturation des jeunes plantules, provenant d'un programme de sélection par exemple, peut être considérablement accélérée si on les greffe sur un porte-greffe mature et bien installé.

Le rajeunissement

Un ligneux mature d'une espèce non améliorée peut être bonifié par le greffage de greffons d'une variété améliorée. On citera en exemple les manguiers et les citrus, qui, parce qu'ils proviennent le plus souvent de semences, n'ont pas la qualité désirée. Le greffage, par greffe terminale, de greffons de matériel amélioré sur des ligneux bien installés peut ainsi s'avérer bénéfique sur le plan économique.

Chez les plantes dioïques, c'est-à-dire celles dont les gamètes mâles et femelles se trouvent sur des plantes différentes, un problème bien connu des producteurs est le rapport parfois défavorable entre le nombre d'arbres mâles et le nombre d'arbres femelles. Un arbre mâle improductif peut être changé en arbre femelle par greffage de greffons d'une plante-mère femelle sur la tige mâle. Au cas où l'on viendrait à manquer de pollinisateurs (par exemple après l'abattage des arbres mâles improductifs), on pourra toujours insérer dans la couronne d'un arbre femelle un greffon d'un arbre mâle.

Une autre possibilité, particulièrement intéressante pour les exploitants agricoles qui doivent travailler sur de très petites parcelles, est le greffage de plusieurs variétés distinctes de la même espèce sur le même porte-greffe. On peut ainsi cueillir sur le même arbre des variétés précoces et des variétés tardives.

Réparation des dégâts

Il arrive que les racines ou le tronc d'un arbre soient gravement endommagés par des animaux vagabonds ou par la sécheresse. Si l'on estime que l'arbre mérite d'être sauvé, on peut réparer les dégâts en pratiquant une greffe en pont.

Dépistage des maladies virales

Chez certaines espèces importantes sur le plan commercial, comme par exemple les citrus, les maladies virales constituent un grave problème. Si l'on soupçonne que la plante-mère est infectée, on peut prélever sur elle un bourgeon que l'on insérera dans une plante indicatrice saine hautement sensible à la maladie. Si cette plante indicatrice montre les symptômes de la maladie, on saura alors comment éviter que le virus ne se propage.

Physiologie

La greffe peut se concevoir comme la cicatrisation d'une plaie dans laquelle on insère un morceau d'une autre plante. Sur le plan physiologique, le processus est identique : division rapide des cellules méristématiques, suivie d'une différenciation de ces cellules, qui reconstituent les organes endommagés. Une plante bien greffée possède non seulement la stabilité physique d'une plante intègre mais aussi la même autonomie de fonctionnement dès lors que les cellules du phloème et les cellules du xylème s'unissent.

La cicatrisation

La greffe se cicatrise comme suit :

- Alignement des cambiums vasculaires. La personne qui pratique la greffe place le greffon récemment sectionné en contact direct avec le porte-greffe, qui aura aussi été fraîchement coupé. Il est impératif que les cambiums des deux plantes se touchent.
- Cicatrisation de la plaie. Les cellules endommagées par la coupure exsudent une matière nécrotique noire.
- Formation du cal. La couche suivante de cellules cambiales, qui n'a pas été endommagée, produit un grand nombre de cellules parenchymateuses (tissulaires) qui forment un cal, lequel assure le lien mécanique entre le greffon et le porte-greffe.
- Formation du cambium. Certaines cellules du cal s'alignent sur le cambium du greffon et du porte-greffe et se transforment en cellules cambiales.
- Formation du tissu vasculaire. Les nouvelles cellules cambiales forment des cellules secondaires de phloème et de xylème, établissant ainsi une liaison vasculaire ferme entre les deux plantes.

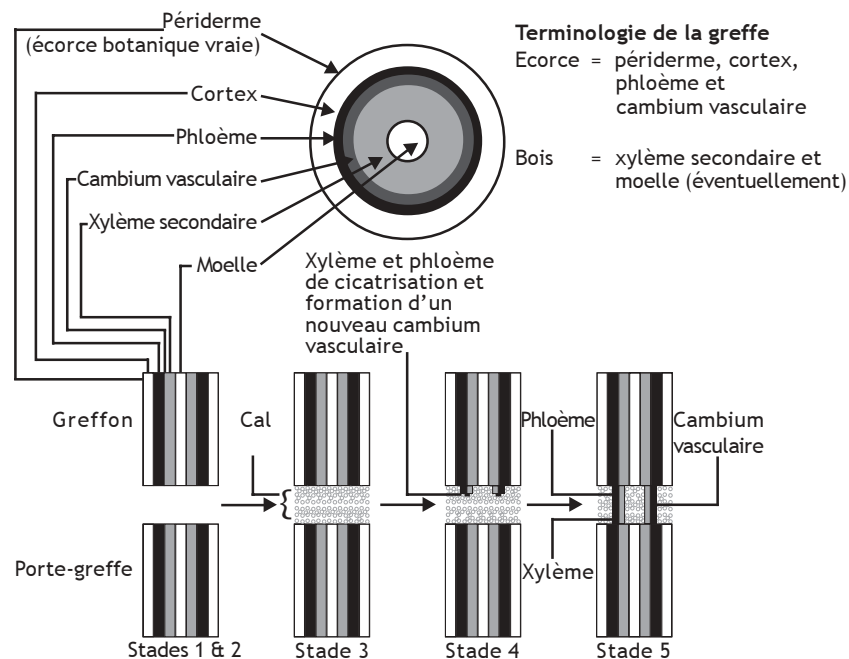


Figure 4-2. En haut : terminologie de la greffe (écorce, bois, tissu) et coupe transversale schématique d'une tige d'une jeune plante ligneuse. En bas : coupe longitudinale schématique de la greffe à différents stades.

nouvelles cellules. Les cellules existantes du greffon et du porte-greffe ne changent pas de position et ne s'unissent pas.

Conditions nécessaires à la cicatrisation

Pour que la greffe puisse prendre, plusieurs conditions doivent être réunies.

Les cambiums du greffon et du porte-greffe doivent être étroitement en contact pour que les nouvelles cellules puissent former un système vasculaire secondaire.

Les nouvelles cellules ont une paroi assez mince et ne sont guère protégées contre la dessiccation. Il faudra donc veiller à ce que la greffe soit suffisamment humidifiée. On y parviendra généralement en appliquant sur la greffe un pansement ou de la cire à greffer. Dans le même temps, il faudra assurer à la plante un apport suffisant en oxygène car les nouvelles cellules, en plein développement, ont un métabolisme très élevé. Dans certains cas (par exemple les ceps de vigne), l'application de cire à greffer empêche la greffe de bien prendre, peut-être parce que les tissus de la plante sont suffoqués.

La température ambiante affecte aussi la cicatrisation. Pour la plupart des plantes, la température idéale se situe entre 15 et 30° C ; pour certaines espèces tropicales, elle doit parfois être plus élevée. Au-dessous de cette température, l'activité métabolique est trop faible pour garantir une croissance cellulaire suffisante ; au-dessus, les cellules dépérissent et la greffe échoue.

L'humidité et la température élevées requises pour assurer le succès de la greffe peuvent favoriser l'apparition de bactéries et de champignons. Il est donc indispensable de pratiquer la greffe avec le plus grand soin et dans des conditions d'hygiène irréprochables.

L'activité physiologique du greffon et du porte-greffe peut influencer sur la cicatrisation. Dans les régions tempérées, la plupart des arbres à feuilles caduques doivent être greffés au moment où leur activité métabolique est à son point culminant, alors que le transfert des assimilats est intense. C'est généralement le cas juste avant ou juste après l'éclatement des bourgeons. Pour beaucoup d'espèces tropicales sempervirentes, dont bon nombre fleurissent et fructifient simultanément, il est impossible de discerner un comportement aussi net. Si une sécheresse prolongée a induit la dormance, la période qui précède le début des pluies est sans doute le meilleur moment pour pratiquer la greffe.

Outre ces facteurs exogènes susceptibles d'influer sur le succès de la greffe, il existe des facteurs endogènes propres à chaque espèce et à chaque clone. Certaines espèces se greffent plus facilement que d'autres. On pense que le succès de la greffe est lié à la rapidité avec laquelle se forme le cal et à la vigueur de ce dernier, ou encore à la capacité du cal à aligner exactement les formations cellulaires qui doivent correspondre, en particulier le réticulum endoplasmique des deux partenaires de la greffe (Kollmann, 1992). Chez les espèces qui cicatrisent vite, les nouvelles cellules sont protégées contre la dessiccation et ont donc de meilleures chances de survie que les cellules des plantes chez lesquelles la formation du cal se fait lentement et mal. Une incompatibilité entre les tissus peut aussi être cause d'échec. On reviendra plus tard sur ce dernier point.

Relations entre le porte-greffe et le greffon

Le greffage a notamment pour but de tirer parti de l'influence d'un porte-greffe sur un greffon en termes de résistance aux ravageurs et aux maladies, de croissance ou de développement. Certains porte-greffes sont tolérants ou résistants aux nématodes, aux champignons, aux bactéries, aux virus, à la sécheresse ou à la salinité. Le porte-greffe peut aussi affecter la croissance et le développement de l'arbre, sa maturation, la qualité de ses fruits et sa productivité.

La résistance aux facteurs qui touchent directement le système racinaire est assez facile à comprendre. La constitution génétique de certains cultivars et de certaines variétés ou provenances permet à la plante de survivre et de croître, même dans des conditions défavorables. Ceci peut résulter de certaines propriétés des tissus racinaires : résistance mécanique, inhibiteurs chimiques, grande vigueur, meilleure capacité d'assimilation des éléments nutritifs. Ces propriétés ne disparaissent pas lorsqu'un greffon d'une plante différente est greffé sur le porte-greffe, puisque l'information génétique ne s'en trouve pas modifiée.

Il existe cependant des influences plus complexes qui ne peuvent s'expliquer par de simples phénomènes mécaniques, notamment l'influence du système racinaire sur la croissance, la productivité et la qualité. Diverses explications ont été proposées, mais elles ne sont pas cohérentes et semblent varier selon les espèces. Une explication couramment avancée est que le système vasculaire transporte aussi bien vers le haut que vers le bas les assimilats et les substances de réserve, ainsi que les régulateurs de croissance endogènes et autres substances influant sur la croissance, la floraison ou la fructification. Les cytokinines, qui favorisent la division cellulaire, sont le plus souvent produites par la pointe des racines puis sont acheminées vers le haut. Une influence du système racinaire sur la division cellulaire n'est donc pas inattendue. Par ailleurs, il se peut que la greffe gêne le flux vasculaire et donc la quantité d'eau et de régulateurs de croissance transportée, provoquant une situation de stress léger qui induirait une floraison prolifique. Des expériences à l'appui de cette théorie ont montré qu'une autogreffe, c'est-à-dire le greffage d'un greffon sur son propre système racinaire, augmentait la production de fruits (Hodgson et Cameron, 1935).

On notera que, inversement, le greffon peut avoir une influence sur le porte-greffe. Ces effets sont souvent indésirables, comme par exemple l'infection d'un porte-greffe sensible par un virus transmis par le greffon.

Incompatibilités

Les incompatibilités sont souvent citées comme principaux obstacles à la prise de la greffe. Elles peuvent effectivement se produire et il convient d'en tenir compte (Feucht, 1987). En règle générale, plus les plantes greffées sont proches sur le plan botanique, mieux la greffe devrait prendre. Le greffage au sein d'un clone consiste à greffer un greffon sur la plante dont il est issu ou sur une autre plante provenant du même clone ; ce type de greffe donne généralement de bons résultats.

Le greffage entre clones d'une même espèce, par exemple *Mangifera indica* variété cultivée 'Kent' sur *Mangifera indica* race indigène, est aussi considéré comme une pratique normale ; ce type de greffe réussit dans la plupart des cas. Néanmoins, des réactions d'incompatibilité ont parfois été observées au sein de certaines espèces.

Le greffage entre espèces d'un même genre réussit à l'occasion, mais se solde souvent par un échec. Dans les régions tempérées, on pratique couramment la greffe d'amandiers, d'abricotiers et de pruniers (*Prunus amygdalina*, *P. armeniaca* et *P. domestica*, respectivement) sur des pêchers (*P. persica*). On ne peut pas, en revanche, pratiquer de greffes entre amandiers et abricotiers. Toute espèce appartenant au genre *Citrus* peut être greffée sur une autre espèce du même genre.

Le greffage entre genres d'une même famille réussit rarement. On citera, parmi les réussites, le greffage de l'oranger à feuille trifolié (*Poncirus trifoliata*) utilisé commercialement comme porte-greffe nantisant pour l'oranger (*Citrus sinensis*).

Le greffage entre familles n'a abouti jusqu'ici que dans certaines expériences isolées et surtout avec des plantes annuelles sur lesquelles les incompatibilités n'apparaissent que tardivement. Un exemple qui mérite d'être cité, et qui nous a beaucoup aidé à comprendre la manière dont une greffe prend, est le greffage de *Vicia Faba* sur *Helianthus annuus* utilisé comme porte-greffe (Hollmann, 1992).

Les symptômes d'incompatibilité n'apparaissent pas forcément tout de suite ; ils ne se manifestent parfois que des années après la greffe. C'est ainsi que, sous l'effet d'une tempête, un tronc d'arbre se brisera à l'endroit précis où il a été greffé. Les symptômes d'incompatibilité les plus courants sont les suivants :

- Echec total de la greffe, qui ne prend pas.
- Défoliation précoce des plantes à feuilles caduques, déclin de la croissance végétative, dépérissement des pousses et mauvais état de santé général.
- Mort prématurée des arbres après quelques années ou mort dans la pépinière.
- Différences de croissance ou de vigueur marquées entre le greffon et le porte-greffe, avec surcroissance de la partie située au-dessus ou au-dessous de la greffe, ou au point de jonction.
- Différences de comportement entre le greffon et le porte-greffe lors du redémarrage de la croissance après une période de dormance due à la sécheresse ou à des températures anormalement basses.
- Rupture nette entre les deux partenaires de la greffe au point de jonction.

Sauf rupture totale, les symptômes décrits ci-dessus, s'ils ne concernent que des cas isolés, ne sont pas nécessairement le signe d'une incompatibilité. On peut parfois contourner la difficulté en recourant à un troisième cultivar mutuellement compatible, appelé sujet intermédiaire, que

L'on insère entre le porte-greffe et le greffon. Ce sujet intermédiaire relie les deux partenaires de la greffe sans les empêcher d'exprimer leurs caractères respectifs.

Les différents types de greffe

La greffe terminale

La greffe terminale est la méthode de greffage la plus répandue parce qu'elle est simple et qu'elle donne de bons résultats tant avec les jeunes plantes qu'avec les arbres matures. On emploie souvent la greffe terminal en couronne sur de vieux arbres, car cette technique fonctionne avec des greffons beaucoup plus fins que le porte-greffe. Pour greffer de vieux arbres, on procède généralement en insérant deux greffons de petite taille de chaque côté de la fente. Il importe alors que les greffons soient coupés de telle manière que la partie en forme de coin soit légèrement plus large que la fente du porte-greffe dont la circonférence extérieure est plus grande.



Figure 4-3. Greffe terminale en fente (Mudge et al., 1992)

La greffe à l'anglaise simple et la greffe à l'anglaise double

La greffe à l'anglaise simple consiste à lier ensemble un greffon et un porte-greffe coupés obliquement. C'est une méthode simple mais qui exige une certaine pratique car il faut que les deux faces, celle du greffon et celle du porte-greffe, aient la même inclinaison et correspondent exactement. Lorsqu'on ligature les deux morceaux, il faut veiller à ce qu'ils restent bien en place. Cette méthode est idéale pour les plantes dont la tige renferme beaucoup de moelle.

La greffe à l'anglaise double est une version plus sûre de la greffe à l'anglaise simple. Elle consiste à pratiquer une seconde entaille verticale peu profonde aux deux tiers de la première coupure en partant de la pointe, sur le greffon et sur le porte-greffe. Les languettes du greffon et

du porte-greffe sont ensuite imbriquées et la greffe ligaturée. Ce type de greffe présente un double avantage : d'une part, il permet de mettre en regard un plus grand nombre de cellules cambiales et, d'autre part, il permet d'attacher le greffon plus fermement sur le porte-greffe. Cette méthode n'est praticable que sur du matériel végétal encore maléable, c'est pourquoi elle est souvent employée sur de jeunes plantes encore peu lignifiées.

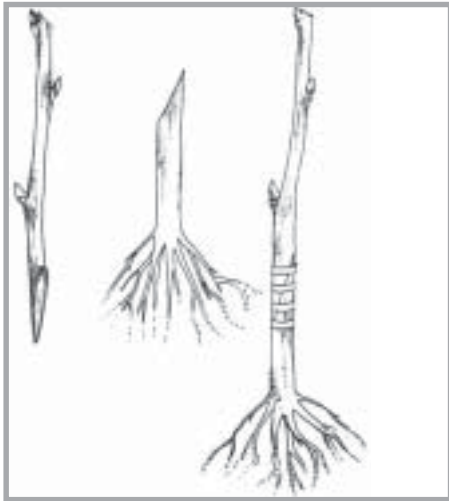


Figure 4-4. Greffe à l'anglaise simple (MacDonald, 1996)

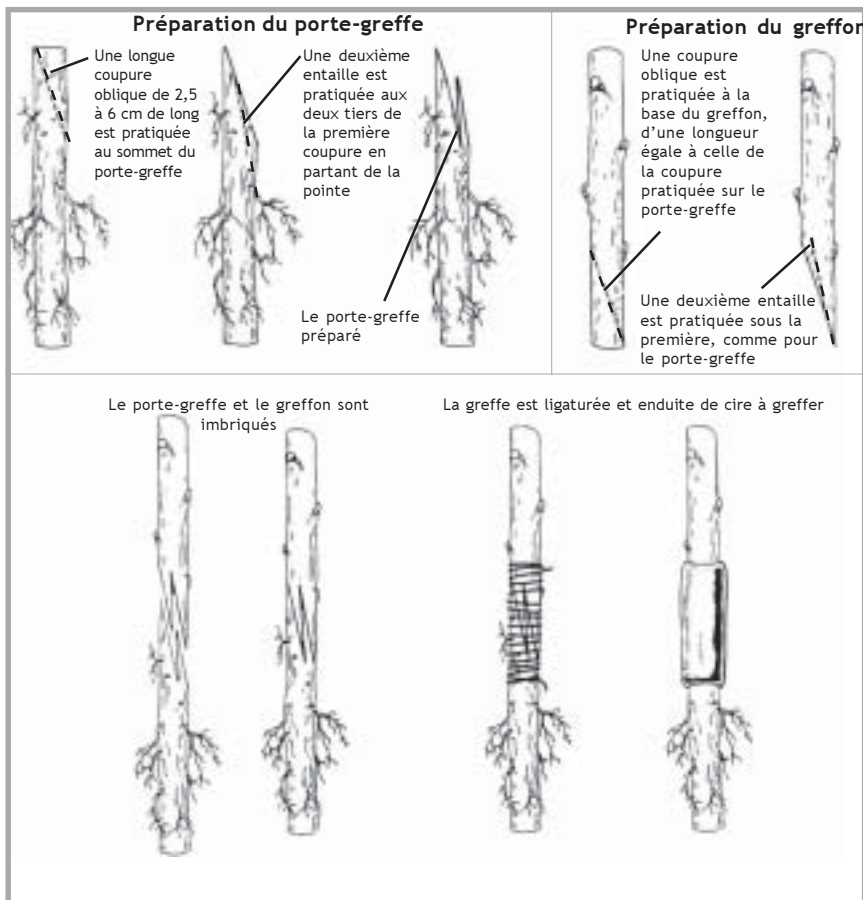


Figure 4-5. Greffe à l'anglaise double (Hartmann et al., 1997)

Greffe par approche

Ce type de greffe convient aux combinaisons difficiles. Le greffon comme le porte-greffe restent intacts jusqu'à ce que la greffe ait bien pris. Ceci leur permet de se servir de leur propre système vasculaire pour assimiler et absorber l'eau.

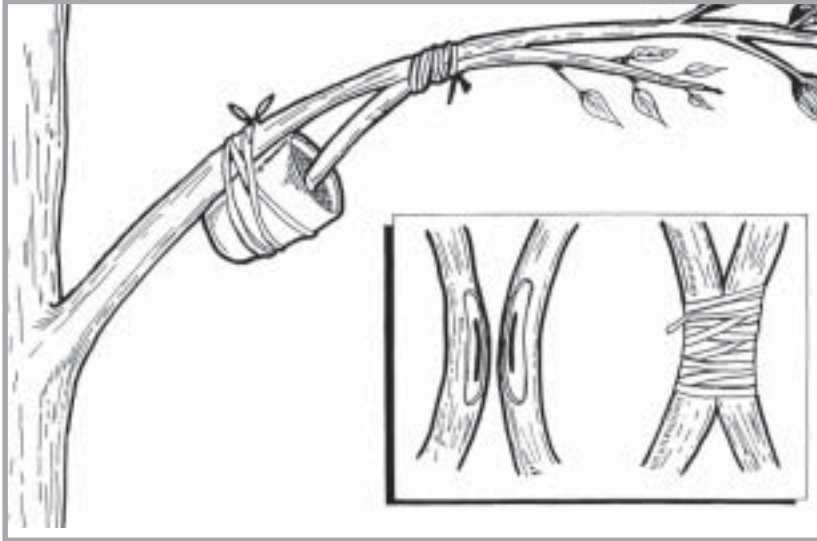


Figure 4-6. Greffe par approche (Mudge et al., 1992)

Écussonnage en T ou greffe en écusson

L'écussonnage doit en général se faire lorsque l'écorce se détache facilement du greffon et du porte-greffe, en période d'activité métabolique intense. L'écussonnage en T est surtout pratiqué pour la multiplication des arbres fruitiers (citrus). Il se pratique généralement sur de petits plants de pépinière d'environ 6 à 25 mm de diamètre, en période de croissance active, de sorte que l'écorce se détache facilement du bois.

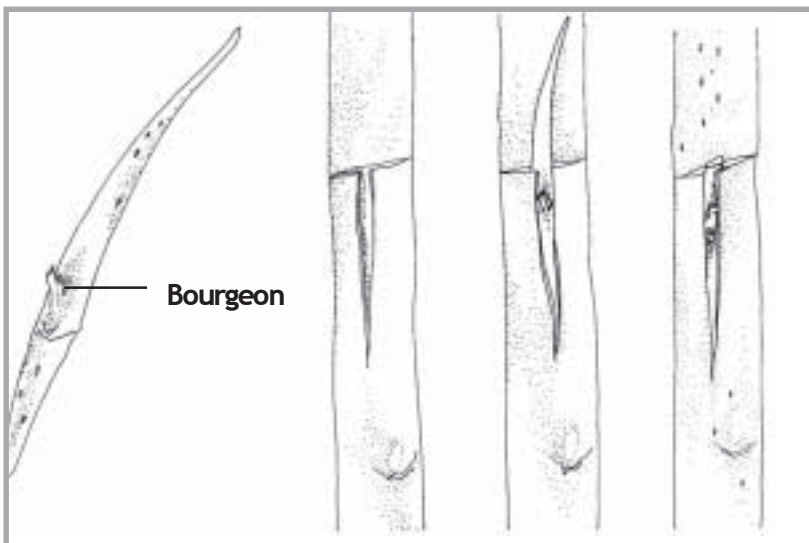


Figure 4-7. Écussonnage en T (MacDonald, 1986)

Ecussonnage en plaque

Cette méthode est largement employée pour les essences tropicales à écorce épaisse, comme l'hévéa. Elle peut être pratiquée sur des plantes-mères ayant jusqu'à 10 cm de diamètre.

Un rectangle d'écorce est découpé sur le porte-greffe, le plus souvent à l'aide d'un couteau spécial à deux lames. Un rectangle d'écorce d'égales dimensions portant un bourgeon est prélevé sur le donneur et fixé sur le porte-greffe à l'endroit préparé à cet effet.

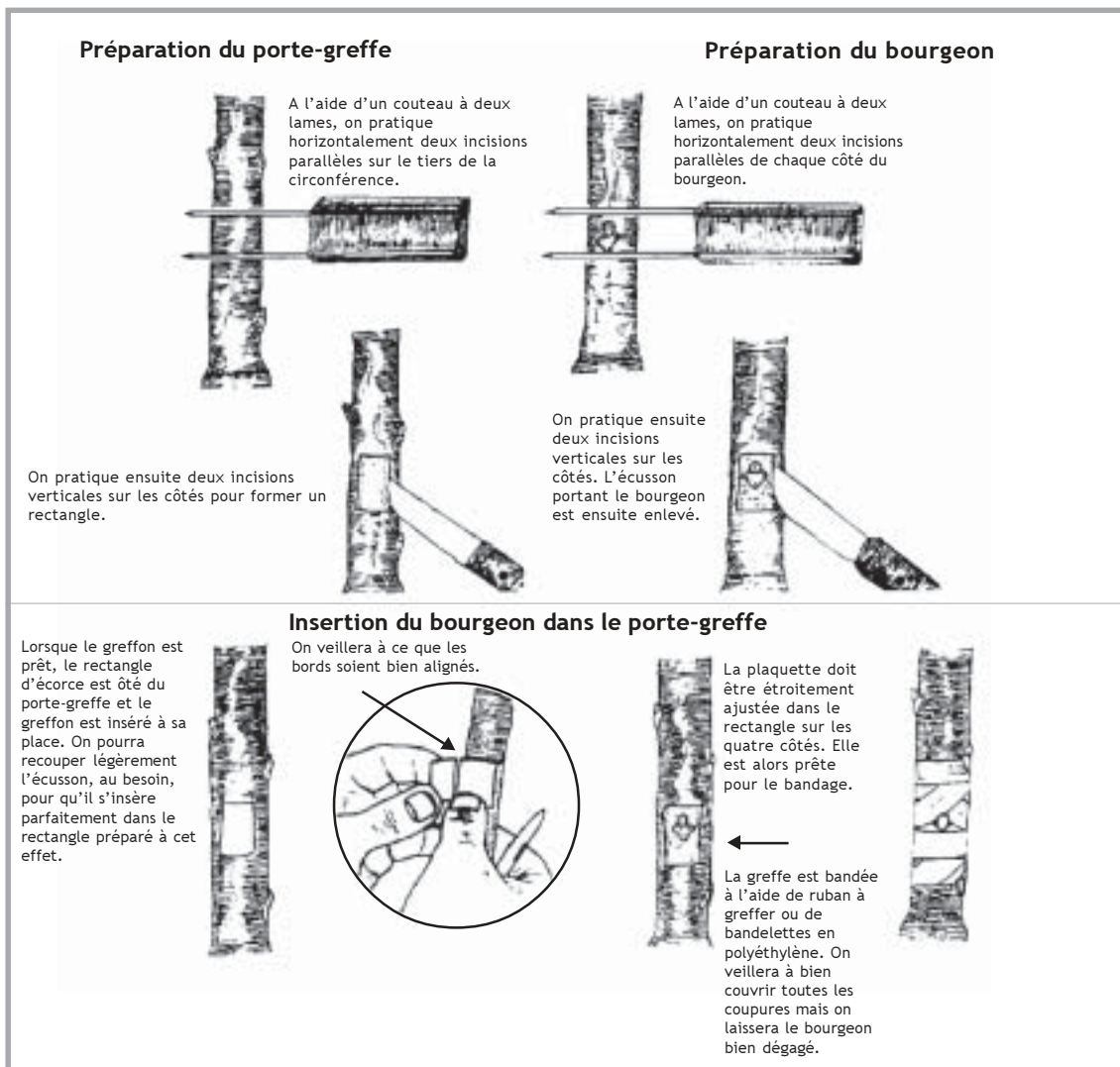


Figure 4-8. Ecussonnage en plaque (Hartmann et al., 1997)

Bibliographie

- Feucht W. 1987. Graft incompatibility of tree crops : An overview of the present scientific status. *Acta Horticulturae*. 227:33-41.
- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT and Geneve RL. 1997. *Plant Propagation. Principles and Practices*. 6th ed. New Jersey: Prentice Hall.
- Hodgson RW and Cameron SH. 1935. On bud union effect in citrus. *California Citroenesia* 20(12):370. (cité in Hartmann et al., 1997).
- Kollmann R. 1992. Zellkommunikation bei Transplantationen an Pflanzen. *Biologie in unserer Zeit*. 22 (5). 264-273.
- Siniscalco C. and Pavolettoni L. 1988. Rejuvenation of Eucalyptus X trabutii by successive grafting. *Acta Horticulturae* 227:98-100.
- Thouin A. 1821. Monographie des greffes, ou description technique. Royal Horticultural Society Library (cité in Hartmann et al., 1997).



Le greffage - Travaux pratiques

Objectifs

Les travaux pratiques permettront aux stagiaires d'essayer différents modes de greffage sur diverses essences agroforestières ou plantes ornementales.

Les stagiaires devraient travailler par deux et chaque groupe devrait pratiquer quatre greffes pour chaque mode de greffage décrit dans ce manuel. Il est conseillé d'avoir à proximité des spécimens de greffes réussies, à des fins de comparaison, en particulier si les travaux pratiques ne durent qu'une après-midi, auquel cas les stagiaires ne pourront observer les résultats de leur travail.

Matériel nécessaire

Le matériel et les outils ci-après sont nécessaires :

1. Un couteau à greffer ou à écussonner (greffoir/écussonnoir) de bonne qualité et bien affûté. S'il est vrai que n'importe quel couteau bien aiguisé peut faire l'affaire, à long terme, l'achat d'un greffoir s'avérera rentable par sa durabilité et par la qualité uniforme des entailles. Il existe des greffoirs pour droitiers et pour gauchers. Les écussonnoirs possèdent une lame recourbée et un bec qui permet de soulever la languette d'écorce pour la greffe en T. Il existe aussi des couteaux à deux lames pour la greffe en écusson. Des outils encore plus perfectionnés ont été mis au point pour faciliter l'emboîtement des deux parties de la greffe ; ils permettent de pratiquer sur le porte-greffe une encoche absolument identique à celle pratiquée sur le greffon. Toutefois, ces outils ne fonctionnent bien que si le greffon et le porte-greffe ont à peu près le même diamètre. Sur le matériel ligneux plus tendre, on pourra se servir de scalpels ou de lames de rasoir, qu'il faudra toutefois manier avec une grande prudence.
2. Une pierre à aiguiser de texture fine, pour affûter les greffoirs et les écussonnoirs émoussés au contact de la matière ligneuse.
3. De l'alcool à 90 pour désinfecter les outils.
4. Des sécateurs, des pulvérisateurs et des sacs en plastique pour collecter les greffons.
5. Des glacières et des poches de glace pour conserver les greffons au frais pendant quelque temps.

6. Différents types de pansements pour greffage ou écussonnage (bandelettes de polyéthylène, raphia, bandes de caoutchouc, rubans adhésifs, rubans biodégradables), de 1 cm de large environ.
7. De la cire à greffer ou de la peinture latex blanche pour couvrir la greffe et empêcher la dessiccation des tissus.
8. De petits sacs de polyéthylène transparents (10 x 20 cm) pour couvrir la partie supérieure des greffes pratiquées sur les petites plantules et de la ficelle fine.
9. Un choix de plantules en pots d'essences agroforestières ou de plantes ornementales destinées à fournir les porte-greffe, les greffons et les bourgeons.

Travaux pratiques

Aiguiser les greffoirs et les écussonnoirs

On utilisera une pierre à aiguiser plate et à texture fine. On humectera la pierre avec de l'eau ou, pour obtenir de meilleurs résultats, avec de l'huile diluée dans de la paraffine. La lame du couteau doit former un angle de 30° avec la pierre à aiguiser. On affûtera la lame jusqu'à obtenir un bon tranchant. Si l'on doit aiguiser un couteau déjà très émoussé, on se servira d'abord d'une pierre à texture moyenne puis d'une pierre à texture fine pour parachever. On promènera la lame sur toute la largeur de la pierre pour que la surface de cette dernière reste plate.

Collecter les greffons et le bois de greffe

On collectera, sur un arbre mature, des pousses jeunes et vigoureuses d'environ 20cm de long, dont on ôtera toutes les feuilles et la pointe. On rassemblera toutes ces pousses dans un sachet en plastique dont l'intérieur aura été aspergé d'eau. On apposera sur le sachet une étiquette indiquant clairement le nom de l'espèce et le numéro du cultivar ou du clone et on placera immédiatement le sachet dans une glacière. On pourra aussi, dans le cadre de ces travaux pratiques, prélever du bois de greffe sur des plantules.

La greffe terminale (voir Figure 4-3, page 73)

- a) A l'aide d'un greffoir bien aiguisé, étêter la plantule porte-greffe à l'endroit où son épaisseur est celle d'un crayon, à 20-30 cm du sol ;
- b) Pratiquer une fente de 2,5 cm de profondeur sur le sommet de la tige avec un couteau à lame plate et mince en prenant soin de ne pas fendre la souche en dessous de l'incision ;
- c) Prendre un greffon de la même épaisseur dont on taillera la base en forme de coin effilé, en

veillant à ce que la partie ainsi taillée soit légèrement plus longue que la fente pratiquée sur le porte-greffe. Enfoncer le coin fermement dans la fente, en faisant correspondre les cambiums vasculaires du porte-greffe et du greffon. Pour faciliter la formation du cal, il est important qu'une partie de l'entaille du greffon en « demi-lune » soit visible au-dessus du porte-greffe.

- d) Ligaturer la greffe fermement avec du ruban à greffer ou des bandelettes de polyéthylène, en veillant à ce que le greffon reste bien en place durant l'opération ;
- e) Recouvrir le greffon ainsi qu'une partie du porte-greffe sous la greffe (plusieurs centimètres) d'un sac de polyéthylène transparent dont l'intérieur aura été aspergé d'eau. Serrer fermement autour de la tige. Couper un coin du sac et souffler comme dans un ballon. Faire un noeud et serrer avec de la ficelle. Ce faisant, on augmentera l'humidité et la teneur en CO₂ à l'intérieur du sac et on empêchera qu'il ne se colle au greffon, ce qui pourrait provoquer des infections ;
- f) Placer la plante greffée à l'ombre et bien l'arroser. Enlever périodiquement toutes les pousses latérales qui apparaissent sous la greffe ;
- g) Lorsque le greffon commence à produire des pousses, ventiler graduellement en pratiquant des ouvertures dans le sac, puis ôter le sac.

La greffe à l'anglaise double (voir Figure 4-5, page 74)

- a) A l'aide d'un greffoir bien aiguisé, étêter la plantule porte-greffe à l'endroit où elle a l'épaisseur d'un crayon et à 20-30 cm du sol ;
- b) Couper obliquement le porte-greffe sur 2,5 à 6 cm ;
- c) Pratiquer sur le greffon une coupure identique ;
- d) Sur le porte-greffe et sur le greffon, pratiquer, au tiers de la coupure à partir du sommet, une entaille parallèle à la première et longue de moitié ;
- e) Imbriquer le porte-greffe et le greffon en veillant à ce que les couches cambiales affleurent bien ;
- f) Ligaturer la greffe fermement avec du ruban à greffer ou des bandelettes de polyéthylène, en veillant à ce que le greffon reste bien en place durant l'opération ;
- g) Recouvrir le greffon ainsi qu'une partie du porte-greffe sous la greffe (plusieurs centimètres) d'un sac de polyéthylène transparent dont l'intérieur aura été aspergé d'eau. Serrer fermement autour de la tige. Couper un coin du sac et souffler comme dans un ballon. Faire un noeud et serrer avec de la ficelle. Ce faisant, on augmentera l'humidité et la teneur en CO₂ à l'intérieur du sac et on empêchera qu'il ne se colle au greffon, ce qui pourrait provoquer des infections ;
- h) Placer la plante greffée à l'ombre et bien l'arroser. Enlever périodiquement toutes les pousses latérales qui apparaissent sous la greffe ;
- i) Lorsque le greffon commence à produire des pousses, ventiler graduellement en pratiquant des ouvertures dans le sac, puis ôter le sac.

La greffe par approche (voir Figure 4-6, page 75)

- a) Choisir deux plantules de taille identique ;
- b) Enlever une tranche d'écorce et de bois de 2,5 à 5 cm de long sur les deux tiges, à l'endroit où l'on prévoit de pratiquer la greffe. La coupure doit avoir la même dimension et la même forme sur les deux tiges pour que les couches cambiales puissent affleurer parfaitement. La coupure doit être aussi lisse et plate que possible ;
- c) Ligaturer la greffe, puis appliquer de la cire à greffer ou bander avec du parafilm ;
- d) Protéger les deux plantes et bien les arroser jusqu'à ce que la greffe ait pris ;
- e) Lorsque la greffe a bien pris, ce qui peut prendre plusieurs mois, couper le porte-greffe au-dessus de la greffe et le greffon au-dessous.

La greffe en écusson ou écussonnage en T (voir Figure 4-7, page 75)

- a) Choisir une plantule saine avec une écorce lisse. La greffe en écusson prend mieux si l'écorce se détache facilement du bois ;
- b) Faire une fente verticale sur une partie lisse du porte-greffe, puis une coupure horizontale juste au-dessus pour former un T ;
- c) Soulever l'écorce aux deux coins ;
- d) Effeuillez un petit rameau qui servira de bois à bourgeons en conservant 1cm du pétiole pour pouvoir manipuler plus aisément les bourgeons ;
- e) Découper un bourgeon sur le bois à bourgeons en commençant à 1 cm au-dessous du bourgeon et en finissant 2,5 cm au-dessus. Faire une coupure horizontale au bout et faire glisser l'écusson pour le détacher du bois. L'écusson devrait être aussi mince que possible tout en étant ferme ;
- f) Insérer l'écusson dans le T en le poussant vers le bas sous les bords de l'écorce ;
- g) Assujettir le bourgeon à l'aide de ruban à greffer ou de parafilm, en veillant à ce que le bourgeon demeure apparent ;
- h) Après cicatrisation, couper le porte-greffe au-dessus du bourgeon ;
- i) Enlever toute pousse qui pourrait apparaître au-dessous du bourgeon.

La greffe en écusson ou écussonnage en plaque (voir Figure 4-8, page 76)

- a) Choisir un porte-greffe ayant jusqu'à 10 cm de diamètre dont l'écorce se détache facilement ;
- b) A l'aide d'un couteau à deux lames, pratiquer deux coupures horizontales parallèles d'environ 2,5 cm de longueur ;
- c) Raccorder ces deux coupures par deux autres coupures verticales que l'on fera à l'aide d'un couteau ordinaire et enlever le morceau d'écorce ainsi découpé ;
- d) Prélever sur le bois de greffe un morceau d'écorce identique ;

- e) Faire glisser le bourgeon de côté pour le détacher avec précaution afin que la partie ligneuse du bourgeon ne se casse pas ;
- f) Insérer l'écusson sous forme de plaquette dans le porte-greffe. Il est indispensable que l'écusson tienne exactement dans l'échancrure pratiquée, surtout en haut et en bas, pour que le tissu vasculaire puisse se constituer ;
- g) Ligaturer fermement pour ne pas laisser sous l'écusson des poches d'air qui pourraient le dessécher, en laissant le bourgeon exposé ;
- h) Après cicatrisation, couper le porte-greffe au-dessus du bourgeon ;
- i) Enlever toute pousse qui pourrait apparaître au-dessous du bourgeon.



Le marcottage

Axes de formation

Objectifs de l'enseignement dispensé

A la fin de l'unité sur le marcottage, les participants pourront :

- Enumérer et expliquer différentes techniques de marcottage
- Expliquer les principes du marcottage et indiquer dans quelles conditions cette technique peut réussir
- Pratiquer efficacement le marcottage pour multiplier certaines essences agroforestières

Méthodes d'enseignement

L'unité comporte un exposé théorique de 30 à 45 minutes. Cet exposé sera complété, si possible, par des travaux pratiques ou des démonstrations, d'une durée de 4 heures.

Supports pédagogiques

L'exposé théorique sera étayé par des notes de cours. Le matériel nécessaire pour les travaux pratiques et les démonstrations est indiqué dans la section consacrée aux travaux pratiques.

Résumé de l'unité

Le terme «marcottage» recouvre toutes les méthodes de multiplication qui consistent à laisser des racines se former tandis que la tige est encore attachée à la plante-mère. Ce n'est qu'après la formation des racines que l'on détache la marcotte et qu'on la met en terre.

En horticulture, les techniques de marcottage les plus répandues sont le marcottage aérien, le marcottage par couchage et le marcottage par buttage. Le marcottage aérien joue un rôle important dans la multiplication des arbres fruitiers tropicaux.

Le marcottage est souvent utilisé pour les espèces qui s'enracinent difficilement, car la tige intacte assure une alimentation continue en eau, en éléments nutritifs et en

hormones végétales de l'endroit où se formeront les racines. La déshydratation, problème courant du bouturage, est ainsi évitée, tout comme le lessivage des nutriments, qui se produit souvent dans les bacs de bouturage à nébulisateur. Les marcottières servent pendant des années ; c'est pourquoi il faut observer des conditions d'hygiène rigoureuses pour empêcher la propagation des ravageurs et des maladies, en particulier les nématodes et les virus (voir Unité 2).

Le marcottage par couchage se pratique en général sur des arbustes très ramifiés qui produisent des rameaux longs et flexibles. Les jeunes rameaux sont fléchis et fichés en terre, en formant un U, à environ 15 à 20 cm de la pointe. En saison, les tiges forment des racines sous terre. Pour favoriser l'enracinement, on peut soit inciser les rameaux, soit appliquer des auxines, ou les deux. On laisse généralement les rameaux grandir pendant une ou deux saisons avant de sectionner la partie racinée et de la planter à l'ombre.

Le marcottage aérien peut se pratiquer sur presque toutes les plantes ligneuses. C'est une excellente méthode pour multiplier en petit nombre des arbres de diverses espèces. On opère en pratiquant sur l'écorce des pousses de la saison précédente une incision en anneau sur laquelle on applique deux poignées d'un substrat léger et humide, comme par exemple de la mousse, de la sciure de bois ou de la tourbe de noix de coco. On recouvre l'incision d'un film de matière plastique pour éviter la déshydratation puis d'une feuille d'aluminium pour éviter la surchauffe. On peut aussi appliquer des auxines pour favoriser l'enracinement. Les espèces suivantes sont communément multipliées par marcottage aérien : *Mangifera indica*, *Ficus* spp., *Citrus auriculiformis* et *Persea americana*.

Le marcottage par buttage est pratiqué sur des plantes qui ont été sévèrement rabattues. Les nouvelles pousses doivent être continuellement recouvertes de sol humide, de sciure de bois ou de tout autre substrat léger jusqu'à la moitié de leur hauteur environ. A la fin de la saison, des racines se seront formées à la base des pousses. On pourra alors sectionner ces pousses et les planter.

Lectures recommandées

Pour mieux comprendre cette unité, on consultera avec profit les ouvrages suivants :

- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT and Geneve RL. 1997. *Plant propagation : Principles and practices*. 6th ed. New Jersey, USA: Prentice Hall.
- MacDonald B. 1986. *Practical woody plant propagation for nursery growers*. Oregon, USA: Timber Press.
- Mudge KW, Mwaka A, Isutsa D, Musoke R, Foster D and Ngoda BJM. 1992. *Plant propagation - a teaching resource packet*. USA: Cornell University.



Le marcottage : principes et techniques

Zac Tchoundjeu et Hannah Jaenicke – World Agroforestry Centre

Introduction

Le terme «marcottage» recouvre toutes les méthodes de multiplication qui consistent à laisser des racines se former tandis que la tige est encore attachée à la plante-mère. Ce n'est qu'après la formation des racines que l'on détache la marcotte et qu'on la met en terre.

Le marcottage est souvent utilisé pour les espèces qui s'enracinent difficilement, car la tige intacte assure l'alimentation continue en eau, en éléments nutritifs et en hormones végétales de l'endroit où se formeront les racines. La déshydratation, problème courant du bouturage, est ainsi évitée, tout comme le lessivage des nutriments, qui se produit souvent dans les bacs de bouturage à nébulisateur. Les marcottières servent pendant des années ; c'est pourquoi il faut observer des conditions d'hygiène rigoureuses pour empêcher la propagation des ravageurs et des maladies, en particulier les nématodes et les virus (voir Unité 2). Dans la mesure où le marcottage est souvent pratiqué sur des espèces qui forment difficilement des racines, on peut s'attendre à ce qu'il faille plusieurs mois pour voir apparaître des racines sur la branche marcottée.

En agroforesterie, les techniques de marcottage les plus répandues sont le marcottage aérien, le marcottage par couchage et le marcottage par buttage. Pour les arbres fruitiers tropicaux, le marcottage aérien est la principale technique employée.

Les techniques de marcottage ont été mises au point dans les régions tempérées, où le froid induit une période de dormance. Elles peuvent cependant être adaptées aux régions tropicales, où ce sont les pluies qui sont décisives pour la croissance.

Le marcottage aérien

Le marcottage aérien peut se pratiquer sur presque toutes les plantes ligneuses. C'est une excellente méthode pour multiplier en petit nombre des arbres de diverses espèces. L'incision, pratiquée sur une pousse relativement jeune, conduit à l'accumulation d'hormones végétales radicigènes à l'endroit où elle a été pratiquée, sans gêner pour autant l'alimentation en eau et en nutriments de la pointe de la pousse. On choisira des pousses jeunes et vigoureuses, mais en même temps suffisamment ligneuses pour pouvoir supporter le traitement. Les meilleures pousses sont celles de la saison précédente. Il semble que le développement individuel de la pousse soit plus important que la période de l'année pendant laquelle se pratique le marcottage (Garner et al. 1976).

On choisira soigneusement l'endroit où pratiquer l'incision. La longueur idéale de la pousse au-dessus de l'incision se situe entre 20 et 60 cm. On évitera ainsi de se trouver face à de grosses pousses racinées qui pourraient éprouver ensuite des difficultés d'installation au champ. On ôtera de la pousse un anneau d'écorce de 1 à 5 cm de large en pratiquant deux incisions circulaires et en

enlevant l'écorce entre ces deux incisions. Il est indispensable d'enlever un anneau suffisamment large pour empêcher la formation d'un cal qui fermerait la plaie ; on prendra garde de ne pas endommager la pousse pendant l'opération. On évitera également de couper dans le bois pour ne pas interrompre l'alimentation en eau et augmenter les risques de cassure. Des substances radicigènes, comme par exemple un pralin de poudre d'auxines, peut être appliqué et mélangé, le cas échéant, avec un fongicide.

Deux poignées d'un substrat approprié sont ensuite appliquées tout autour de la plaie. Puis la plaie est enserrée dans du plastique et enveloppée d'une feuille d'aluminium pour préserver l'humidité et empêcher la surchauffe. Un bon substrat doit être léger et suffisamment poreux pour que l'oxygène puisse circuler autour de la plaie, tout en possédant une capacité élevée de rétention d'eau. La mousse, la fibre de noix de coco (coir), la sciure de bois, la vermiculite ou un mélange de sol additionné de l'un quelconque de ces substrats fera l'affaire. On pourra ajouter au substrat un peu de sol prélevé sous un arbre déjà bien installé pour faciliter l'enracinement, en particulier pour les espèces qui ont besoin de microsymbiotes.

Pour améliorer le taux de survie des marcottes racinées, on taillera les feuilles ou on les enlèvera carrément et on raccourcira la pousse quelques jours avant de la séparer de la plante-mère. Dès qu'on prélève la marcotte, on doit la placer dans un conteneur avec de l'eau et la mettre en pot sans tarder. On utilisera pour la mise en pot un mélange léger mais nutritif et on placera la marcotte à l'ombre, de préférence dans de bonnes conditions d'humidité, par exemple dans un bac de bouturage.

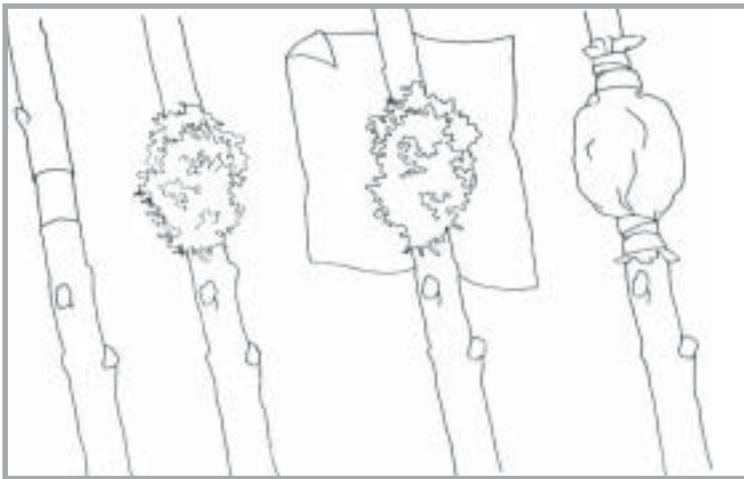


Figure 5-1. Marcottage aérien (MacDonald, 1986)

Les espèces suivantes sont communément multipliées par marcottage aérien : manguiier, *Ficus* spp., *Citrus auriculiformis* et *Persea americana*. Cette méthode convient particulièrement bien pour les régions humides. Elle peut aussi réussir dans des climats plus secs, à condition de prendre bien soin de la marcotte. Comme pour n'importe quelle autre méthode de multiplication végétative, une humidité suffisante est la clef de la réussite. Les marcottes devraient donc être inspectées régulièrement et humidifiées si nécessaire.

Le marcottage par couchage

Le marcottage par couchage se pratique en général sur des arbustes très ramifiés qui produisent des rameaux longs et flexibles après recépage. Les plantes sont recépées à la fin de la période de dormance. Les jeunes rameaux sont ployés pour être fichés en terre à environ 15-20 cm de la pointe de la pousse, formant ainsi un U. Durant la campagne culturale, les rameaux grandiront et formeront des racines à l'endroit où ils auront été enterrés. Pour favoriser l'enracinement on pourra inciser les rameaux et y appliquer des auxines. On laisse généralement les tiges grandir pendant une ou deux saisons avant de sectionner la tige racinée et de la planter à l'ombre. Pour que l'opération réussisse, il importe que le substrat utilisé pour le marcottage reste humide en permanence, sans pour autant être engorgé, et d'éviter les maladies véhiculées par le sol.

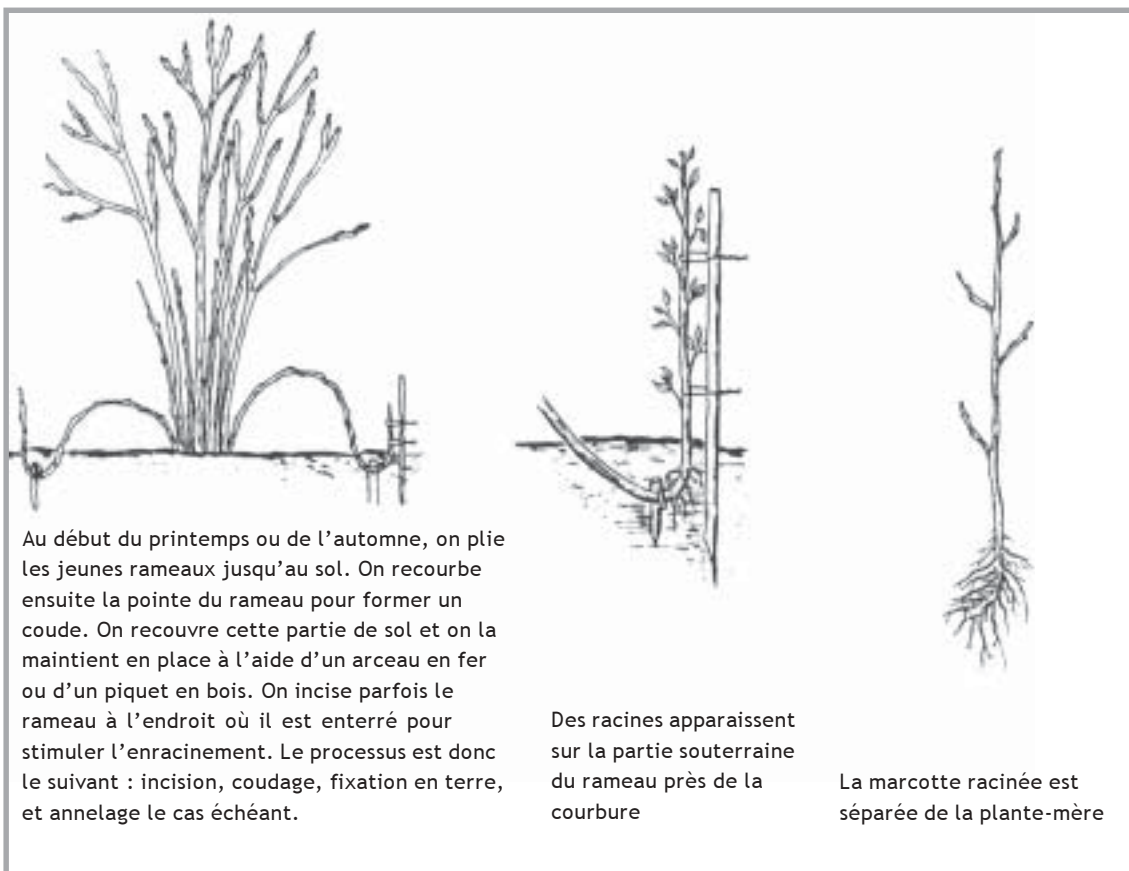


Figure 5-2. Marcottage par couchage (Hartmann et al., 1997)

Le marcottage par buttage

Le marcottage par buttage est pratiqué sur des plantes qui ont été fortement rabattues (jusqu'à 2,5-5 cm au-dessus du sol) et qui ont la vigueur nécessaire pour produire beaucoup de pousses vigoureuses. Les nouvelles pousses doivent continuellement être recouvertes de terre humide, de sciure de bois ou de tout autre substrat léger jusqu'à la moitié de leur hauteur environ. Si le buttage est trop haut, on risque d'enterrer les feuilles, ce qui aurait pour conséquence d'affaiblir la plante. A la fin de la saison, des racines seront apparues à la base des pousses. On pourra alors sectionner

ces racines et les planter. Avec cette méthode aussi, le substrat doit être humidifié en permanence et dépourvu d'agents pathogènes.

Dans la marcottière, on veillera à ce que les rangées de plantules soient suffisamment espacées pour permettre un buttage adéquat. Un espacement de 1 à 1,5 m est suffisant (Garner et al., 1976). On laissera les plantes croître pendant une saison, après quoi on les rabattra jusqu'à 2 à 5 cm au-dessus du sol de manière à stimuler le développement de pousses vigoureuses prêtes à raciner. L'expérience montre qu'en contraignant les jeunes pousses à grandir à travers un treillis métallique on peut améliorer le succès de l'enracinement. Ce processus est appelé annélation. Un treillis à mailles carrées de 0,5 cm sera placé sur la souche avant l'apparition des pousses. Les pousses ne pourront se développer qu'en traversant le treillis et seront ainsi annelées à mesure qu'elles s'épaissiront.

Cette technique de marcottage peut aussi se faire en conteneur avec une plante à la fois (Munson, 1982, in Hartmann et al., 1997).

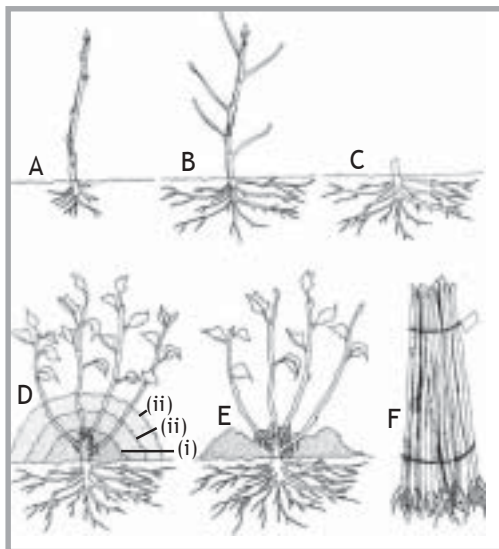


Figure 5-3. Marcottage par buttage MacDonal, 1982)

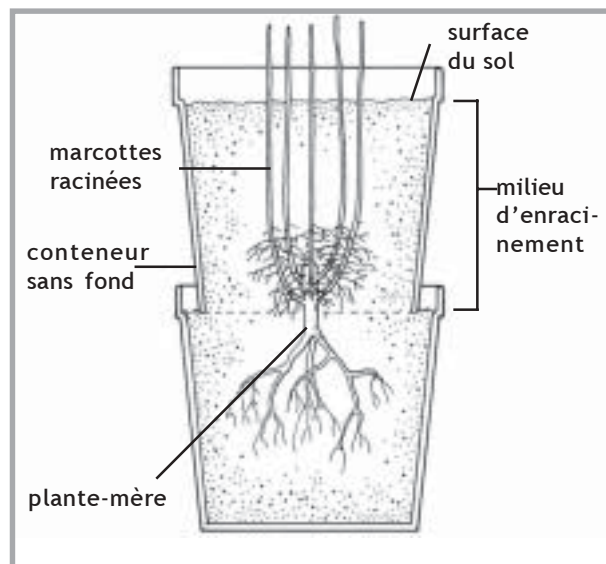


Figure 5-4. Marcottage en conteneur (Hartmann et al., 1997)

Bibliographie

- Garner RJ, Chaudri SA and staff of the Commonwealth Bureau of Horticulture and Plantation Crops. 1976. The propagation of tropical fruit trees. *Horticultural Review* No. 4. FAO and CAB.
- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT and Geneve RL. *Plant propagation : Principles and practices*. 6th ed. New Jersey, USA: Prentice Hall.
- MacDonal B. 1986. *Practical woody plant propagation for nursery growers*. Oregon USA: Timber Press.
- Mudge KW, Mwaka A, Isutsa D, Musoke R, Foster D and Ngoda BJM 1992. *Plant propagation – a teaching resource packet*. USA: Cornell University.
- Munson RH. 1982. Containerised layering of Malus rootstocks. *Plant Propagator* 28(2): 12-14.



Le marcottage - Travaux pratiques

Objectifs

L'objectif des travaux pratiques est de permettre aux stagiaires de pratiquer la technique du marcottage aérien sur certaines essences agroforestières ou certaines plantes ornementales.

Les stagiaires travailleront par deux. Chaque groupe devra pratiquer au moins deux marcottages aériens, comme indiqué ci-dessous. Il est conseillé d'avoir à proximité, à des fins de démonstration, plusieurs exemples de marcottage réussis pratiqués à l'aide de différentes techniques. En effet, si les travaux pratiques ne durent qu'une après-midi, les stagiaires ne seront pas en mesure d'observer le résultat de leurs travaux avant la fin.

Matériel nécessaire

Les outils et le matériel ci-après sont nécessaires pour ces travaux pratiques :

- Des couteaux de bonne qualité bien aiguisés ou des scalpels, pour couper sans bavure ;
- Une pierre à aiguiser de texture fine, pour affûter les lames des couteaux émoussées au contact de la matière ligneuse ;
- De l'alcool à 90 pour désinfecter les couteaux ;
- De la mousse de tourbe, des fibres de noix de coco, de la sciure de bois humides, ou un mélange de terre et de l'une quelconque de ces substances, en vue de former un milieu d'enracinement léger mais capable de retenir suffisamment d'humidité ;
- Des feuilles de plastique de 15 x 22 cm que l'on pourra découper dans les sacs plastique pour envelopper la marcotte aérienne ;
- De la petite ficelle et du ruban isolant pour procurer aux marcottes aériennes l'étanchéité voulue ;
- Des feuilles d'aluminium pour recouvrir les marcottes aériennes ;
- Une préparation hormonale (AIB et talc mélangés dans un peu d'eau pour former un pralin), avec ou sans fongicide, selon l'espèce considérée et les conditions environnementales sur le site ;
- Un assortiment d'essences agroforestières ou de plantes ornementales pour les travaux pratiques.

Travaux pratiques

Marcottage aérien

1. A l'aide d'un couteau bien aiguisé, pratiquer une incision annulaire sur l'écorce d'une pousse de la saison précédente, à 20 cm de la pointe environ.
2. Pratiquer une deuxième incision, 3 cm environ sous la première, et joindre les deux incisions par une coupure. Oter l'écorce de la branche. Vérifier qu'il ne reste aucune connexion vasculaire sur la partie dont on a ôté l'écorce.
3. Appliquer, si on le souhaite, une petite quantité de préparation hormonale à la partie supérieure de la coupure.
4. Si la pousse est en position verticale, il est conseillé de préparer une petite poche avec la feuille de plastique avant d'y placer le substrat d'enracinement. Positionner la feuille de plastique sous la coupure. La serrer fermement à la base à l'aide d'une ficelle, puis la rabattre sur la coupure de manière à former une sorte de poche. Veiller à ce que la feuille de plastique puisse être ouverte par le haut pour qu'on puisse la remplir facilement.
5. Prendre une ou deux poignées du substrat d'enracinement humide et couvrir la coupure de telle manière qu'un tiers du substrat recouvre l'écorce au-dessus de la coupure. Le substrat doit être mouillé comme le serait une éponge que l'on aurait pressée, mais il ne doit pas être détrempé.
6. Tirer la feuille de plastique vers le haut pour bien enserrer la marcotte et refermer le haut par une ficelle. Fixer les deux extrémités de la feuille ainsi que l'ouverture du milieu à l'aide de ruban adhésif isolant.
7. Couvrir la marcotte à l'aide d'une feuille d'aluminium.
8. Apposer sur la marcotte une étiquette portant la date du jour. Ouvrir périodiquement la feuille de plastique pour vérifier si l'humidité est toujours suffisante.

(voir Figure 5-1)



La micropropagation

Axes de formation

Objectifs de l'enseignement dispensé

A la fin de l'unité, les participants pourront :

- Discuter du potentiel de la micropropagation pour les essences agroforestières
- Expliquer les principes physiologiques qui sous-tendent la micropropagation et indiquer dans quelles conditions elle peut réussir
- Enumérer et décrire quelques-unes des techniques utilisées pour la micropropagation

Méthodes d'enseignement

L'unité comporte un exposé théorique interactif de 60 minutes étayé par les moyens audiovisuels habituels.

Les stagiaires visiteront, si possible, un laboratoire de micropropagation pour assister à une démonstration de quelques-unes des techniques qui auront été expliquées au cours de l'exposé.

Supports pédagogiques

L'exposé théorique sera étayé par des notes de cours et des photocopies (schéma du laboratoire, composition des substrats, etc.).

Résumé de l'unité

La micropropagation, aussi appelée culture de tissus ou culture *in vitro*, est une technique relativement récente. Elle exploite la propriété qu'ont les plantes de pouvoir reconstituer une nouvelle plante complète à partir de cellules uniques ou de petites quantités de tissu vivant, dans certaines conditions. Dans la mesure où cette technique exige de gros investissements en termes d'infrastructure, d'équipement et de matériel, son application ne se justifie que pour des plantes de grande valeur auxquelles on ne

peut appliquer avec succès les méthodes traditionnelles de multiplication végétative. Cette méthode permet de produire des plantes exemptes de virus et elle permet aussi de produire un très grand nombre de plantes à partir d'une petite quantité de matériel végétal.

Toutefois, le matériel végétal reproduit *in vitro* en laboratoire, dans des conditions contrôlées, est très vulnérable aux attaques de certains micro-organismes (notamment les bactéries et les champignons). Il est donc extrêmement important de travailler dans un milieu propre, aseptisé, voire stérile.

Les plantes ne peuvent pas toutes être multipliées par micropropagation et, même pour celles qui peuvent l'être, il importe de prendre en considération certains critères tels que l'âge de la plante, la saison la plus favorable et la partie de la plante sur laquelle on veut travailler.

Les techniques de micropropagation les plus communes sont : la culture d'embryons, la formation de pousses axillaires ou de pousses adventives, les microgreffes et l'embryogenèse somatique. Les notes de cours décriront la procédure à suivre.

Lectures recommandées

Pour mieux comprendre cette unité, on consultera avec profit les ouvrages suivants :

- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT and Geneve RL. 1997. *Plant Propagation. Principles and Practices*. 6th ed. New Jersey: Prentice Hall.
- Skoog F and Miller CO. 1957. *Chemical regulation of growth and organ formation in plant tissues cultured in vitro*. Symposium of the Society for Experimental Biology 11:118-131.
- Vasil IK and Thorpe TA (eds.) 1994. *Plant cell and tissue culture*. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 593 pp.



La micropropagation : principes et techniques

Moses Kwapata—Bunda College, Malawi

Introduction

La micropropagation, ou multiplication *in vitro*, s'entend de toute technique visant à multiplier des plantes à partir de cellules, tissus ou organes végétaux dans un milieu artificiel, aseptisé et contrôlé. L'expression «culture de tissus» s'applique à un ensemble plus vaste de techniques qui visent à réaliser des cultures de cellules, végétales ou animales, pour la recherche notamment et pas forcément pour produire un organisme fonctionnel. Ces techniques sont regroupées sous le terme général de «biotechnologie».

La micropropagation s'est développée au début du XXe siècle. A cette époque, des chercheurs se sont aperçus que les cellules végétales possédaient la faculté biologique de reproduire une plante complète *in vitro*, dans de bonnes conditions d'équilibre entre phytohormones, minéraux, vitamines et sucres. Au départ, la culture de tissus n'intéressait que la recherche fondamentale et avait pour but d'élucider les mystères entourant la croissance et le développement des plantes. Aujourd'hui, elle est exploitée à des fins commerciales pour produire de larges quantités de propagules saines de cultures horticoles (bananier, ananas, citrus et plantes ornementales) et d'arbres à valeur commerciale (eucalyptus, hévéa, palmier à huile, etc.). Les pépinières commerciales qui utilisent la culture de tissus pour produire des propagules de ligneux et de cultures vivrières se trouvent pour la plupart dans les pays développés, très peu dans les pays en développement. Ceci résulte du manque de personnel qualifié, de l'ignorance des avantages qu'offre la micropropagation et de l'absence de capitaux pour mettre en place les installations nécessaires. Or la micropropagation est une option parfaitement viable pour obtenir rapidement les quantités de propagules nécessaires pour répondre à la demande très élevée des exploitants agricoles.

Terminologie

Les définitions suivantes, mentionnées au cours de l'exposé, sont nécessaires pour bien comprendre en quoi consiste la micropropagation et sur quels principes elle repose.

- Bourgeons axillaires : Bourgeons dormants dans les aisselles des feuilles. Ces bourgeons peuvent être réveillés par un afflux d'hormones consécutif, par exemple, à un rabattage de la tige principale.
- BA/AIB : hormones végétales. La benzyladénine (BA) est une cytokinine et l'acide indole-3-butyrique (AIB) est une auxine.

- Cal : cellules indifférenciées qui se forment autour d'une plaie. Sous l'influence de certaines hormones et enzymes, les cellules du cal peuvent se différencier pour reconstituer certains organes de la plante.
- Explant : toute partie d'une plante prélevée pour la culture de tissus.
- Haploïde : qui ne possède que l'une des deux séries de chromosomes habituelles.
- Incuber : croître dans certaines conditions de température, d'éclairage, de nutrition, etc.
- Micropropagation : multiplication de plantes dans des conditions artificielles et contrôlées, dans un substrat contenant des régulateurs de croissance et un mélange équilibré d'éléments nutritifs.
- Organogenèse : initiation d'un organe à partir d'explants *in vitro*.
- Plantule : très jeune plante se développant à partir de cultures incubées.
- Polyembryonie : développement de plusieurs embryons après reproduction sexuée.
- Culture primaire : culture initiale d'un explant à partir de matériel végétal parental.
- Pro-embryon : produit de la première division cellulaire (transversale) après fertilisation. La cellule apicale se développe ensuite pour former l'embryon, tandis que la cellule basale devient le «suspenseur», ayant pour fonction d'absorber et de transmettre les nutriments au pro-embryon.
- Propagule : plante pleinement développée issue de matériel végétatif de morceaux de plante, prête à être repiquée au champ.
- Régénération : production de pousses ou de racines à partir d'explants.
- Plantule : jeune plante issue d'une graine.
- Subculture : culture de matériel végétatif provenant de cultures primaires ou de cultures subséquentes.

Physiologie

La culture de tissus repose sur le principe de l'omnipotence ou totipotence, ce qui signifie que, dans des conditions idéales, on peut mettre en culture indéfiniment les cellules végétales. Depuis tout récemment, la culture de tissus peut aussi se pratiquer sur les cellules animales. Pour que les cellules puissent survivre hors de l'organisme, le milieu environnant doit reproduire les conditions optimales en termes de lumière, température, humidité et approvisionnement en éléments nutritifs, vitamines et hormones. L'équilibre entre les auxines et les cytokinines permet de manipuler la formation de pousses ou de racines *in vitro*. Les auxines sont nécessaires pour favoriser la formation des racines ; en revanche, un substrat dépourvu d'auxines est nécessaire à la maturation des tissus. Un substrat contenant des cytokinines et des gibbérellines est indispensable pour amorcer la différenciation du tissu des pousses. En pratiquant avec soin la subculture sur ou dans un substrat contenant ces hormones dans différentes proportions et en augmentant la quantité d'éléments nutritifs, on peut contrôler des différentes étapes du développement. Pour endurcir les jeunes plantules, on procède comme pour les plantules élevées en pépinière, à l'ombre et dans des conditions d'humidité élevée jusqu'à ce que ces plantules soient suffisamment forte pour résister aux conditions sur le terrain.

L'intérêt de la micropropagation

Les principales raisons qui permettent d'envisager la micropropagation sont :

- Pour multiplier un arbre qui ne peut pas l'être facilement à partir de graines ou de méthodes de multiplication végétative de type classique.
- Pour multiplier rapidement de grandes quantités de propagules de provenances d'essences supérieures.
- Pour débarrasser le matériel végétal cloné de tout agent pathogène.
- Pour rajeunir de vieux arbres par microgreffage répété *in vitro*.
- Pour multiplier des propagules dépourvues d'agents pathogènes pour les exploitants agricoles.

Conditions requises

Pour pratiquer la micropropagation il faut avoir à sa disposition une petite équipe de techniciens qualifiés et bien formés ainsi qu'un laboratoire, et disposer du temps nécessaire pour produire de grandes quantités de propagules.

Contrairement aux méthodes classiques de multiplication végétative d'essences agroforestières en pépinière, la micropropagation exige un espace de laboratoire organisé :

- Salle de préparation : une salle ou un coin de laboratoire propre où l'on préparera et stérilisera les milieux de culture. On y nettoiera également les explants, que l'on stérilisera avant leur transfert dans les récipients contenant le milieu de culture (tubes à essais, bocaux, bouteilles).
- Chambre de transfert ou d'inoculation : un coin de laboratoire propre équipé d'une hotte à flux laminaire, stérile ou dépourvu d'agents pathogènes, qui servira de paillasse ou de poste de travail.
- Chambre d'incubation ou de croissance : un espace de laboratoire propre équipé d'étagères et de dispositifs de contrôle de l'éclairage et de la température, où les plantes (propagules) régénérées pourront croître et se développer.
- Serre : une salle propre équipée de paillasses, d'une chambre d'humidité, d'un ventilateur ou autre mécanisme de contrôle de la ventilation, où les plantes (propagules) régénérées pourront s'acclimater avant leur transfert sur le terrain.

Les conditions indispensables au succès de la multiplication *in vitro* sont : le maintien d'un milieu aseptisé ainsi que le contrôle de la température et de l'humidité tout au long du processus.

Tout explant (cellule, tissu, organe) a besoin, pour donner une nouvelle plante, d'un apport équilibré en hormones, éléments nutritifs et sucres, soit en suspension dans une solution inerte, soit mélangés à de la matière solide, comme par exemple de la gélose. Les hormones déterminantes pour induire le développement des pousses sont les cytokinines ; les auxines sont importantes pour le développement des racines. L'administration de ces hormones doit s'accompagner d'un supplément de sels basiques dérivés des minéraux essentiels et de glucides dérivés du sucre, comme par exemple le sucrose. Certaines plantes ont besoin, en outre, de suppléments additionnels pour pouvoir croître et se développer *in vitro*, notamment d'autres hormones (acide gibbérellique) et de vitamines. Le milieu à sels basiques le plus couramment utilisé pour la culture de tissus est celui mis au point par Murashige et Skoog (1962). Il existe d'autres milieux modifiés, comme par exemple le milieu pour espèces ligneuses proposé par McCown et Lloyd (1981).

Les techniques de micropropagation

Les étapes suivantes sont communes à toutes les techniques de micropropagation décrites plus loin :

- Définir le but recherché.
- Choisir la technique appropriée.
- Préparer le milieu de culture et le stériliser en autoclave ou en autocuiseur.
- Prélever du matériel végétal (feuilles, tiges, racines, fleurs, fruits) sur des plantes ou des arbres poussant au champ ou en pépinière.
- Préparer les explants prélevés sur le terrain pour les inoculer dans le milieu de culture : les

laver, les découper en petits morceaux et les stériliser à l'aide d'un stérilisant (de l'hypochlorite de sodium, par exemple).

- Préparer la hotte à flux laminaire pour l'inoculation : nettoyer la table de dissection, les parois de la hotte et les filtres à air avec un désinfectant (de l'alcool, par exemple) et désinfecter les outils chirurgicaux à la flamme.

Le tableau suivant (adapté de Hartmann et al., 1997) propose plusieurs techniques de culture de tissus, sur lesquelles on reviendra plus en détail par la suite.

Tableau 6 : quelques-unes des techniques utilisées pour la culture de tissus de ligneux

| Structures formées | Mode de régénération | Source de l'explant | Utilisations |
|---------------------|--|--|---|
| Plantules | Culture d'embryons (récupération d'embryons) | Embryons du fruit dépouillés de leur enveloppe | On a recours à cette technique lorsque d'autres méthodes de multiplication végétative et de micropropagation d'organes ou de tissus végétaux ont échoué. |
| Jeunes plantes | Formation de pousses axillaires (culture de méristèmes, culture d'apex de pousses) | Pointes de pousses de moins de 1 mm | On l'utilise pour éliminer les virus. |
| | Formation de pousses adventives (par organogénèse ou androgenèse) | Morceaux de feuilles, pétioles, cellules mères du pollen | On emploie cette méthode pour multiplier les monocotylédones (palmiers). C'est l'une des principales étapes dans la production de plantes génétiquement modifiées. L'androgenèse permet d'obtenir des plantes haploïdes destinées surtout à la recherche. |
| | Microgreffage | Pointe de la pousse d'un petit greffon généralement greffée sur une plantule servant de porte-greffe | On recourt à cette technique pour éliminer les virus ou encore pour remplacer exceptionnellement la greffe de type classique. |
| Embryons somatiques | Embryogenèse somatique | Embryons ou parties d'embryons dans leur phase de développement (nucelle ou ovule) | On se sert de cette technique pour reproduire des clones de la plante-mère. On s'en sert aussi à des fins de sélection et de manipulation génétique. |

Récupération des embryons

Cette technique est utilisée lorsque l'embryon zygote ne survit pas après s'être initialement développé dans le tissu maternel. On procède en excisant l'embryon dès le premier stade de son développement, avant qu'il ne meure. On met l'embryon en culture dans un milieu approprié constitué d'un mélange d'auxines et de cytokinines, auquel on ajoute des gibbérellines pour permettre à l'embryon de se développer hors du tissu maternel ou du sac embryonnaire.

Cette technique est une bonne alternative pour les cas où la multiplication végétative ou la micropropagation d'autres organes ou d'autres tissus de la plante se solde par un échec. Elle est aussi utile pour produire des descendants à la suite de croisements entre espèces, si les embryons ne peuvent se développer par suite d'incompatibilités, ou encore pour raccourcir le cycle de propagation dans les programmes de sélection.

Formation de pousses axillaires

Culture de méristèmes apicaux de pousses

Cette technique sert notamment à assainir le matériel végétal contaminé par la maladie. À l'aide d'instruments chirurgicaux et en s'aidant d'un microscope, on prélève le dôme du méristème apical et on le place dans un milieu approprié. Le méristème est dépourvu d'agents pathogènes systémiques parce que les faisceaux vasculaires ne sont pas encore différenciés et parce que la sève de la plante contaminée qui circule dans les tissus du phloème ne parvient pas jusqu'aux cellules méristématiques. Ainsi donc, les plantes issues de la culture de méristèmes sont propres et saines. On veillera toutefois à tester les plantes régénérées pour s'assurer qu'elles sont bien exemptes des agents pathogènes qui affectaient les arbres parentaux. S'il s'avère que les plantes testées ne sont pas affectées, elles peuvent alors servir de plantes-mères pour de nouvelles multiplications, que l'on pourra effectuer en recourant à d'autres techniques de propagation convenant à l'espèce considérée.

Culture de pousses axillaires

La culture de pousses axillaires a pour but la régénération *in vitro* de plantes à partir de fragments de racines, de tiges ou de feuilles. Les explants sont prélevés sur des parents choisis à cet effet. Après stérilisation, ils sont inoculés dans une culture primaire constituée d'un milieu de sels basiques enrichi de cytokinines. On choisira le milieu mis au point par Murashige et Skoog (MS). On laisse les cultures produire un grand nombre de jeunes pousses. Ces pousses sont ensuite elles-mêmes mises en subculture dans un nouveau milieu MS enrichi de cytokinines pour favoriser la prolifération des pousses. On répète la subculture 3 à 5 fois pour augmenter le nombre des pousses provenant de la culture primaire.

Les plantes ainsi reconstituées sont ensuite séparées et placées dans un milieu d'enracinement. Pour beaucoup de plantes, un simple milieu de sels basiques MS suffit pour que les pousses prennent racine ; pour certaines autres, il faudra ajouter un supplément d'auxines pour provoquer la formation de racines.

Les plantes racinées sont ensuite endurcies sous un éclairage vif avant d'être transférées en serre, où elles s'acclimateront avant d'être repiquées au champ.

La prolifération et l'enracinement des pousses axillaires se font plus facilement avec des pousses de plantules qu'avec des pousses d'arbres adultes. Ces dernières doivent être rajeunies par microgreffage répété avant de pouvoir être utilisées avec succès pour la prolifération de pousses axillaires. Un autre problème lié à la culture de matières végétales prélevées sur le terrain est la contamination éventuelle des tissus. Pour surmonter ce problème, il suffit de manipuler soigneusement les tissus pendant le lavage et la stérilisation et d'employer une bonne méthode de stérilisation avec une concentration adéquate de stérilisant. Les besoins en hormones et en sels minéraux varient selon les essences agroforestières. Il faudra donc modifier la composition du milieu en fonction des besoins, surtout si l'on éprouve des difficultés à régénérer les pousses et à leur faire prendre racine, ce qui se produit chez certaines espèces.

Formation de pousses adventives

Cette technique consiste à mettre les explants en culture dans un milieu favorable à la formation de cal. On utilise habituellement un milieu de sels basiques MS complété par de fortes concentrations d'auxines. Les cultures sont incubées dans l'obscurité pour former un amas de cellules indifférenciées appelé cal.

Les cultures primaires du cal sont ensuite mises en subculture dans un nouveau milieu contenant des cytokinines pour les induire à former des embryons. Ces embryons sont ensuite mis en culture dans un milieu enrichi de petites quantités d'auxines, de gibbérellines et de cytokinines pour favoriser l'allongement des pousses et l'enracinement des pousses allongées. Les plantes normalement constituées sont endurcies et acclimatées comme des plants normaux.

Cette technique produit de multiples variants qui ne possèdent pas tous les traits du matériel parental. Le processus est lent et il ne réussit que difficilement avec la plupart des plantes ligneuses pérennes.

Androgenèse

L'androgenèse est une technique spéciale apparentée à la formation de pousses adventives, mais pour laquelle on choisit comme explants des anthères ou des grains de pollen immatures.

Les explants sont mis en culture dans un milieu de culture pour anthères et incubés dans des conditions d'éclairage adaptées aux anthères ou aux grains de pollen, pour régénérer de multiples plantules. Les plantules sont ensuite mises en subculture dans un milieu d'enracinement (MS simple). Après l'apparition de racines, les plantes sont endurcies et acclimatées comme indiqué ci-dessus. Les plantes régénérées à l'aide de cette technique sont haploïdes. Elles sont donc utiles pour les travaux de sélection de ligneux. On notera toutefois que la composition du milieu doit être adaptée à chaque espèce et que le taux de réussite est faible pour beaucoup d'entre elles.

Microgreffage

Cette technique sert à rajeunir de vieux arbres et à leur donner la capacité de se régénérer aisément par multiplication. On commencera par cultiver, en milieu aseptisé, des plantules destinées à servir de porte-greffes. On prélèvera ensuite sur de vieux arbres supères de petit greffons (pousses terminales) que l'on greffera sur les porte-greffes, par la technique du microgreffage, dans un milieu aseptique. Les cultures microgreffées sont incubées et on les laisse se développer. La pousse de greffon qui en résulte est excisée pour être de nouveau microgreffée sur un jeune porte-greffe puis incubée. Le microgreffage est répété plusieurs fois de suite. Après 5 à 8 essais, les pousses du greffon sont excisées et, pour déterminer leur aptitude à raciner, on les place dans un milieu MS simple. Les pousses du greffon rajeunies forment tout de suite des racines. On peut ensuite les multiplier en recourant à une technique appropriée, par exemple la prolifération de pousses axillaires, puisque la capacité de se régénérer aura été restaurée après microgreffage *in vitro*.

Embryogenèse somatique

Cette technique est utilisée pour la multiplication en masse. Elle est aussi employée dans les programmes d'amélioration génétique. Elle exploite la propriété qu'ont les cellules calleuses de pouvoir se différencier pour former des embryons et des plantes complètes, dans certaines conditions. Les embryons somatiques se développent de la même manière que les embryons zygotes, mais sans endosperme ni enveloppe séminale. Différents types d'embryogenèse somatique ont été définis, en fonction de l'explant. Pour induire des cellules déterminées par embryogenèse, des protocoles devront être mis au point pour chaque génotype.

Cependant, tout processus passera par les étapes suivantes :

1. Choix et culture d'explants appropriés. C'est l'étape essentielle avant la production d'une culture de cal.
2. On stimule le potentiel embryogénique des explants cellulaires en transférant les cellules dans un milieu basique contenant une forte concentration d'auxines (par exemple, du lait de noix de coco). Après une ou deux semaines, on voit apparaître de petits pro-embryons.
3. La différenciation et la maturation des embryons somatiques se font lorsqu'on transfère les

pro-embryons dans un milieu de base sans auxines contenant une forte concentration d'azote ammoniacal. A ce stade, une intervention est parfois nécessaire pour stimuler la maturation des embryons, par exemple l'addition d'acide abscissique, ou encore la déshydratation pour simuler les conditions *in vivo*.

4. La formation des plantules peut être induite en transférant les embryons dans un milieu contenant une faible concentration de cytokinines.
5. Dès l'apparition des premières feuilles et des racines, les plantules peuvent être repiquées dans un substrat de pépinière et manipulées comme toute autre plantule.

Conclusions

Comme toute autre méthode de multiplication, la micropropagation comporte ses risques et ses problèmes. Certains problèmes techniques peuvent surgir par suite d'une prolifération rapide d'agents pathogènes, du dépérissement des pointes des pousses ou de l'affaiblissement du potentiel de différenciation après une mise en culture prolongée. Comme pour toute autre méthode de multiplication végétative, la maladie peut se propager rapidement ; il faudra donc examiner les explants de très près.

La micropropagation est très utile en agroforesterie dans certains cas bien précis, par exemple si l'on veut multiplier des spécimens rares ou très chers sur lesquels les méthodes de multiplication classiques ont échoué. Le rendement économique de certains produits justifie aussi parfois la mise en place d'installations coûteuses et des protocoles connexes. C'est le cas, notamment, pour le palmier à huile, le bananier, le caféier et l'hévéa.

Bibliographie

- Hartmann HT, Kester DE, Davies FT and Geneve RL. 1997. *Plant Propagation. Principles and Practices*. 6th ed. New Jersey : Prentice Hall.
- McCown BH and Lloyd G. 1981. Woody plant medium (WPM). A mineral nutrient formulation for microculture of woody plant species. *HortScience* 16: 453.
- Murashige T and Skoog F. 1962. A revised medium for rapid growth and bioassays with tobacco tissue cultures. *Physiologia Plantarum* 15: 473-497.



Essais de multiplication

Axes de formation

Objectifs de l'enseignement dispensé

A la fin de l'unité, les participants pourront :

- Récapituler les principaux concepts et principes des dispositifs expérimentaux
- Appliquer ces concepts et principes à des expérimentations de multiplication végétative types
- Enumérer et expliquer quelques-uns des problèmes et des obstacles couramment rencontrés dans le cadre de la multiplication végétative
- Indiquer comment une bonne gestion peut permettre d'améliorer la précision d'un essai
- Illustrer les concepts et principes des dispositifs expérimentaux dans le cadre de la multiplication végétative par une étude de cas portant sur une expérimentation particulière

Méthodes d'enseignement

L'unité comporte un exposé de 90 minutes, ponctué par les interventions des stagiaires qui soulèveront et étudieront les problèmes au sein du groupe. Il sera éventuellement suivi par la présentation d'une étude de cas sur la multiplication végétative présenté par un scientifique ou un technicien doté d'une expérience pratique dans ce domaine.

Les travaux pratiques en laboratoire et en pépinière réalisés au cours des précédentes unités du stage serviront aussi à illustrer les dispositifs expérimentaux utilisés pour la recherche sur la multiplication.

Supports pédagogiques

L'exposé théorique sera étayé par des notes de cours, qui porteront notamment sur les problèmes examinés en groupe, et par une étude de cas.

Résumé de l'unité

Les principes des dispositifs expérimentaux (randomisation, répétition, contrôle de la variation) sont examinés dans le contexte d'essais-types d'amélioration des

ligneux. L'application de ces principes aux essais de multiplication végétative est ensuite examinée de plus près.

Dans le contexte des essais de multiplication végétative, l'expérimentation portera non pas sur des parcelles mais sur des propagules de divers types, par exemple des boutures. Les essais pourront avoir lieu dans une pépinière, dans un bac de bouturage ou en laboratoire. Chaque type de propagule possédera ses propres modes de variation, dont il faudra tenir compte dans le dispositif expérimental. Dans le cas d'essais sur des boutures racinées, les résultats seront influencés par les facteurs suivants : le choix du clone, la position de la bouture sur la pousse, les conditions d'ensoleillement dont a bénéficié la plante-mère, la saison, le milieu d'enracinement, la température et l'humidité. Il faudra tenir compte de tous ces facteurs lors de la conception des essais. Pour déterminer la taille des essais, on recourra aux méthodes habituelles. Si le résultat attendu est du type Oui/Non (par exemple, «est-ce que la bouture a pris racine ?»), le nombre d'essais requis est souvent plus important que prévu. L'absence d'installations suffisantes pour la répétition des essais, lorsqu'on travaille en milieu contrôlé, est chose commune. Le fait d'expérimenter en laboratoire ou en pépinière n'exclut pas la nécessité de procéder à la randomisation. Le personnel qui choisit le matériel végétal pour les essais peut introduire des distorsions par inadvertance ; quelques précautions suffiront à les éviter. Comme les sujets de l'expérimentation sont souvent petits, nombreux et difficiles à distinguer, il faudra tenir un compte rendu détaillé du dispositif expérimental pour pouvoir établir un lien avec les données recueillies.

Lectures recommandées

Il n'existe pas, à notre connaissance, d'ouvrages spécifiquement consacrés à la conception des essais de multiplication. Cela dit, bon nombre d'aspects importants pour d'autres types d'essais sont aussi importants pour la recherche sur la multiplication végétative. Les ouvrages de caractère général que nous recommandons ci-après pourront donc s'avérer utiles.

- Coe R, Stern and Nelson L. 1997. *Design of agroforestry experiments - guidelines for training workshop resource persons*. Nairobi: ICRAF.
- Mead, R., Curnow, R.N. and Hasted, A. 1983. *Statistical Methods in Agriculture and Experimental Biology*. Chapman and Hall.
- Williams ER and Matheson AC. 1994. *Experimental design and analysis for use in tree improvement*. Australia: CSIRO.
- Dyke GV. 1988. *Comparative experiments with field crops*. London: Griffin.



Conception et gestion des essais

Richard Coe—World Agroforestry Centre

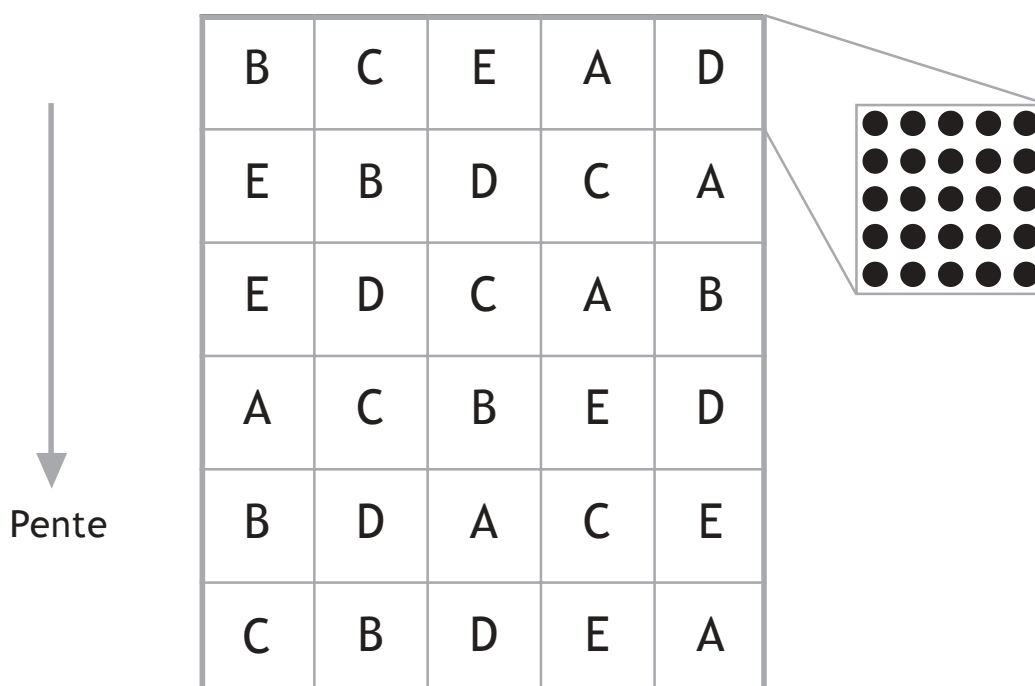
Introduction

Le dispositif expérimental comprend l'ensemble des instructions à suivre pour mener à bien les essais. Dans beaucoup de manuels, l'expression «dispositif expérimental» ne s'applique qu'aux aspects statistiques du processus, par exemple le nombre de parcelles. Or on ne saurait, dans la pratique, dissocier la dimension statistique des autres aspects.

La conception des essais incombe au chercheur principal en charge des essais, qui consultera pour cela des experts compétents en la matière. Il est bon que tous les intéressés comprennent non seulement le dispositif proprement dit mais aussi les raisons pour lesquelles les essais ont été conçus comme ils l'ont été. Ainsi, on pourra être sûr que tous suivront le protocole d'expérimentation à la lettre et que des mesures correctives appropriées seront prises si des ajustements doivent être faits.

Exemple : un essai d'amélioration des ligneux simple est établi pour comparer la performance de cinq provenances différentes de *Sesbania sesban* (A à E).

On plantera sur chaque parcelle 25 arbres d'une même provenance, à 1 mètre d'espacement. Pour chaque provenance, on utilisera 6 parcelles. Les parcelles seront disposées comme indiqué ci-dessous. L'évaluation portera sur les neuf arbres situés au centre de chaque parcelle.



La conception des essais - principes de base

Objectifs

Les objectifs d'un essai s'inscrivent dans la stratégie globale en matière de recherche. Ils déterminent le reste du dispositif expérimental et doivent donc être énoncés avec clarté et concision. Dans l'exemple que nous avons retenu, les objectifs sont les suivants : 1) déterminer s'il existe des différences pertinentes entre les diverses provenances choisies, 2) déterminer quelles sont les provenances qui ont le plus fort taux de croissance tout en offrant une résistance aux ravageurs.

Traitements

On appelle «traitements» les conditions que les essais visent à comparer. Les traitements devraient être les seules différences systématiques entre les parcelles. Dans l'exemple que l'on a retenu, les traitements sont les provenances. Il ne devrait donc y avoir, entre les parcelles, aucune différence entre d'autres facteurs (tels que l'espacement, l'épandage d'engrais ou le mode de plantation) qui pourrait être confondue avec une différence réelle entre les provenances, ou qui pourrait s'y superposer.

Parcelles (unités expérimentales)

Les parcelles sont les entités auxquelles les traitements sont appliqués. Dans notre exemple, ce sont les parcelles portant 25 arbres.

Répétition des essais

Malgré tous les efforts, il existera une variation entre les différentes parcelles du même traitement. Pour déterminer le degré de précision des comparaisons entre les traitements, il faudra mesurer cette variation. Il faudra donc répéter les traitements. Un jeu complet d'une parcelle de chaque traitement est appelé «répétition de traitements». Dans notre exemple, il existe 6 répétitions.

Randomisation

Le traitement appliqué à une parcelle doit être déterminé au hasard. Chaque parcelle doit avoir les mêmes chances que les autres de recevoir un traitement particulier. La randomisation a pour but de veiller à ce qu'il n'y ait pas de biais dans l'allocation des traitements, qui consisterait par exemple à appliquer le même traitement aux meilleures parcelles. Dans l'exemple que nous avons choisi, il serait mauvais de planter tous les arbres de la provenance A sur un seul côté du champ (qui pourrait, par exemple, se trouver exposé au vent ou aux ravageurs) ou dans toute autre position prédéterminée. La randomisation est aussi nécessaire pour pouvoir procéder à une analyse statistique valable. La randomisation n'est pas synonyme de "mélange" ou "absence

de méthode". La randomisation doit se faire à l'aide de nombres aléatoires prélevés sur un tableau ou sur un programme informatique à cet effet.

Disposition en blocs et contrôle de la variation

Il importe de réduire et contrôler l'ampleur de la variation aléatoire, c'est-à-dire la variation qui n'a rien à voir avec le traitement. On y parvient par la méthode de la disposition en blocs. Avant de commencer les essais, les parcelles sont regroupées en ensembles jugés identiques, chaque ensemble constituant un bloc. En répartissant soigneusement les traitements entre les blocs, tout en randomisant la répartition des traitements au sein de chaque bloc, on gagne considérablement en précision. Dans notre exemple, les blocs seront constitués perpendiculairement à la pente, pour tenir compte des variations de la fertilité et de l'humidité en haut et en bas de la pente. Les traitements sont attribués à chaque bloc de sorte qu'une répétition complète corresponde à chaque bloc.

Mesures

On ne prélèvera que les mesures nécessaires pour les objectifs que l'on s'est fixés. Il sera inutile de recueillir des données superflues ; en revanche, il faudra veiller à bien consigner toutes les données indispensables. Dans notre exemple, il faudra mesurer le taux de croissance et l'incidence des ravageurs, mais non pas la floraison ou l'angle des branches.

Application aux essais de multiplication

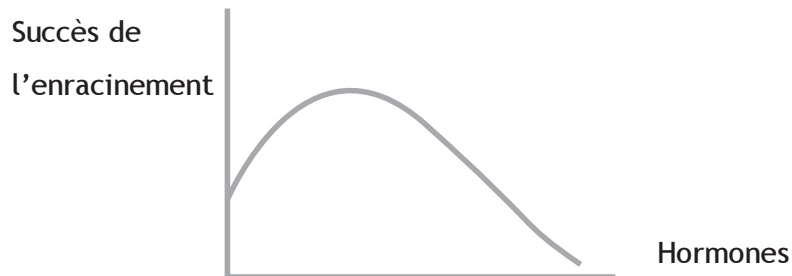
Traitements

Dans le cadre des essais de multiplication, les traitements peuvent être très variés. Toutefois, ils sont le plus souvent liés à des paramètres génétiques (différences entre clones, variétés ou espèces) ou de gestion (effets d'une modification des techniques de multiplication).

Problème : On sait que l'hormone AIB augmente les chances de succès de l'enracinement des boutures chez de nombreuses espèces. En général, 20 µg par bouture est une dose suffisante. Au-delà de 300 µg, l'effet s'inverse, réduisant la capacité d'enracinement. On travaillera sur *Melia volkensii*, aucun essai n'ayant été fait jusqu'à présent sur cette espèce. Vous choisirez les traitements à inclure dans les essais pour déterminer les doses optimales d'AIB pour ce ligneux.

Très souvent, on observera des interactions entre les paramètres génétiques et les paramètres de gestion. On constatera, par exemple, que tel clone réagit mieux qu'un autre aux hormones d'enracinement. Pour les essais de gestion, dont la finalité est de mettre au point de meilleures méthodes de multiplication, il faudra disposer de résultats s'appliquant à n'importe quel clone. Par conséquent, il faudra inclure plusieurs clones dans les essais.

Les informations dont on dispose indiquent qu'une dose de 20 μg d'hormones est probablement préférable à l'absence d'hormones, mais qu'une dose de 300 μg est trop forte. On peut en déduire que la réaction aux hormones suit une courbe du type suivant :



Le problème revient alors à vérifier cette hypothèse en confirmant le tracé de la courbe et en obtenant une bonne estimation des coordonnées de son sommet. Les concentrations d'hormones devront être choisies de manière à obtenir une bonne estimation de la courbe.

Au moins 3 concentrations d'hormones sont nécessaires pour tracer la courbe. Avec 3 variables seulement, il sera impossible de percevoir l'asymétrie de la courbe. Il est donc conseillé de travailler sur 4 ou 5 variables. La concentration minimale doit être égale à zéro, concentration "témoin" nécessaire pour confirmer l'effet de l'apport d'hormones. La concentration maximale doit être nettement supérieure à la concentration optimale, pour que l'on puisse confirmer que la réponse aux hormones diminue effectivement au-delà d'un certain seuil. On retiendra, par exemple, une concentration de 300 μg . La concentration optimale étant présumée s'établir à 20 μg , on retiendra cette valeur. Deux autres variables devraient encadrer la valeur optimale pour que l'on puisse se faire une idée juste du tracé de la courbe, même si la valeur optimale est sensiblement différente de ce que l'on attendait. On aura donc 5 traitements :

0, 10, 20, 150 et 300 μg

Ce dispositif permettra d'éviter les deux problèmes les plus fréquemment rencontrés avec ce type d'essai. Le premier problème résulte de l'emploi de concentrations trop nombreuses (par exemple, 0, 10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90, 100 μg). Il vaut toujours mieux répéter les essais de nombreuses fois avec un petit nombre de variables que peu de fois avec un grand nombre de variables. Le second problème résulte de l'emploi de concentrations n'allant pas au-delà de la concentration optimale présumée. En effet, il est indispensable d'expérimenter au-delà de la concentration optimale pour bien situer le point culminant de la courbe.

Parcelles ou unités expérimentales

Supposons un essai visant à comparer la capacité d'enracinement de boutures de trois clones différents (A, B, C). On utilisera 50 boutures de chaque clone. La disposition de l'essai pourrait obéir à différents schémas :

Problème : on veut mettre en place un essai pour comparer la réponse aux hormones d'enracinement de 5 clones différents de *Prunus africana*. On dispose de 50 boutures de chaque clone. Quelle serait la meilleure manière de disposer les boutures et les traitements dans des bacs de bouturage sans nébulisateur ?

On suppose que l'on utilise 2 concentrations d'hormones : une concentration nulle et une concentration dont on sait qu'elle entraîne une réponse, représentées par les symboles – et +. On aura donc 10 traitements (2 hormones x 5 clones).

Une option possible consiste à utiliser plusieurs «unités» de la même bouture, en randomisant les traitements de clones et d'hormones et en introduisant 50 répétitions. Les difficultés sont les suivantes :

- Le dispositif est complexe à mettre en place et la collecte des données est compliquée.
- Une partie des hormones pourrait se diffuser dans le substrat d'enracinement, migrant d'une bouture + à une bouture –.

Pour surmonter la deuxième de ces difficultés, il faudra isoler les boutures des traitements + et –, soit en les espaçant soit en les séparant par des barrières physiques. La plupart du temps, on utilise des pots en plastique pour créer une barrière. Si l'on choisit d'espacer les boutures, il faudra veiller à ce que l'espace disponible soit suffisant. Toutefois, l'utilisation de pots n'est pas pratique si chacune des 250 boutures doit avoir son propre pot.

On peut surmonter ces deux problèmes simultanément en groupant les boutures et en plaçant chaque groupe dans un pot. Par exemple, on pourrait placer dans chaque pot une bouture de chaque clone, puis administrer des hormones à la moitié des pots et laisser l'autre moitié telle quelle. Il faudrait au total 50 pots. Ce modèle est du type «split-plot» (parcelles divisées). Les clones seront comparés au sein de chaque pot et les hormones entre les pots. L'analyse de la variance se présente comme suit :

| Source | dl (degrés de liberté) |
|------------------------------|------------------------|
| Hormone | 1 |
| Erreur (parcelle principale) | 48 |
| Clone | 4 |
| Clone x hormone | 4 |
| Erreur (split-plot) | 192 |
| Total | 249 |

Un dispositif exigeant moins de pots consisterait à placer 5 boutures de chaque clone dans chaque pot. Dans ce cas, l'analyse de variance se présenterait comme suit :

| Source | dl |
|------------------------------|----|
| Hormone | 1 |
| Erreur (parcelle principale) | 8 |
| Clone | 4 |
| Clone x hormone | 4 |
| Erreur (split-plot) | 32 |
| Total | 49 |

Ce dispositif paraît raisonnable. Toutefois, un dispositif intermédiaire comportant, par exemple, 3 boutures par clone et par pot, donnerait plus de liberté s'agissant de l'erreur imputable à la parcelle principale. Une telle démarche serait indispensable en cas de disposition en blocs.

Répétition

Dans certains essais, l'essentiel des données recueillies sont du type Oui/Non (par exemple, «La bouture a-t-elle pris racine ?»). Chacune des unités expérimentales fournit alors beaucoup moins d'informations que si l'on effectuait des mesures quantitatives (par exemple, «Quelle est la quantité de biomasse racinaire après 4 semaines ? » ou « Quelle est la teneur en amidon ?»). On s'aperçoit qu'un nombre considérable d'unités est nécessaire pour obtenir une réponse précise à ce type de question.

Le tableau ci-après illustre notre propos. Supposons que le traitement A donne 20 % d'enracinement. Le traitement B devrait, selon notre hypothèse, constituer une amélioration. Combien de boutures pour chaque traitement sont-elles nécessaires pour tester cette hypothèse ? La réponse dépend de l'ampleur de l'amélioration recherchée.

| | | | | |
|--|-----|-----|-----|-----|
| % d'enracinement pour A | 20% | | | |
| % d'enracinement pour B | 30% | 50% | 70% | 90% |
| Nombre de boutures requises pour chaque traitement | 390 | 52 | 19 | 10 |

Randomisation

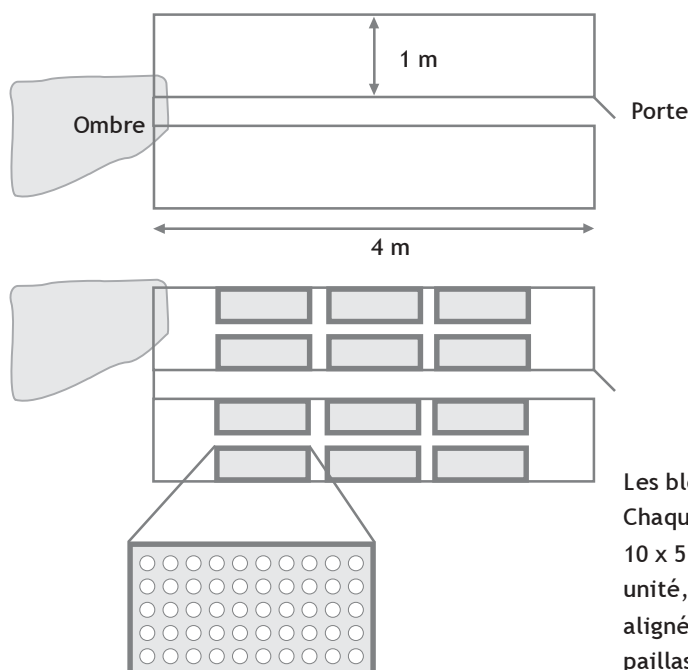
Par suite du grand nombre d'unités (telles que pots ou boutures) sur lesquelles portent les essais de multiplication, on a souvent tendance à éviter la randomisation. La raison invoquée est qu'il est plus facile d'organiser un essai si tous les pots d'un même traitement sont conservés ensemble. Le problème est que, en l'absence de randomisation, il est tout simplement impossible de conclure que les traitements appliqués sont bien la cause des effets constatés. Ceux-ci pourraient n'être que la conséquence de la position occupée au sein du laboratoire ou dans la pépinière.

Disposition en blocs

Une expérimentation en laboratoire, en pépinière ou en bac de bouturage doit être disposée en blocs au même titre qu'une expérimentation sur le terrain.

Tout dispositif expérimental est entaché de variation systématique. Il suffit, pour s'en convaincre, d'observer ce qui se passe dans une pépinière, où tous les plants sont soumis au même traitement et où la variation est cependant évidente. Cette variation est imputable à quantité de facteurs (exposition directe au soleil et au vent, proximité d'une source d'eau, etc.). Il en va de même des paillasse de laboratoire, des bacs de bouturage hermétiques et des serres, voire des phytotrons.

Les différents types de variation sont connus par expérience, mais ils peuvent aussi faire l'objet de projections. On sait, par exemple, que les conditions en bordure du bac de bouturage sans nébulisateur diffèrent des conditions au centre du bac. Il faut tenir compte de ces types de variation pour définir les blocs.



Les blocs sont indiqués en gris.
Chaque bloc est une répétition de 10 x 5 sacs plastique. Dans chaque unité, les 5 sacs plastique sont alignés de l'avant à l'arrière de la paillasse.

Après analyse de l'essai, le rôle joué par les blocs peut être évalué et servir à améliorer la conception des essais futurs .

Problème : une expérimentation doit avoir lieu en pépinière, comme indiqué ci-dessous. Les plants seront placés dans des sacs en matière plastique standard, espacés de 10 cm. Les essais porteront sur des unités de 5 sacs plastique. On appliquera 10 traitements avec 12 répétitions. Il faudra donc $5 \times 10 \times 12 = 600$ sacs plastique au total. On sait que les plantes situées près des portes sont désavantagées. Celles qui sont à l'avant des paillasse croissent mieux que celles qui sont placées à l'arrière. Un arbre à proximité de la serre jette de l'ombre sur le coin situé au Nord-Est. Comment disposeriez-vous les blocs de cet essai ?

On n'utilisera pas les extrémités de la serre, qui sont ombragées d'un côté et perturbées par la présence de la porte de l'autre côté. L'espace au centre de la serre, de 3 m de long, est suffisant pour y installer des paillasse. Les blocs sont disposés comme indiqué sur la figure, de sorte que les différences entre l'avant et l'arrière des paillasse sont bien claires, de même que toute différence entre le côté droit et le côté gauche des paillasse. Dans chaque bloc, les 5 sacs plastique qui constituent une unité sont alignés de l'avant à l'arrière de la paillasse. Ainsi, toute différence éventuelle entre l'avant et l'arrière est identique pour toutes les unités, minimisant les variations entre les diverses unités.

Problèmes courants

Insuffisances des installations de recherche

Les expérimentations effectuées en serre, dans un bac de bouturage ou dans un phytotron considèrent généralement les conditions du milieu (lumière, eau, température) comme faisant partie des traitements appliqués. Supposons que l'on ne dispose que d'un seul bac de bouturage pourvu d'un câble chauffant. Le problème est incontournable. En conséquence, toute conclusion concernant les effets des paramètres considérés ne pourra être que provisoire. La répétition dans le temps est parfois employée. Toutefois, cela ne résout pas le problème. En effet, un bac de bouturage, par exemple, peut fonctionner bien ou mal à certaines heures, quel que soit le traitement.

Manque de matériel végétal

Supposons un essai portant sur des boutures racinées exigeant 4 traitements à raison de 50 boutures par traitement. Nous savons que des boutures de différents clones peuvent réagir de manière différente. On s'efforcera donc d'«équilibrer» les clones entre les traitements. L'idéal serait d'avoir 4 boutures (ou un multiple de 4 boutures) de chaque clone, réparties également entre les traitements. Si l'on ne dispose pas de 4 boutures pour certains clones, on s'efforcera de répartir les boutures disponibles de manière aussi équilibrée que possible. On évitera à tout prix d'utiliser un clone pour un traitement donné et un autre clone pour un autre traitement, car, en ce cas, les effets

des clones et des traitements seraient mélangés, voire confondus. Le problème pourrait s'avérer plus complexe encore si l'on s'aperçoit qu'il existe non seulement un effet dû au clone mais, de surcroît, un effet dû à l'endroit où la bouture est prélevée (sommet ou base de la plante).

Comment gérer les essais pour obtenir de bons résultats

La manière dont un essai est géré et suivi peut avoir une influence non négligeable sur la qualité des résultats obtenus.

Uniformité de la gestion

Le principe le plus essentiel est celui de l'uniformité de la gestion. La seule différence dans la gestion des unités devrait être celle qui est imputable aux traitements. On évitera, par exemple, d'ouvrir un seul bac de bouturage à la fois pour l'inspecter tout en laissant les autres fermés ou d'arroser davantage une des deux extrémités de la paillasse.

Sélection du matériel végétal

Il est bien connu que lorsqu'on choisit du matériel végétal pour une expérimentation (par exemple, des plantules élevées en pépinière ou des boutures rassemblées dans un seau), on a tendance à choisir d'abord le meilleur matériel. De surcroît, on a souvent tendance à mettre en place des essais portant sur des traitements, en commençant par le traitement 1, puis en passant au traitement 2, et ainsi de suite. Il peut en résulter d'importantes distorsions si le meilleur matériel végétal se retrouve dans un seul traitement. Pour éviter cet écueil, on commencera par séparer le matériel végétal en plusieurs lots, puis on veillera à ce que l'ensemble des traitements soit appliqué à chaque lot. La méthode la plus simple consiste à disposer chaque lot de matériel de plantation dans un bloc du champ ou de la serre. Les différences au sein du matériel de plantation ne feront alors que contribuer aux différences entre les blocs et ne pourront être confondues avec les traitements.

On procédera de même si, par exemple, on doit utiliser plusieurs lots de substrat d'enracinement.

Organisation des travaux

La manière dont les travaux sont organisés peut également affecter les résultats. Supposons, par exemple, que deux techniciens pratiquent des greffes, l'un étant affecté aux traitements A et B, l'autre aux traitements C et D. Il pourrait en résulter une confusion entre les effets dus aux techniciens, qui sont parfois importants, et les différences entre les traitements (A et B) et (C et D).

Le mieux serait que l'un des techniciens se charge de la moitié des traitements (A, B, C, D) et que l'autre se charge de l'autre moitié. Mieux encore, un technicien pourrait travailler sur une série de blocs tandis que l'autre travaillerait sur l'autre série de blocs.

Les mêmes considérations s'appliquent lorsqu'on planifie l'ordre dans lequel les essais seront mis en place. Si, par exemple, on laisse le traitement D pour la fin, on risque de provoquer des distorsions puisque les boutures destinées à recevoir ce traitement auront attendu plus longtemps que les boutures destinées aux autres traitements. Là encore, la solution consiste à disposer un bloc, puis le suivant.

Etiquetage et enregistrement des données

Dans la plupart des essais en milieu réel, le traitement appliqué aux différentes parcelles apparaît clairement. Il n'en va pas de même des essais de multiplication. Ainsi, des boutures peuvent paraître identiques alors même qu'elles proviennent de différents clones. Il s'ensuit qu'il importe d'étiqueter et d'enregistrer les données soigneusement.

Un plan fidèle du dispositif expérimental devra être tracé. Il devra indiquer l'emplacement exact de chaque parcelle ainsi que le traitement appliqué. On veillera à ce que le plan indique clairement l'orientation des parcelles, soit en indiquant le Nord soit en ajoutant des points de repère (porte d'entrée de la serre, prise d'eau de la pépinière, etc.). Le plan devrait être suffisamment précis pour que, même si les étiquettes sont déplacées ou perdues par mégarde, on puisse quand même identifier chaque parcelle.

Risques d'erreur

Lorsqu'on met en place un essai comportant des centaines de boutures, les risques d'erreur sont possibles. C'est pourquoi il importe de consigner très exactement ce qui a été fait plutôt que ce qui aurait dû l'être. En effet, lorsqu'on procédera à l'analyse, il sera toujours possible de tenir compte des erreurs commises, tandis que l'on ne pourra pas tenir compte des erreurs cachées.

Bibliographie

- Coe R, Stern R and Nelson L. 1997. *Design for agroforestry experiments – guidelines for training workshop resource persons*. Nairobi: ICRAF.
- Mead R, Curnow RN and Hasted A. 1983. *Statistical Methods in Agriculture and Experimental Biology*. Chapman and Hall.
- Williams ER and Matheson AC. 1994. *Experimental design and analysis for use in tree improvement*. Australia: CSIRO.
- Dyke GV. 1998. *Comparative experiments with field crops*. London: Griffin.



Annexe 1 *Annonce de stage de formation*

Stage de formation intensif sur la multiplication végétative des ligneux dans les terres arides et semi-arides

16-20 février 1998, Nairobi (Kenya)

Généralités

Le World Agroforestry Centre et le Programme international de promotion des cultures en zones arides (IPALAC) organisent conjointement, grâce à une subvention de l'UNESCO, un stage de formation sur la multiplication végétative dans les terres arides et semi-arides.

La multiplication des arbres et des arbustes utilisés en agroforesterie est actuellement l'un des principaux obstacles qui s'opposent à la généralisation des techniques agroforestières.

Les plantes se régénèrent naturellement par voie de semences. Toutefois, pour la recherche et pour l'amélioration rapide des espèces non domestiquées, la multiplication végétative offre de multiples avantages. C'est ainsi que dans les populations sauvages un large éventail de propriétés importantes du produit peut s'exprimer (qualité du fruit, raideur du fût, biomasse, etc.). De plus, il est possible de reconnaître, au sein d'une population, des individus qui donnent des produits de meilleure qualité. Il serait alors avantageux de multiplier ces individus par voie végétative pour «capturer», ou saisir, la variation génétique exprimée, qui risquerait autrement de se perdre ou de s'affaiblir dans le cas d'une reproduction sexuée.

La multiplication végétative s'est développée au fil des siècles. Dans les régions tempérées, elle a joué un rôle important dans la domestication des arbres fruitiers. Des méthodes particulières ont été mises au point pour chaque espèce. Dans les régions tropicales, la multiplication végétative a parfois été appliquée avec succès aux arbres fruitiers, offrant des débouchés lucratifs aux marchés d'exportation (agrumes, mangues, avocats, noix de macadamia, etc.). Plusieurs essences tropicales de haute futaie ont aussi été clonées, principalement pour les plantations où l'on veut des arbres de taille uniforme.

De nombreuses essences indigènes qui pourraient avoir une grande valeur monétaire ou nutritive ne sont reproduites jusqu'à présent qu'à partir de plantes naturelles. Dans les régions tropicales, les petits exploitants agricoles auraient tout à gagner à intégrer ces essences aux systèmes agroforestiers, vu l'intérêt qu'elles présentent. La multiplication végétative permet de sélectionner un matériel génétique de qualité supérieure susceptible d'enrichir l'exploitation agricole.

Objectifs

L'objectif global du stage est d'améliorer les connaissances et les compétences techniques des techniciens responsables de la multiplication végétative des ligneux dans les projets de recherche-développement agroforestiers.

Le stage

Le stage se déroulera du 16 au 20 février 1997 au siège du World Agroforestry Centre à Nairobi (Kenya).

Le stage comportera sept volets :

1. Concepts et principes
2. Les pépinières d'essences agroforestières
3. Le bouturage
4. Le greffage
5. Le marcottage
6. La micropropagation
7. Les essais de multiplication

L'enseignement sera dispensé essentiellement à l'aide de travaux pratiques et de démonstrations précédés de brefs exposés théoriques.

Les spécialistes qui se chargeront de la formation seront des représentants du Programme international de promotion des cultures en zones arides (IPALAC) en Israël, du Bureau régional du World Agroforestry Centre en Afrique de l'Ouest et du siège du World Agroforestry Centre.

118

Les stagiaires

Les stagiaires seront sélectionnés auprès d'institutions nationales et d'organisations non gouvernementales d'Afrique de l'Est et d'Afrique australe. Les critères de sélection seront les suivants :

- Les stagiaires devront posséder un minimum de connaissances, attestées par un diplôme, dans une discipline pertinente (foresterie, agriculture, ou discipline connexe).
- Ils devront travailler dans le domaine des techniques de multiplication végétative en pépinière.
- Leur candidature devra être endossée par l'institution qui les emploie et celle-ci devra veiller à ce que les stagiaires appliquent ultérieurement les connaissances et les compétences qu'ils auront acquises dans le cadre du stage.
- Une considération particulière sera accordée à la candidature de femmes qualifiées pour assurer une représentation équitable des deux sexes.

Parrainage

Des bourses seront accordées aux candidats retenus. Les organisateurs du stage se réservent le droit de prendre en considération la candidature d'un petit nombre de candidats qualifiés bénéficiant d'une bourse individuelle.

Date limite de dépôt des candidatures

Les demandes devront parvenir au World Agroforestry Centre avant le 15 décembre 1997.



Annexe 2 Formulaire d'inscription



World Agroforestry Centre
TRANSFORMING LIVES AND LANDSCAPES

WORLD AGROFORESTRY CENTRE
ORGANISATION DES NATIONS UNIES POUR L'ALIMENTATION ET L'AGRICULTURE
PROGRAMME INTERNATIONAL DE PROMOTION DES CULTURES EN ZONES ARIDES

Stage de formation intensif sur la multiplication végétative des ligneux dans les terres arides et semi-arides

16-20 février 1998, Nairobi (Kenya)

FORMULAIRE D'INSCRIPTION

I . PARTIE A REMPLIR PAR LE POSTULANT

A. RENSEIGNEMENTS PERSONNELS

1. Nom : Mme/Mlle/M

2. Prénom(s) :

3. Titre :

4. Nom de l'organisme qui vous emploie :

Adresse et case postale :

(Ville) :

(Pays) :

(Téléphone) :

(Télécopie) :

(Télex) :

(Télégramme) :

(Mél) :

5. Adresse personnelle :

(Ville) :

(Pays) :

(Téléphone) :

6. Date de naissance :

7. Nationalité :

8. Numéro de passeport :

9. Lieu de délivrance :

10. Date de délivrance :

11. Date d'expiration :

12. Langue maternelle :

13. Langue(s) de travail :

B. NIVEAU D'INSTRUCTION

14. Diplôme de fin d'études (doctorat, maîtrise de sciences, licence de sciences, autre diplôme) :

15. Date d'obtention :

16. Etablissement d'enseignement :

17. Discipline(s) étudié(e)s :

18. Formation en cours d'emploi suivie après l'obtention du diplôme :

C. EXPERIENCE PROFESSIONNELLE

19. Nombre d'années d'expérience professionnelle :

20. Nombre d'années dans le dernier emploi occupé :

21. Nom et titre de votre superviseur actuel :

22. Décrivez succinctement vos attributions présentes :

23. Décrivez brièvement l'expérience professionnelle que vous avez acquise avant d'occuper votre emploi actuel :

24. Enumérez, le cas échéant, les ouvrages que vous avez publiés (travaux de recherche, manuels de formation ou de vulgarisation, etc.) :

25. Expliquez brièvement ce que vous attendez du stage de formation et quelle contribution vous pouvez y apporter. Vous pourrez, au besoin, en écrivant au verso de ce formulaire, présenter d'autres informations pertinentes à l'appui de votre demande. Il en sera tenu compte lors de l'examen de votre candidature.

Je, soussigné(e), certifie que les renseignements ci-dessus sont exacts et complets et que le World Agroforestry Centre ne sera pas tenu pour responsable en cas d'accident, de maladie, de vol ou de décès survenu pendant le voyage ou pendant la durée du séjour au Kenya pour participer au stage de formation.

Date :

Signature :

121

II. PARTIE A REMPLIR PAR L'EMPLOYEUR

Je, soussigné(e), Mme/Mlle/M :

Titre :

Nom et adresse de l'organisme employeur :

Appuie la demande du candidat/de la candidate susmentionné(e) et de la personne qui le/la parraine.

Date :

Signature :

Cachet officiel :

III. RENSEIGNEMENTS SUPPLEMENTAIRES PRESENTES A L'APPUI DE LA DEMANDE

Indiquez brièvement, en utilisant au besoin des feuillets supplémentaires, ce que vous attendez de ce stage et quelle contribution vous pourrez y apporter. Les renseignements que vous fournirez permettront aux organisateurs d'examiner votre candidature en connaissance de cause et de sélectionner les meilleurs candidats.



Annexe 3 Programme du stage

«Stage de formation sur la multiplication végétative des ligneux dans les terres arides et semi-arides»



World Agroforestry Centre
TRANSFORMING LIVES AND LANDSCAPES

16-20 février 1998, World Agroforestry Centre

PROGRAMME DU STAGE

| Lundi 16 février | |
|----------------------------|--|
| 09.00 - 09.30 | Ouverture du stage - <i>P. Sanchez et T. Lehmborg</i> |
| 09.30 - 10.00 | Introduction à la multiplication végétative - <i>Z. Wiesmann</i> |
| 10.00 - 10.30 | Avantages et risques de la multiplication végétative en agroforesterie - <i>H. Jaenicke</i> |
| 10.30 - 11.00 | Pause café |
| 11.00 - 12.00 | Installations de multiplication et bacs de bouturage sans nébulisateur - <i>Z. Tchoundjeu</i> |
| 12.00 - 13.00 | Physiologie et régulateurs de croissance - <i>Z. Wiesmann</i> |
| 13.00 - 14.00 | Déjeuner |
| 14.00 - 18.00 | Travaux pratiques en pépinière I (boutures de tiges et de racines) |
| Mardi 17 février | |
| 09.00 - 10.30 | Dispositif expérimental pour la recherche sur la multiplication des ligneux - <i>R. Coe</i> |
| 10.30 - 11.00 | Pause café |
| 11.00 - 12.00 | Etude de cas sur le Sahel - <i>Z. Tchoundjeu</i> |
| 12.00 - 13.00 | Gestion des pépinières - <i>H. Jaenicke</i> |
| 13.00 - 14.00 | Déjeuner |
| 14.00 - 18.00 | Travaux pratiques en pépinière II (gestion des pépinières) |
| Mercredi 18 février | |
| 09.00 - 10.30 | Les techniques de greffage - <i>H. Jaenicke</i> |
| 10.30 - 11.00 | Pause café |
| 11.00 - 12.30 | Autres techniques de multiplication - <i>Z. Tchoundjeu et H. Jaenicke</i> |
| 12.30 - 14.00 | Déjeuner |
| 14.00 - 18.00 | Travaux pratiques en pépinière III (greffage et marcottage) |
| Jeudi 19 février | |
| 09.00 - 10.30 | Le projet d'irrigation de Kibwezi - <i>Z. Carmi</i> |
| 10.00 - 10.30 | Pause café |
| 10.30 - 12.30 | Utilisation de substrats artificiels pour la multiplication végétative - <i>Z. Carmi</i> |
| 12.30 - 13.30 | Déjeuner |
| 13.30 - 18.00 | Visite sur le terrain - Rosslyn River Garden Centre et Kenya Forestry Research Institute) |
| Vendredi 20 février | |
| 09.30 - 10.30 | Séminaire du vendredi - <i>Z. Wiesmann</i> |
| 10.30 - 11.00 | Pause café |
| 11.00 - 12.00 | La micropropagation - <i>M. Kwapata</i> |
| 12.00 - 13.00 | La lutte phytosanitaire dans les pépinières - <i>J. Desaeager</i> |
| 13.00 - 14.00 | Déjeuner |
| 14.00 - 15.00 | L'analyse moléculaire appliquée à la multiplication végétative - <i>I. Dawson</i> |
| 15.00 - 16.30 | Travaux pratiques en pépinière IV (évaluations) |
| 16.30 - 17.00 | Evaluation et clôture du stage - <i>J. Beniést, H. Jaenicke et Z. Wiesmann</i> |

ANNEXE 4 A - EVALUATION DES SESSIONS THEORIQUES



INSTRUCTIONS:

- Ce formulaire vous permettra d'évaluer chacun des exposés théoriques qui auront été faits dans le courant du stage. Vous indiquerez, pour chaque exposé, sa date de présentation, le sujet abordé et le nom de l'enseignant. Vous noterez chaque exposé à l'aide du système de notation figurant ci-dessous.
- N'évaluez pas les exposés auxquels vous n'avez pas assisté.
- Veillez à utiliser les formulaires appropriés pour évaluer les visites sur le terrain et les travaux pratiques.
- Remettez les formulaires d'évaluation dûment remplis aux organisateurs du stage, à la fin du stage.
- Nous vous remercions de votre coopération.

NOTA BENE :

Les formulaires d'évaluation sont anonymes et ont pour seul but d'aider les enseignants à mieux préparer et présenter leurs exposés dans le futur. Les autres évaluations (évaluation finale, visites sur le terrain, travaux pratiques) seront résumées dans le rapport de stage.

SYSTEME DE NOTATION POUR L'EVALUATION DES EXPOSES THEORIQUES

Acquisition de nouvelles connaissances :

- 1 = très peu
- 2 = connaissances renforcées
- 3 = beaucoup

Qualité de la présentation :

- 1 = médiocre
- 2 = moyenne
- 3 = excellente

Durée : durée des sessions par rapport à la durée du stage

- 1 = trop longue
- 2 = adéquate
- 3 = trop courte

Supports pédagogiques : qualité des documents fournis

- 1 = médiocre
- 2 = moyenne
- 3 = excellente
- = aucun support pédagogique n'a été utilisé

Importance : importance du sujet abordé dans votre travail quotidien

- 1 = peu important
- 2 = important
- 3 = très important

Supports audiovisuels : qualité des diapositives et des transparents

- 1 = médiocre
- 2 = moyenne
- 3 = excellente
- = aucun support audiovisuel n'a été utilisé

OBSERVATIONS : Vous pouvez formuler des observations et des suggestions sur un exposé particulier. Vous utiliserez, au besoin, des feuillets supplémentaires en n'oubliant pas d'indiquer à quel exposé ils se rapportent.

ANNEXE 4 b - EVALUATION DES VISITES SUR LE TERRAIN

Date :

Site visité :

Enseignant accompagnant la visite :

Cochez la case appropriée et formulez, au besoin, vos observations et suggestions dans l'espace prévu à cet effet.

| | |
|--|--|
| <p>a) Avez-vous acquis de nouvelles connaissances ?</p> <p><input type="radio"/> oui</p> <p><input type="radio"/> un peu</p> <p><input type="radio"/> non</p> | <p>b) La durée de la visite était :</p> <p><input type="radio"/> trop longue</p> <p><input type="radio"/> adéquate</p> <p><input type="radio"/> trop courte</p> <p><input type="radio"/> la visite pourrait être annulée</p> |
| <p>c) Quelle était l'utilité de la visite dans le contexte du stage ?</p> <p><input type="radio"/> très utile</p> <p><input type="radio"/> quelque peu utile</p> <p><input type="radio"/> inutile</p> | <p>d) La date de la visite dans le contexte du stage ?</p> <p><input type="radio"/> bien choisie</p> <p><input type="radio"/> plus ou moins bien choisie</p> <p><input type="radio"/> mal choisie</p> |
| <p>e) La documentation présentée à l'appui de la visite était :</p> <p><input type="radio"/> excellente</p> <p><input type="radio"/> moyenne</p> <p><input type="radio"/> médiocre</p> <p><input type="radio"/> pas disponible</p> | <p>f) La visite était :</p> <p><input type="radio"/> bien organisée</p> <p><input type="radio"/> assez bien organisée</p> <p><input type="radio"/> mal organisée</p> |
| <p>g) Observations et suggestions :</p> | |

ANNEXE 4 c - EVALUATION DES EXERCICES SUR LE TERRAIN

Numéro assigné à votre groupe :

Enseignant accompagnant votre groupe :

Cochez la case appropriée et formulez, au besoin, vos observations et suggestions dans l'espace prévu à cet effet.

| | |
|--|---|
| <p>a) L'exercice a-t-il amélioré votre connaissance de l'unité correspondante ?</p> <p><input type="radio"/> oui <input type="radio"/> un peu <input type="radio"/> non</p> | <p>b) La durée totale de l'exercice était :</p> <p><input type="radio"/> trop longue <input type="radio"/> adéquate <input type="radio"/> trop courte <input type="radio"/> l'exercice pourrait être annulé</p> |
| <p>c) Les exposés théoriques sur cette unité vous ont-ils préparé à cet exercice ? :</p> <p><input type="radio"/> oui <input type="radio"/> un peu <input type="radio"/> non</p> | <p>d) La date de l'exercice dans le contexte du stage était :</p> <p><input type="radio"/> bien choisie <input type="radio"/> assez bien choisie <input type="radio"/> mal choisie</p> |
| <p>e) Les informations fournies pour effectuer cet exercice étaient :</p> <p><input type="radio"/> excellentes <input type="radio"/> moyennes <input type="radio"/> médiocres <input type="radio"/> non existantes</p> | <p>f) L'organisation de l'exercice était :</p> <p><input type="radio"/> excellente <input type="radio"/> moyenne <input type="radio"/> médiocre</p> |
| <p>g) Avez-vous reçu de l'enseignant affecté à votre groupe les conseils et les instructions nécessaires ? :</p> <p><input type="radio"/> oui <input type="radio"/> pas vraiment <input type="radio"/> non</p> | <p>h) Le choix du site pour les exercices sur le terrain était :</p> <p><input type="radio"/> bon <input type="radio"/> moyen <input type="radio"/> mauvais</p> |
| <p>i) Observations et suggestions :</p> | |

ANNEXE 4 d
EVALUATION DU STAGE
PLAN D'ACTION PERSONNEL

| | |
|---------------|--|
| NOM : | |
| INSTITUTION : | |

ACTIVITE 1 (Vous utiliserez un tableau identique pour 3 activités maximum)

| | |
|------------------------------|--|
| Titre de l'activité : | |
| Personne(s) responsable(s) : | |
| Ressources nécessaires : | |
| Résultats escomptés : | |
| Moyens de vérification : | |
| Calendrier d'exécution : | |

ANNEXE 4 e - EVALUATION FINALE

Veillez cocher la ou les case(s) appropriée(s) et répondre aux questions posées. L'évaluation revêt un caractère anonyme. Elle a pour but de nous aider à améliorer encore les stages de formation dans le domaine considéré. Vous utiliserez, au besoin, des feuillets supplémentaires.

Nous vous remercions de votre coopération.

1. DISPOSITIONS PRECEDANT LE STAGE

1.1. Quand avez-vous été informé(e) de la possibilité de suivre ce stage (date) :

1.2. Comment avez-vous été sélectionné(e) pour participer à ce stage ?

- Je me suis présenté(e) à titre personnel
- J'ai été présenté(e) par mon employeur
- J'ai été présenté(e) par le Correspondant national
- J'ai été présenté(e) par un représentant du World Agroforestry Centre
- Autre méthode de sélection (précisez laquelle) :

131

1.3. Quels sont, parmi les documents ci-après, ceux que vous avez reçus :

- Brochure
- Formulaire d'inscription
- Lettre de candidature spécifiant les conditions de participation
- Renseignements sur le voyage jusqu'à Nairobi (Kenya)
- Autres documents (précisez lesquels) :

1.4. Ces informations vous ont-elles permis de vous préparer au stage ?

- Oui
- Non

1.5. Formulez ici toute observation ou suggestion susceptible de nous aider à améliorer les dispositions précédant le stage :

2. STRUCTURE DU STAGE

2.1. Les dates du stage étaient-elles bien choisies (février) ?

- Oui
- Non. Si vous avez répondu Non, expliquez pourquoi vous pensez que les dates retenues étaient mal choisies et indiquez à quelles dates, selon vous, le stage devrait se tenir :

2.2. Évaluez les aspects généraux du stage :

| Aspects à évaluer | TROP LONG | ACCEPTABLE | TROP COURT |
|--------------------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|
| a) Durée totale du stage (1 semaine) | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| b) Exposés théoriques | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| c) Travaux en groupe | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| d) Visites sur le terrain | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |
| e) Travaux pratiques | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |

2.3 Considérez le programme du stage et notez les différentes unités en fonction de votre opinion personnelle quant à la **qualité globale** des sujets abordés et quant à leur **utilité** dans le contexte de votre travail quotidien. Vous noterez de 1 (excellent/très utile) à 5 (médiocre/inutile). **Vous veillerez à ne pas utiliser la même note plus d'une seule fois !**

132

| Unité | Qualité | Utilité |
|---|---------|---------|
| 1 Concepts et principes | | |
| 2 Pépinières d'essences agroforestières | | |
| 3 Le bouturage | | |
| 4 Le greffage | | |
| 5 Le marcottage | | |
| 6 La micropropagation | | |
| 7 Essais de multiplication | | |

2.4 Autres commentaires et suggestions sur la structure du stage de formation :

3. OBJECTIFS DU STAGE

3.1 Considérez les objectifs du stage et cochez la note qui, selon vous, indique dans quelle mesure ces objectifs étaient **appropriés** et **efficaces**. Ces deux termes ont la signification suivante :

Approprié : caractérise l'opportunité et l'utilité des objectifs du stage dans le contexte de votre travail quotidien

Efficace : caractérise la manière dont les objectifs, appropriés ou non, ont été atteints

(1 = PAS approprié et pas efficace, 5 = TRES approprié et très efficace)

| OBJECTIFS DU STAGE | APPROPRIÉS | | | | | EFFICACES | | | | |
|---|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|--------------------------|
| | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 |
| <i>L'objectif global du stage est d'améliorer les connaissances et les compétences pratiques des techniciens responsables de la multiplication végétative des ligneux dans le contexte des projets de recherche-développement en agroforesterie</i> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |

3.2. Le programme du stage a-t-il atteint ses objectifs ?

- Oui
- Plus ou moins
- Non

133

3.3. L'enseignement dispensé au cours du stage vous permettra-t-il de mener à bien votre Plan d'action personnel ?

- Oui
- Plus ou moins
- Non

3.4. Autres commentaires et suggestions sur les objectifs et le programme du stage :

4. LE MATERIEL DE FORMATION

4.1. Avez-vous reçu (en quantité) suffisamment de matériel de formation à l'appui des différents sujets abordés au cours du stage ?

- Oui
- Plus ou moins
- Non

4.2. Quelle était, dans l'ensemble, la qualité de ce matériel de formation ?

- Excellente
- Bonne
- Moyenne
- Médiocre (expliquez pourquoi) :

4.3. Le matériel de formation qui vous a été fourni dans le courant du stage vous permettra-t-il de mieux enseigner l'agroforesterie ?

- Oui
- Plus ou moins
- Non

134

4.4. Autres commentaires et suggestions concernant le matériel de formation nécessaire pour ce type de stage :

5. ASPECTS LOGISTIQUES

5.1. Évaluez les dispositions logistiques prises en vue du stage. Les notes vont de 1 à 5 (1 = très mauvaises, 2 = mauvaises, 3 = moyennes, 4 = bonnes, 5 = excellentes).

| Aspect à évaluer | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 |
|--|---|---|---|---|---|
| Dispositions prises en vue du voyage sur les lignes internationales (le cas échéant) | | | | | |
| Accueil à l'arrivée au Kenya (le cas échéant) | | | | | |
| Formalités d'inscription au World Agroforestry Centre | | | | | |
| Hébergement à l'hôtel à Nairobi (le cas échéant) | | | | | |
| Repas (déjeuners et pauses café) | | | | | |
| Indemnité journalière de subsistance et règlement des frais divers | | | | | |
| Infrastructure de formation au World Agroforestry Centre (salles, matériel audiovisuel, etc.) | | | | | |
| Secrétariat | | | | | |
| Transport (navette entre le World Agroforestry Centre et l'hôtel, transport vers les sites visités et les lieux des travaux pratiques) | | | | | |
| Autres aspects (précisez) : - - - - | | | | | |

135

5.2. Autres suggestions et commentaires concernant les dispositions logistiques à prendre pour ce type de stage :

6. INTERACTIONS ENTRE LES PARTICIPANTS ET LES ENSEIGNANTS

6.1. Évaluez les aspects ci-après en cochant la case appropriée (1 = très mauvais, 2 = mauvais, 3 = médiocre, 4 = bon, 5 = excellent)

| Aspect à évaluer | 1 | 2 | 3 | 4 | 5 |
|---|---|---|---|---|---|
| Nombre total de participants (± 20) | | | | | |
| Diversité des milieux culturels et des expériences des participants | | | | | |
| Rapports entre les participants | | | | | |
| Rapports entre les participants et les enseignants | | | | | |

6.2. Commentaires et suggestions sur les rapports interpersonnels :

136

7. EVALUATION GLOBALE

7.1. En considérant tous les aspects (techniques et logistiques), comment évaluez-vous globalement le stage de formation :

- Excellent
- Très bon
- Bon
- Médiocre
- Mauvais (expliquez) :

7.2. Votre participation au stage vous permettra-t-elle de mieux enseigner l'agroforesterie ?

- Oui
- Plus ou moins
- Non (expliquez pourquoi) :

7.3. Quels sont, à votre avis, les trois principaux **points forts** du stage (par ordre d'importance) :

1.

2.

3.

7.4. Quels sont, à votre avis, les trois principaux **points faibles** du stage (par ordre d'importance) et comment pourrait-on les améliorer :

1.

2.

3.

137

7.5. Suggérez quelques améliorations qui pourraient être apportées à ce type de stage :



Index

A

Abiotiques 10
Acacia spp. 38
Acariens 28, 39, 40
Acide abscissique 7, 8, 101
Age physiologique 64
Agents pathogènes 66, 88, 96, 98
Agromyzidae 40
Agrotis spp. 40
Ail 45
Albizia spp. 38
Allongement des pousses 7, 99
Alnus 23
Anacardium occidentale 38
Analyse de variance 110
Ananas 93
Androgenèse 99
Annélation 88
Anti-gibberellines 7
Aphides 11, 39
Apomixie 4
Archivage 32
Auxines 7, 84, 86, 96, 100
Auxines synthétiques 7
Azadirachta indica 38
Azote 28, 53

B

BA/AIB 93
Bac de bouturage 55
Bac de bouturage à nébulisateur 55
Bac de bouturage en matière plastique 58
Bac de bouturage sans nébulisateur 56
Banancier 93
Bauhinia rufescens 57
Biotechnologie 93
Biotiques 10
Bourgeons axillaires 93
Bouturage 51
Boutures de tiges 51

C

Café 39
Caféier 101
Cal 66
Calcium 27
Calliandra calothyrsus 38
Cambium vasculaire 66, 69
Capacité de rétention en eau 25
Capacité d'échange cationique 25
Carences nutritionnelles 27
Carica papaya 38
Cassia angustifolia 38
Cellules méristématiques 66, 68
Cernage des racines 23
Chambre de transfert 96
Chambre d'incubation 96
Chambre d'inoculation 96
Châssis surélevés 23
Chenilles 40
Cicadelles 40
Cicatrisation 64, 69, 70
Cicatrisation des plaies 7
Citrus 65, 67
Citrus auriculiformis 84
Citrus sinensis 72
Cloques 36
Coléoptères 39, 40
Compatibles (matériels) 64
Conditions nécessaires à la cicatrisation 70
Conteneurs 22, 23, 24
Contrôle de la variation 103, 107
Couches d'abscission 7
Criquets 39, 40
Croissance cellulaire du cambium 7
Crotalaria spp. 38
Culture d'embryons 98
Culture de méristèmes apicaux de pousses 98
Culture de pousses axillaires 98
Culture in vitro 91
Culture primaire 94
Cytokinines 8, 71

D

Déformations des racines 24, 25, 47
 Densité apparente 25
 Dépiquage 47
 Dépiquer 22, 34
 Dépistage des maladies virales 68
 Dépression due à l'endogamie 14
Desmodium distortum 38
 Développement des bourgeons 53
 Dispositif expérimental 104, 105, 112
 Dispositifs antivirilles 24, 25
 Disposition en blocs 107
 Diversité génétique 10
 Documentation 2
Dodonaea viscosa 38
 Dominance apicale 4, 6
 Dormance 22
 Drageons 3, 65
 Durcissement 30, 57

E

Ebauche des racines 53
 Ecussonnage 65, 75
 Ecussonnage en plaque 76
 Ecussonnage en T 75
 Elongation des racines 51
 Elongation des tiges 53
 Embryogenèse somatique 100
 Embryons somatiques 97, 100, 101
 Endosperme 8, 100
 Endurcies 21, 99
 Engorgement 29
 Enracinement 49, 51
 Entaille 22
Eriophyidae 40
Erisyphe spp. 36
 Espèces exogames 12, 13, 16
 Essais de multiplication 105
 Essais factoriels ou en split-plot 33
 Ethylène 8
 Etiquetage 22
Eucalyptus 23, 38, 93
Eucalyptus camaldulensis 38
Eucalyptus x trabutii 67
Euphorbia balsamifera 38
 Explant 94, 96, 100

F

Facteurs abiotiques 28
 Facteurs biotiques 28
 Fertilité 14, 25
Ficus spp. 84
 Fonte des semis 35, 36
 Formation de pousses adventives 97, 99
 Formation de pousses axillaires 97, 98
 Formation du cal 69, 80
 Formation du cambium 69
 Formation du tissu vasculaire 69

G

Génotypes 5, 6
 Germination 5, 22, 31, 32
 Gestion des ravageurs et des maladies 35
 Gibbérellines 7
 Graines orthodoxes 14, 22
 Greffage 3, 4
 Greffe à l'anglaise double 64, 73, 74, 80
 Greffe à l'anglaise simple 73, 74
 Greffe en pont 68
 Greffe terminale 73, 79
 Greffe par approche 75, 81
 Greffon 65
Grevillea robusta 38

H

Haploïde 4, 97
Helianthus annuus 72
 Hévée 65, 76, 101
 Hormones végétales 7, 93
 Hygiène de la pépinière 20

I

I. Wombolu 16
 Incompatibilités 71
 Incuber 94
 inhibiteur de croissance 8
 Insectes 10, 28, 36, 39, 40, 42, 43, 44
Irvingia gabonensis 16

K

Khaya ivorensis 53
 Kinétine 8

L

L. diversifolia 31
L. trichandra 31
Leucaena 30
Leucaena leucocephala 31, 38
Lits surélevés 23
Locustes 39
Lovoa trichilioide 53
Lutte biologique 39
Lutte phytosanitaire 35, 43

M

Macroéléments 26
Magnésium 27
Maladies 10
Mangifera indica 72, 84
Marcottage 83
Marcottage aérien 67, 83, 84, 85
Marcottage par buttage 83, 84, 87
Marcottage par couchage 84, 87
Margousier 29, 45
Maturité des tissus 8
McCown et Lloyd 96
Melia volkensii 107
Meloidogynespp. 37
Méristème 97, 98
Mesoplatys ochroptera 40
Mesures 107
Mesures curatives 43
Mesures phytosanitaires 41
Mesures préventives 20, 41
Micro-greffage 92
Micropropagation 39, 91, 95
Microorganismes 25
Milieu environnant 29
Mimosa scabrella 38
Mise en pots 42, 56
Monocotylédones 4, 97
Mouches à scie 39, 40
Mouches des fruits 39
Murashige et Skoog 96
Mycorrhizes 25

N

Neem 39
Nématode à galles 37
Nématodes 28, 37

O

Objectifs (des essais) 106
Oidium 36
Oligoéléments 27, 28
Ombrage 28, 29
Ontogénétique 8
Organogenèse 94

P

P. armeniaca 72
P. domestica 72
P. persica 72
Palmier à huile 93, 101
Parcelles 105
Pépinière 19
Pépinières d'essences agroforestières 19
Persea americana 84, 86
Pesticides 19, 28, 29, 41, 43
Pesticides naturels 45
Phloème 27, 66, 69
Phosphore 27, 28, 53
Phyllophaga spp. 40
Physiologie 68
Phytohormones 1, 2, 93
Phytotron 113
Piment rouge 45
Plante-mère 50, 51, 52, 54, 55
Plante-souche 50, 51
Plantes dioïques 68
Plantes exemptes de virus 92
Plantule 94, 100
Plantules de qualité 21
Plasticité 25
Polyembryonie 5, 94
Poncirus trifoliata 72
Populations monoclonales ou oligoclonales 10
Porosité 25
Porte-greffe 65
Potassium 27
Pousses adventives 99

Pousses apicales 8
 Pousses épïcormiques 9
 Pousses latérales 4, 80
 Pro-embryon 94
 Propagule 94
 Propriétés biologiques 25
 Propriétés chimiques 25
 Propriétés physiques 25
Prosopis africana 57
Prosopis juliflora 38
 Prospection de matériel génétique 2, 16
 Protocole 32
 Protocoles d'expérimentation 32
Prunus africana 36, 57, 110
Prunus amygdalina 72
 Psylles 39, 40
Pterocarpus erinaceus 57
 Punaises 39
Pyralidae 40
 Pyrèthre 29, 45

R

Racines 22, 23, 29
 Racines adventives 8
 Racines à nu 23
 Racines de derris 45
 Rajeunissement 67
 Randomisation 106
 Récalcitrantes 6
 Récupération des embryons 98
 Refroidissement 55
 Régénération 94, 97
 Registre de pépinière 32
 Régulateurs de croissance 2, 7, 71
 Rejets de souche 9
 Réparation des dégâts 68
 Répétition des essais 106
 Réticulum endoplasmique 70
 Rhizobium 22, 33

S

Salle de préparation 96
Samanea saman 38
 Sauterelles 39, 40
 Sélection de phénotypes 13

Senna siamea 38
Sesamum indicum 40, 42
Sesbania sesban 40, 105
Sesbania spp. 37, 38, 41
 Soucis 38, 42, 45
 Soufre 27
 Split-plot 33, 110
Spodoptera spp. 40
 Stérilisation chimique 42
 Stérilisation par la chaleur 42
 Stériliser à la vapeur 29
 Stolons 4
 Subculture 94
 Substrat 20
 Substrat d'enracinement 52
 Sujet intermédiaire 73
 Surface foliaire 52, 53

T

Tabac 29, 45
Tagetes spp. 42
Tamarindus indica 57
Taphrina spp. 36
Tectona grandis 38
Tephrosia spp. 38
 Thrips 39
 Tissus 93
 Trait 10
 Traitements 106
Triplochiton scleroxylon 54

V

Vicia Faba 72
 Virus 39

Z

Zéatine 8

ISBN 92 9059 1501



World Agroforestry Centre
TRANSFORMING LIVES AND LANDSCAPES