

# CHAPITRE 6

## CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

Un matériel végétal de haute qualité est essentiel pour la réussite de tous les projets de restauration forestière qui impliquent la plantation d'arbres (par exemple, pour la restauration des stades 3 à 5 de la dégradation). Tous les jeunes plants de chaque espèce doivent être cultivés à une taille convenable et être robustes, vigoureux et exempts de maladies quand la saison est optimale pour les planter. Cela est difficile à réaliser lorsqu'on cultive un grand nombre d'essences forestières autochtones, qui donneront des fruits à différents moments de l'année et dont les taux de germination et de croissance des plantules varieront largement, surtout si ces espèces n'ont jamais été produites en masse dans les pépinières auparavant. Dans ce chapitre, nous fournissons des conseils standard, généralement applicables lors d'une première tentative de production de plants d'arbres forestiers autochtones pour un programme de restauration forestière. Nous incluons également des protocoles de recherche qui peuvent être utilisés pour améliorer vos méthodes de propagation d'arbres, menant à l'élaboration des calendriers de production détaillés pour chaque espèce propagée.

## 6.1 Construction d'une pépinière

Une pépinière doit offrir des conditions idéales pour la croissance de plants d'arbres et doit les protéger contre les agressions. Elle doit également être un cadre confortable et sûr pour les pépiniéristes.

### Choix d'un site

Le site d'une pépinière doit être protégé contre des conditions climatiques extrêmes. Il devrait être:

- plat ou légèrement incliné, avec un bon drainage (des pentes plus raides nécessitent un terrassement);
- protégé et partiellement ombragé (l'idéal serait d'avoir un site protégé par des arbres existants);
- à proximité d'une source d'approvisionnement permanent en eau potable (mais sans risque d'inondation);
- suffisamment grand pour produire le nombre de plants requis et pour permettre des futures expansions;
- près d'une source d'approvisionnement en sol approprié;
- suffisamment accessible pour permettre le transport commode de jeunes arbres et des fournitures.

Si un site exposé ne peut être évité, une ceinture de protection faite d'arbres ou d'arbustes pourrait être plantée, ou alors de grands arbres conteneurisés pourraient fournir un abri.

### Quelle superficie faut-il pour une pépinière?

La taille de la pépinière dépend en définitive de la superficie de la zone à restaurer, qui, à son tour, détermine le nombre d'arbres qui doivent être produits chaque année. Les autres considérations sont, entre autres, les taux de survie et les taux de croissance des plants (qui déterminent la durée de conservation des plants dans la pépinière).

Le **Tableau 6.1** concerne la superficie à restaurer chaque année par rapport à la taille minimale nécessaire pour la pépinière. Ces calculs sont basés sur la germination des graines dans des bacs et leur transplantation ultérieure dans des conteneurs, avec des taux de survie relativement élevés. Par exemple, si la superficie à restaurer est de 1 hectare par an, jusqu'à 3.100 arbres seront nécessaires, ce qui nécessite une pépinière d'environ 80 m<sup>2</sup>.

### Caractéristiques essentielles d'une pépinière

La construction d'une pépinière ne coûte pas forcément cher. Les matériaux disponibles localement, tels que le bois recyclé, le bambou et les feuilles de palmier, peuvent tous être utilisés pour construire une pépinière simple et peu coûteuse. Les conditions essentielles sont, entre autres:

- une zone ombragée avec des bancs pour la germination des graines, qui est protégée contre les prédateurs de graines par un grillage; l'ombrière peut être construite à base des produits commerciaux, mais également à partir des feuilles de palmier, de grosses herbes et des lamelles de bambou;
- un endroit ombragé où les plantules en pot peuvent être cultivés avant d'être prêts pour la plantation (l'ombrage devrait être amovible si les jeunes arbres doivent être affermis à cet endroit avant la plantation);
- un espace de travail pour la préparation des semences, le repiquage des plants, etc.;
- un approvisionnement en eau fiable;
- un magasin se fermant à clé pour les matériaux et les outils;
- une clôture pour empêcher les animaux errants d'entrer;
- un abri et des toilettes pour le personnel et les visiteurs.

Tableau 6.1. Relation entre l'espace nécessaire pour une pépinière et la superficie du site de restauration.

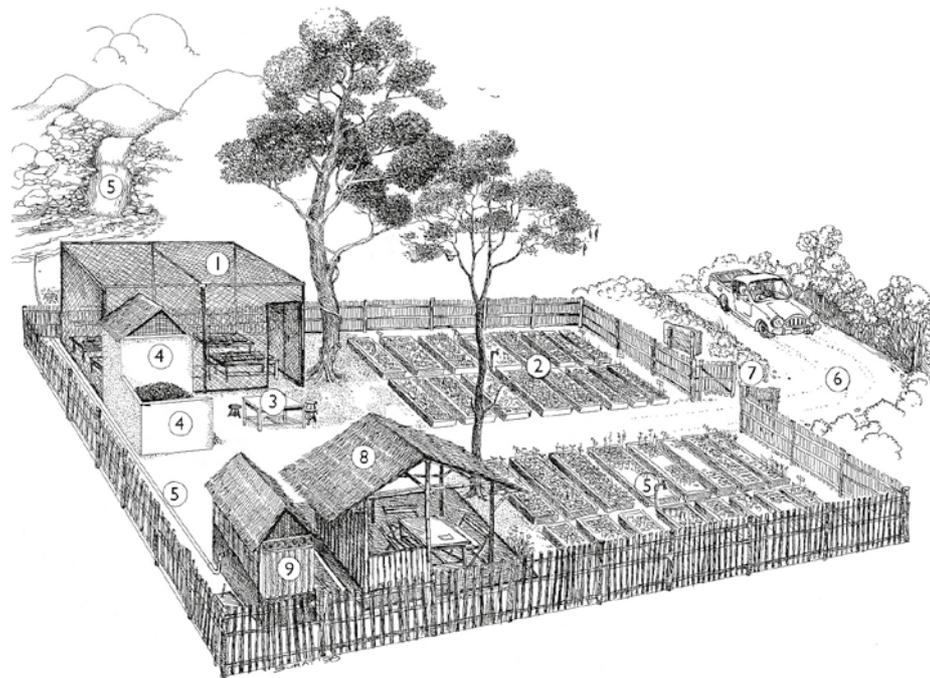
Superficie à restaurer (ha/an)	Nombre maximum d'arbres nécessaires <sup>a</sup>	Superficie consacrée à la germination (m <sup>2</sup> )	Superficie de mise en attente <sup>b</sup> (m <sup>2</sup> )	Stockage, abri, toilette etc. (m <sup>2</sup> )	Superficie totale nécessaire pour la pépinière (m <sup>2</sup> )
0,25	775	3	11	15	29
0,5	1.550	6	22	15	43
1	3.100	13	44	15	72
5	15.500	63	220	15	298
10	31.000	125	440	15	580

<sup>a</sup> En supposant une absence de plantes issues de la régénération naturelle.

<sup>b</sup> Une superficie supplémentaire de taille similaire pourrait être nécessaire pour l'endurcissement des plants s'il n'est pas possible de supprimer l'ombrage des plants conteneurisés.

### Conception d'une pépinière

Un plan minutieusement examiné d'une pépinière peut augmenter considérablement l'efficacité. Pensez aux diverses activités qui y seront menées et le déplacement des matériaux autour de la pépinière. Par exemple, placez les lits de conteneurs et les zones d'endurcissement près du point d'accès principal, c'est-à-dire près de l'endroit où les arbres seront finalement chargés dans des véhicules pour le transport vers le site de restauration; placez le magasin se fermant à clé et le magasin de substances près de la zone d'empotage.

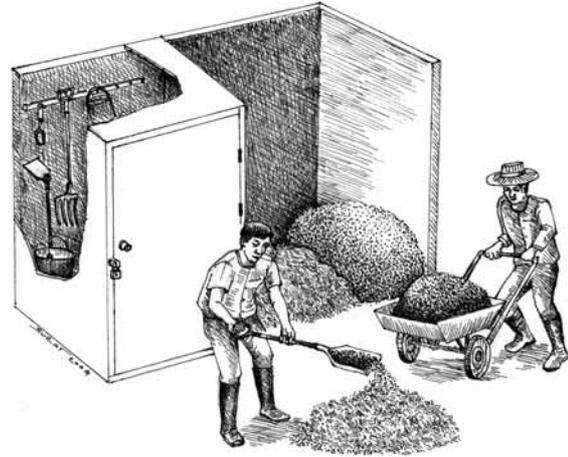


Le plan idéal d'une pépinière: (1) un abri de germination qui est protégé contre les prédateurs de graines; (2) une zone réservée (suppression de l'ombre); (3) une zone pour l'empotage; (4) un magasin de substances et un magasin d'équipement se fermant à clé; (5) un approvisionnement en eau fiable; (6) un accès facile; (7) une clôture pour empêcher les animaux errant d'entrer; (8) un abri contre le soleil et la pluie, et (9) des toilettes.

### Outils de pépinière

La production des plants nécessite un équipement simple et peu coûteux. Bon nombre des articles illustrés ici sont facilement disponibles dans une communauté agricole moyenne et pourraient être empruntés pour le travail en pépinière:

- une pelle (1) et des seaux (2) pour la collecte, le transport à l'intérieur de la pépinière et le mélange du terreau de rempotage;
- des truelles (3) ou des pelles à manche en bambou (4) pour remplir les récipients avec le terreau de rempotage;
- des arrosoirs (5) et un tuyau, les deux équipés d'un système qui donne de fines gouttes;
- des spatules ou des cuillères pour le repiquage des plants;
- des tamis (6) pour préparer la substance d'empotage;
- des brouettes (7) pour transporter les plantes et les matériaux autour de la pépinière;
- des houes (8) pour le désherbage et l'entretien des environs;
- des sécateurs (9) pour l'élagage des plants;
- une échelle et des outils de base pour la construction de l'ombrière, etc.



Un magasin se fermant à clé pour le stockage sûr du matériel et un magasin de substances sont des éléments essentiels d'une pépinière.

Matériel indispensable d'une pépinière.



## 6.2 Récolte et traitement des graines d'arbres

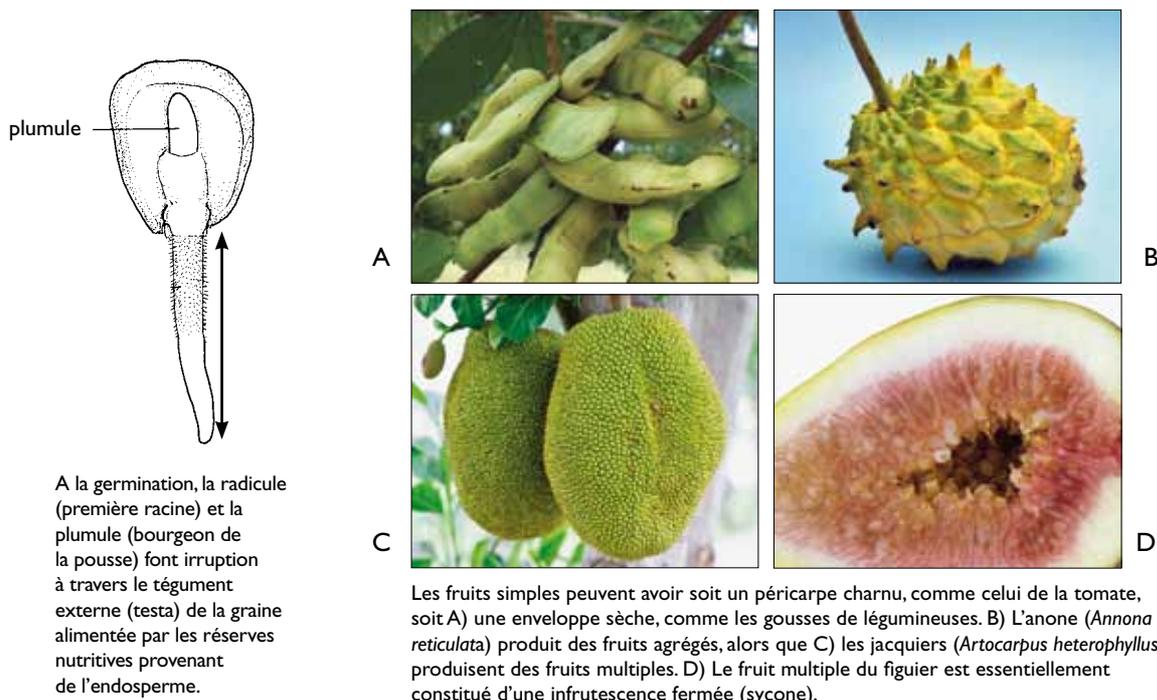
### Quels sont les fruits et les graines?

La structure qui est semée dans un bac de germination n'est pas toujours uniquement la graine. Pour les espèces d'arbres comme les chênes et les hêtres (les *Fagaceae* dans l'hémisphère nord et les *Nothofagaceae* dans l'hémisphère Sud), le fruit entier est semé. Pour d'autres espèces, on sème le pyrène qui se compose d'une ou de plusieurs graines enfermées dans la paroi interne dure du fruit (c'est-à-dire l'endocarpe, ce qui peut retarder la pénétration de l'embryon de la graine par l'eau). Ainsi, une compréhension de base de la morphologie des fruits et des graines peut être utile dans le choix des traitements appropriés des pré-semis (le cas échéant).

Une graine se développe à partir d'un ovule fécondé qui est contenu dans l'ovaire d'une fleur, généralement après la pollinisation et la fécondation. Produits lors de la reproduction sexuée, au cours de laquelle les gènes des deux parents sont combinés, les graines sont une source essentielle de la diversité génétique au sein des populations d'arbres.

Les graines se composent de trois parties principales: les enveloppes, les tissus de réserve et l'embryon. Le tégument de la graine ou testa protège les graines de conditions environnementales difficiles et joue un rôle important dans la période de dormance. Les tissus de réserves nutritives, qui soutiennent le métabolisme pendant et immédiatement après la germination, sont stockés dans l'endosperme ou les cotylédons. L'embryon se compose d'une pousse rudimentaire (plumule), d'une racine rudimentaire (radicule) et des feuilles de la graine (cotylédons).

Les fruits sont dérivés de la paroi ovarienne. Ils peuvent être «simples» (formés à partir de l'ovaire d'une seule fleur); «agrégés» (formés à partir de l'ovaire d'une seule fleur, mais avec plusieurs fruits fusionnés en une structure plus large) ou «multiples» (formés à partir de la fusion des ovaires de plusieurs fleurs). Chaque catégorie contient plusieurs types de fruits.



### Quand faudrait-il récolter les graines?

Dans toutes les forêts tropicales, différentes espèces d'arbres portent des fruits chaque mois de l'année, donc au moins une expédition de récolte de graines est nécessaire tous les mois. Dans les forêts tropicales saisonnières, la fructification atteint son maximum à la fin de la saison sèche et à la fin de la saison des pluies. La réduction du nombre d'espèces d'arbres fruitiers au début de la saison des pluies entraîne logiquement la réduction du nombre d'expéditions de récolte de graines.

Dans certaines parties de l'Asie du Sud et de l'Amérique centrale, les mois de fructification de quantité d'espèces d'arbres sont bien connus, mais pour de nombreuses régions, des études phénologiques sont nécessaires pour fournir cette information (voir **Section 6.6**). Trouvez des arbres semenciers dans la forêt et procédez à leur suivi régulier, à partir de la floraison, afin de décider du meilleur moment pour récolter les fruits. Récoltez les fruits une fois qu'ils ont atteint leur maturité complète, mais juste avant qu'ils ne soient dispersés ou consommés par les animaux. Les graines qui sont récoltées trop tôt se développeront peu et ne germeront pas, alors que celles récoltées trop tard pourraient avoir perdu leur viabilité.

Pour les fruits charnus, la maturité est généralement indiquée par un changement de couleur du fruit, le plus souvent du vert à une couleur plus vive qui attire les animaux disperseurs de graines. La consommation des fruits par les animaux est un signe certain que les graines sont prêtes pour la récolte. Les fruits déhiscents, tels que ceux de certaines légumineuses, commencent à se fendre quand ils arrivent à maturité. Il est généralement préférable de couper les fruits des branches d'arbres plutôt que de les ramasser sur le sol.

Si vous avez reçu une formation appropriée, grimpez sur l'arbre pour couper les fruits mûrs. Utilisez un harnais de sécurité et ne le faites jamais tout seul. Pour les petits arbres, une méthode plus pratique pour la récolte des graines consiste à utiliser un couteau attaché à l'extrémité d'une longue perche. Les fruits peuvent aussi être délogés par la secousse des arbres de petite taille ou de quelques-unes des branches les plus basses.

Le ramassage des fruits tombés sur le sol forestier peut être la seule option pour les arbres de très grande taille. Si tel est le cas, assurez-vous que les graines ne sont pas pourries en les ouvrant pour chercher un embryon bien développé et/ou un endosperme solide (si présent). Ne ramassez pas les fruits ni les graines qui présentent des signes d'infection fongique, des marques de dents d'animaux ou de petits trous faits par les insectes perceurs de graines. Recueillez les fruits ou les graines du sol forestier lorsque les premiers fruits arrivés vraiment à maturité commencent à tomber.

Les expéditions de collecte de semences nécessitent une planification et une liaison avec les personnes en charge du traitement et de la culture des graines parce que les graines sont vulnérables à la dessiccation et/ou à une attaque fongique si elles ne sont pas traitées rapidement. Semez les graines dès que possible après la collecte ou apprêtez-les pour le stockage comme décrit plus loin dans ce chapitre. Avant de semer, ne les laissez pas dans des endroits humides, où elles pourraient pourrir ou germer prématurément. Si elles sont vulnérables à la dessiccation, ne les laissez pas en plein soleil.



### Le choix des graines à récolter

La variabilité génétique est indispensable pour permettre à une espèce de survivre dans un environnement changeant. La conservation de la diversité génétique est donc une des considérations les plus importantes dans tout programme de restauration visant à conserver la biodiversité. Il est donc crucial que les arbres plantés ne soient pas tous étroitement liés. La meilleure façon d'éviter cela est de recueillir des graines d'au moins 25 à 50 arbres mères de haute qualité au niveau local, et de préférence d'augmenter cette quantité avec quelques graines d'arbres situés dans les zones plus éloignées, appariés sur le plan éco-géographique (voir **Encadré 6.1**). Si les graines sont récoltées sur quelques arbres locaux seulement, leur diversité génétique peut être faible, réduisant ainsi leur capacité à s'adapter aux changements environnementaux. Des quantités égales de graines de chaque arbre semencier doivent être mélangées (phénomène connu sous le nom d'étoffement) avant le semis, afin de s'assurer de la représentation égale de tous les arbres semenciers. Une fois que les arbres arrivent à maturité dans les parcelles restaurées, ils peuvent se croiser, ce qui réduit par conséquent la variabilité génétique des générations suivantes (la consanguinité). La pollinisation croisée avec des arbres indépendants peut restaurer la diversité génétique, mais seulement lorsque ces arbres poussent à proximité des sites de restauration.

Le nombre de graines récoltées dépend du nombre d'arbres requis, du pourcentage de germination des graines et des taux de survie des plants. Gardez des registres précis pour déterminer les quantités nécessaires lors des récoltes à venir.

### Informations à enregistrer lors de la collecte de semences

<b>Numéro de l'espèce:</b>	<b>Numéro de lot:</b>
<b>FICHE DETECHNIQUE SUR LA COLLECTE DE SEMENCES</b>	
<b>Famille:</b>	
<b>Espèce:</b>	<b>Nom commun:</b>
<b>Date de collecte:</b>	<b>Nom de l'agent de collecte:</b>
<b>No d'étiquette de l'arbre.:</b>	<b>Circonférence du tronc:</b>
<b>Ramassées au sol [ ] ou coupées sur la branche de l'arbre [ ]</b>	
<b>Localisation:</b>	<b>Altitude:</b>
<b>Le type de forêt:</b>	
<b>Nombre approximatif de semences collectées:</b>	
<b>Détails concernant le stockage /transport:</b>	
<b>Traitement de pré-semis:</b>	<b>Date de semis:</b>
<b>Prélèvement de l'échantillon de feuilles et fruits [ ]</b>	
<b>Notes pour l'étiquette de l'herbier:</b>	

Chaque fois que vous récoltez les graines d'une nouvelle espèce, attribuez à cette espèce un numéro spécifique unique. Clouez une étiquette métallique numérotée sur l'arbre, de manière à pouvoir le repérer par la suite. Prélevez un échantillon de feuilles et de fruits pour l'identification des espèces. Placez l'échantillon dans un presse-spécimens, asséchez-le et demandez à un botaniste d'identifier les espèces. Utilisez un crayon pour écrire le nom de l'espèce (s'il est connu), la date et le numéro de l'espèce sur une étiquette et placez l'étiquette à l'intérieur du sac contenant les graines.

Sur une fiche de données (exemple ci-joint), reportez les détails essentiels sur les lots de semences collectées et tout ce qu'ils ont subi (en termes de traitement par exemple) de la collecte au semis dans les caisses de germination. Ces informations permettront de comprendre pourquoi certains lots germent bien et d'autres pas, conduisant ainsi à l'amélioration des techniques de collecte dans le futur. Une fiche pour la collecte des données plus détaillées pouvant être utilisée pour la recherche est fournie en **l'annexe (A1.3)**.

### Encadré 6.1. Flux de gènes, diversité génétique adaptative et approvisionnement en semences.

Le changement climatique mondial a de profondes conséquences pour les écosystèmes forestiers tropicaux. L'adaptabilité évolutive d'une espèce et sa capacité à survivre aux changements environnementaux dépendent de la diversité génétique présente chez les individus de cette espèce. Les populations d'arbres qui ont un large spectre de variation génétique adaptative ont les meilleures chances de survivre au changement climatique ou aux changements d'autres facteurs environnementaux, tels que l'augmentation de la salinité, l'utilisation d'engrais et la redistribution de la végétation résultant de la conversion de l'habitat.

Considérez isolément les arbres d'une espèce, dont chacun pourrait posséder différentes versions ou «allèles» d'un gène codant d'une protéine déterminée. Si l'un de ces allèles fonctionne mieux dans des conditions plus sèches, alors les individus porteurs de cet allèle pourraient mieux survivre si la pluviométrie baisse et pourraient donc être plus susceptibles de transmettre leur version du gène aux générations suivantes. À l'inverse, les arbres qui portent un autre allèle du même gène ou d'un gène différent pourraient mieux survivre si les conditions devaient devenir plus humides. Par conséquent, la préservation de la variabilité génétique entre les arbres qui composent la population d'une espèce est l'un des aspects les plus importants de tout programme de restauration pour la conservation de la biodiversité.

La variation génétique adaptative dépend des taux de mutation du gène, du flux de gènes et d'autres facteurs. La sélection naturelle augmente la fréquence des traits, qui confèrent des avantages aux individus, à un moment ou à un endroit particulier. Dans le cas des arbres tropicaux, elle peut agir au stade de la plantule, quand les jeunes plants ont la possibilité de remplacer un arbre de la canopée qui est tombé. Elle peut aider les populations d'arbres à faire face aux futures agressions d'origine climatique.

La diversité génétique adaptative augmente en raison du flux de gènes, c'est-à-dire au moment où différents gènes sont introduits dans une population par le pollen ou les graines d'un autre arbre, ou d'une population d'arbres. Le flux de gènes peut se produire sur des distances pouvant atteindre des centaines de kilomètres (Broadhurst *et al.*, 2008). La fragmentation de l'habitat empêche la dispersion aussi bien des pollens que des graines. En outre, les populations d'arbres qui sont adaptées aux conditions environnementales actuelles pourraient ne pas avoir une diversité génétique adaptative suffisante pour permettre à un nombre suffisant de leur progéniture de survivre au changement climatique. Les praticiens de la restauration forestière doivent chercher à savoir si les pools de gènes locaux ont une diversité génétique adaptative et une résilience suffisantes pour faire face aux problèmes liés au changement climatique, et pour s'adapter assez rapidement aux changements environnementaux. Par conséquent, il pourrait y avoir de solides arguments qui plaident en faveur de la fourniture d'une partie des semences destinées aux projets de restauration à partir des zones non situées dans la localité dans une tentative d'imitation du flux génétique naturel.

Il a été recommandé que les graines destinées aux projets de restauration forestière soient récoltées au niveau local, sur des arbres mères de «haute qualité», parce que les arbres locaux sont connus comme étant le produit de la longue histoire de sélection naturelle qui a permis leur adaptation génétique pour survivre et se reproduire dans les conditions locales prédominantes. Cependant, compte tenu de la nécessité de maintenir des niveaux élevés de diversité génétique de manière à assurer l'adaptabilité aux changements climatiques, les semences d'origine locale pourraient être complétées par un petit pourcentage de graines récoltées dans d'autres zones qui ont des conditions environnementales et climatiques semblables à celles du site de plantation. La «provenance composite» a été proposée comme un moyen d'amélioration du flux de gènes naturels (Broadhurst *et al.*, 2008). Par exemple, la majorité des graines pourrait être récoltée sur le plus d'arbres parents locaux possible, mais aussi inclure des sources proches et éco-géographiquement similaires (Sgró *et al.*, 2011). Une plus faible proportion (10–30%) pourrait provenir d'endroits beaucoup plus éloignés (Lowe, 2010). Les nouvelles combinaisons de gènes qui en résultent pourraient permettre aux populations d'arbres de faire face aux changements environnementaux, crucial au cas où la sélection naturelle devrait agir sur les plantations de restauration.

Encadré 6.1. suite.

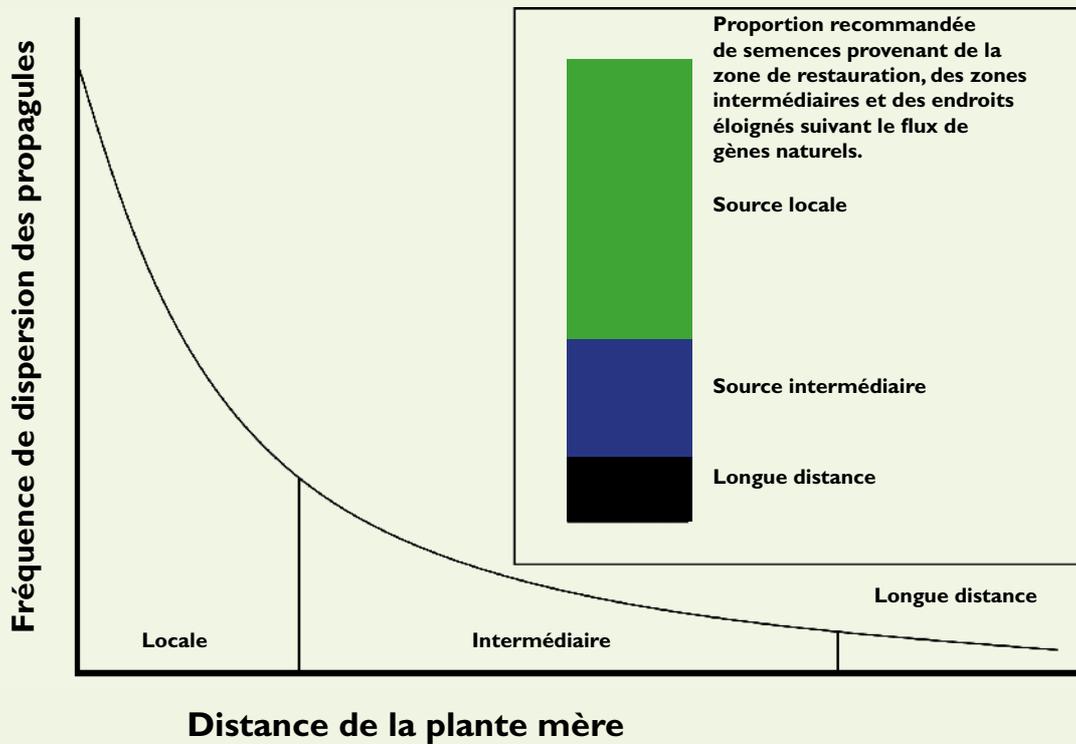


Figure reproduite avec l'aimable autorisation de Sgró et al. (2011)

Pour la plupart des espèces, la dispersion des graines se fait à l'échelle locale, des proportions beaucoup plus faibles de graines étant dispersées sur des distances intermédiaires et plus longues. La provenance composite imite cette dispersion, en utilisant une forte proportion de graines adaptées aux conditions locales, et de plus faibles proportions de graines récoltées dans des zones proches (en imitant le flux génétique intermédiaire) et dans des endroits éloignés. Les graines récoltées à une certaine distance du site de restauration pourraient introduire de nouveaux gènes dans la population.

### Extraction de graines des fruits

Pour la plupart des espèces, les graines doivent être extraites des fruits et nettoyées avant le semis.

Pour les fruits charnus, enlevez autant que possible la pulpe du fruit avec un couteau et lavez la pulpe restante avec de l'eau. Pour les fruits compacts, faites les tremper dans de l'eau pendant 2 à 3 jours pour suffisamment adoucir la pulpe, afin de faciliter l'extraction des graines. Une fois que la pulpe du fruit a été enlevée, les graines pourraient germer rapidement. Dans ces conditions, semez-les immédiatement ou traitez-les aux fins de stockage. Le non-décorticage des fruits favorise une infection fongique. Chez certaines espèces, le retrait de la pulpe révèle un pyrène ligneux ou pierreux contenant une ou plusieurs graines. Si les graines doivent être plantées immédiatement, fendez l'endocarpe dur pour permettre à l'eau de pénétrer dans l'embryon afin de déclencher la germination. Utilisez un étou, un marteau ou un couteau pour fendre l'endocarpe en douceur, sans endommager la(es) graine(s) à l'intérieur.

## 6.2 RÉCOLTE ET TRAITEMENT DES GRAINES D'ARBRES

Les fruits secs déhiscents, tels que les gousses d'arbres de la famille des légumineuses, se fendent souvent naturellement. Dans ces conditions, exposez-les dans un endroit sec et ensoleillé jusqu'à ce qu'ils s'ouvrent et que les graines tombent seules ou puissent être facilement secouées.

Pour les fruits secs indéhiscents qui ne se fendent pas naturellement, coupez les gousses et écartez-les avec un sécateur ou d'autres outils. Les graines de certains fruits indéhiscents, tels que les noix et les samares, ne sont généralement pas extraites et les fruits entiers devraient être placés dans des bacs de germination. Les appendices de fruits, tels que les ailes de samares (par exemple, *Acer*, *Dipterocarpus*) ou les cupules de noix, y compris les glands ou les châtaignes, doivent être enlevés pour faciliter le traitement. La germination des graines couvertes par un arille est presque toujours accélérée en grattant l'arille.

### Assurer la qualité des graines

Il est très important de ne semer que les graines de la plus haute qualité disponible. Elles ne devraient pas présenter de signes de la croissance fongique, ni de marques de dents d'animaux ni de petits percements d'insectes tels que le charançon. Quant aux grosses graines, celles mortes peuvent être rapidement identifiées par immersion des graines dans l'eau pendant 2 à 3 heures. Retirez les graines flottantes, car elles contiennent de l'air au lieu des cotylédons épais et d'un embryon fonctionnel. Semer des graines de mauvaise qualité est une perte de temps et d'espace, et pourrait favoriser la propagation des maladies.



Séparez les bonnes graines des mauvaises graines: les bonnes graines vont au fond (à gauche), les mauvaises graines flottent (à droite).

### Stockage des graines

Bien qu'il soit généralement préférable de faire germer les graines dès que possible après la récolte, le stockage des graines peut s'avérer utile dans la rationalisation de la production d'arbres, la répartition des semences entre les pépinières et l'accumulation des semences pour le semis direct. En fonction de leur potentiel de stockage physiologique, les graines peuvent être classées comme suit: orthodoxes, récalcitrantes ou intermédiaires. Des informations sur le comportement de nombreuses espèces pendant le stockage sont disponibles à l'adresse <http://data.kew.org/sid/search.html>.

#### **Graines orthodoxes et récalcitrantes**

Les graines orthodoxes restent viables lors de la dessiccation à basse teneur en eau (2–8%) et refroidies à des températures basses (généralement de quelques degrés au-dessus de la congélation), de sorte qu'elles peuvent généralement être conservées pendant de nombreux mois, voire des années.

Les graines récalcitrantes sont plus fréquentes chez les espèces provenant des habitats tropicaux humides et ont tendance à être grandes et à avoir de minces téguments ou parois de fruits. Elles sont très vulnérables à la dessiccation et ne peuvent pas être soumises à un séchage dont la teneur en eau est inférieure à 60–70%. En outre, elles ne peuvent pas être réfrigérées et ont une durée de vie relativement courte. Par conséquent, il est très difficile de les stocker pendant plus de quelques jours, sans perdre leur viabilité.

Il y a aussi un sous-groupe d'espèces qui ont des graines «intermédiaires». Celles-ci peuvent être soumises à une dessiccation à basse teneur en eau, se rapprochant de celle tolérée par les graines orthodoxes, mais elles sont sensibles au froid lors de la dessiccation.

**Séchage et stockage des graines orthodoxes**

Tout d’abord, cherchez à savoir si la majorité des graines sont mûres ou immatures parce que des arbres pris isolément peuvent disperser leurs graines à des moments légèrement différents. Les graines mûres, prêtes pour la dispersion, réagit mieux à la dessiccation. Les graines immatures sont généralement plus difficiles à sécher.

Les graines immatures, soit fraîches soit après séchage, ne germent pas. Toutefois, on peut provoquer leur maturation et faire nettement augmenter leur viabilité en les stockant à une humidité et à une température réguliées. Une humidité relative de 65% est suffisamment faible pour réduire les risques de moisissure. Une autre possibilité consiste à stocker les fruits dans des conditions aussi naturelles que possibles, c’est-à-dire avec le fruit laissé sur les tiges et les graines laissées dans le fruit. Examinez quelques graines de temps en temps pour déterminer le moment où le lot arrivera à maturité.

Développement de la qualité des graines en fonction du temps de maturation. (Reproduit avec l’aimable autorisation du conseil d’administration de la Royal Botanic Gardens, Kew)

Les graines mûres doivent être manipulées avec soin entre la récolte dans la forêt et le stockage ou le semis en pépinière. Une fois que les graines sont récoltées, elles commencent à vieillir, en particulier si elles sont conservées à des teneurs en humidité élevées. Elles peuvent être attaquées par des insectes, des acariens et/ou des champignons (si elles ne sont pas conservées dans un endroit bien aéré) ou alors elles peuvent germer.

**Développement de la qualité des graines**

	<p><b>Immature</b></p> <p><b>Les graines peuvent ne pas être entièrement tolérantes à la dessiccation.</b></p> <p><b>Les graines n’auront pas atteint le potentiel de stockage maximal.</b></p>	<p><b>Période optimale pour la récolte</b></p>	<p><b>Post-récolte</b></p> <p><b>Les graines peuvent perdre leur viabilité rapidement dans des conditions chaudes et humides.</b></p>
--	---	--	---

Différenciation dans la formation des graines	Accumulation de réserves pour la maturation	Post-abscission maturation	Dispersion/vieillessement ou réparation post-récolte
---	---	----------------------------	--



Développement des graines — temps après la floraison

## 6.2 RÉCOLTE ET TRAITEMENT DES GRAINES D'ARBRES

### Mesure de la teneur en humidité

Pour conserver leur viabilité pendant le stockage, les graines orthodoxes doivent être séchées, mais quel devrait être le degré de dessiccation pour considérer que les graines sont assez sèches? Pour savoir si les graines sont suffisamment sèches pour le stockage, remplissez à moitié un bocal en verre avec des graines et ajoutez un petit hygromètre ou une bande hydrophile dans le pot (Bertenshaw & Adams, 2009a). Attendez que l'air dans le pot atteigne un taux d'humidité stable à l'ombre ou l'humidité relative d'équilibre (HRE). Le **Tableau 6.2** montre qu'un taux d' HRE de 10 à 30% est recommandé pour le stockage à long terme des graines orthodoxes.



Un hygromètre numérique sophistiqué et coûteux (à gauche) ou de simples hygromètres à cadran bon marché (à droite) peuvent être utilisés pour évaluer la teneur en humidité des graines.

**Tableau 6.2. Relation entre le taux d'HRE, la teneur en humidité des graines et la survie des graines lors du stockage.**

% d'HRE	Teneur en humidité approximative (varie en fonction de la teneur en matières grasses des graines et de la température)		Survie des graines
	Graines non oléagineuses (2% de matières grasses)	Graines oléagineuses (25% de matières grasses)	
85–100%	>18,5%	> 16%	Risque élevé de moisissures, de ravageurs et de maladies.
70–85%	12,5–18,5%	9,5–16%	Graines à risque de perte rapide de la viabilité.
50–70%	9–12,5%	6–9,5%	Ralentissement du taux de détérioration; les graines peuvent survivre pendant 1 à 2 ans.
30–50%	7,5–9%	5,5–6%	Les graines peuvent survivre pendant plusieurs années.
10–30%	4,5–7,5%	3–5,5%	Les graines peuvent être maintenues en vie pendant des décennies.
< 10%	< 4,5%	< 3%	Risque de dommages, il vaut mieux éviter.

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

Essai rudimentaire du sel pour vérifier la teneur en humidité des graines. Le petit pot à confiture (avant) et le troisième flacon à partir de la droite contiennent du sel fluide indiquant les graines qui sont assez sèches pour le stockage.



Le sel peut également être utilisé dans un essai rudimentaire pour vérifier la teneur en humidité. Remplissez un petit pot en verre jusqu'au quart avec du sel de table très sec, ajoutez environ un volume égal de graines et agitez. Si le sel forme des grappes, l'HRE est supérieure à 70%. Si le sel demeure fluide, les graines peuvent alors être stockées, au moins à court terme.

Une autre méthode de détermination de la teneur en humidité des graines séchées consiste à peser un sous-échantillon des graines séchées au soleil, puis à les mettre dans un four à 120–150°C pendant une heure avant de procéder à une nouvelle pesée. Si le calcul ci-dessous donne une valeur <10%, les graines sont prêtes pour le stockage:

$$\frac{(\text{Masse des graines après le séchage au soleil} - \text{Masse des graines après le séchage au four}) \times 100\%}{\text{Masse des graines après le séchage au soleil}}$$

Jetez le sous-échantillon des graines utilisées pour cet essai.

### **Séchage des graines**

La façon la plus simple de sécher les graines consiste à les nettoyer et à les laisser au soleil pendant quelques jours. Étalez les graines en couches minces sur un tapis, et retournez-les régulièrement avec un râteau afin qu'elles sèchent rapidement et uniformément, sans surchauffe. L'ensoleillement direct pendant des périodes prolongées réduit la viabilité des graines. Abritez les graines du soleil au cours de la partie la plus chaude de la journée et protégez-les dans la nuit ou après la pluie pour empêcher la réabsorption de l'humidité. Si possible, versez les graines dans des récipients scellés pendant la nuit. Une fois toutes les 24 à 48 heures, testez la teneur en humidité d'un échantillon de graines, et poursuivez le séchage jusqu'à ce que l'HRE tombe à 10–30% (l'équivalent d'un taux d'humidité de 5–10% des graines). Le temps de séchage dépend de la taille de la graine, de la structure et de l'épaisseur du tégument, de la ventilation et de la température.

Séchage de graines sur un tapis en Tanzanie. (Photo: K. Gold).



### Les déshydratants

Les déshydratants sont des substances qui absorbent l'humidité de l'air. Un large éventail de déshydratants peut être utilisé pour sécher les graines dans des récipients scellés. Le gel de silice est probablement le plus connu, mais des produits locaux, tels que le riz grillé et le charbon de bois, sont des alternatives moins onéreuses. Le Royal Botanic Gardens, Kew, a développé une technique de séchage des graines qui utilise le charbon de «bois naturel», disponible partout dans les communautés rurales des zones tropicales (Bertenshaw & Adams, 2009b). Tout d'abord, séchez les graines pendant 2 à 3 jours dans les conditions ambiantes; parallèlement, séchez de petits morceaux de charbon de bois dans un four ou directement au soleil. Placez le charbon de bois au fond d'un récipient avec couvercle, puis couvrez-le avec du papier journal et placez les graines au-dessus du papier. Ajoutez un hygromètre ou une bande hydrophile, fermez le récipient et gardez-le dans un endroit frais. Une autre possibilité consiste à mettre les graines dans des sacs en tissu et à les poser dans des récipients plus grands, tels que des fûts en plastique, avec du charbon au fond. Pour atteindre une HRE de 30%, utilisez un rapport charbon de bois – poids de graines de 3/1; pour un taux d'HRE de 15%, utilisez un rapport de 7,5/1.

Une fois que les graines sont séchées, stockez-les dans des récipients hermétiquement fermés dans des conditions qui réduisent le métabolisme de graines et empêchent l'entrée (ou la croissance) des parasites et des pathogènes. Les récipients peuvent être en plastique, en verre ou en métal et leurs joints pourraient être améliorés avec l'utilisation de gaines intérieures en caoutchouc. Remplissez les récipients complètement pour réduire au minimum le volume d'air (et d'humidité) à l'intérieur. L'étanchéité efficace des récipients est cruciale, afin d'empêcher l'entrée d'humidité ou de spores fongiques. Même une hausse de seulement 10% d'HRE peut réduire de moitié la durée de conservation des graines. Si les récipients sont susceptibles d'être ouverts fréquemment, stockez les graines dans de petits paquets scellés dans des conteneurs plus grands, afin de minimiser l'exposition des graines restantes à l'air et à l'humidité. Mettre un petit sachet de gel de silice coloré dans les récipients indiquera si l'humidité entre dans le récipient.

Le stockage des graines dans les récipients aux températures ambiantes doit être suffisant pour maintenir la viabilité pendant 12 à 24 mois. La conservation des graines pendant de plus longues périodes peut nécessiter un stockage à basse température mais cela peut être coûteux et n'est généralement pas nécessaire pour les projets de restauration forestière.

### Stockage des graines récalcitrantes et intermédiaires

La tolérance des graines récalcitrantes et intermédiaires au stockage varie énormément. Certaines espèces n'ont pas de dormance du tout. Les graines très récalcitrantes meurent lorsque leur teneur en humidité descend en dessous de 50–70%, tandis que celles qui sont moins vulnérables peuvent rester viables jusqu'à un taux d'humidité de 12%. La tolérance au froid varie également. Maintenez la durée de stockage des graines récalcitrantes à un minimum absolu. Lorsque le stockage est inévitable, évitez le dessèchement et la contamination microbienne et maintenez une alimentation en air adéquate.

Pour un compte rendu exhaustif concernant la récolte et le traitement de graines, le texte de référence «*A Guide to Handling Tropical and Subtropical Forest Seed*», de Lars Schmidt (publié par le DANIDA Forest Seed Centre, Denmark, 2000) est fortement recommandé.



Le charbon de bois est un agent desséchant pas cher qui est largement disponible dans les communautés rurales des zones tropicales.



Le charbon de bois dans un récipient scellé ou dans des sacs scellés peut être utilisé en tant que déshydratant naturel. (Photo: K. Mistry).

### 6.3 Graines en germination



Pour les grosses graines qui ont des téguments durs, la dormance peut être rompue en coupant manuellement le tégument.

En pépinière, la dormance prolonge le temps de production des plants (voir **Encadré 6.2**). Par conséquent, différents traitements sont couramment appliqués pour réduire la dormance. Le traitement utilisé pour chaque espèce dépend du(des) mécanisme(s) particulier(s) de dormance.

Un tégument épais et imperméable peut empêcher l'eau ou l'oxygène d'atteindre l'embryon, donc une des techniques les plus simples pour briser la dormance est de fractionner le tégument avec un couteau bien aiguisé ou une coupe-ongle. Pour les petites graines, frotter doucement avec un papier abrasif peut être aussi efficace. Ces techniques sont appelées scarification. Au cours de la scarification, il faut prendre soin de ne pas endommager l'embryon dans la graine.

Pour les espèces à dormance mécanique, le traitement à l'acide est recommandé. Les acides peuvent tuer l'embryon. Dans ces conditions, il faut tremper les graines dans de l'acide assez longtemps pour ramollir le tégument de la graine, mais pas assez longtemps pour permettre à l'acide d'atteindre l'embryon.

Lorsque la germination est inhibée par des produits chimiques, le simple fait d'enlever complètement la pulpe du fruit peut résoudre ce problème. Mais, si les inhibiteurs chimiques sont présents dans la graine, il faut les éliminer au lavage par un trempage répété. Pour en savoir plus sur les traitements de pré-semis, voir **Section 6.6**.



La germination est le moment le plus vulnérable dans la longue durée de vie d'un arbre.

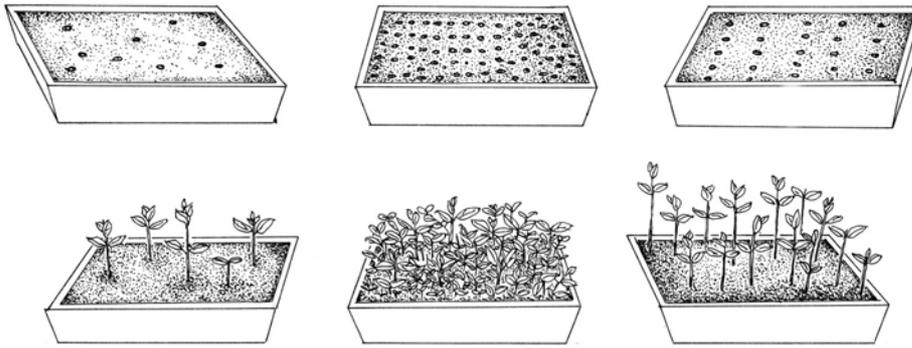
#### Ensemencement

Semez les graines dans des bacs de germination remplis d'un terreau de rempotage approprié. Les grosses graines peuvent être semées directement dans des sacs en plastique ou dans d'autres récipients. L'avantage d'utiliser des bacs de germination, repose sur la facilité du déplacement autour de la pépinière, mais n'oubliez pas qu'ils peuvent sécher rapidement s'ils sont négligés. Les caissettes à semis doivent avoir une profondeur de 6 à 10 cm, avec beaucoup de trous de drainage au fond.

Le milieu de germination doit avoir une bonne aération et un bon drainage; il doit également fournir un soutien adéquat aux plants en germination jusqu'à ce qu'ils soient prêts pour le repiquage. Les racines des plants ont besoin de respirer, de sorte que le milieu de germination doit être poreux. Une trop grande quantité d'eau remplit les espaces aériens du milieu et étouffe les racines des plants. Elle favorise également les maladies. Le sol compacté inhibe la germination et la croissance des plantules.

Mélangez le sol forestier avec des matières organiques pour créer un milieu bien structuré. L'Unité de recherche sur la restauration forestière de Chiang Mai University (FORRU-CMU) recommande un mélange de deux tiers de terre végétale des forêts et d'un tiers de cosse de noix de coco. Un mélange de 50% de sol forestier et de 50% de sable grossier est plus approprié pour les petites graines, en particulier celles (par exemple, *Ficus spp.*) qui sont sensibles à la fonte des semis. Mettez une certaine quantité de sol forestier dans le milieu pour fournir une source de champignons mycorhiziens, dont la plupart des essences forestières tropicales ont besoin. Si la terre végétale de la forêt n'est pas disponible, utilisez un mélange comprenant du sable grossier (pour favoriser un bon drainage et une bonne aération) et tamisez la matière organique (pour assurer la texture, les nutriments et la rétention de l'eau). N'ajoutez pas d'engrais au milieu de germination des graines (sauf quand il s'agit des graines en germination de *Ficus spp.*), du moment que les jeunes plants n'en auront pas besoin.

## 6.3 GRAINES EN GERMINATION



Semer les graines avec un trop grand espacement (à gauche) est un gaspillage d'espace, mais les semer avec un espacement trop rapproché (au centre) augmente le risque de maladie.

Déposez les graines de petite à moyenne taille sur la surface du milieu, puis recouvrez-les d'une mince couche de milieu de germination (avec une profondeur d'environ 2 à 3 fois le diamètre des graines) qui devrait atteindre jusqu'à 1 cm du bord du bac. Les graines de plus de 5 mm de diamètre nécessitent d'être recouvertes d'une épaisseur équivalente de milieu de germination. Cela protège les graines contre les prédateurs et le dessèchement et empêche qu'elles soient emportées lors de l'arrosage. Si les rats ou les écureuils constituent un problème, recouvrez les bacs de germination d'un maillage métallique. Placez les bacs à l'ombre pour réduire le dessèchement et la brûlure des feuilles.

Semez les graines avec un espacement d'au moins 1 à 2 cm (davantage si les graines sont grosses) pour éviter le surpeuplement. Si les graines sont semées avec un espacement trop rapproché, les plantules peuvent être affaiblies et donc plus vulnérables aux maladies telles que la fonte des semis. Arrosez légèrement les bacs de germination, immédiatement après les semis et régulièrement par la suite, à l'aide d'un vaporisateur ou d'un arrosoir qui donne des gouttes fines pour éviter la compaction du milieu. Un arrosage trop fréquent favorise la fonte des semis.



Une salle de germination parfaite au bord du parc national du lac Eacham dans le Queensland, en Australie, avec des plateaux de germination sur des bancs de treillis métallique. Les plateaux à l'arrière sont protégés par des cages métalliques, qu'on fait descendre dans la nuit pour empêcher les rats et les oiseaux d'entrer. Notez que tous les plateaux de germination portent des étiquettes indiquant clairement les espèces et la date de semis.

**Encadré 6.2. Dormance et germination.**

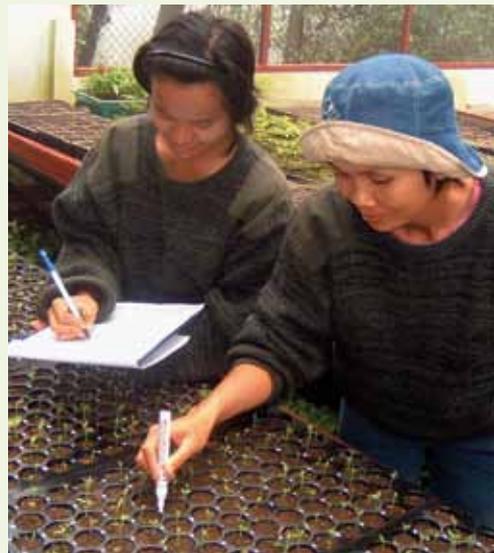
La dormance est la période pendant laquelle des graines viables ne germent pas malgré des conditions (humidité, lumière, température, etc.) normalement favorables aux étapes ultérieures de la germination et de l'établissement des plantules. Il s'agit d'un mécanisme de survie qui empêche la germination des graines pendant les saisons où les plants sont susceptibles de mourir.

La dormance peut prendre sa source dans l'embryon ou les tissus qui l'entourent (c'est-à-dire l'endosperme, le testa ou péricarpe). La dormance dans l'embryon peut être due i) à la nécessité d'un développement supplémentaire de l'embryon (après maturation); ii) à l'inhibition chimique du métabolisme; iii) à un blocage de la mobilisation des réserves nutritives, ou iv) à l'insuffisance d'hormones de croissance des plantes. La dormance due à l'épisperme peut être causée par i) la restriction du transport de l'eau ou de l'oxygène dans l'embryon; ii) la restriction mécanique de l'expansion de l'embryon, ou iii) des produits chimiques qui inhibent la germination (le plus souvent, l'acide abscissique). Chez de nombreuses espèces végétales, la dormance résulte d'une combinaison de plusieurs de ces mécanismes.

La germination se compose de trois processus étroitement imbriqués. i) L'absorption de l'eau provoque un gonflement des graines et le fractionnement du tégument. ii) Les réserves nutritives dans l'endosperme sont mobilisées et transportées dans la racine embryonnaire (radicule) et la pousse (plumule), qui commencent à croître et à pousser le tégument. iii) La dernière étape (et la définition la plus précise de la germination) est l'émergence de la racine embryonnaire à travers le tégument. Dans les essais de germination, ceci peut être difficile à observer, les graines étant enterrées; donc, l'émergence de la pousse embryonnaire peut également être utilisée pour indiquer la germination.

<b>Numéro de l'espèce:</b>		<b>Numéro de lot:</b>	
<b>FICHE DE COLLECTE DE DONNÉES SUR LA GERMINATION</b>			
<b>Espèce:</b>			
<b>Date de semis:</b>		<b>Nbre de graines semées:</b>	
<b>Germées</b>	<b>Date</b>	<b>Nbre de jours depuis le semis</b>	
<b>Première graine</b>			
<b>Graine médiane</b>			
<b>Dernière graine</b>			
<b>Nbre de graines germées:</b>		<b>% Germination:</b>	
<b>Date de repiquage:</b>			
<b>Nbre de plants repiqués:</b>			
<b>Date</b>	<b>Nbre germées</b>	<b>Date</b>	<b>Nbre germées</b>

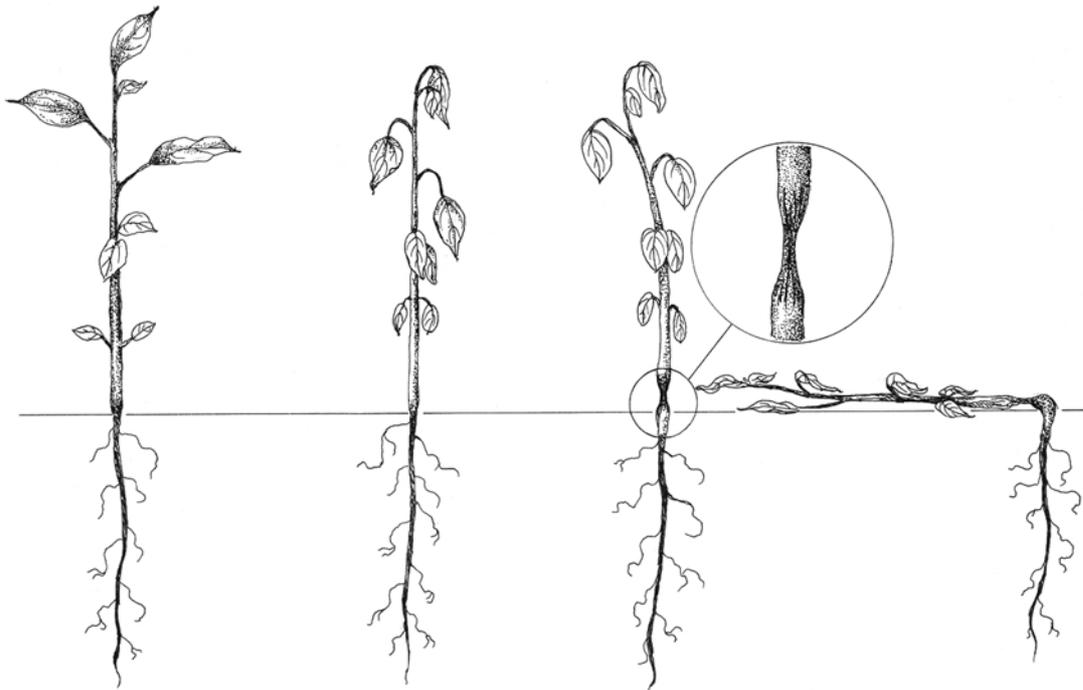
La germination des graines est influencée par l'humidité, la température et la lumière. Les plantules sont le plus vulnérables à la maladie, aux dommages mécaniques, au stress physiologique et à la prédation juste après la germination; prenez donc soin de protéger les graines en germination de l'infection, des vents desséchants, de fortes pluies et d'un fort ensoleillement.



Le suivi de l'évolution de la germination améliore progressivement l'efficacité de la pépinière au fil du temps.

## Fonte des semis

Le terme « fonte des semis » renvoie à des maladies qui sont causées par plusieurs genres de champignons telluriques, dont *Pythium*, *Phytophthora*, *Rhizoctonia* et *Fusarium*, qui peuvent attaquer les graines, les pousses en émergence et les jeunes plants. La fonte des pousses avant émergence ramollit les graines et les fait brunir ou noircir. La fonte des pousses après émergence attaque les tissus mous de semis récemment germés juste au-dessus de la surface du sol. Les plantules infectées semblent être « pincées » à la base de la tige, qui vire au brun.



La fonte des semis, qui est causée par différents champignons, commence par des lésions brunes qui apparaissent sur la tige, au niveau de la surface du sol ou juste en-dessus. Les lésions s'étendent et les feuilles flétrissent. Enfin, la tige s'effondre et le plant meurt.

Si elle devient un problème sérieux, la fonte des semis peut être combattue avec des fongicides tels que le Captan. L'utilisation de produits chimiques n'est pas souhaitable, mais une prompt application de fongicides à l'éruption de la maladie peut permettre la préservation de la culture arbustive évitant ainsi l'attente d'une autre année pour récolter les graines à nouveau.

Enlevez immédiatement les plants infectés et détruisez-les pour empêcher la propagation de la maladie. Des mesures d'hygiène de base peuvent considérablement réduire l'incidence de la fonte des semis et sont préférables à une pulvérisation d'un fongicide. Il s'agit notamment de ne pas semer les graines de manière trop dense, de maintenir un milieu de germination bien structuré, de ne pas trop arroser, de veiller à la libre circulation de l'air autour des plants et de désinfecter les outils de la pépinière qui sont entrés en contact avec le sol.

**Encadré 6.3. Propagation des espèces du genre *Ficus*.**

Les espèces du genre *Ficus* jouent un rôle vital dans la restauration des forêts tropicales (voir **Encadré 2.2**) et plusieurs espèces devraient toujours être produites en pépinière de restauration. Mais leur propagation nécessite quelques techniques particulières. Le matériel végétal de *Ficus* est mieux cultivé à partir des graines. Bien que la propagation à partir de boutures soit efficace, le matériel végétal issu de graines est généralement plus sain et plus vigoureux. Le matériel issu des graines est également génétiquement plus diversifié, un facteur essentiel pour les projets de conservation de la biodiversité. Mais, la production des plants de figuiers qui sont assez grands pour la plantation à partir de la graine peut prendre 18 à 22 mois; donc, en cas d'urgence du matériel végétal, essayez des boutures.



Assurez-vous d'abord qu'il y a des graines dans la figue comme c'est le cas avec cette figue femelle de *Ficus hispida*. (Photo: C. Kuaraksa)



Séparez les graines de la pulpe à l'intérieur du fruit et séchez-les à l'air pendant quelques jours.

Cueillez des figues mûres, fendez-les pour voir si elles contiennent des graines. Les figues de l'espèce monoïque de *Ficus* contiennent à la fois des fleurs mâles et femelles, de sorte que toutes leurs figues ont la capacité de produire des semences si elles ont été visitées par des guêpes pollinisatrices de figuiers (voir **Encadré 2.2**). Les figues dioïques ont des arbres mâles et femelles distincts. Évidemment, les figues sur des arbres mâles ne contiennent jamais de graines; il est donc recommandé de scruter les ficus pour savoir si les espèces que vous souhaitez propager sont monoïques ou dioïques.

Une seule figue peut contenir des centaines, voire des milliers de minuscules graines brun pâle et dures. Grattez la pulpe qui contient les graines de l'intérieur des figues avec une cuillère. Pressez la pulpe à travers un morceau de moustiquaire au dessus d'un bol d'eau. Les graines viables passeront à travers le filet et couleront au fond. Videz la majeure partie de l'eau et versez le reste de l'eau, ainsi que les graines (qui ont coulé au fond de la cuvette), à travers un filtre (passe-thé) fin. Lavez soigneusement les graines et laissez-les sécher lentement pendant 1 à 2 jours.

Répandez uniformément les graines (en visant des intervalles de 1 à 2 cm) sur la surface d'un milieu de germination comprenant un mélange de 50% de sable et de 50% de cosses de riz carbonisé ou des matériaux similaires (n'ajoutez pas le sol forestier dans le milieu). Ne couvrez pas les graines. Arrosez les plateaux à la main en utilisant un flacon pulvérisateur à fines gouttelettes.

La plupart des espèces commenceront à germer au bout de 3 à 4 semaines et la germination sera terminée au bout de 7 à 8 semaines. Les plantules de figues sont minuscules et se développent lentement dans un premier temps. L'ajout de quelques granulés d'engrais à libération lente (par exemple, l'Osmocote) juste en dessous de la surface du milieu de germination peut accélérer la croissance des plantules, mais il peut aussi augmenter la mortalité de ces dernières. Les plants de *Ficus* sont particulièrement sensibles à la fonte des semis; il est donc recommandé d'enlever les plants infectés immédiatement et d'appliquer un fongicide tel que le Captan si une épidémie se produit. Procédez au repiquage des plants après le développement de la seconde paire de vraies feuilles (4 à 10 mois après la germination) et empotez-les dans des récipients et dans des milieux standards.

Pour produire du matériel végétal à partir de boutures, suivez la méthode figurant dans **l'encadré 6.5**. S'il s'agit de la propagation d'une espèce dioïque, collectez un nombre égal de boutures à partir des arbres mâles et femelles. Appliquez les auxines synthétiques pour stimuler l'enracinement (Vongkamjan, 2003).

Par Chersak Kuaraksa

## Ombre

Faites germer toutes les graines, qu'elles soient des espèces héliophiles ou sciaphiles, à l'ombre. Si possible, fournissez plus d'ombre aux espèces sciaphiles. A mesure que le temps du repiquage approche, réduisez le niveau de l'ombre aussi proche que possible de celui de la zone de mise en attente. Si plusieurs couches de toile d'ombrage en plastique ont été utilisées, retirez-les une à la fois.

## 6.4 Empotage

### Conteneurs ou couches de terreau?

Les plants qui ont été cultivés dans des couches de terreau sont qualifiés d'arbres à «racines nues», car ils conservent très peu de terre sur les racines quand ils sont déterrés pour la plantation. Leurs racines exposées perdent rapidement de l'eau et sont facilement endommagées. Lorsque le système racinaire est réduit, mais que la surface foliaire demeure intacte, les racines sont incapables de fournir suffisamment d'eau aux pousses, afin de maintenir la transpiration et de conserver la turgescence des cellules des feuilles, provoquant en conséquence leur flétrissement et une mortalité accrue. Ainsi, les plants à racines nues souffrent souvent du «choc de la transplantation» quand ils sont repiqués dans des sites déboisés, d'où un taux de mortalité beaucoup plus élevé que celui des plants cultivés dans des conteneurs.

Avec un système conteneurisé, les plants sont transplantés des bacs de germination vers des conteneurs dans lesquels ils se développent jusqu'à ce qu'ils soient assez grands pour être repiqués. Les conteneurs protègent les arbres pendant leur transport vers le site de plantation, où la motte entière peut être retirée du récipient, ce qui minimise le stress de la transplantation.

### Choix des conteneurs (récipients)

Les récipients doivent être suffisamment grands pour permettre le développement d'un bon système racinaire et soutenir une croissance adéquate des pousses. Ils doivent avoir suffisamment de trous pour permettre un bon drainage. Ils doivent également être légers, peu coûteux, durables et facilement accessibles. Les récipients peuvent être fabriqués à partir de divers matériaux tels que le polyéthylène, l'argile et des matériaux biodégradables. Lorsque les fonds sont insuffisants pour permettre l'achat de récipients, essayez d'improviser par la conversion de cartons, de bouteilles en plastique ou de vieilles boîtes (n'oubliez pas d'ajouter des trous de drainage) même des feuilles de bananier peut être pliées pour fabriquer un récipient adéquat.

Les sacs en plastique sont probablement les récipients les plus couramment utilisés. Leurs tailles sont variables et ils sont solides, légers et pas chers. En outre, ils ont été utilisés avec succès chez un très large éventail d'espèces. Les grands sacs en plastique sont difficiles à transporter et nécessitent un grand milieu, tandis que les petits limitent le développement des racines. La taille optimale est de 23 × 6,5 cm, ce qui permet aux racines pivotantes d'atteindre une longueur raisonnable avant d'atteindre le fond du sac et de commencer à s'enrouler.

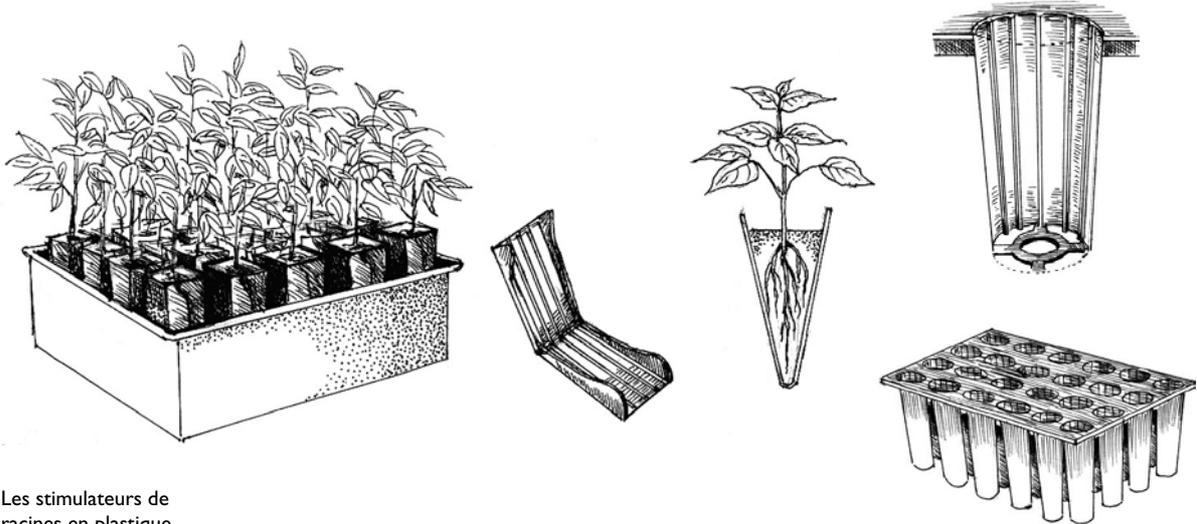
Les sacs en plastique présentent, en effet, certains inconvénients. Ils peuvent se plier facilement, en particulier pendant le transport, ce qui peut endommager la motte, entraînant ainsi son éboulement lors de la plantation. Les racines d'espèces d'arbres à croissance rapide peuvent remplir les sacs rapidement et commencer à s'enrouler au fond. Cette mauvaise formation de racines peut accroître la vulnérabilité des arbres au déracinement plus tard dans leur vie. Les racines peuvent se développer à travers les trous de drainage dans le sol en dessous, de sorte que les racines sont coupées lorsque l'arbre est soulevé juste avant la plantation, ce qui provoque le choc de la transplantation. Les stimulateurs de racines peuvent réduire ce problème.



Les sacs en plastique (23 × 6,5 cm) ne coûtent pas cher, mais ne sont pas réutilisables et peuvent causer l'enroulement des racines des espèces d'arbres à croissance rapide.

### Stimulateurs de racines

Les stimulateurs de racines sont des pots en plastique rigides avec des rainures vers le bas sur les flancs qui dirigent la croissance des racines vers le bas, empêchant donc l'enroulement des racines. De larges trous au fond permettent l'exposition des racines à l'air (voir **Section 6.5**). Même si, au début, ils coûtent plus cher que de nombreux autres types de récipients, ils peuvent être réutilisés de nombreuses fois et leur rigidité protège la motte pendant le transport.



Les stimulateurs de racines en plastique rigides viennent sous la forme de différents modèles et tailles.

### Qu'est-ce qui fait un bon terreau de rempotage?

Un terreau de rempotage est constitué de particules de sol grossier et fin avec des pores entre elles qui permettent l'aération et le drainage. Le terreau doit fournir aux arbres en croissance le soutien, l'humidité, l'oxygène, les nutriments et les micro-organismes symbiotiques.

Les racines des plants qui poussent dans des récipients n'ont accès qu'à un volume limité du terreau. Le sol seul est un terreau non approprié, car il se compacte facilement et le récipient empêche le libre drainage, donc engorgement et étouffement des racines. Un bon drainage est indispensable mais le terreau doit aussi avoir une teneur en matière organique suffisante pour faire en sorte que le terreau reste suffisamment humide entre les arrosages.

Différents matériaux peuvent rentrer dans les terreaux de rempotage, y compris le sable grossier ou le gravier (lavé pour éliminer les sels) et la terre végétale de la forêt. La matière organique peut être ajoutée sous la forme de charbon vert fabriqué à partir de balles de riz, de cosses de noix de coco, de coques d'arachides et même de déchets provenant de la production agricole, comme la pulpe de fruits du café ou la canne à sucre pressée. Une autre possibilité consiste à fabriquer du compost à partir des déchets organiques domestiques. L'ajout de la bouse de vache au mélange peut considérablement augmenter les taux de croissance des semis en raison de sa forte teneur en substances nutritives.

Bien que la terre végétale de la forêt prise isolément soit un terreau pauvre, elle constitue une composante importante des mélanges de terreaux car elle porte les spores de micro-organismes du sol qui aident les arbres à se développer, comme les bactéries *Rhizobium* et les champignons mycorhiziens. Pour éviter le compactage, mélangez le sol forestier avec de la matière organique volumineuse ou du sable grossier. Le mélange du sol forestier avec ces ingrédients «aère» le milieu et améliore le drainage et l'aération. Quels que soient les matériaux que vous choisissiez, ils devraient être bon marché et disponibles localement tout au long de l'année.

Tableau 6.3. Terreau standard.

Ingrédient	Proportion	Propriétés bénéfiques	Exemples
Sol forestier	50%	Nutriments, micro- organismes du sol, soutien structurel	15 cm de terre végétale noire de la forêt
Grossières particules de matières organiques	25%	Espaces aérés	Coques d'arachides, feuilles mortes, compost domestique, écorce d'arbre
Fine particules de matières organiques	25%	Conservation de l'humidité, nutriments	Fibre de noix de coco, charbon vert fabriqué à partir des balles de riz, bouse sèche des bovins

Un terreau universel standard est constitué de 50% de terre végétale de la forêt mélangée avec 25% de matières organiques fines et 25% de matières organiques grossières (**Tableau 6.3**).

Conservez le terreau de repotage dans un endroit humide mais protégé de la pluie. Pour éviter la propagation des maladies, ne recyclez jamais le terreau de repotage. Lorsque vous vous débarrassez des arbres faibles ou malades, éloignez de la pépinière le terreau dans lequel ils ont grandi.



Lorsque vous fabriquez un terreau de repotage, tamisez les matériaux pour enlever les pierres ou les grosses mottes et mélangez-les sur une surface dure et plane à l'aide d'une pelle. Les grandes pépinières utilisent des bétonnières électriques pour mélanger leurs terreaux.

### Encadré 6.4. Les semis naturels comme alternative aux semences.

Les cultures mixtes d'espèces d'arbres «framework» à partir de graines peuvent prendre 18 mois ou plus, car il faut attendre que les arbres mères portent des fruits et que les graines germent. Alors, existe-t-il un moyen plus rapide pour produire des jeunes plants «framework»? Les sauvageons sont des plants qui sont déterrés de la forêt et élevés dans une pépinière. En général, les arbres forestiers produisent un grand nombre de plants excédentaires, dont la plupart meurent. Dans ces conditions, en déterrer quelques-uns pour les transférer dans une pépinière ne nuit pas à l'écosystème forestier. Si les sauvageons sont transplantés d'une forêt fraîche et ombragée directement vers un site déboisé ouvert, ils meurent généralement de choc de la transplantation. Donc, il faut d'abord empoter les sauvageons, en prendre soin dans une pépinière, et les endurcir avant de les planter. Des chercheurs de l'Unité de recherche sur la restauration forestière de l'Université de Chiang Mai (CMU-FORRU) ont déterminé la façon d'utiliser les sauvageons pour produire des arbres «framework» aux fins de plantation (Kuarak, 2002).

Dans la forêt, repérez plusieurs arbres mères convenables des espèces requises qui ont donné beaucoup de fruits lors de la précédente saison de fructification. Il est préférable de prélever des plants des nombreux arbres mères qui se trouvent sur le site pour maintenir la diversité génétique. Recueillez les plants qui n'ont pas plus de 20 cm (au-delà de cette taille, les plants ont une mortalité élevée en raison du choc violent de la transplantation) dans un rayon de 5 m de l'arbre mère (qui mourraient, dans le cas contraire, à la suite de la concurrence de l'arbre mère). La première considération lors de la collecte des sauvageons est de minimiser l'endommagement des racines; il est donc recommandé de les déterrer au cours de la saison des pluies, lorsque le sol est mou. Extirpez les très jeunes plants de petite taille avec soin à l'aide d'une cuillère ou déterrez les grands plants avec un déplantoir, en conservant une motte de terre autour des racines. Placez les semis dans un seau avec un peu d'eau, ou utilisez des récipients fabriqués à partir de tiges de bananier.



Aux Philippines, des récipients fabriqués à partir de sections de tiges de bananier constituent des contenants bon marché pour le transfert de semis naturels de la forêt à la pépinière.

Si les sauvageons ont une hauteur supérieure à 20 cm, pensez à les émonder juste après les avoir déterrés pour réduire la mortalité et augmenter le taux de croissance. Taillez la tige d'un tiers ou de moitié, mais n'oubliez pas que ce ne sont pas toutes les espèces qui tolèrent l'élagage; ainsi, il se peut que vous ayez à mener certaines expériences. Faites une taille de 45° à environ 5 mm au-dessus d'un bourgeon axillaire. Une autre possibilité consiste à tailler les plus grandes feuilles d'environ 50%. Les racines secondaire peuvent nécessiter un émondage pour permettre l'empotage aisé des semis dans des sacs en plastique de 23 x 6,5 cm, remplis de terreau standard sans plier la racine pivotante. Gardez les semis naturels empotés sous une ombre épaisse (20% de la lumière solaire normale) pendant environ 6 semaines ou construisez une chambre de récupération. Par la suite, suivez les mêmes procédures utilisées pour les soins et l'endurcissement des jeunes plants qui ont été cultivés à partir de graines. Par rapport à la production des plants à partir de graines, ces techniques peuvent réduire le temps nécessaire pour la production des plants à une taille convenable de plusieurs mois, voire d'un an, et peuvent réduire considérablement les coûts de production.

## Encadré 6.4. suite.



Une chambre de récupération de 1 × 4 m est suffisamment grande pour 1.225 plantes. Cette enceinte est construite dans une zone ombragée de la pépinière à partir d'une simple structure en bambou fendu. La structure est recouverte d'une feuille de polyéthylène, dont les bords sont enterrés dans une tranchée peu profonde autour de la structure, scellant ainsi la chambre. L'humidité s'accumule dans la chambre, ce qui empêche le choc de la transplantation. Après quelques semaines, la chambre est partiellement ouverte pour permettre aux plantes de s'acclimater aux conditions ambiantes et, finalement, le couvercle est enlevé complètement.

By Cherdsak Kuaraksa

### Quel volume de terreau est-il nécessaire?

Pour calculer le volume nécessaire pour remplir vos récipients, mesurez leur rayon et leur hauteur, et appliquez la formule suivante:

$$\text{Volume total de terreau nécessaire} = (\text{rayon du récipient})^2 \times \text{hauteur du récipient} \times 3,14 \times \text{nombre de récipients}$$

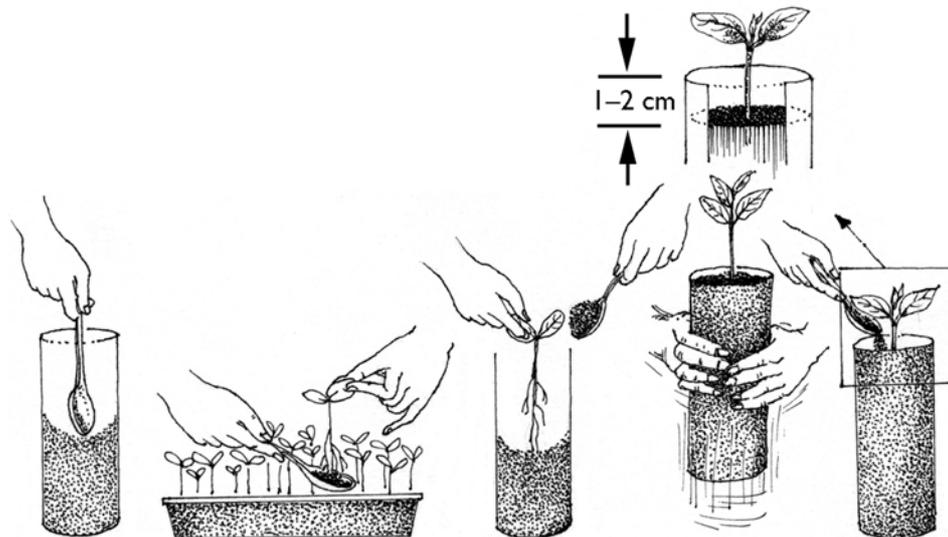
Par exemple, pour 2.000 sacs en plastique de 23 × 6,5 cm, vous aurez besoin de  $(6,5/2)^2 \times 23 \times 3,14 \times 2.000 = 1.525.648 \text{ cm}^3$ , soit près de 1,5 m<sup>3</sup> de terreau de repotage.

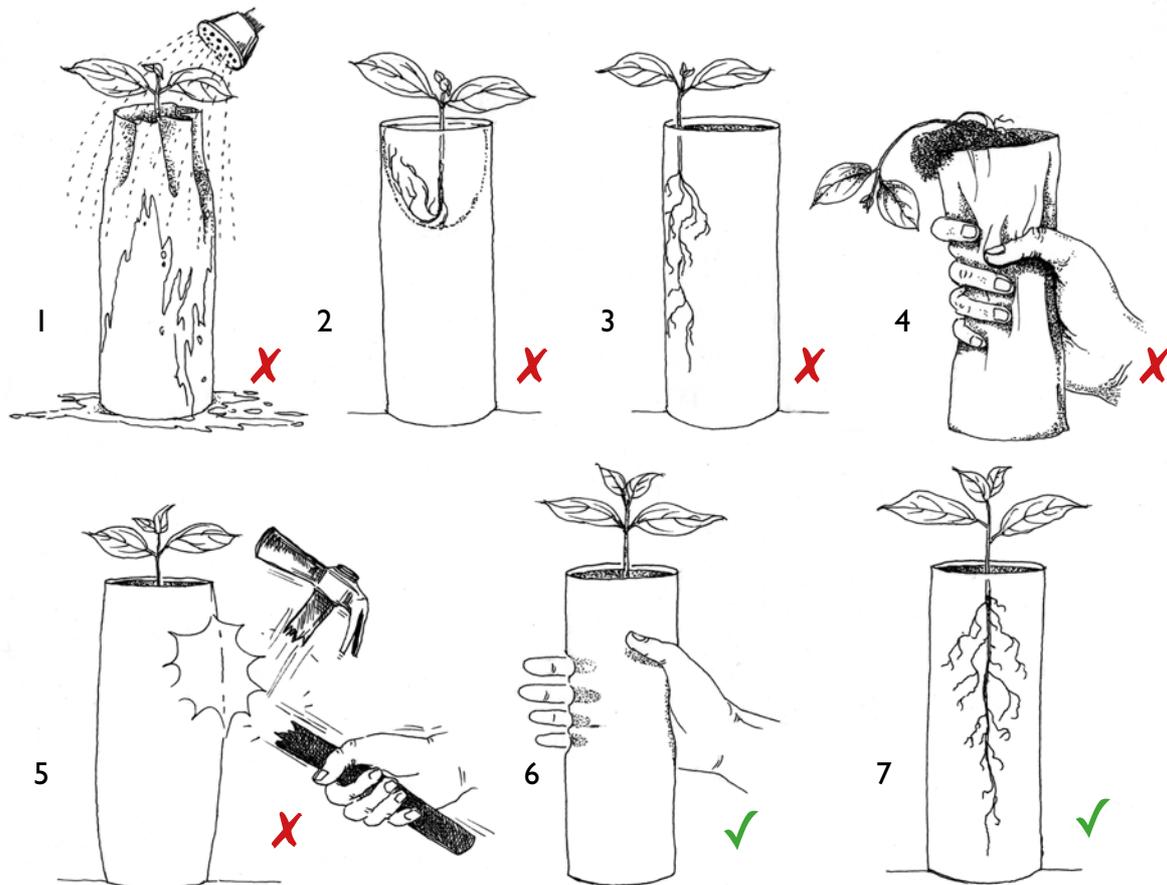
### Remplissage des récipients

Tout d'abord, assurez-vous que le terreau est humide mais pas trop: pulvérisez-y de l'eau si nécessaire. Lors du repiquage des plants de petite taille, remplissez complètement les récipients avec du terreau en utilisant un déplantoir ou une pelle en bambou. Frappez chaque récipient sur le sol à quelques reprises pour permettre au terreau de se tasser, avant d'y ajouter une épaisseur de terreau jusqu'à 1–2 cm du bord du conteneur. Le terreau de repotage ne doit pas être tellement compact qu'il inhibe la croissance des racines et le drainage, mais il ne devrait non plus être trop ouvert. La consistance du terreau de repotage à l'intérieur des sacs en plastique peut être vérifiée en saisissant fermement le sac. La trace de votre main doit y rester après le relâchement et le sac doit rester debout, non tenu.

### «Repiquage»

Le «repiquage» (empotage) consiste à transférer les plantules issues de bacs de germination dans des conteneurs. Cette tâche doit être effectuée à l'ombre, en fin de journée. Les plants sont prêts pour le repiquage lorsque les 3 premières paires de vraies feuilles se sont complètement développées. Remplissez les récipients selon la description ci-dessus. Ensuite, utilisez une cuillère pour faire un trou dans le terreau qui est assez grand pour prendre les racines du plant sans les plier. Manipulez les plantules fragiles avec soin. Saisissez délicatement une feuille (pas la tige) de la plantule et enlevez lentement cette dernière de son bac de germination avec une cuillère. Placez la racine du plant dans le trou du terreau de repotage et remplissez le trou avec davantage de terreau. Frappez le récipient sur le sol pour permettre au terreau de se tasser.





Les possibles problèmes posés par le repotage: (1) le terreau s'est tassé causant le rétrécissement du sac en plastique et bloquant l'arrosage; (2) l'enroulement des racines rendra l'arbre adulte vulnérable au déracinement; (3) la plantule n'est pas placée au centre; (4) le terreau est trop mou; (5) le terreau est compacté; (6) excellente consistance du terreau, et (7) plantule parfaitement mise en pot!

Ajoutez-y une épaisseur du terreau jusqu'à 1–2 cm du bord du conteneur. Le collet de la plantule (la jonction entre la racine et la pousse) doit être à la surface du terreau de repotage. Puis, pressez le terreau pour faire en sorte que la plante soit en position verticale et placée au centre. Pour les plants de grande taille, suspendez les racines dans un récipient partiellement rempli, puis ajoutez avec soin du terreau autour des racines.

### «Mise en attente»

Par «mise en attente», on entend le temps pendant lequel les plants conteneurisés sont conservés dans la pépinière, de l'empotage jusqu'à leur transport vers le site de plantation. Après l'empotage des plantules, placez les récipients dans un endroit ombragé et arrosez les plants. Faites en sorte que les sacs en plastique restent debout et ne soient pas serrés. Dans un premier temps, les récipients peuvent être en contact les uns avec les autres (c'est-à-dire des «pots en forme de cœur»). Au fur et à mesure que les plants poussent, espacez les récipients de quelques centimètres, afin d'éviter que les semis ne se fassent de l'ombre entre eux.

Les conteneurs peuvent être debout sur un sol nu, sur un terrain recouvert par divers matériaux ou sur des grilles métalliques surélevées. Si les conteneurs sont mis en attente sur le sol nu, les racines des arbres peuvent se développer en traversant les trous dans le fond des récipients et

### Encadré 6.5. Les boutures comme alternative aux graines.

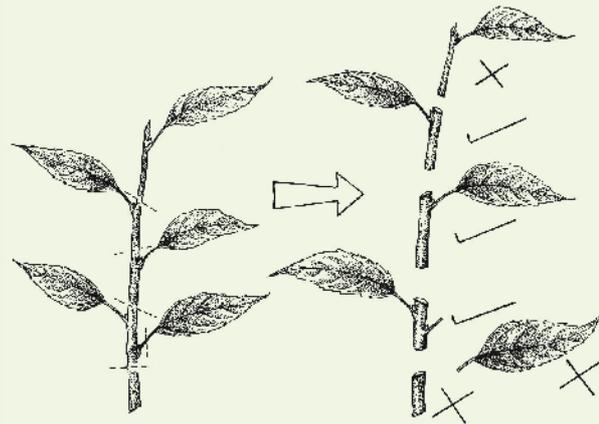
La multiplication végétative n'est normalement pas recommandée pour la production du matériel végétal destiné aux projets de restauration forestière, car elle tend à réduire la diversité génétique adaptative (voir **Encadré 6.1**). Toutefois, elle peut convenir aux espèces d'arbres «framework» qui sont rares et très convoités dont les graines sont difficiles à trouver ou à faire germer. Pour ces espèces, la multiplication par boutures est acceptable à condition que les boutures soient prélevées sur autant d'arbres mères que possibles.

Les arbres qui sont cultivés à partir de boutures arrivent souvent à maturité de façon précoce — une caractéristique souhaitable pour les espèces d'arbres «framework». Les méthodes courantes peuvent être utilisées pour enraciner les boutures. Longman et Wilson (1993) signalent que la plupart des essences tropicales testées à ce jour peuvent être enracinées comme boutures feuillues dans des «poly-propagateurs» rudimentaires et/ou sous la brume (brumisation). Ces auteurs ont également procédé à un examen exhaustif des techniques mais gardez à l'esprit que peu de travaux ont été effectués sur la multiplication végétative de la grande majorité des essences tropicales qui doivent être utiles pour la restauration des écosystèmes forestiers tropicaux.

Une étude de la multiplication végétative à l'Unité de recherche sur la restauration forestière de l'Université de Chiang Mai (FORRU-CMU) a fait les recommandations suivantes pour l'enracinement des boutures d'espèces «framework», en utilisant une méthode simple basée sur les sacs en plastique (Vongkamjan, 2003).

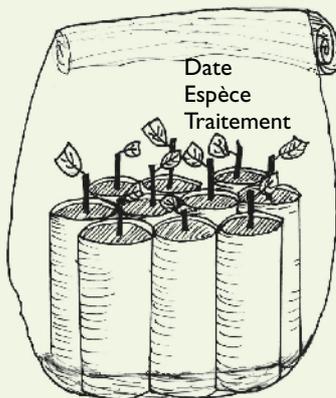
Coupez des jeunes pousses vigoureuses de taille moyenne (les pousses feuillues peuvent souvent être trouvées sur les souches après la coupe ou le brûlage), sur autant d'arbres mères que possible, à l'aide d'une paire de sécateurs tranchants et propres ou d'un couteau. Placez les boutures dans des sacs en plastique avec un peu d'eau et transportez-les immédiatement vers une pépinière. Dans la pépinière, taillez les boutures de 10 à 20 cm. Retirez les parties inférieures ligneuses et le fragment apical fragile. Si chaque nœud a une feuille ou un bourgeon, les nœuds simples peuvent être utilisés mais pour les pousses qui n'ont pas de bourgeons et ont de courts entre-nœuds, les boutures peuvent inclure 2 à 3 nœuds.

Taillez les feuilles transversalement de 30 à 50%. Coupez les bases des boutures avec un propagateur (couteau) tranchant sous la forme d'un talon juste en-dessous d'un nœud.



Les traitements hormonaux sont généralement nécessaires pour stimuler l'enracinement des boutures. Chaque espèce réagit différemment aux diverses préparations hormonales qui sont disponibles; il est donc recommandé de procéder à certaines expériences. Les produits contenant des auxines, soit l'acide indole-3-butérique (IBA) soit l'acide naphthalène-1-acétique (NAA), dans différentes concentrations, sont les plus susceptibles d'être efficaces. Ces produits sont généralement des poudres, qui devraient être légèrement répandues sur les bases des boutures. Certaines poudres d'enracinement contiennent également un fongicide comme le Thiram ou le Captan, ce qui contribue à prévenir les maladies. Suivez les instructions sur le paquet.

## Encadré 6.5. suite.



Des sachets contenus dans des sacs peuvent être utilisés pour maintenir une humidité de 100% tandis que les boutures font pousser des racines.

Mélangez 50% de sable avec 50% de charbon de balles de riz pour faire un terreau d'enracinement et placez ce mélange dans de petits sacs en plastique de couleur noire. Introduisez les bases des boutures dans le terreau. Arrosez le terreau et pressez-le pour le rendre ferme autour de chaque bouture. Mettez des groupes de 10 petits sacs dans des grands sacs en plastique (20 × 30 cm). Ajoutez un litre d'eau et scellez le grand sac, ce qui crée une atmosphère de 100% d'humidité qui va garder les boutures en vie jusqu'à ce que les racines poussent et soient en mesure de fournir suffisamment d'eau aux pousses de boutures. Placez sur chaque sac une étiquette contenant le nom de l'espèce et la date de départ. Tenez des registres dans lesquels figure le nombre de boutures qui développent des racines et des pousses. Chaque semaine, ajoutez de l'eau dans les sacs et enlevez les boutures mortes et les feuilles séchées. Lorsque les boutures laissent apparaître des racines vigoureuses et le développement des pousses, transplantez-les dans des sacs en plastique de 23 × 6,5 cm et prenez soin d'elles, comme décrit à la **Section 6.5**.

Par Suphawan Vongkamjan

pénétrer dans le sous-sol. Lorsque les arbres seront extraits pour la plantation, ces racines se briseront et réduisent tout d'un coup l'approvisionnement en eau de la racine à la tige. Cela peut fragiliser la plante avant même qu'elle n'atteigne le site de plantation. Par conséquent, les conteneurs doivent être soulevés toutes les quelques semaines, et les racines saillantes élaguées avant qu'elles ne puissent pénétrer dans le sol. La couverture des lits d'attente avec du gros gravier peut aider à prévenir ce problème. Les racines qui croissent dans le gravier ne trouvent pas d'éléments nutritifs et peu d'humidité et sont progressivement tuées par l'exposition à l'air. La couverture de la zone de mise en attente par des feuilles en plastique empêche également les racines de pénétrer dans le sol mais le plastique non poreux peut évidemment créer des problèmes de drainage.



A



B

(A) La mise en attente sur la terre nue fonctionne bien, mais les jeunes arbres nécessitent une attention constante pour empêcher la croissance des racines dans le sol sous les pots. Dans cette pépinière, des glissières de sécurité en bambou sont utilisées pour maintenir les plantes en position verticale. (B) La couverture du sol avec du gravier puis avec une feuille poreuse («tapis de barrière contre les mauvaises herbes») empêche les racines de se développer dans le sous-sol. Dans cette pépinière, un système de gicleurs automatiques arrose les plantes qui sont cultivées dans des pots en plastique carrés, rigides et réutilisables.

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

La solution ultime (et la plus chère) est de mettre les conteneurs sur des grilles métalliques surélevées. Les racines qui se développent à partir des conteneurs sont exposées à l'air et cessent de croître ou meurent. C'est ce qu'on appelle l'exposition à l'air (voir la **Section 6.5**). Elle favorise la ramification des racines dans des conteneurs et la formation d'une motte dense, ce qui augmente les chances de survie des arbres après la plantation.



Hébergement «cinq étoiles» pour arbres. Les arbres se trouvent dans des plateaux de treillis métallique sur une ossature qui est surélevée, ce qui permet l'exposition des racines à l'air. Le filet de protection solaire permet le contrôle des conditions d'éclairage.

### 6.5 Entretien des arbres dans la pépinière

#### Besoins en matière d'ombre

Après le repiquage, placez les plantules dans un endroit ombragé à près de 50% pour éviter la brûlure des feuilles et le flétrissement. Le filet de protection solaire, classé en fonction du pourcentage de l'ombre projetée, peut être acheté dans la plupart des magasins de fournitures agricoles. Suspendez-le sur un châssis de 0,5 à 2,5 m au-dessus du sol. Si le filet de protection solaire n'est pas disponible ou coûte trop, les matériaux locaux tels que les feuilles de cocotiers, des bandes minces de bambou ou même de l'herbe séchée sont également efficaces mais prenez garde de ne pas fournir trop d'ombre avec ces matériaux. Plus de 50% d'ombre va produire de grands arbres faibles, vulnérables aux maladies. Même lorsqu'ils sont bien établis dans des conteneurs, les arbres restent vulnérables à des températures élevées et au plein ensoleillement. Par conséquent, ils sont généralement cultivés sous un léger ombrage jusqu'à ce qu'ils soient prêts pour l'endurcissement.

#### Arrosage

Chaque conteneur contient une quantité d'eau relativement faible, de sorte que les plantules peuvent se dessécher rapidement si l'arrosage est interrompu pendant plus d'une journée, en particulier en saison sèche. En revanche, un arrosage excessif peut saturer le terreau de rempotage, ce qui étouffe les racines, et cela peut être tout aussi dommageable pour la croissance de la plante que la déshydratation.

## 6.5 ENTRETIEN DES ARBRES DANS LA PÉPINIÈRE

Arrosez les arbres en début de matinée et/ou en fin d'après-midi pour éviter la chaleur de la journée. S'il y a quelque doute sur la fiabilité de l'approvisionnement en eau, installez un système de réservoirs d'eau comme source d'approvisionnement d'appoint. Les pépiniéristes qui sont responsables de l'arrosage doivent, chaque fois, noter sur un calendrier le jour où l'arrosage est effectué.

Les grandes pépinières commerciales utilisent souvent un système de pulvérisateurs qui sont interconnectés avec des tuyaux, ce qui permet un arrosage sans effort chaque fois que le robinet est ouvert. Mais de tels systèmes sont coûteux. Dans les pépinières produisant une gamme variée d'espèces d'arbres avec des besoins en eau différents, l'arrosage à la main au moyen d'un arrosoir ou d'un tuyau libérant de fines gouttelettes est recommandé. Cela permet aux pépiniéristes d'évaluer l'aridité de chaque lot d'arbres et d'ajuster la quantité d'eau aspergée en conséquence.

Généralement, il faut une certaine formation pour permettre à la personne chargée de l'arrosage d'apprécier la quantité d'eau à répandre. Pendant la saison des pluies, il peut être possible de passer plusieurs jours sans arrosage des jeunes plants dans une pépinière en plein champ. En revanche, en saison sèche, il peut être nécessaire d'arroser les jeunes plants deux fois par jour lorsque la surface du sol commence à sécher. La présence de mousses, d'algues ou d'hépatiques sur la surface du terreau de rempotage indique que les plants reçoivent trop d'eau; il est recommandé d'enlever ces plantes herbacées et de réduire l'arrosage. Les mauvaises herbes peuvent livrer une concurrence féroce pour l'eau; il faut donc les enlever des conteneurs.

Il faut une attention particulière lors de l'arrosage des plateaux de germination: il est recommandé d'utiliser un arrosoir aux gouttelettes très fines et d'effectuer l'arrosage dans un mouvement de balayage pour éviter d'endommager les plants.

### Engrais

Les arbres ont besoin de grandes quantités d'azote (N), de phosphore (P) et de potassium (K), des quantités modérées de magnésium, de calcium et de soufre et d'infimes quantités de fer, de cuivre et de bore et d'autres nutriments minéraux pour parvenir à une croissance optimale. Le terreau peut fournir des quantités suffisantes de ces nutriments, surtout si le sol forestier riche est utilisé, mais l'application d'engrais supplémentaire peut accélérer la croissance. Votre service local de vulgarisation agricole ou votre collègue d'agriculture pourrait être en mesure d'analyser la teneur en nutriments du terreau que vous utilisez et de vous donner des conseils sur les besoins en engrais.

La décision d'appliquer des engrais dépend non seulement de la disponibilité des éléments nutritifs dans le terreau de rempotage, mais aussi du taux de croissance requis, ou de l'aspect des plants. Les plantes qui ont des symptômes de carence en éléments nutritifs, tels que le jaunissement des feuilles, devraient recevoir des engrais. Il est également recommandé d'appliquer les engrais si besoin pour accélérer la croissance afin que les plantes soient prêtes pour la transplantation à la saison de plantation.



L'arrosage à la main permet un plus grand contrôle que l'arrosage automatique.



L'application de 10 granulees d'engrais à libération lente tous les 3–6 mois permet d'avoir des plants prêts à la date de plantation, alors qu'une absence de fertilisation peut amener à attendre une année supplémentaire.

L'utilisation de granulés d'engrais à libération lente à une vitesse d'environ 1,5 g par litre de terreau de rempotage est recommandée. A la FORRU-CMU, de bons résultats ont été obtenus pour plusieurs espèces en ajoutant environ 10 granulés de 'Osmocote' 14:14:14 NPK (environ 0,3 g) à la surface du terreau de chaque récipient tous les 3 mois. «Nutricote» est également largement disponible, et recommandé. Bien que les engrais à libération lente soient chers, seules de très petites quantités sont appliquées tous les 3 à 6 mois, et donc les coûts de main-d'œuvre de leur application sont très faibles.

Une autre possibilité consiste à utiliser des engrais ordinaires, soit des engrais solides mélangés au terreau de rempotage (par exemple, 1 à 5 g par litre de terreau) soit dissouts dans l'eau. Dissolvez environ 3–5 g d'engrais par litre d'eau et appliquez-le avec un arrosoir. Puis, arrosez de nouveau les plants avec de l'eau fraîche pour ôter les solutions d'engrais qui se trouvent sur les feuilles. Ce traitement doit être répété tous les 10–14 jours. Il faudrait donc beaucoup plus de temps et de main-d'œuvre par rapport à l'utilisation des granulés à libération lente.

N'appliquez pas d'engrais i) aux essences à croissance rapide qui atteindront une taille convenable avant la période de plantation optimale (car elles seront trop grandes pour leurs conteneurs), ii) aux espèces de la famille des légumineuses, ou iii) immédiatement avant l'endurcissement (comme la croissance des nouvelles pousses ne devrait pas être encouragée à cette période). La surutilisation des engrais peut entraîner la «brûlure chimique» des plantes et tuer les micro-organismes bénéfiques du sol tels que les champignons mycorhiziens.

### Les champignons mycorhiziens

Les champignons mycorhiziens (littéralement «champignon des racines») forment des relations «symbiotiques» mutuellement bénéfiques avec les plantes. Ils forment de vastes réseaux de fines hyphes de champignons qui rayonnent à partir des racines d'arbres dans le sol environnant. Les champignons transfèrent les éléments nutritifs des arbres à partir d'un volume beaucoup plus grand de la terre que ce qui peut être exploité par les systèmes racinaires des arbres seuls. En retour, les champignons acquièrent les hydrates de carbone (en tant que source d'énergie) à partir des arbres. Il y a deux principaux types de mycorhizes qui s'associent avec les arbres: les ectomycorhizes et les mycorhizes vésiculaires-arbusculaires (MVA). Les ectomycorhizes forment une gaine de fils fongiques autour de la partie extérieure des racines d'arbres qui s'étend entre les cellules de la plante, mais n'y pénètrent pas. Tous les diptérocarpes, certains légumes, de nombreux conifères et quelques arbres feuillus (par exemple, les chênes) ont des ectomycorhizes. Les MVA vivent dans les racines et pénètrent effectivement dans les cellules des racines. On peut les trouver sur la grande majorité des arbres tropicaux, mais nous savons relativement peu sur la diversité des mycorhizes dans les forêts tropicales ou sur leur rôle dans le maintien de la complexité des écosystèmes forestiers tropicaux. Il est donc impossible de prescrire des mesures détaillées pour l'utilisation des mycorhizes dans les pépinières forestières.

Nous savons, cependant, que l'inoculation mycorhizienne peut augmenter la survie et la croissance des arbres cultivés en pépinière après leur repiquage, en particulier sur des terres très dégradées qui ont été sans végétation indigène et sans terre végétale pendant plusieurs années (par exemple, les terrains infestés de mines). Lorsque le sol forestier fait partie du terreau de rempotage, la plupart des essences forestières autochtones deviennent naturellement infectées par des champignons mycorhiziens et l'application de l'inoculation mycorhizienne produite à des fins commerciales n'a aucun avantage significatif (Philachanh, 2003).

### Lutte contre les mauvaises herbes

Les mauvaises herbes dans la pépinière peuvent héberger des ravageurs et leurs graines peuvent se propager dans les conteneurs. Les graminées, les herbes et les vignes doivent toutes être éliminées des zones de croissance avant qu'elles ne fleurissent. Les mauvaises herbes qui colonisent les conteneurs entrent en concurrence avec les plants pour l'eau, les nutriments et la lumière. Si rien n'est fait quand elles sont encore petites, il peut être difficile d'enlever les mauvaises herbes des conteneurs sans endommager les racines des jeunes plants. Vérifiez fréquemment les conteneurs et utilisez une spatule émoussée pour enlever les mauvaises herbes pendant qu'elles sont encore petites. Enlevez les mauvaises herbes dans la matinée, de sorte que tous les fragments de mauvaises herbes restantes se dessèchent sous la chaleur de la journée. Portez des gants lorsque vous manipulez des mauvaises herbes épineuses ou nocives. Supprimez également toutes les mousses et les algues qui poussent sur la surface du terreau de rempotage. De toute évidence, les herbicides ne peuvent pas être utilisés pour lutter contre les mauvaises herbes dans les pépinières.

**Prenez soin d'éviter les serpents et les insectes venimeux dans le feuillage dense d'un lot de plants d'arbres cultivés dans des conteneurs.**



Plus de mauvaises herbes que d'arbres? Désherbez régulièrement la pépinière pour éviter l'accumulation de mauvaises herbes dans les conteneurs.

### Maladies

#### Prévention des maladies

Les maladies peuvent se produire même dans les pépinières les mieux entretenues. Trois causes principales sont à noter:

- **les champignons** — bien que certaines espèces soient bénéfiques, d'autres provoquent la fonte des semis, la pourriture des racines et les taches foliaires (brûlures et rouilles);
- **les bactéries** — la plupart sont inoffensives, mais certaines provoquent la fonte des semis, le chancre et la flétrissure; et
- **les virus** — la plupart ne causent pas de problèmes mais quelques-uns provoquent les taches foliaires.

Prévenir vaut mieux que guérir, gardez donc les contenants, les outils et les surfaces de travail propres en les lavant dans une solution d'eau de Javel domestique. Suivez les instructions du fabricant pour la dilution en prenant soin d'éviter que l'eau de Javel ne touche votre peau ni n'entre dans vos yeux. Lavez soigneusement les contenants en plastique rigide lors de leur réutilisation. Ne recyclez pas les sacs en plastique ni le terreau de rempotage.



Les pots en plastique rigide peuvent être réutilisés à condition d'être bien nettoyés, mais les sacs en plastique doivent être mis au rebut pour éviter l'accumulation d'agents pathogènes.

### ***Détection et contrôle des maladies***

Une vigilance constante est nécessaire pour prévenir les épidémies. Veillez à ce que tout le personnel de la pépinière apprenne à reconnaître les symptômes des maladies courantes des plantes et que tous les jeunes arbres soient inspectés au moins une fois par semaine. Pour prévenir la propagation des maladies, veillez à ce que les plantes ne soient pas trop arrosées, qu'il y ait un drainage adéquat à l'intérieur et à la base des conteneurs et que les plantes soient bien espacées pour permettre la circulation d'air autour d'elles et empêcher la transmission directe d'agents pathogènes entre plants individuels voisins. Utilisez un désinfectant pour nettoyer les outils ou les gants en caoutchouc qui entrent en contact avec les plantes malades.

Si un foyer de maladie se produit, enlevez les feuilles infectées ou mettez immédiatement au rebut les plantes malades. Brûlez-les bien à l'écart de la pépinière. Ne recyclez pas le terreau de rempotage ni les sacs en plastique dans lesquels ces plants se sont développés. Si vous utilisez des conteneurs rigides, lavez-les avec un désinfectant et séchez-les au soleil pendant plusieurs jours avant de les réutiliser. Inspectez les plantes tous les jours jusqu'à la fin de l'épidémie.

Une pulvérisation de routine de produits chimiques ne devrait pas être nécessaire. Les produits chimiques sont coûteux et ils sont un danger pour la santé s'ils ne sont pas correctement manipulés. S'il est nécessaire de pulvériser un lot de plantes infectées, essayez tout d'abord d'identifier le type de maladie (fongique, bactérienne ou virale) et sélectionnez un produit chimique approprié. Par exemple, l'Iprodione est actif contre les taches foliaires fongiques alors que le Captan est particulièrement efficace contre la fonte des semis.

**Lors de l'utilisation de fongicides, lisez les instructions relatives à la santé sur le paquet et suivez toutes les mesures de protection spéciales recommandées.**

Là où les maladies deviennent courantes, envisagez la pasteurisation du terreau de rempotage en le chauffant au soleil. Cette opération détruira la plupart des germes pathogènes, des parasites et des graines de mauvaises herbes mais elle pourrait aussi tuer les micro-organismes bénéfiques du sol. Il est donc recommandé d'ensemencer à nouveau le terreau de rempotage avec les mycorhizes.

### **Lutte contre les parasites**

La plupart des insectes sont inoffensifs, voire bénéfiques, mais certains peuvent rapidement défolier les jeunes arbres ou endommager leurs racines en provoquant la mort. Les organismes nuisibles ne sont pas tous des insectes: les vers nématodes, les limaces et les escargots, et même les animaux domestiques peuvent tous être nuisibles.

Les ravageurs les plus importants comprennent les mangeurs de feuilles, comme les chenilles, les charançons et les grillons; les foreurs des pousses, en particulier les coléoptères et les larves de mites; les insectes suceurs, comme les pucerons, les cochenilles et les punaises; les mangeurs de racines, tels que les vers nématodes; les vers-gris, les larves de certains papillons, les termites, qui détruisent également les structures des pépinières. En plus de manger les plantes, les parasites peuvent transmettre des maladies.

Inspectez régulièrement et soigneusement les arbres à la recherche de parasites afin de prévenir le développement d'une infestation. Enlevez les parasites ou leurs œufs à la main, ou pulvérisez un désinfectant doux sur les jeunes plants. Si cela n'empêche pas l'infestation, pulvérisez un insecticide sur les jeunes plants. Mieux vaut prévenir que guérir, la plupart des insecticides étant toxiques pour les humains. Il est donc essentiel de lire les étiquettes sur les emballages d'insecticides et de suivre attentivement les instructions, en observant toutes les précautions sanitaires recommandées par le fabricant. Sélectionnez le produit chimique le plus adapté aux espèces de ravageurs données présentes. Par exemple, le Pyrimicarbe est actif contre les pucerons, l'Aldrine peut être utilisée pour lutter contre les termites, et la Pyréthrine est un insecticide plus général.

## 6.5 ENTRETIEN DES ARBRES DANS LA PÉPINIÈRE



Tous les parasites ne sont pas de petite taille — cette pépinière dans l'ouest de la Thaïlande est protégée contre les éléphants par une clôture électrique.



Tous les parasites ne sont pas de petite taille. Les chiens, les porcs, les poulets, les bovins et autres animaux peuvent causer des ravages dans une pépinière en quelques minutes seulement. Par conséquent, là où ces animaux se trouvent, faites en sorte que les plantes soient protégées au sein d'une clôture solide.

### Contrôle de la qualité par le classement

Le classement est une méthode efficace de contrôle de la qualité. Il consiste à ranger les arbres qui poussent par ordre de taille, tout en enlevant en même temps les arbres rabougris, malades ou faibles. De cette façon, seuls les arbres les plus vigoureux et en bonne santé sont choisis aux fins d'endurcissement et de repiquage et, ainsi, la survie après la plantation est maximisée. Lorsque la pépinière est pleine, les plants les plus petits et les plus faibles peuvent être facilement identifiés et enlevés pour céder la place à de nouveaux plants plus vigoureux.



Le classement est la meilleure forme de contrôle de la qualité.

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

Procédez au classement au moins une fois par mois. La taille des racines et le contrôle de maladies peuvent être effectués en même temps. Lavez-vous les mains, nettoyez fréquemment les gants et les sécateurs dans une solution désinfectante pour éviter la propagation des maladies d'un bloc de plantes à l'autre. Éliminez les plants de mauvaise qualité en les brûlant, bien loin de la pépinière, et ne recyclez pas le terreau de rempotage ni les sacs en plastique dans lesquels ils ont été cultivés. Les pépiniéristes sont parfois réticents à mettre au rebut les plants de mauvaise qualité, mais les garder est une fausse économie, car ils occupent inutilement l'espace et la main-d'œuvre, font gaspiller l'eau et d'autres ressources de la pépinière qui seraient plus efficacement fournies aux plantes saines. Les plants de mauvaise qualité sont vulnérables à la maladie, et présentent donc un risque pour la santé de l'ensemble du matériel végétal de la pépinière.

Le gestionnaire de la pépinière doit produire des arbres de haute qualité qui produisent de bons résultats quand ils sont plantés dans des conditions difficiles typiques des sites déboisés. La partie aérienne et le système racinaire des jeunes arbres doivent être en bonne santé et en équilibre l'un avec l'autre. Ceci réduit le stress de la transplantation, la mortalité des arbres et le risque d'avoir à replanter l'année suivante. La plantation des arbres de mauvaise qualité est une fausse économie et une perte de temps.



1. Croissance déséquilibrée des racines et des pousses: la pousse est trop longue et mince et pourrait bien se briser lors de la manipulation. Taillez-la bien avant l'ensemencement.
2. Une tige malformée compromet la croissance future, les plantes qui ont des tiges de ce genre doivent être enlevées.
3. Les plants qui ont été attaqués par des insectes doivent être brûlés et les plants ayant survécu traités avec un insecticide afin de prévenir la propagation de l'infestation.
4. Éliminez les plants dont la croissance connaît un retard par rapport à d'autres plants de même âge.
5. Cette plante perd ses feuilles, peut-être en raison de la maladie; il est recommandé de la brûler.
6. Ce conteneur a été renversé et a passé quelque temps couché sur le côté, ce qui entraîne une tige non verticale – mettez au rebut de tels plants.
7. Le plant parfait est bien équilibré, exempt de maladies et droit; avec des soins adéquats et un classement rigoureux, tous les plants de votre pépinière devraient ressembler à ceci.

## Un système racinaire sain

Les systèmes racinaires sont beaucoup plus cruciaux pour la survie des arbres que la partie aérienne (feuilles et tige). Une plante peut survivre et re-pousser après avoir perdu sa pousse mais pas après avoir perdu ses racines. Le système racinaire doit constamment fournir de l'eau et des nutriments aux pousses. La croissance des racines est affectée par le conteneur, le terreau de rempotage, le système d'arrosage et par les ravageurs et les maladies. Au moment de la mise en terre, les systèmes racinaires des plants conteneurisés doivent:

- former une motte compacte qui ne s'émiette pas lorsque l'arbre est retiré de son contenant;
- être densément ramifiés avec un équilibre entre les épaisses racines d'appui et celles fines qui absorbent l'eau et les nutriments;
- être non enroulés à la base du conteneur;
- être en mesure de soutenir la partie aérienne de la plante;
- être infectés par des champignons mycorhiziens et (si l'arbre est une légumineuse) par des bactéries fixatrices d'azote; et
- être exempts d'organismes nuisibles et de maladies.

Si les conteneurs sont placés verticalement sur la terre nue, soulevez-les fréquemment et élaguez les racines saillantes en utilisant une paire de sécateurs propres (faites-le dans l'après-midi afin de minimiser la perte d'humidité). Une autre possibilité consiste à inhiber la croissance des racines au-delà des conteneurs en plaçant verticalement les arbres sur du gravier ou sur des treillis métalliques surélevés, ce qui permet l'exposition à l'air des racines (voir **Section 6.4**).

## Taille des jeunes plants au moment des semis

La hauteur réelle des jeunes plants au moment de la plantation est moins importante que leur capacité à produire une nouvelle croissance vigoureuse. Certaines essences pionnières à croissance rapide peuvent être plantées lorsqu'elles n'ont que 30 cm de hauteur; en ce qui concerne les espèces de *Ficus*, la hauteur recommandée est de 20 cm (Kuaraksa & Elliott, 2012). Pour les essences forestières climaciques à croissance lente, il est préférable de planter des arbres d'environ 40–60 cm de hauteur. Les petites plantules ont des taux de mortalité post-plantation beaucoup plus élevés que celles de grande taille en raison de la concurrence avec les mauvaises herbes, mais les jeunes plants de très grande taille sont beaucoup plus vulnérables aux chocs de transplantation et plus difficiles à transporter.

## Élagage des pousses

L'élagage des pousses est nécessaire pour les plants des espèces à croissance rapide qui doivent être conservés dans la pépinière pendant une longue période. Ces arbres peuvent devenir trop grands pour que leurs racines leur servent d'appui ou trop encombrants, ce qui rend difficile leur manipulation durant le transport et la plantation. Les tiges de gaules de grande taille se cassent facilement lors de leur transport. Chez certaines espèces, l'élagage favorise la ramification. Il s'agit d'une caractéristique souhaitable, car l'étalement des cimes fait rapidement de l'ombre



L'élagage des racines favorise à la fois la ramification dans le pot et la formation d'une motte compacte, augmentant ainsi la probabilité de survie après le repiquage.

aux mauvaises herbes et ferme rapidement la canopée. Ne taillez jamais les pousses le mois précédant le repiquage, car l'élagage favorise la croissance de nouvelles feuilles; tout comme les jeunes arbres qui sont susceptibles de subir un choc au moment de la transplantation. Immédiatement après la plantation, le système racinaire pourrait ne pas être en mesure de prélever suffisamment d'eau pour alimenter de nouvelles feuilles; il est donc recommandé d'éviter tout ce qui peut entraîner la fragmentation de la motte de terre autour du plant peu de temps avant la plantation. Certaines espèces ne réagissent pas bien à l'élagage ou deviennent très vulnérables aux infections fongiques après avoir été élaguées. Donc, avant de tenter d'élaguer un grand nombre de gaules, procédez à un essai sur quelques-unes pour tester les effets de l'élagage.

### L'endurcissement

Le sevrage, ou «endurcissement», prépare les gaules à la transition difficile de l'environnement idéal de la pépinière aux conditions difficiles de sites déboisés. S'ils ne sont pas aguerris aux conditions chaudes, sèches et ensoleillées des sites de plantation, les arbres plantés subissent le choc de la transplantation et les taux de mortalité sont élevés.

Environ 2 mois avant la plantation, déplacez toutes les gaules à planter dans une zone distincte de la pépinière et réduisez progressivement l'ombre et la fréquence des arrosages. Les arbres héliophiles devraient être exposés au plein ensoleillement pour leur dernier mois dans la pépinière. Il est recommandé de réduire, mais pas de supprimer l'ombrage destiné aux essences qui supportent l'ombre et qui ne seront pas exposés au plein ensoleillement lors du repiquage.

Réduisez peu à peu l'arrosage d'environ 50% pour ralentir la croissance des pousses et à veillez à ce que la quantité de feuilles en voie de formation soit relativement faible. Pendant l'endurcissement, n'arrosez les jeunes plants qu'une seule fois (dans l'après-midi) au lieu de deux (tôt le matin et dans l'après-midi). Arrosez-les bien une fois tous les deux jours. Ne réduisez pas l'arrosage de manière à provoquer le flétrissement des feuilles car cela fatiguerait et affaiblirait les jeunes plants. Quel que soit le calendrier normal, arrosez les jeunes plants dès que vous observez des signes de flétrissement.

### Tenue de registres

La tenue de registres et l'étiquetage des caissettes à semis facilite la gestion efficace des pépinières.

Apprendre de l'expérience n'est possible que si les activités des pépinières et les résultats obtenus pour chacune des espèces sont enregistrés avec exactitude. Les registres sont essentiels pour empêcher les nouveaux pépiniéristes de répéter les erreurs de leurs prédécesseurs. Ils servent également à l'évaluation de la productivité et des rendements de la pépinière (par exemple, le nombre d'espèces ou de gaules cultivées) et à l'élaboration des calendriers de production des espèces.



Placez sur les plateaux de semences et de plantes dans la pépinière des étiquettes où y figurent les noms d'espèces, les numéros de lots et les dates de collecte et de mise en terre des semences. Utilisez la fiche d'enregistrement de l'**annexe (A1.6)** pour enregistrer la date et le lieu de collecte de chaque lot de graines et les types de traitements qui ont été appliqués aux graines, ainsi que les taux de germination, les taux de croissance, les maladies observées et ainsi de suite. Enfin, notez la date et l'endroit où les jeunes arbres ont été expédiés aux fins de plantation.

## 6.6 Recherche pour améliorer la propagation des arbres indigènes

Les protocoles standard décrits ci-dessus sont suffisants pour vous aider à démarrer la culture d'une vaste gamme d'essences forestières indigènes. Mais avec l'expérience engrangée, vous voudrez sans doute affiner ces techniques et établir des calendriers de production individuels pour chaque espèce en cours de propagation, améliorant ainsi l'efficacité et la rentabilité de votre pépinière. Ici, nous vous proposons quelques procédés fondamentaux en matière de recherche pour vous aider à produire des jeunes plants de haute qualité, vigoureux, exempts de maladie, et ayant la taille requise, au moment optimal pour la plantation, de manière aussi rapide et rentable que possible. Ce résultat est obtenu en effectuant des expériences de base contrôlées pour tester les traitements qui soit accélèrent, soit ralentissent la germination des graines et/ou la croissance des plants.

### Sélection des espèces à des fins de recherche

Des orientations pour la sélection des espèces «framework» et des essences nourricières qui seront soumises à des essais ont été données dans les **Sections 5.3** et **5.5**. Il est très probable que les protocoles de propagation auront déjà été bien étudiés pour toutes les espèces à valeur commerciale. Donc, commencez par faire une recherche documentaire afin de savoir ce qui est déjà connu sur les espèces que vous souhaitez cultiver et d'identifier les lacunes dans les connaissances.

### Reconnaître et identifier les arbres

Au début d'un programme de recherche sur la restauration, tous les noms scientifiques des espèces d'arbres à cultiver ne seront pas connus, il est donc utile d'assigner un numéro d'espèce à chaque espèce d'arbre sur laquelle les graines sont récoltées: la première espèce à fournir des graines devient E001, la seconde E002 et ainsi de suite. Les lots de graines récoltées par la suite sur la même espèce portent des étiquettes contenant le même numéro «E», mais reçoivent leur propre numéro de lot. Donc, «E001L1» serait le premier lot de graines récoltées sur l'espèce n°1, et «E001L2» serait le deuxième lot de graines récoltées sur l'espèce n°1, soit sur le même arbre, à une date différente ou sur un arbre différent de la même espèce. Les pépiniéristes se souviennent souvent plus facilement des numéros d'espèces que des noms scientifiques et, avec un peu d'expérience, les chiffres seront utilisés plus constamment que les noms locaux. Répertoirez toutes les espèces et leurs numéros «E» sur un tableau dans la pépinière et maintenez-le à jour. Puis placez sur chaque plateau de germination des graines et sur chaque bloc de plantules conteneurisées une étiquette contenant leurs numéros «E» et «L».



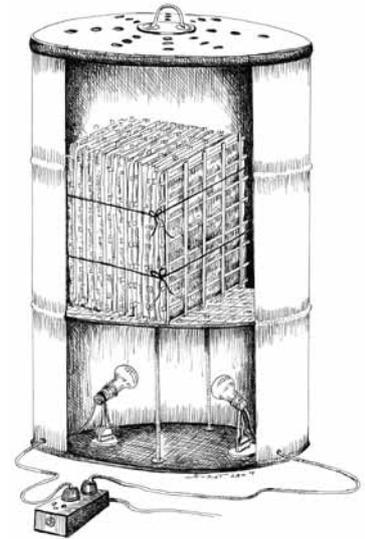
Affichez une liste de numéros «E», aux côtés de noms locaux et scientifiques, de sorte que tout le personnel de la pépinière connaisse les espèces avec lesquelles il travaille.

Tous les numéros d'espèces doivent être associés à des noms scientifiques. Les noms locaux en langue vernaculaire peuvent également être consignés, mais il est recommandé de ne pas s'y fier, car les populations locales regroupent souvent des espèces semblables sous un nom unique ou utilisent des noms différents pour désigner la même espèce d'arbre. Recueillez les spécimens de référence de tous les arbres sur lesquels les graines sont récoltées. Si, plus tard, il y a des doutes sur les espèces d'arbres de la pépinière ou sur celles qui sont plantées lors des essais en champs, le spécimen de référence de l'arbre semencier peut être réexaminé pour confirmer ou modifier le nom de l'espèce. Les botanistes taxonomistes révisent fréquemment les nomenclatures végétales et changent les noms d'espèces; il est donc recommandé d'avoir un spécimen de référence avec un numéro d'espèce qui lui est associé pour réduire la confusion.

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

Prélevez toujours un spécimen de référence qui peut être utilisé pour confirmer l'identification des espèces.

Fabriquez un simple caisson de séchage dans lequel des ampoules légères sont utilisées pour sécher les spécimens doucement.



Montez sur une perche et utilisez un couteau pour obtenir un échantillon de feuillage, de fruits ou de fleurs. Taillez légèrement l'échantillon sans perdre les caractéristiques essentielles (par exemple, disposition des feuilles, ramifications de l'infrutescence, etc.) jusqu'à ce qu'il entre bien dans un presse-spécimens de taille standard. Dans la pépinière, fabriquez un simple caisson de séchage qui utilise des ampoules de faible intensité pour fournir une chaleur douce pour sécher les spécimens. Rédigez une étiquette pour chaque spécimen qui comprend les numéros «E» et «L», le(s) nom(s) local(aux), les détails de l'emplacement de l'arbre, et les descriptions de l'écorce et des caractéristiques qui peuvent changer avec le séchage, en particulier les couleurs.

Montez les exemplaires sur du papier solide en utilisant des techniques d'herbier standard. S'il y a de l'espace, le personnel et les facilités voulus, démarrez votre propre herbier. Conservez les spécimens montés dans des armoires appropriées et saisissez les informations obtenues à partir des étiquettes de spécimens dans une base de données. Prenez des précautions pour empêcher les insectes ou les champignons d'attaquer les spécimens. Pour plus de sécurité, faites plusieurs feuilles d'herbier pour chaque échantillon et gardez les doublons dans des herbiers reconnus. Procurez-vous les spécimens examinés et identifiés par un botaniste taxonomiste professionnel. Pour plus d'informations sur les techniques d'herbier, voir '*The Herbarium Handbook*' publié par le Royal Botanic Gardens, Kew, Royaume-Uni ([www.kewbooks.com](http://www.kewbooks.com)).

### Phénologie

La phénologie est l'étude des réponses des organismes vivants aux cycles saisonniers des conditions environnementales. Dans le secteur forestier, les études phénologiques sont utilisées pour déterminer le temps de récolte des graines et pour comprendre le fonctionnement des forêts (en particulier en ce qui concerne la reproduction des arbres et la dynamique forestière) de sorte que la même fonctionnalité peut être reproduite dans une forêt restaurée.

La floraison et la fructification de nombreux arbres tropicaux sont généralement liées aux variations saisonnières de l'humidité (Borchert *et al.*, 2004) et de l'énergie du rayonnement solaire (insolation) (Calle *et al.*, 2010). Les cycles des phénomènes de reproduction sont le plus marqués dans les régions tropicales saisonnières mais les cycles de floraison et de fructification peuvent être observés même dans les forêts équatoriales moins soumises aux variations saisonnières. Tous les arbres tropicaux ne se reproduisent pas de manière saisonnière. Certains produisent des fleurs et des fruits deux fois ou plusieurs fois par an tandis que d'autres produisent des fruits en masse à des intervalles de plusieurs années.

## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

L'obtention de graines mûres est le premier grand défi dans les projets de plantation d'arbres, de sorte qu'il vaut la peine de mener des études phénologiques afin de déterminer les calendriers optimaux pour la collecte des semences en vue d'un bon approvisionnement de la pépinière en toutes les espèces nécessaires. Les études phénologiques peuvent également être utilisées pour prévoir la durée de la dormance des graines et le type de traitements de pré-semis qui sont susceptibles de réussir à briser ou à prolonger la dormance. En outre, elles permettent l'identification des principales espèces d'arbres: celles qui produisent des fleurs et des fruits à des moments où d'autres ressources alimentaires des animaux sont en quantité insuffisante (Gilbert, 1980). Les espèces d'arbres clé de voûte, comme les figuiers (*Ficus* spp.), subviennent aux besoins de communautés entières d'animaux pollinisateurs et disséminateurs de graines dont dépendent d'autres essences pour leur reproduction. Elles sont tout à fait indiquées pour être soumises à des essais destinés à vérifier leur qualité d'espèces «framework». Les observations de mécanismes de pollinisation et de dispersion des graines peuvent aussi être faites au cours des études phénologiques. Des données supplémentaires sur la phénologie de la feuillaison des arbres sont généralement recueillies dans le même temps. Ces données peuvent aider à prévoir les sites optimaux pour la plantation d'espèces d'arbres prises isolément; par exemple, les espèces à feuilles caduques sont plus adaptées à des habitats plus secs et les espèces à feuilles persistantes aux habitats humides.

### **Réalisation d'une étude phénologique**

Des sentiers phénologiques sont mis en place dans le cadre de l'étude de la forêt cible selon la procédure décrite à la **Section 4.2**. Étiquetez au moins cinq individus de chaque espèce d'arbres qui caractérisent le type de forêt cible. Collectez les spécimens de référence (tels que décrits précédemment) de chaque arbre étiqueté et demandez à un botaniste de les identifier. Rédigez une brève note, en décrivant l'emplacement de chaque arbre par rapport au sentier (par exemple, «10 m du côté gauche», «20 m du côté droit à côté d'un affleurement rocheux»). Au fil des observations répétées chaque mois, vous serez bientôt en mesure de vous rappeler l'emplacement de chaque arbre.

### **Quelle devrait être la fréquence de la collecte de données?**

Les arbres doivent être inspectés au moins une fois par mois. Même avec les observations mensuelles, certains phénomènes de floraison d'arbres pourraient être loupés car certains arbres produisent et laissent tomber leurs fleurs en un mois. Habituellement, de tels phénomènes de renouvellement rapide de fleurs peuvent être déduits lorsque les arbres sont ensuite observés à partir de leurs fruits. Dans de tels cas, l'ensemble de données peut être ajusté au cours du traitement pour ajouter le temps «estimé» pour une floraison. Si vous loupez de nombreuses floraisons, augmentez la fréquence de la collecte de données à deux fois par mois.

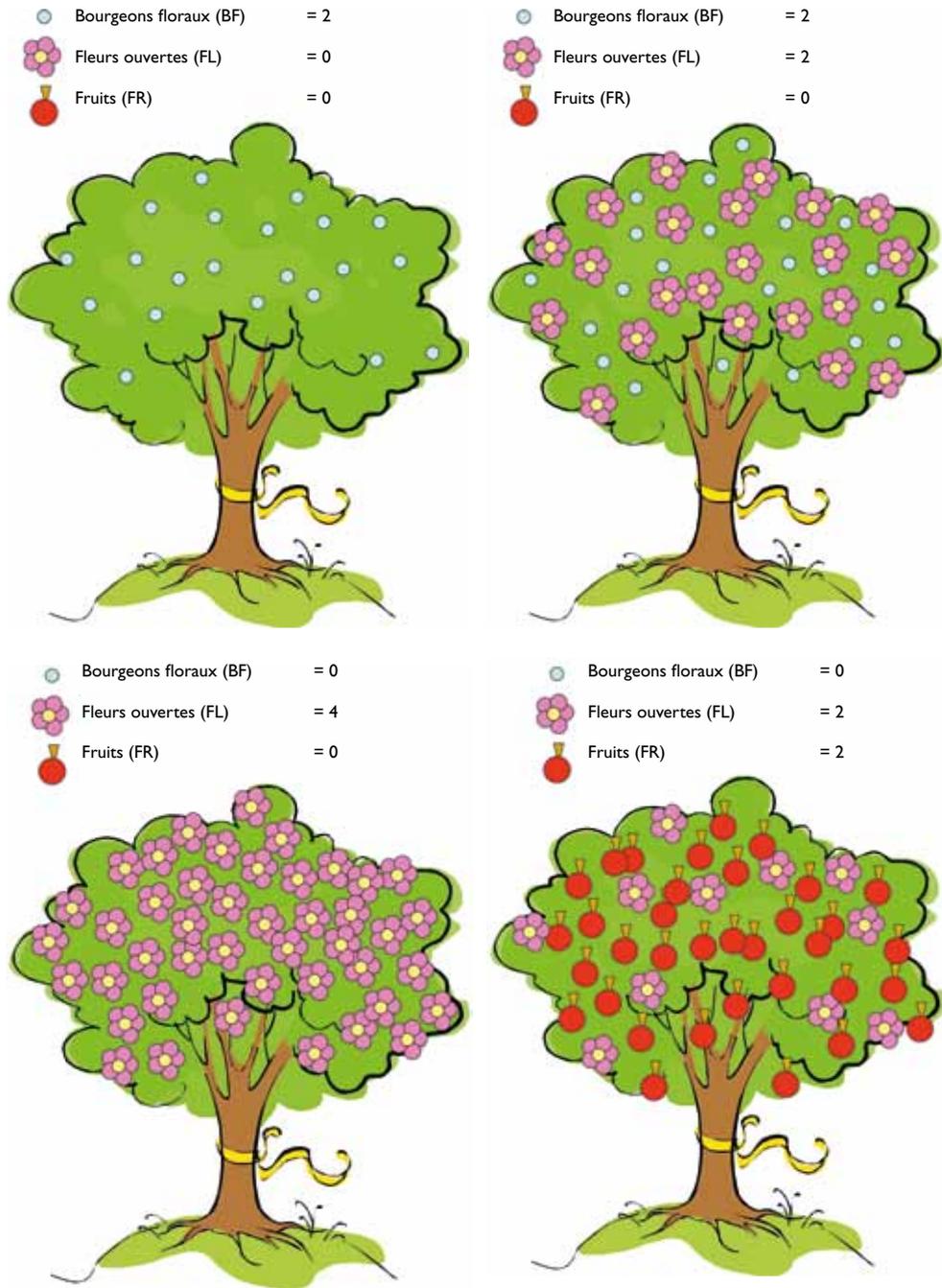
### **Grille d'indices phénologiques**

Nous recommandons la méthode de «densité de la cime» pour l'enregistrement de la phénologie des arbres, initialement conçue par Koelmeyer (1959) et, par la suite, beaucoup modifiée par divers auteurs. Cette méthode semi-quantitative utilise une échelle linéaire de 0–4, dans laquelle un score de 4 représente l'intensité maximale des structures de reproduction (bourgeons floraux (BF), fleurs ouvertes (FL) et fruits (FR)) dans la cime d'un seul arbre. Les scores de 3, 2 et 1 représentent, respectivement, environ  $\frac{3}{4}$ ,  $\frac{1}{2}$  et  $\frac{1}{4}$  de l'intensité maximale. L'intensité maximale d'une floraison ou d'une fructification varie selon les espèces, et l'appréciation de ces phénomènes est forcément subjective au début, mais elle s'améliore avec l'expérience.

La même approche peut être utilisée pour noter les observations de la feuillaison. Pour les cimes d'arbres individuels, l'estimation des scores doit être comprise entre 0 et 4 pour i) les branches nues, ii) les jeunes feuilles, iii) les feuilles matures et iv) les feuilles sénescentes. La somme de ces quatre scores devrait toujours être égale à 4 (ce qui représente la totalité de la cime de l'arbre). Les scores des fleurs + fruits sont toujours inférieurs à 4, sauf lorsque la floraison ou la fructification se produit à l'intensité maximale typique pour les espèces qui sont observées.

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

Des exemples de scores phénologiques pour les fleurs (conçus par Khwankhao Sinhaseni.)



La méthode de la densité de la cime est un compromis entre le dénombrement absolu des fleurs et des fruits, qui prend beaucoup de temps (ou des estimations de la biomasse en utilisant les trappes à litière) et la méthode qualitative qui consiste en un rapide enregistrement de la simple présence ou absence. Elle est rapide et permet l'application des techniques d'analyse quantitative sur données. Cependant, au début d'une étude, il est important de former tous les collecteurs de données pour qu'ils soient cohérents dans leur notation, ce qui minimise la subjectivité de la technique.

## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

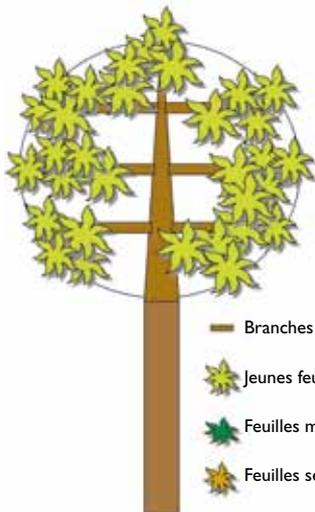
Des exemples de scores phénologiques pour les feuilles (conçus par Khwankhao Sinhaseni.)



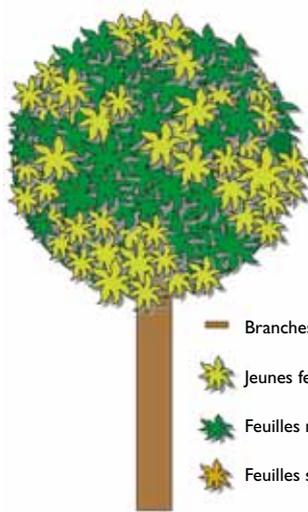
 Branches nues (BN)	= 0
 Jeunes feuilles (JF)	= 0
 Feuilles matures (FM)	= 4
 Feuilles sénescentes (FS)	= 0



 Branches nues (BN)	= 1
 Jeunes feuilles (JF)	= 0
 Feuilles matures (FM)	= 2
 Feuilles sénescentes (FS)	= 1



 Branches nues (BN)	= 0
 Jeunes feuilles (JF)	= 0
 Feuilles matures (FM)	= 4
 Feuilles sénescentes (FS)	= 0



 Branches nues (BN)	= 0
 Jeunes feuilles (JF)	= 0
 Feuilles matures (FM)	= 4
 Feuilles sénescentes (FS)	= 0

### *Présentation et analyse des données phénologiques*

Les feuilles de calcul Microsoft Excel sont idéales pour stocker et manipuler des données phénologiques. Une fois que les arbres faisant l'objet de l'étude ont été sélectionnés et étiquetés, préparez une feuille de données comme indiqué ci-dessous. Dressez la liste des arbres en suivant l'ordre dans lequel ils sont rencontrés le long du sentier phénologique. Sur le terrain, emportez les fiches de données du mois précédent, ainsi que des fiches vierges pour l'enregistrement des données du mois en cours.

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

Au fil des mois, accumulez toutes les données dans un tableur simple. Saisissez toujours les nouvelles données au bas de la feuille de calcul (plutôt qu'à droite). Après chaque séance de collecte de données, collez une copie de la fiche vierge destinée à l'enregistrement de données au bas de la feuille de calcul, puis ajoutez-y les nouvelles données recueillies.

Pour analyser les données, utilisez les outils contenus dans Excel pour trier les données par ESPECE dans un premier temps, «ETIQUETTE» par la suite, et enfin, «DATE». Ceci arrange les données dans l'ordre chronologique, pour chaque arbre de chaque espèce (voir ci-dessous).

Ordre dans lequel les arbres sont rencontrés le long du sentier phénologique

Nom scientifique

Scores des fleurs/fruits:-  
BF = bourgeons floraux  
FL = fleurs ouvertes  
FT = fruits  
La somme de ces scores ne devrait jamais dépasser 4, mais peut être <4

Notes sur l'emplacement de chaque arbre. D12 = 12 m à droite du sentier. G2 = 2 m à gauche du sentier et ainsi de suite

ORDER	LABEL	DATE	S. No.	SPECIES	GBH	FB	FL	FT	BA	YL	ML	SL	LOCATION
1	1667.1	04/01/95	34	DUABANGA GRANDIFLO	102	3.5	0.5		0.5		3	0.5	R 12. LARGE PINNATE LEAVES.
2	1667.2	04/01/95	54	ALSTONIA SCHOLARIS	54		1	3			4		R 18. JUST BEFORE 1667
3	1667	04/01/95	23	SCHIMA WALLICHII	230			4			4		R 1
4	1667.3	04/01/95	34	CASTANOPSIS TRIBULO	24					3	1		R 20. 3 BIG STEMS
5	1668	04/01/95	54	ALSTONIA SCHOLARIS	100				4		3.5	0.5	R 5 BRANCH NEAR BASE
6	1669	04/01/95	34	DUABANGA GRANDIFLO	288				1		2	0.5	L 4. BRANCHING V. NEAR BASE
7	1670	04/01/95	56	EURYA NITIDA	54						3.5	0.5	R 4
8	1671	04/01/95	67	CINNAMOMUM INERS	85						3.5	0.5	L 0
9	1672	04/01/95	34	DUABANGA GRANDIFLO	150			4			4		JUST BEHIND 1671
10	1673	04/01/95	54	DIOSPYROS GLANDULO	70				0.5		3.5		R 2
11	1674	04/01/95	56	EURYA NITIDA	53					0.5	3	0.5	L 2. FORWARD 35M
12	1675	04/01/95	43	WENDLANDIA PANICUL	95				1	1.5	1	0.5	L 0
13	1676	04/01/95	32	SAPIUM BACCATUM	166								L 6
14	1677	04/01/95	21	PHYLLANTHUS KERRII	25				0.5	1	2.5		L 0
15	1678	04/01/95	98	STEREOSPERMUM COL	160				1		2	1	R 2
16	1679	04/01/95	23	SCHIMA WALLICHII	150			4			3.5	0.5	R 2
17	1680	04/01/95	97	CASTANOPSIS DIVERSIF	65			0.5			2.5	1.5	R 2. 3 STEMS
18	1681	04/01/95	23	SCHIMA WALLICHII	77					1	2.5	0.5	L 0
19	1682	04/01/95	56	EURYA NITIDA	43				0.5	0.5			R 3. 2 STEMS
20	1682.1	04/01/95	56	SCHIMA WALLICHII	24				1				R 20

Numéro de l'espèce

Diamètre à hauteur de poitrine (cm)

Score des feuilles:-  
BN = branches nues  
JF = jeunes feuilles  
FM = feuilles matures  
FS = feuilles sénescentes  
La somme de ces scores ne devrait jamais dépasser 4

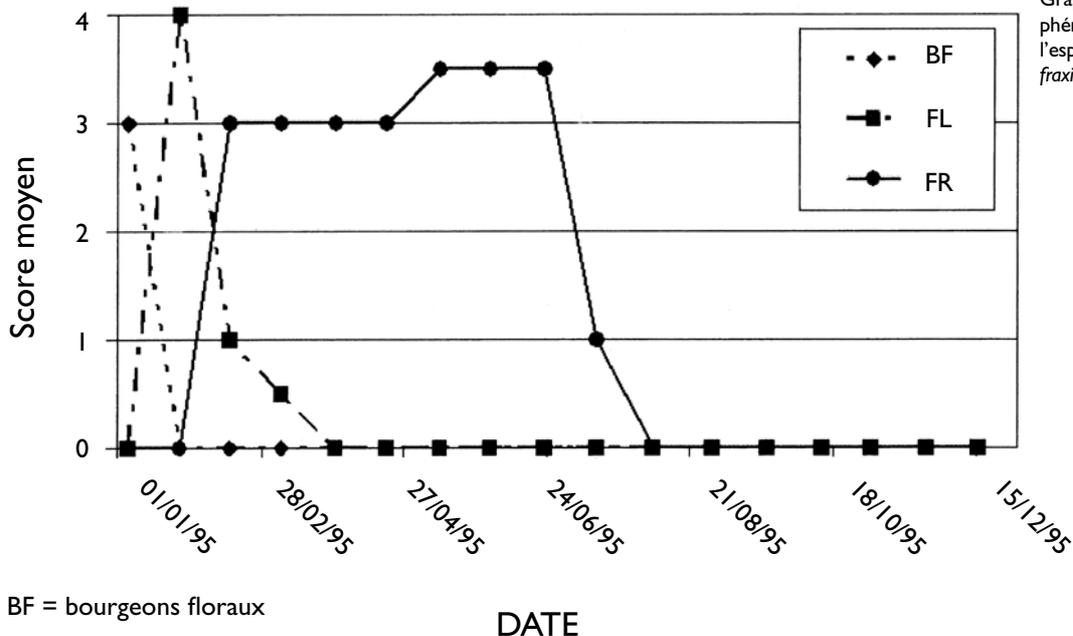
Numéro d'identification sur l'étiquette attachée à chaque arbre

Ensuite, utilisez l'Assistant graphique de Microsoft Excel pour créer un profil visuel phénologique comme celui ci-contre. Commencez par faire un profil pour chaque arbre de chaque espèce. Cela vous donnera une idée de la variabilité du comportement phénologique au sein de chaque population spécifique et vous permettra d'évaluer la synchronie des phénomènes phénologiques. Vous pouvez donc calculer la moyenne des valeurs de points sur l'ensemble des individus au sein de chaque population d'espèces et construire un profil «moyen» pour

## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

ORDER	LABEL	DATE	S. No.	SPECIES	GBH	FB	FL	FT	BA	YL	ML	SL	LOCATION -
272	296	05/01/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	3	0	0	1.5		1.5	1	L 4, OPP.297
272	296	26/01/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	4	0	3	1			L 4, OPP.297
272	296	15/02/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	1	3	1.5	2.5			L 4, OPP.297
272	296	08/03/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0.5	3			4		L 4, OPP.297
272	296	30/03/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	3			4		L 4, OPP.297
272	296	20/04/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	3			4		L 4, OPP.297
272	296	12/05/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	3.5			4		L 4, OPP.297
272	296	01/06/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	3.5			4		L 4, OPP.297
272	296	23/06/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	3.5			4		L 4, OPP.297
272	296	14/07/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	1			4		L 4, OPP.297
272	296	06/08/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	0			4		L 4, OPP.297
272	296	30/08/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	0			4		L 4, OPP.297
272	296	21/09/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	0			4		L 4, OPP.297
272	296	13/10/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	0			4		L 4, OPP.297
272	296	02/11/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	0			4		L 4, OPP.297
272	296	25/11/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	0			4		L 4, OPP.297
272	296	16/12/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	222	0	0	0			4		L 4, OPP.297
329	464	05/01/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	575								EG 10/5
329	464	26/01/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	575	3	0	0	2.5		1.5		EG 10/5
329	464	15/02/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	575	3.5	0.5	0	3.5	0.5			EG 10/5
329	464	08/03/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	575	0	0	2	1.5	2	0.5		EG 10/5
329	464	30/03/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	575	0	0	0.5		3	1		EG 10/5
329	464	20/04/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	575	0	0	0			4		EG 10/5
329	464	12/05/95	34	ACROCARPUS FRAXINIF	575	0	0	0			4		EG 10/5

chaque espèce. Lors de l'analyse des données relatives aux fleurs ou aux fruits, le point le plus important à surveiller est la période pendant laquelle les scores de fruits baissent pour chaque espèce. Ceci indique le mois optimal pour la collecte de graines de cette année, lorsque la dispersion naturelle des graines se produit. Par exemple, le graphique ci-dessous montre que le temps optimal pour la collecte des semences de l'*Acrocarpus fraxinifolius* s'étend de fin juin à début juillet, quand la dispersion maximale des graines se produit. La période de maturation des fruits/graines va de février à juin.



Graphique du profil phénologique de l'espèce *Acrocarpus fraxinifolius*.

BF = bourgeons floraux

FL = fleurs ouvertes

FR = fruits

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

Après avoir étudié la phénologie pendant plusieurs années, divers indices utiles de la production des semences peuvent être calculés à partir des données contenues dans la feuille de calcul (Elliott *et al.*, 1994).

- **Durée** – la longueur moyenne des épisodes de floraison et de fructification (en semaines ou en mois) pour chaque arbre individuel et divisé par l'ensemble des arbres échantillonnés au sein d'une espèce.
- **Fréquence** – le nombre total des épisodes de floraison et de fructification enregistrés pour chaque individu, divisé par le nombre d'années au cours desquelles l'étude s'est déroulée, divisé par l'ensemble des individus de la même espèce.
- **Intensité** – la moyenne des scores maximaux des fleurs ou des fruits (pour chaque épisode de la floraison-fructification) enregistrés pour chaque arbre: divisée ensuite par l'ensemble des individus produisant des fleurs –fruits dans l'échantillon des espèces.
- **Prévalence** – nombre d'arbres individuels qui ont produit des fleurs et des fruits chaque année, exprimé en pourcentage du nombre total d'arbres individuels au sein de l'échantillon de chaque espèce, divisé par la durée totale de l'étude (en années).
- **Indice de nouaison** – pour chaque épisode de floraison et de fructification, le score maximal de fruits observé, exprimé en pourcentage du score maximal de fleurs, divisé par l'ensemble des épisodes de floraison et de fructification pour tous les individus de l'échantillon des espèces.

### Essais de germination

Ne risquez pas votre vie à récolter quelques graines. Si la nécessité de grimper sur les arbres se fait ressentir, portez un harnais de sécurité.

Les études phénologiques offrent des occasions idéales pour récolter des graines aux fins d'essais de germination mais rappelez-vous que les graines peuvent être récoltées sur tous les arbres portant des fruits mûrs même si ceux-ci ne figurent pas dans les études phénologiques. Cueillez les fruits quand ils sont mûrs, mais juste avant qu'ils ne soient dispersés ou consommés par les animaux. Placez sur chaque arbre semencier une étiquette contenant un numéro unique et remplissez une fiche de collecte de données sur les semences. Si un GPS est disponible, enregistrez l'emplacement de chaque arbre semencier.



## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

<b>Date de collecte:</b> 20/03/2005	<b>No de l'espèce:</b> 071	<b>No de lot:</b> 1
<b>FICHE DE COLLECTE DE DONNEES SUR LES SEMENCES</b>		
<b>Famille:</b> Rosaceae	<b>Nom botanique:</b> <i>Cerasus cerasoides</i> (Buch.-Ham. ex D. Don) S.Y. Sokolov	
<b>Nom commun:</b> Nang Praya Sua Klong		
<b>Lieu:</b> Parc national de Doi Suthep-Pui, en bordure de route à côté des plantations de quinquina		
<b>Localisation GPS:</b> 18 48 23.37 N; 98 54 44.76 E		<b>Altitude:</b> 1.040 m
<b>Type de forêt:</b> forêt sempervirente primaire, zone en bordure de route perturbée, soubassement granitique		
<b>Récoltées sur:</b>	<input checked="" type="checkbox"/> un arbre	<input checked="" type="checkbox"/> au sol
<b>No d'étiquette de l'arbre:</b> 71.1	<b>Diamètre de l'arbre:</b> 88 cm	<b>Hauteur de l'arbre:</b> 6 m
<b>Collecteur:</b> S. Kopachon	<b>Date de semis:</b> 20/03/2005	
<b>Notes:</b> les Bulbuls mangeaient les fruits		
<input checked="" type="checkbox"/> Spécimen de référence collecté?		
		
<b>HERBIER, DEPARTEMENT DE BIOLOGIE, UNITE DE RECHERCHE SUR LA RESTAURATION FORESTIERE DE L'UNIVERSITÉ DE CHIANG MAI, SPECIMEN DE REFERENCE</b>		
<i>NOTE: les dates sont sous le format jour/mois/année</i>		
<b>FAMILLE:</b> Rosaceae		
<b>NOM BOTANIQUE:</b> <i>Cerasus cerasoides</i> (Buch.-Ham. ex D. Don) S.Y. Sokolov		
<b>PROVINCE:</b> Chiang Mai	<b>DATE:</b> 20/03/2005	
<b>DISTRICT:</b> Suthep	<b>ALTITUDE:</b> 1.040 m	
<b>LIEU:</b> Parc national de Doi Suthep-Pui, en bordure de route à côté des plantations de quinquina		
<b>HABITAT:</b> forêt sempervirente primaire, zone en bordure de route perturbée, soubassement granitique		
<b>NOTE:</b> Hauteur 6 m; DHP 28 cm		
Ecorce: lenticellée, pelée, brun foncé		
Fruit: 14 mm × 6 mm, péricarpes juteux, rouge vif		
Graines: pyrène pierreux, environ 7–10 mm de diamètre, brun clair, contient 1 graine		
Feuille: vert ci-dessus, vert pâle dessous		
<b>COLLECTEUR:</b> S. Kopachon	<b>NUMÉRO:</b> E071	<b>DOUBLON:</b> 5

Les essais de germination peuvent répondre à deux questions fondamentales: i) le nombre de graines qui germent (taux de germination) et ii) le rythme (rapide ou lent) de la germination des graines. Ces deux paramètres peuvent être utilisés et même manipulés lors de la planification de la croissance d'un nombre suffisant de gaules pour une période de semis spécifique.

Dans les forêts tropicales saisonnières, les graines de la plupart des espèces d'arbres ont tendance à germer au début de la saison des pluies (Garwood, 1983; Forru, 2006). Les graines qui sont produites peu de temps avant la saison des pluies ont généralement une courte période de dormance tandis que celles qui sont produites plus tôt ont une dormance plus longue. Pour la première catégorie de graines, les jeunes plants seront trop petits pour la plantation lors de la saison de plantation; il peut donc être nécessaire de retarder la germination en stockant les graines comme décrit dans la **Section 6.2** afin d'éviter que les gaules soient à l'étroit dans leurs conteneurs avant la deuxième saison des semences. A l'inverse, il peut être nécessaire de briser la dormance et d'accélérer la germination des graines qui sont produites bien avant la saison de plantation idéale de façon à produire une culture de jeunes plants qui sont prêts à être plantées dans un délai de moins d'1 an. L'omission de briser la dormance de telles graines pourrait signifier la conservation des plants dans la pépinière pendant 18 mois ou plus.

L'objectif d'un essai de germination n'est pas de tester la germination qui se produirait dans la nature, mais de déterminer les taux et les périodes de germination dans des conditions de pépinière. Par conséquent, les graines doivent être préparées en utilisant le protocole standard (voir **Section 6.2**): il est recommandé de retirer les fruits charnus, de sécher à l'air les graines et d'identifier les graines non-viables par un test de flottaison.

### **Essais de traitements pour lever la dormance**

Afin d'accélérer et de maximiser la germination, les traitements de semences doivent lever tous les mécanismes de dormance dans la graine (voir **Encadré 6.2**). Les plus courants concernent les téguments; les traitements qui perforent les téguments (scarification) sont souvent efficaces car ils permettent à l'eau et à l'oxygène de se répandre dans l'embryon. Utilisez du papier de verre pour poncer la surface entière de la graine ou un coupe-ongles pour faire de petits trous individuels à l'extrémité de la graine située en face de celle où se trouve l'embryon. Essayez de fissurer les grands pyrènes qui sont couverts par un endocarpe dur, pierreux ou ligneux, ouvrez délicatement dans un étau ou en incisant avec un marteau. Le grattage de l'arille mou, s'il est présent, augmente presque toujours la germination.



Essayez de fissurer les grosses graines dures avec douceur dans un étau.

On peut aussi tester l'acide en tant qu'agent de scarification pour briser les téguments imperméables. Trempez les graines dans de l'acide sulfurique concentré pendant quelques minutes ou plusieurs heures (en fonction de la taille de la graine et de l'épaisseur de son tégument). Il est recommandé d'accorder le temps nécessaire pour l'expérimentation. Ce traitement est habituellement efficace avec des graines d'arbres de légumineuses. De toute évidence, les acides sont des substances dangereuses et doivent être manipulés avec prudence, en suivant les directives de sécurité du fabricant. Si la dormance physique est soupçonnée (c'est-à-dire si le développement embryonnaire est limité par un tégument dur mais perméable), l'acide peut pénétrer rapidement et tuer l'embryon. Dans ces conditions, le traitement à l'acide n'est pas recommandé pour de telles graines. Les traitements par la congélation et la chaleur (en particulier, le brûlage) ne sont non plus recommandés pour les essences tropicales. Si la dormance est provoquée par les inhibiteurs chimiques, expérimentez le trempage des graines dans de l'eau pendant des délais différents pour dissoudre les produits chimiques inhibiteurs. Une autre option qui vaut la peine d'être expérimentée consiste à récolter des graines à différents moments de l'année sur des arbres individuels – les mêmes ou d'autres- de la même espèce. Ces expériences peuvent être utilisées pour déterminer la période optimale pour la collecte de semences.

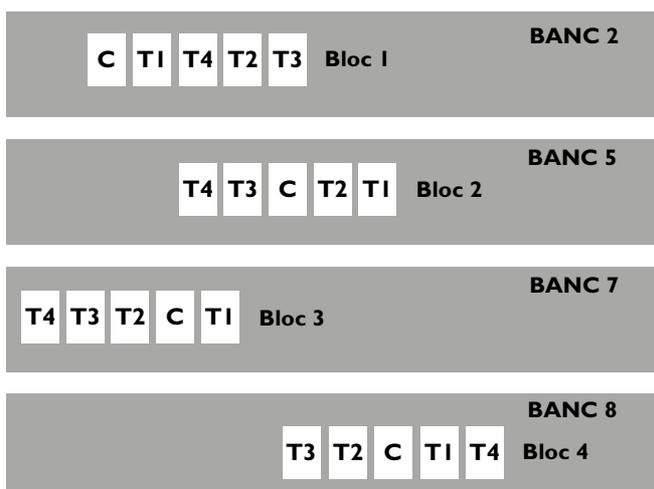
Concevoir des traitements qui ne font varier qu'un seul paramètre, bien que ce soit difficile à réaliser dans la pratique. Par exemple, mettre des semences dans l'eau chaude a deux effets simultanés c.-à-d. le trempage et l'ébullition.

### **Modèle expérimental pour les essais de germination**

Utilisez un dispositif de bloc aléatoire complet («RCBD») tel que décrit dans **l'annexe (A2.1)** pour tester les effets du traitement. Placez un bac de germination de contrôle contenant des graines qui ont été préparées d'une manière standard et plusieurs plateaux de traitement, contenant, chacun, les graines qui ont été soumises à un traitement de pré-semis différent, les uns jouxtant les autres sur un banc de pépinière sous la forme d'un «bloc». Reproduisez les blocs plusieurs fois sur des bancs différents et représentez chaque traitement de manière identique dans chaque bloc (c'est-à-dire avec le même nombre de graines soumises à chacun des traitements et dans le bac témoin).

## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

Allouez les positions du témoin (ou «contrôle») et les répétitions de traitement au hasard dans chaque bloc. Le bloc typique présenté ici a quatre traitements (T1–T4) et un contrôle (C), reproduits dans quatre blocs. En utilisant un minimum de 25 graines par répétition, cette conception nécessite 125 graines par bloc ou 500 graines au total. Si vous n’avez pas suffisamment de graines, réduisez le nombre de traitements testés, mais essayez de garder le nombre de répétitions au-dessus de trois. Si vous avez suffisamment de graines, augmentez le nombre de graines par répétition à 50–100 (ce qui devrait nécessiter 1.000 à 2.000 graines, respectivement, pour toute l’expérience).



Remplissez les plateaux de germination modulaires avec le terreau de germination communément utilisé dans la pépinière. Puis, semez une seule graine dans chaque module. N’enterrez pas les graines trop profondément sinon il sera difficile d’observer chaque graine lors de sa germination. Placez sur les bacs des étiquettes indiquant clairement le numéro d’espèce et le traitement appliqué, et, si nécessaire, couvrez les bacs avec un treillis métallique pour empêcher les animaux de perturber les expériences.



Mise en place d’une parcelle expérimentale de germination en bloc aléatoire complet (RCBD) au Cambodge.

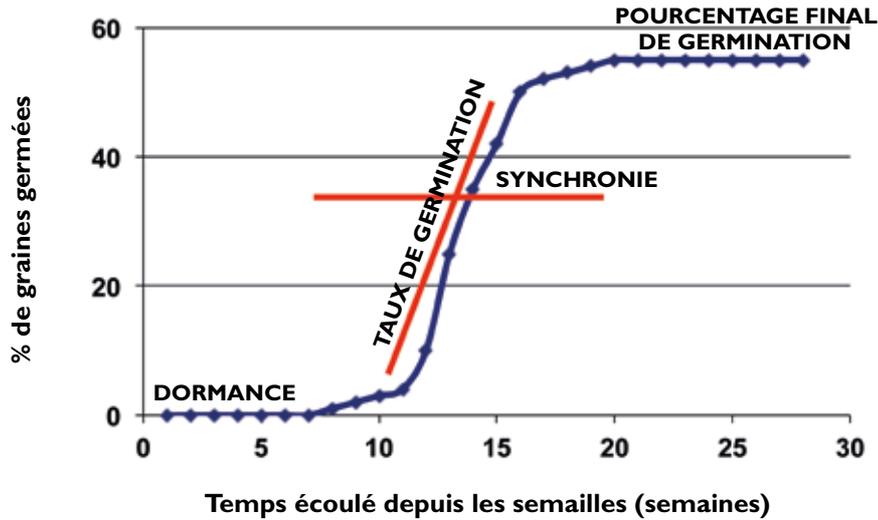




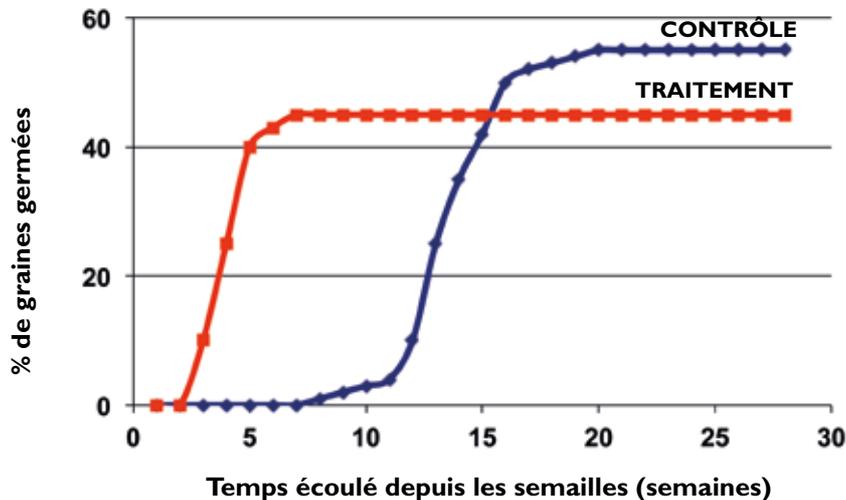
## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

### Courbes de germination

Une des façons les plus simples et les plus claires de représenter les résultats des essais de germination est une courbe de germination, avec le temps écoulé depuis les semences sur l'axe horizontal et le nombre cumulé (ou pourcentage) de graines germées (combinés à travers les expériences identiques) sur l'axe vertical. La courbe de germination combine en un seul graphique tous les paramètres de germination, dont la longueur de la période de dormance, le taux et la synchronicité de la germination, et le pourcentage final de germination.



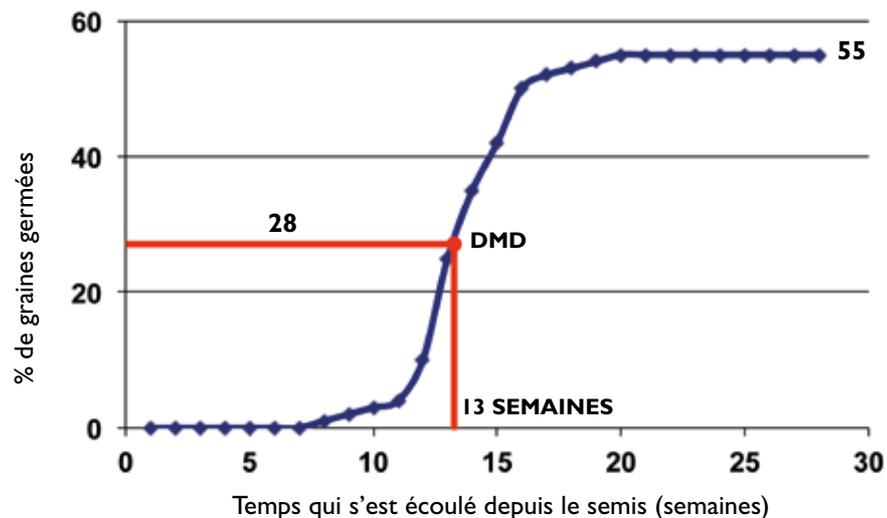
Les courbes de germination peuvent contribuer à la prise de décisions sans avoir besoin de tests statistiques complexes. Dans l'exemple illustré, le traitement de pré-semis accélère la germination, mais réduit le nombre de graines germant. Faire germer les graines plus rapidement permet la production des plants prêts à être plantés à la première saison des pluies, évitant ainsi d'attendre une année supplémentaire (si une germination rapide n'est pas effectuée). Ainsi, même si le traitement réduit la germination, il pourrait avoir des résultats bénéfiques.



### Mesure de la dormance

La durée de la dormance se définit comme le nombre de jours entre le semis d'une graine et l'émergence de la radicule (la racine embryonnaire ou la plumule si la radicule ne peut pas être vue). Dans n'importe quel lot de graines, cette période de temps varie parmi les semences. Une façon d'exprimer la dormance d'un lot de semences consiste à additionner le nombre de jours de dormance de chaque graine prise isolément, puis à diviser le total par le nombre de graines qui germent. Il s'agit de la «dormance moyenne». Cependant, dans tout lot de semences, quelques graines prennent habituellement un temps exceptionnellement long pour germer. Ceci augmente la dormance moyenne de manière disproportionnée et peut produire des résultats trompeurs. Par exemple, si 9 graines germent 50 jours après le semis et une graine germe 300 jours après le semis, la dormance moyenne est  $((9 \times 50) + 300) / 10 = 75$  jours. Même si la germination était complète pour 90% des graines après 50 jours, une seule graine marginale a augmenté la dormance moyenne enregistrée de 50%.

La durée moyenne de la dormance (DMD) résout ce problème en définissant la dormance comme le temps qui s'écoule entre le semis et la germination de la moitié des graines qui germent finalement. Dans l'exemple ci-dessus, la DMD serait le temps entre le semis et la germination de la 5<sup>ème</sup> graine, soit 50 jours.



### Comparaison des traitements de germination

Pour chaque traitement et pour le contrôle, il est recommandé d'additionner le nombre final de graines qui germent à partir de tous les blocs répétés et de diviser le résultat par le nombre de blocs pour calculer la valeur moyenne puis de répéter le calcul pour les valeurs de la DMD. Ensuite, utilisez une analyse de variance (ANOVA) (voir l'annexe A2.2) pour tester les différences significatives entre les moyennes (c'est-à-dire entre les traitements et le contrôle). Si l'analyse de la variance montre des différences significatives, effectuez des comparaisons par paires entre la moyenne de chaque traitement et la moyenne des contrôles pour déterminer les traitements qui augmentent ou diminuent la germination et/ou la dormance (voir l'annexe A2.3).

### Expérimentation du stockage des graines

Si vous voulez expérimenter le stockage des graines, essayez d'abord de vérifier par la documentation, ou par une étude pilote, si les espèces qui font l'objet de votre expérimentation sont des graines orthodoxes, intermédiaires ou récalcitrantes (voir la **Section 6.2** et <http://data.kew.org/sid/search.html>). Le stockage des graines est utile pour les espèces d'arbres aux graines orthodoxes, dont les jeunes plants se développeraient autrement rapidement et atteindraient une taille convenable bien avant la date optimale pour les semis. L'entretien de ces plantes pendant plus longtemps que cela n'est nécessaire constitue un gaspillage de l'espace et des ressources de la pépinière. En outre, leur élagage devient une corvée supplémentaire lorsque les plantes commencent à dépasser leurs contenants, et certaines espèces ne réagissent pas bien à l'élagage.

Pour de telles espèces d'arbres, utilisez-les données précédentes de semis ayant germé auparavant pour calculer le nombre de mois qui sont nécessaires pour faire pousser les jeunes plants à une taille convenable. Procédez au compte à rebours de ce nombre de mois à partir de la date de plantation optimale pour obtenir la date optimale pour l'ensemencement. Ensuite, comptez le nombre du mois depuis la fructification à la date optimale pour les semis pour arriver à la durée de stockage des graines nécessaire pour améliorer la production en pépinière. Effectuez des essais de germination avec les graines immédiatement après leur récolte afin de déterminer leur viabilité d'origine (c'est le «contrôle»). Puis, stockez le reste des graines pendant la durée calculée du temps nécessaire. Prélevez des graines à intervalles réguliers pour surveiller tout changement dans la viabilité. S'il y a assez de graines, faites des expériences sur elles dans différentes conditions de stockage (par exemple, séchez les graines aux différents teneurs en eau ou modifiez la température de stockage). Ensuite, effectuez des tests de germination afin de vérifier si la viabilité baisse lorsque les graines sont stockées pendant la durée requise.

Pour le semis direct, effectuer un essai de germination sur un échantillon de graines immédiatement après leur récolte. Ensuite, stockez le reste des graines pendant la durée requise (de la récolte des graines à la date optimale pour le semis direct). Retirez les graines du magasin de stockage et semez des échantillons dans la pépinière et en champs. Comparez la germination entre ces deux groupes et avec l'échantillon de graines testées au moment de la récolte.

Pour les espèces qui ne produisent pas de fruits tous les ans, expérimentez le stockage des graines pendant 1 an ou plus afin de vérifier si les graines récoltées au cours des années de fructification peuvent être stockées pour produire des plants pendant les années où les fruits ne sont pas produits. Des expériences similaires sont utiles pour la distribution de semences à d'autres endroits ou si les graines sont récoltées ailleurs pour compléter un programme de plantation (voir **l'encadré 6.1**).

Lors de l'expérimentation du stockage de graines, des traitements de pré-semis peuvent également être testés. Mais pour une comparaison valable, appliquez les mêmes traitements à la fois au lot témoin (graines semées immédiatement après la récolte) et aux lots stockés.



### Croissance et survie des plantules

Le suivi du rendement des espèces d'arbres dans les pépinières permet de calculer le temps nécessaire pour cultiver les arbres de chaque espèce sélectionnée à une taille convenable à la date du repiquage. Il permet également une évaluation de la vulnérabilité de chaque espèce aux parasites et aux maladies, et la détection des autres problèmes de santé; donc, il constitue également un mécanisme de contrôle de la qualité.

### ***Comparaison des espèces et des traitements***

Les espèces d'arbres qui poussent bien dans les pépinières produisent généralement de bons résultats aux champs. Donc, l'une des expériences en pépinière les plus utiles consiste à comparer la survie et la croissance entre les espèces. Il est recommandé d'adopter une méthode de production standard pour toutes les espèces et d'utiliser un modèle expérimental RCBD (voir **l'annexe A2.1**) pour comparer les résultats entre les espèces. Dans ce cas, il n'y a pas de réplicat de «contrôle» ni de «traitement». Un «bloc» est constitué d'un réplicat (pas moins de 15 conteneurs) de chaque espèce.

Par la suite, il peut être procédé à des expériences supplémentaires pour mettre au point des méthodes de production plus efficaces pour les espèces sélectionnées à haut rendement. Celles-ci devraient tester différentes techniques de manipulation des taux de croissance afin de cultiver les jeunes plants qui atteignent une taille appropriée à temps pour l'endurcissement et le repiquage. Trop de facteurs affectent la croissance des plantes, le nombre de traitements potentiels est ahurissant. Le meilleur plan consiste à commencer avec les traitements les plus simples et les plus évidents, tels que les différents types de conteneurs, la composition des terreaux de rempotage et les régimes d'engrais et d'effectuer d'autres tests (par exemple, l'élagage, l'inoculation avec les champignons mycorhiziens) ultérieurement si nécessaire.

Les avantages de chaque traitement doivent être évalués en fonction de leurs coûts et de leur faisabilité. Il est important de comptabiliser le coût de l'application de chaque traitement. La principale question abordée est de savoir si l'amélioration de la qualité du matériel végétal en pépinière aboutit finalement à l'augmentation de la survie et de la croissance des arbres plantés en champs. Donc, il est également utile d'étiqueter les arbres qui ont été soumis à des traitements différents en pépinière et de continuer à les suivre après leur repiquage en champs.

### ***Les facteurs qui pourraient influencer sur la survie et la croissance des semis***

#### *Type de conteneur*

Il est recommandé de réaliser des expériences pour tester le type de conteneur le plus rentable pour les espèces cultivées. Commencez avec un type de conteneur standard, comme les sacs en plastique, et réalisez des expériences simples avec des sacs de différentes dimensions afin de déterminer les effets du volume des conteneurs sur la taille et la qualité des arbres produits avant la période de repiquage. Ensuite, comparez les sacs en plastique avec d'autres types de conteneurs qui exercent plus de contrôle sur la forme des racines (avec ou sans exposition à l'air), telles que les cellules ou les tubes en plastique rigide (voir **Section 6.4**).

#### *Terreux de rempotage et régime d'engrais*

Commencez avec un terreau standard (voir **Section 6.4**), puis poursuivez l'expérience en variant sa composition en utilisant différentes formes de matière organique (par exemple, l'écale de la noix de coco, la balle de riz ou l'enveloppe d'arachide) ou en ajoutant des matières riches en éléments nutritifs telles que la bouse de vaches. Pour les espèces à croissance lente, essayez d'accélérer la croissance en expérimentant différentes applications d'engrais (type d'engrais, dosage et fréquence d'application).

#### *Élagage*

Si les arbres commencent à pousser hors de leurs conteneurs avant la période de repiquage, expérimentez l'élagage des pousses. La réaction des espèces d'arbres à l'élagage des pousses varie. Certaines sont tuées par l'élagage tandis que d'autres se ramifient, en produisant une cime plus dense qui leur permet de priver les mauvaises herbes de lumière plus rapidement après leur repiquage. Comparez les différentes intensités, calendriers et fréquences d'élagage des pousses. Outre les taux de croissance et de mortalité, consignez également la forme des plantes au cours des expériences d'élagage.

Les plants qui ont un système racinaire dense et fibreux sont plus en mesure d'alimenter en eau leurs pousses. Par conséquent, un rapport élevé entre racine-pousse améliore les chances de survie après le repiquage. Les racines ligneuses de grande taille sont plus résistantes à la dessiccation,

## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

mais elles doivent avoir un réseau dense de jeunes racines fines pour l'absorption efficace de l'eau. Expérimentez différents plantings pour la taille des racines. À la fin de ces expériences, sacrifiez quelques plants pour l'enregistrement de la forme des racines et du rapport racine-pousse.

### *Les champignons mycorhiziens*

La plupart des essences tropicales développent des relations symbiotiques avec les champignons qui infectent leurs racines pour former des mycorhizes. Ces relations permettent aux arbres d'absorber les nutriments et l'eau plus efficacement que ne le peut leur propre système racinaire (voir la **Section 6.5**). Si le sol forestier est ajouté au terreau de rempotage, la plupart des jeunes plants deviennent naturellement infectés par des champignons mycorhiziens (Nandakwang *et al.*, 2008). Ainsi, dans un premier temps, scrutez les jeunes plants qui poussent dans la pépinière pour confirmer la présence des mycorhizes et évaluez la fréquence de l'infection des racines.

Pour les champignons mycorhiziens arbusculaires, i) lavez un échantillon de racines fines; ii) traitez-les avec une solution de clarification (10% (p/v) de KOH à 121°C pendant 15 minutes) pour rendre ces racines transparentes; iii) appliquez 0,05% de bleu trypan dans de l'acide lactique:glycérol:eau (1:1:1 v/v) pour colorer les cellules fongiques, et enfin, iv) examinez les racines sous un microscope à dissection pour estimer le pourcentage qui est infecté. Suivez les précautions de sécurité recommandées pour chacune des substances chimiques.

Pour les ectomycorhizes, estimez le pourcentage de racines fines qui possèdent des bouts gonflés caractéristiques à l'extrémité des racines, puis observez les racines sous un microscope pour détecter la présence d'hyphes fongiques. Les espèces de champignons mycorhiziens sont identifiées par l'examen de leurs spores sous un microscope composé. Cela nécessite le recours à des spécialistes (en ce qui concerne les techniques générales pour l'étude des mycorhizes, voir Brundrett *et al.*, 1996).

Si les racines des arbres d'une espèce ne sont pas colonisées par des champignons mycorhiziens, ou ne sont colonisées que très faiblement, envisagez des expériences pour évaluer l'effet de l'inoculation artificielle. Les préparations commerciales contenant des mélanges de spores de champignons mycorhiziens répandus peuvent être disponibles pour le test (mais il faut savoir qu'elles peuvent ne pas contenir les espèces de champignons aux formes particulières ni les souches particulières requises par les espèces d'arbres cultivées). Une autre possibilité consiste à recueillir des spores fongiques de protection sur les racines des arbres forestiers qui peuplent le site et, ensuite, à les mettre en culture dans des pots sur les plantes domestiques cultivées telles que le sorgho. Ces inoculations faites sur place pourraient être plus propres aux arbres cultivés, mais leur production prend beaucoup de temps et nécessite des techniques spécialisées. Le succès de l'inoculation est souvent réduit si des engrais sont appliqués aux plantes. Ainsi, essayez des expériences qui testent diverses combinaisons d'épandage d'engrais avec l'application d'inoculum mycorhizien. Tout d'abord, vérifiez si l'inoculation artificielle peut augmenter les taux d'infection (et, en fin de compte, le rendement des arbres) par rapport à ceux obtenus naturellement par l'ajout du sol forestier dans le terreau de rempotage. Comparez les performances des jeunes plants cultivées dans un terreau de rempotage standard (qui contient le sol forestier) avec ceux soumis à des sources supplémentaires d'inoculum à diverses doses. Les champignons mycorhiziens peuvent facilement se propager d'un conteneur à l'autre par l'eau, soit par des éclaboussures soit par drainage. Il est donc recommandé de surélever les conteneurs sur une grille métallique et de séparer les répétitions de traitements avec une bâche en plastique pour éviter les éclaboussures.

### **Concevoir des expériences pour tester les performances**

Comme avec les expériences de germination, utilisez un dispositif en blocs aléatoires complets (RCBD; voir l'**annexe A2.1**) et analysez les résultats en utilisant une analyse de variance à deux voies, suivie par des comparaisons par paires (**annexes A2.2 et A2.3**). L'exemple de modèle expérimental pour des essais de germination peut aussi bien être utilisé pour des expériences sur la performance des jeunes plants (en remplaçant les «lits» par des «bancs»).

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES

Le nombre de traitements qui peuvent être appliqués et le nombre de répétitions possibles (c'est-à-dire le nombre de blocs) dépendent du nombre de plants ayant survécu après l'empotage. Décidez des traitements qui peuvent être appliqués. Puis, pour chaque bloc, sélectionnez un minimum de 15 plantes (plus serait mieux) pour constituer une «répétition» pour chaque traitement, et il en va de même pour le contrôle. Faites en sorte que tous les traitements (et le contrôle) soient représentés par le même nombre de plantes dans tous les blocs. Placez chaque bloc, composé d'une répétition de chaque traitement + contrôle, dans un lit différent dans la zone de mise en attente de la pépinière. Dans chaque bloc, placez le traitement et les réplicats du contrôle au hasard.



Expériences sur la croissance de plantules au Cambodge: les répétitions sont 15 plantules dans des sacs en plastique de 23 cm × 6,5 cm (3 rangées de 5 plantes), entourées par une seule rangée de protection de plants.

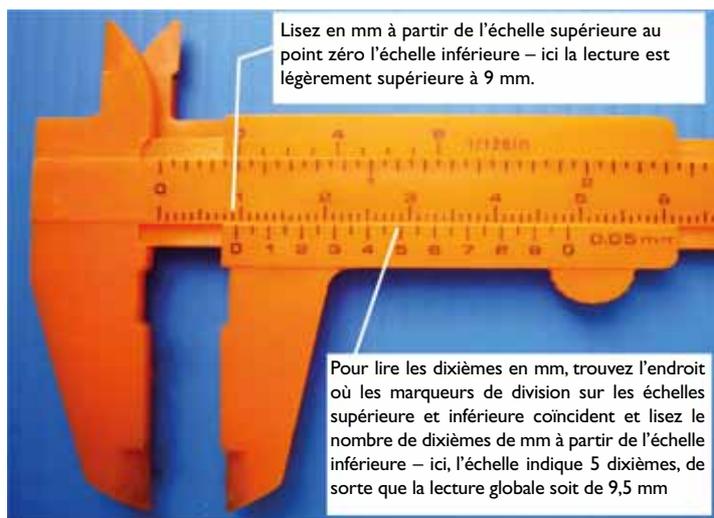
Choisissez des plantes uniformes pour des expériences; rejetez les plantes anormalement hautes ou basses et celles montrant des signes de maladie ou de malformations. Les plantes au bord d'une répétition peuvent être confrontées à un environnement différent de celui de celles à l'intérieur de ladite répétition parce que des traitements, comme l'arrosage ou l'application d'engrais, peuvent «déborder» d'une répétition à l'autre. En outre, les plantes situées au bord d'un bloc ne font face à aucune compétition avec les voisins d'un côté et elles peuvent être affectées par des personnes qui les effleurent avec des outils ou avec leurs corps. Réduisez ces «effets de bordure» en entourant chaque répétition d'une «rangée de protection» des plantes qui ne sont pas évaluées dans l'expérience. Une expérience simple testant quatre traitements + un contrôle dans quatre blocs devrait nécessiter un minimum de  $15 \times 5 = 75$  plantes uniformes et saines dans chaque bloc, ou 300 au total, ainsi que des plantes supplémentaires pour constituer des rangées de protection.

### ***Evaluation de la croissance***

Recueillez des données immédiatement après la réalisation de l'expérience (dès que possible après l'empotage) et à des intervalles d'environ 45 jours par la suite. La séance finale de collecte de données devrait être juste avant l'enlèvement des arbres de la pépinière pour la plantation (même si cela se produit avant le délai de 45 jours après la précédente séance de collecte de données).

Mesurez la hauteur de chaque jeune plant (du collet, c'est-à-dire le moment où la pousse rencontre la racine, au méristème apical) avec une règle. Mesurez le RCD (c'est-à-dire le diamètre au «collet») au point le plus large avec un pied à coulisse à vernier (disponible dans la plupart des papeteries). A la marque zéro sur l'échelle coulissante sur la face inférieure, lisez le numéro du diamètre en millimètres à partir de l'échelle supérieure. Pour le point décimal, cherchez le point où les signes de division sur l'échelle inférieure sont exactement alignés sur les marques de la division sur l'échelle supérieure. Puis, relevez le point décimal de l'échelle inférieure. L'échelle de

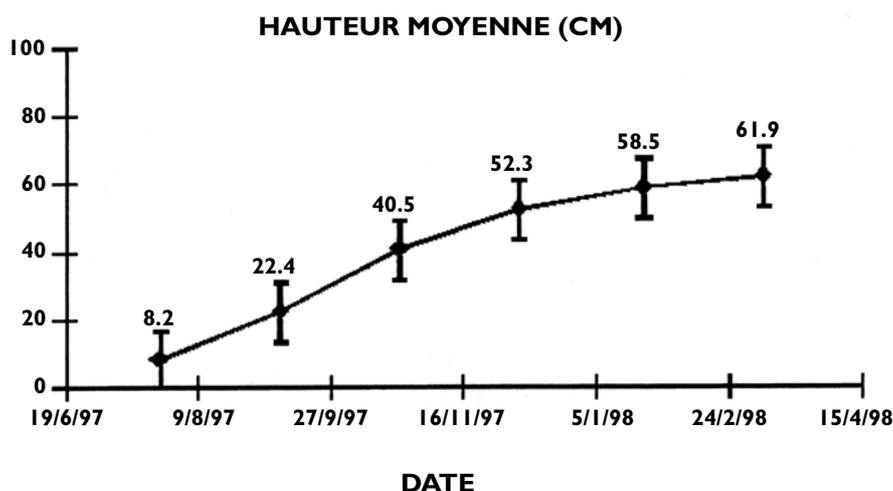
## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES



Vernier dans l'exemple illustrée ici indique 9,5 mm. Parce que le RCD est une petite valeur, elle doit être mesurée avec une grande précision. Pour de meilleurs résultats, mesurez le RCD deux fois en tournant le compas à l'angle droit, puis utilisez la lecture moyenne.

Utilisez un système de notation simple pour enregistrer la survie et la santé des plantes (0 = morte, 1 = dommage ou maladie grave; 2 = légers dommages ou maladie sans grand impact, mais autrement en bonne santé, 3 = bonne santé). En outre, enregistrez tous les parasites et maladies observés, ainsi que les signes de carence en éléments nutritifs. Notez le moment où se produisent la chute des feuilles, le débourrement ou la ramification et enregistrez tous les phénomènes climatiques inhabituels qui pourraient affecter l'expérience.

Déterminez le rapport racine-pousse (masse sèche) en sacrifiant quelques plantes à la fin de l'expérience. Dans le même temps, photographiez la structure du système racinaire. Enlevez les plantes de l'échantillon de leurs conteneurs et lavez le terreau de repotage, en prenant soin de ne pas briser les racines fines. Séparez la pousse des racines au niveau du collet. Séchez-les dans un four à 80–100°C. Pesez la partie aérienne et le système racinaire séchés et calculez le poids des racines sèches divisé par le poids des pousses sèches pour chaque échantillon de plantes.



Données sur la croissance des plantules des essences pionnières. Les arbres atteignent une taille adaptée au repiquage avant janvier, six mois avant la date optimale pour la plantation. Par conséquent, il est recommandé de procéder au stockage des graines aux fins de retarder la germination, afin d'éviter le gaspillage de l'espace de la pépinière, ainsi que la nécessité d'élaguer les gaules.

Espèce: *Cerasus cerasoides*

Numéro de l'espèce: E7ILI

Date de repiquage: 6 juin 1997 BLOC: I

TRAITEMENT: AUCUN (CONTRÔLE)

**HAUTEUR (CM)**

DATE	JOUR	NOMBRE DE SEMIS															AVG
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	
7/6/97	1	5.0	4.0	3.5	2.0	4.0	3.0	4.0	3.0	3.5	3.0	5.0	4.0	3.0	4.0	4.5	3.7
25/7/97	49	11.0	12.0	8.0	3.0	8.0	5.5	7.5	5.5	6.5	8.5	12.0	9.0	8.5	9.0	9.5	8.2
8/9/97	94	29.0	38.0	23.0	33.0	x	16.0	19.0	17.0	13.0	14.0	35.0	20.0	25.0	16.0	16.0	22.4
23/10/97	139	67.0	67.0	44.0	34.0	x	32.0	35.0	25.0	32.0	29.0	66.0	27.0	50.0	28.0	31.0	40.5
7/12/97	184	70.0	70.0	55.0	34.0	x	52.0	61.0	36.0	48.0	47.0	71.0	38.0	58.0	40.0	52.0	52.3
23/1/98	231	73.0	70.0	57.0	34.0	x	64.0	67.0	41.0	52.5	53.0	80.0	46.0	72.0	43.0	66.0	58.5
9/3/98	276	73.0	70.0	60.0	34.0	x	64.0	67.0	49.0	58.0	54.0	81.0	55.0	73.0	53.0	75.0	61.9

**DIAMÈTRE DU COLLET DES RACINES (MM)**

DATE	JOUR	NOMBRE DE SEMIS															AVG
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	
7/6/97	1	0.5	0.7	0.4	0.8	0.4	0.5	0.6	0.7	0.6	0.7	0.7	0.6	1.0	0.6	0.7	0.6
25/7/97	49	1.4	2.2	1.3	1.1	1.3	1.0	1.5	1.6	1.3	1.2	1.4	1.1	2.1	1.3	1.4	1.4
8/9/97	94	2.8	3.2	2.7	1.4	x	1.5	1.6	3.3	2.7	2.5	2.4	2.5	2.2	2.3	1.4	2.3
23/10/97	139	4.2	4.0	3.0	1.7	x	1.8	2.1	3.3	2.7	2.7	3.6	2.5	3.0	2.3	1.6	2.8
7/12/97	184	4.4	4.0	3.0	2.5	x	2.9	2.9	3.3	2.7	3.0	3.7	3.0	3.0	2.3	3.0	3.1
23/1/98	231	4.4	4.0	4.2	2.5	x	4.5	4.5	3.3	3.2	3.5	4.2	3.0	4.0	2.6	4.5	3.7
9/3/98	276	5.2	6.0	4.2	2.6	x	5.0	5.5	3.6	4.0	4.3	4.6	3.5	4.5	3.0	5.0	4.4

**SANTÉ (0-3)**

DATE	JOUR	NOMBRE DE SEMIS															AVG
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	
7/6/97	1	2.5	2.5	2.5	1.5	2.0	1.5	3.0	3.0	2.5	3.0	3.0	2.5	2.0	3.0	3.0	2.5
25/7/97	49	3.0	3.0	3.0	2.0	3.0	2.5	3.0	2.5	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	2.9
8/9/97	94	3.0	3.0	3.0	2.0	x	2.5	3.0	3.0	2.5	2.5	3.0	3.0	3.0	3.0	2.5	2.8
23/10/97	139	3.0	2.5	3.0	2.5	x	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	1.5	3.0	3.0	2.8
7/12/97	184	3.0	3.0	3.0	3.0	x	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0
23/1/98	231	3.0	3.0	3.0	3.0	x	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0
9/3/98	276	3.0	3.0	3.0	3.0	x	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0

**Calculs à partir des données de croissance**

Utilisez une fiche de collecte de données standard pour chaque répétition dans chaque bloc. Après chaque séance de collecte de données, calculez les valeurs moyennes (et les écarts-types) pour chacun des paramètres mesurés.

En outre, calculez les taux de croissance relatifs (TCR), éliminant ainsi les effets des différences dans les tailles originales de plantules ou jeunes plants immédiatement après le repotage sur la croissance ultérieure. Cela permet d'évaluer les effets du traitement en dépit des différences dans les tailles initiales des plantes au début de l'expérience. Le TCR se définit comme le rapport de la croissance d'une plante à sa taille moyenne sur la période de mesure, selon l'équation ci-dessous:

$$\frac{(\ln FS - \ln IS) \times 36,500}{\text{Nbre de jours entre les mesures}}$$

où ln FS = logarithme naturel de la taille finale des gaules (soit la taille des gaules ou RCD) et ln IS = logarithme naturel de la taille initiale des plantules. Les unités sont les taux (pourcentage) par an.

### **Analyse des données de survie**

Pour chaque répétition, comptez le nombre de jeunes plants qui survivent jusqu'à la période de repiquage. Puis, calculez la valeur moyenne et l'écart type pour chaque traitement; répétez cette méthode pour le contrôle. Appliquez l'ANOVA (voir l'**annexe A2.2**) pour vérifier s'il existe des différences significatives dans la survie moyenne entre les traitements. Si oui, utilisez des comparaisons par paires (voir l'**annexe 2.3**) entre la moyenne de chaque traitement et la moyenne des contrôles afin d'identifier les traitements qui augmentent de manière significative la survie. La même approche peut être utilisée pour faire des comparaisons entre les espèces.

### **Analyse des données de croissance**

Représentez graphiquement la croissance des jeunes plants en construisant une courbe de croissance qui peut être mise à jour après chaque séance de collecte de données. Faites le graphique du temps écoulé depuis le repiquage (axe horizontal) jusqu'à la hauteur moyenne des jeunes plants (ou la moyenne du RCD), divisée par l'ensemble des blocs, pour chaque traitement (axe vertical). Par extrapolation, ces courbes peuvent être utilisées pour estimer la durée approximative de la croissance des jeunes plants en pépinière pour atteindre la taille de plantation optimale.

Juste avant la période optimale pour le repiquage, calculez la hauteur moyenne des jeunes plants et le RCD pour chaque répétition et la moyenne de ces valeurs moyennes dans l'ensemble des blocs pour arriver aux moyennes de traitement. Effectuez une analyse de variance (voir l'**annexe A2.2**) afin de vérifier s'il existe des différences significatives entre les moyennes de traitement et, le cas échéant, utilisez des comparaisons par paires (voir l'**annexe A2.2**) pour déterminer les traitements qui débouchent sur des jeunes plants qui sont beaucoup plus grands que ceux qui sont témoins (contrôles) au moment des semis. Le RCD et le TCR (à la fois pour la hauteur et le RCD) peuvent être analysés de la même manière.

### **Quels sont les objectifs à atteindre?**

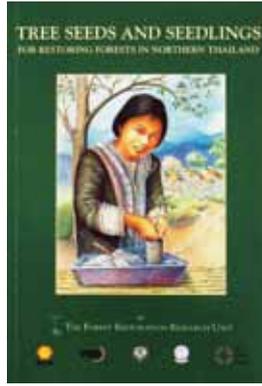
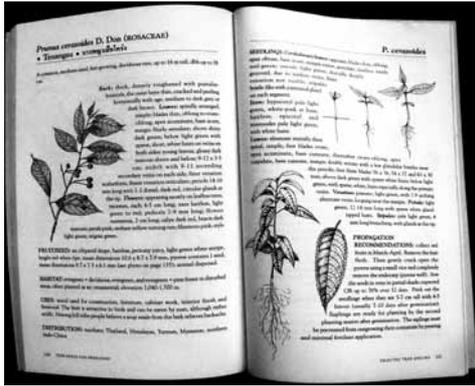
Adoptez, comme norme, tous les traitements qui contribuent de manière significative à la réalisation des objectifs suivants avant la période optimale pour la plantation:

- la survie de plants > 80% depuis le repiquage;
- les hauteurs moyennes des gaules > 30 cm pour les espèces pionnières à croissance rapide (20 cm pour *Ficus* spp.) et > 50 cm pour les essences climaciques à croissance lente;
- des tiges robustes, supportant des feuilles matures, adaptées au soleil (des feuilles pas pâles qui s'étalent) (le «quotient de robustesse» peut être calculé comme la hauteur (cm)/RCD (mm) de <10);
- un rapport racine-pousse compris entre 1:1 et 1:2; avec un système racinaire ramifié dense qui pousse activement et qui ne s'enroule pas à la base du conteneur;
- pas de signe de parasites, de maladies ni de carence en éléments nutritifs.

## **Morphologie et taxonomie des plantules d'arbres**

Les études de régénération naturelle des forêts nécessitent l'identification des plantules d'arbres et de très jeunes plants, mais c'est une tâche notoirement difficile. Les descriptions d'espèces végétales dans les flores sont fondées principalement sur les structures de reproduction. La morphologie (particulièrement la forme des feuilles) des plants diffère souvent considérablement de celle du feuillage des arbres matures et les spécimens de plantules ne sont presque jamais inclus dans les collections d'herbiers. Les ressources pour l'identification des plants d'arbres forestiers tropicaux sont presque inexistantes (mais voir FORRU, 2000). Par conséquent, les pépinières qui produisent des plantules et des jeunes plants d'âges connus, à partir des graines récoltées sur des arbres mères correctement identifiés, fournissent une ressource extrêmement précieuse pour l'étude de la morphologie et de la taxonomie des plantules d'arbres.

## CHAPITRE 6 CULTIVEZ VOS PROPRES ARBRES



FLORA OF THAILAND  
HERBARIUM, BIOLOGY DEPARTMENT, CHIANG MAI UNIVERSITY  
FOREST RESTORATION RESEARCH UNIT, SEEDLING SPECIMEN

Note: all dates are day/month/year

FAMILY: ROSACEAE  
BOTANICAL NAME: *Prunus cerasoides* D. Don

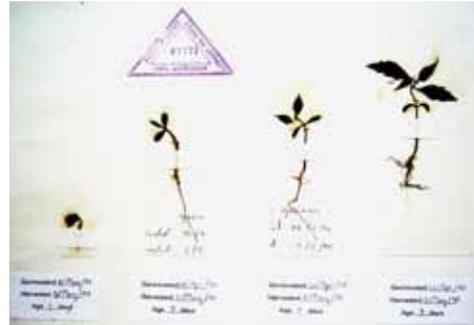
PROVINCE: Chiang Mai DATE: 20/03/95  
DISTRICT: Muang ELEVATION: 1040 m  
LOCATION: Doi Suthep-Pui National Park, National Park  
Headquarter area, cinchona plantation  
HABITAT: Primary evergreen forest, disturbed roadside area,  
granite bedrock.

The above data refer to the source tree (voucher collected )  
from which these seedlings were germinated.  
Seeds collected 20/03/95 and planted 22/03/95 at the  
Forest Restoration Research Unit, Doi Suthep-Pui National Park  
Headquarters, 1050 m above sea level.

NOTES ON SEEDLING CHARACTERS WHICH CHANGE ON DRYING:  
Epigeal germination. Roots white; hypocotyl and epicotyl red, hairy;  
cotyledons light green and yellow green, thick; petiole red, hairy; a  
few glands on leaf base; leaflet blades green.

COLLECTED BY: Kitiya Suriya NUMBER: #0721 DUPLICATES: 0

Les plants d'arbres forestiers tropicaux restent largement ignorés. Une pépinière offre une occasion unique de recueillir des spécimens des plantules d'espèces et d'âges connus et de publier leurs descriptions.



Essayez de recueillir au moins trois spécimens de semis ou de jeunes plants à tous les stades de développement pour toutes les espèces cultivées. Préparez-les comme des spécimens d'herbier de la manière habituelle, en montant plusieurs spécimens dans l'ordre chronologique sur une seule feuille d'herbier. Sur l'étiquette de l'herbier, enregistrez l'âge en jours de chaque spécimen de semis ou de jeunes plants, et incluez les détails de l'arbre-mère sur lequel les graines ont été récoltées. Recrutez un artiste pour produire des dessins au trait des plants. Publiez les dessins et les descriptions de semis dans un manuel d'identification.

### Expériences sur les semis naturels

La production du matériel végétal à partir de semis naturels (voir **Encadré 6.4**) est avantageux i) lorsque les semences ne sont pas disponibles; ii) lorsque la germination des graines et/ou la survie et la croissance des semis sont problématiques ou lentes, ou iii) lorsque la production du matériel végétal doit être accélérée.

Les expériences sur les semis naturels doivent répondre à trois questions simples: i) les plants de haute qualité peuvent-ils être produits à partir de semis naturels plus rapidement et de façon rentable que par la germination des graines, ii) la culture de semis naturels dans les pépinières peut-elle être manipulée pour obtenir des plants ayant une taille optimale avant la date de plantation, et iii) les semis naturels ont-ils des résultats aussi bons ou supérieurs que celles ayant germé à partir de graines?

Tous les traitements des semis décrits ci-dessus peuvent être appliqués pour déterminer les conditions optimales pour la culture des semis naturels dans les pépinières à une taille convenable. Cependant, deux traitements supplémentaires sont propres aux semis naturels: i) le classement selon la taille lors de leur récolte et ii) l'élagage au moment d'être déterrés.

Les jeunes plantules sont plus fragiles que les jeunes plants de grande taille et sont plus facilement endommagées lors de la transplantation. D'autre part, les plants de grande taille sont plus difficiles à déterrer sans laisser les racines dans le sol et peuvent par conséquent souffrir du choc de la transplantation. Regroupez les semis naturels récoltés en trois classes de taille (petite,

## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

moyenne et grande). Ceux-ci deviennent par la suite 3 «traitements» dans une expérience sur le RCBD (il n'y a pas de contrôle). Recueillez les données de croissance et de survie, tel que décrit ci-dessus, et comparez la survie moyenne et le TCR parmi les classes de taille initiales.

Le déterrement des plantes endommage inévitablement leur système racinaire, mais le système foliaire reste intact, et donc un système racinaire réduit doit fournir de l'eau à une pousse intacte. Ce déséquilibre peut causer la flétrissure, voire la mort des semis naturels. L'élagage des pousses peut rééquilibrer le rapport racine-pousse. Appliquez les traitements par élagage des pousses de différentes intensités au moment de la collecte (par exemple, pas d'élagage (contrôle) et l'élagage d'un tiers ou de la moitié de la longueur des pousses ou des feuilles). Recueillez les données de croissance et de survie tel que décrit ci-dessus, et comparez la moyenne de survie et du TCR parmi les traitements par élagage.

Poursuivez le suivi de la performance du matériel végétal provenant de semis naturels après la plantation (par exemple, les taux de survie et de croissance) et, ensuite, comparez les résultats avec ceux des arbres produits par la germination des graines.

UNITE DE RECHERCHE SUR LA RESTAURATION FORESTIERE (FORRU)

5. 146 84

### DONNEES DE PRODUCTION DES PLANTULES

#### 1. COLLECTE

ESPECE: *Nyssa javonica* (Bl.) Wang

FAMILLE: Cornaceae

CODE DU LIEN: NYSSJAVA

ECHANTILLON NO.: 89

DATE DE RECOLTE: 11-août-06 au sol

QUANTITE: 3.000 GRAINES

#### 2. GERMINATION DE GRAINES

PRETRAITEMENT: les graines ont été trempées dans l'eau pendant 1 nuit, séchées au soleil par la suite pendant 2 jours

QUANTITE SEMEE: 2.500 GRAINES

TERREAU/CONTENEUR: sol forestier uniquement, 8 paniers

DATE DE SEMIS: 14-août-06

NOMBRE AYANT GERME: 2.059 GRAINES

#### OBSERVATIONS

1<sup>ère</sup> germination 26-août-06 au 11-sep-06

La fonte des semis a détruit près de 12% de l'ensemble des plantules ayant germé

#### 3. REPIQUAGE

DATE DE REPIQUAGE: 3-Oct-06

QUANTITE: 1.500 SEMIS

TERREAU/CONTENEUR: sol forestier; écale de noix de coco: enveloppe d'arachides (2:1:1) dans des sacs en plastique

ENTRETIEN EN PEPINIERE:

ENTRETIEN EN PEPINIERE	1	2	3	4	5
ENGRAIS					
ELAGAGE (NO)	13/11/06	12/2/07	13/3/07		
DESHERBAGE	13/11/06	13/12/06	13/1/07	13/2/07	13/3/07
LUTTE CONTRE LES RAVAGEURS/MALADIES	13/1/07	Insectes défoliateurs			

#### OBSERVATIONS

2-3 mois suivant le repiquage, champignon rouge et brûlure helminthosporienne ont attaqué les plantules, mais tous les plants ont l'air sain

#### 4. ENDURCISSEMENT ET DISTRIBUTION

DATE DE DEBUT DE L'ENDURCISSEMENT: 17-mai-07

DATE D'EXPEDITION: 19-juin-07

NOMBRE DE PLANTS DE BONNE QUALITE: 1.200 SEMIS

LIEU DE PLANTATION: MAE SE MAI, parcelle de WWA

#### OBSERVATIONS

500 plantules ont été plantées le 30/6/07 à Ban Mae Sa Mai

Utilisez une simple feuille de données pour compiler toute l'information concernant un lot de graines, de la production en pépinière, à la récolte de graines et à la livraison des gaules au site de restauration.

### Les calendriers de production — le but ultime de la recherche en pépinière

La culture d'un large éventail d'essences forestières est difficile à gérer. Différentes espèces produisent des fruits à différents mois et ont des taux de germination et de croissance des plantules très différents; cependant, toutes les espèces doivent être prêtes pour la plantation au moment optimal pour la plantation. Les calendriers de production des espèces facilitent cette tâche de gestion ardue.

Sous les climats tropicaux saisonnièrement secs, les possibilités pour la plantation d'arbres sont étroites, parfois quelques semaines au début de la saison des pluies. Sous les climats peu saisonnier, il est possible que le calendrier de plantation d'arbres offre plus de possibilités. Dans les deux cas, les calendriers de production des espèces sont un excellent outil pour faire en sorte que les espèces d'arbres nécessaires soient prêtes pour la plantation en cas de besoin.

#### *Qu'est-ce qu'un calendrier de production?*

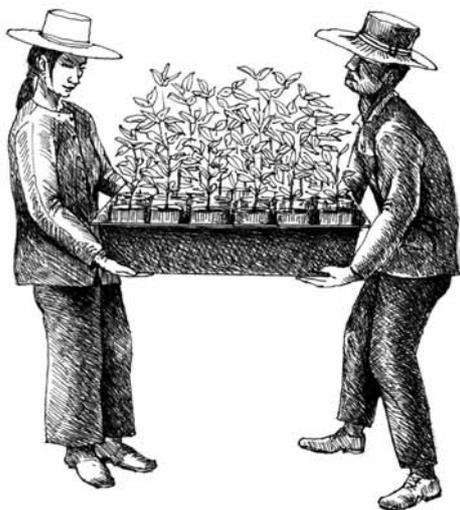
Pour chacune des espèces d'arbres cultivées, le calendrier de production est une description concise des procédés nécessaires pour produire des plants ayant la taille et la qualité optimales à partir des graines, des semis naturels ou des boutures avant la période optimale pour la plantation. Il peut être représenté comme un graphique chronologique annoté qui montre: i) la période de réalisation de chaque opération et ii) les traitements qui devraient être appliqués pour manipuler la germination des graines et la croissance des semis ou des jeunes plants.

#### *Informations nécessaires pour élaborer un calendrier de production*

Le calendrier de production combine toutes les connaissances disponibles sur l'écologie de reproduction et la culture d'une espèce. Il est l'ultime interprétation des résultats de tous les procédés expérimentaux décrits ci-dessus, notamment:

- la date optimale pour la collecte de semences;
- la durée de germination ou la durée naturelle de dormance de la graine;
- la manière dont la dormance des graines peut être manipulée par des traitements de pré-semis ou le stockage des semences;
- le temps nécessaire qui s'écoule entre l'ensemencement et le repiquage;
- la durée de la mise en attente nécessaire à la culture de jeunes plants à une taille convenable à la plantation;
- la manière dont l'épandage d'engrais et d'autres traitements peuvent être manipulés pendant la période de croissance et de mise en attente des plants.

Le produit fini.

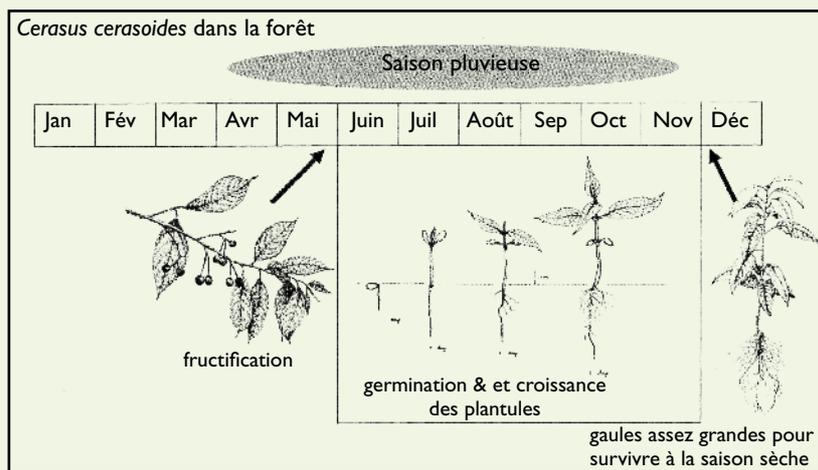


Toutes ces informations seront disponibles à partir des fiches de données sur la pépinière si les procédés décrits ci-dessus sont suivis. Le calendrier de production est davantage un document de travail. Rédigez la première version une fois que le premier lot de plantes a atteint une taille convenable à la plantation. Cela permet l'identification des zones nécessitant des recherches plus poussées et des traitements appropriés à tester dans des expériences ultérieures. Au fur et à mesure que les résultats des expériences sur chaque lot subséquent de plantes sont disponibles, le calendrier de production sera progressivement modifié et optimisé.

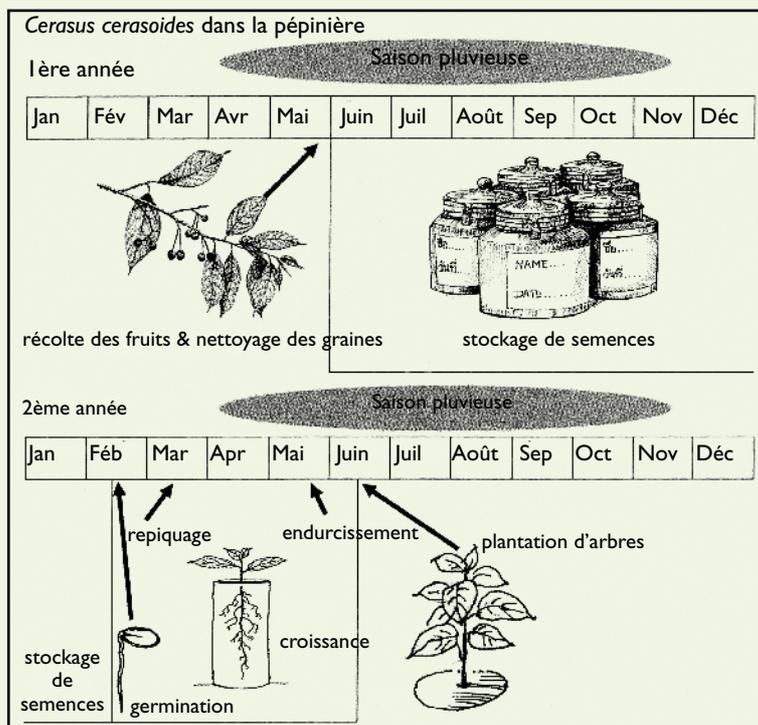
## 6.6 RECHERCHE POUR AMÉLIORER LA PROPAGATION DES ARBRES INDIGÈNES

### Encadré 6.6. Exemple de calendrier de production (pour *Cerasus cerasoides*).

Dans son habitat naturel, cette essence pionnière à croissance rapide fructifie en avril ou mai. Ses graines ont une dormance courte, et les plantules se développent rapidement au cours de la saison des pluies. En décembre, ses racines ont pénétré assez profondément dans le sol qu'elles sont en mesure de fournir de l'humidité à la pousse pendant les dures conditions de la saison sèche. Dans la pépinière, les jeunes plants qui ont atteint une taille convenable à la plantation en décembre devraient être maintenues pendant 6 mois encore avant la prochaine saison de plantation (le mois de juin suivant) et seraient trop grandes pour leurs conteneurs.



Dans la pépinière, le calendrier de production comporte donc le stockage des pyrènes (séchés au soleil) à 5°C jusqu'en janvier, où ils sont germés. Les plants poussent alors à la taille optimale juste à temps pour l'endurcissement et la plantation en juin. L'élaboration de ce calendrier de production a nécessité des recherches sur la phénologie, la germination des graines, la croissance des plantules et le stockage des semences.



ETUDE DE CAS 4

**Doi Mae Salong: «Treasure Tree Clubs»  
(clubs d'arbres précieux)**

**Pays:** Thaïlande

**Type de forêt:** forêt sempervirente dans les forêts tropicales saisonnièrement sèches.

**Propriété:** Le projet «Treasure Tree Clubs» faisait partie d'un programme de restauration des forêts de 1.500 ha exécuté dans le cadre d'un partenariat entre «Plant a Tree Today» (PATT) (Plantez un arbre aujourd'hui), l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (UICN) et l'Unité de recherche sur la restauration forestière de l'Université de Chiang Mai (FORRU-CMU), en vue d'aider le Bureau du Commandement Suprême de la Thaïlande (SCO).

**Gestion et utilisation communautaires:** Un mélange de cultures de rente soigneusement choisies et d'espèces d'arbres «framework» autochtones a été planté avec un double objectif: la réduction de la pauvreté grâce à l'agroforesterie durable et la restauration d'un bassin versant dégradé.

**Niveau de dégradation:** forêt déboisée dans son ensemble, mais il subsiste des fragments de forêt pour l'agriculture.

La collecte d'une quantité suffisante de graines d'un nombre suffisant d'espèces d'arbres pour restaurer les diverses forêts tropicales constitue l'une des plus grandes difficultés rencontrées par les gestionnaires de projets, mais elle constitue également une occasion d'impliquer des communautés entières dans la restauration forestière, dès le début. Si de nombreuses mains allègent la tâche, alors ... «de nombreux yeux repèrent plus de graines!»

A Doi Mae Salong dans le nord de la Thaïlande, l'Unité de recherche sur la restauration forestière de l'Université de Chiang Mai (FORRU-CMU) et l'UICN ont engagé huit écoles de village pour démarrer leurs propres pépinières d'arbres autochtones. Dans le cadre de l'Initiative «Moyens d'existence et Paysages» de l'UICN<sup>1</sup> (parrainée par PATT<sup>2</sup>), le «Treasure Tree Clubs» a assuré la formation des enseignants et de leurs élèves, les a sensibilisés à la valeur des arbres forestiers indigènes, et a créé des conditions pour inciter les enfants à récolter des graines pour les pépinières.



Étiquetage d'un «arbre précieux»: ses graines constituent le trésor et les enfants ont été récompensés pour les avoir récoltées.



En contrepartie de la récolte de graines, les membres du «Treasure Tree Club» (club des arbres précieux) ont accumulé des autocollants sur leurs cartes de membres, qu'ils pourraient échanger contre des récompenses.

<sup>1</sup> [www.forestlandscaperestoration.org/media/uploads/File/doi\\_mae\\_salong/watershed\\_forest\\_article\\_6.pdf](http://www.forestlandscaperestoration.org/media/uploads/File/doi_mae_salong/watershed_forest_article_6.pdf)

<sup>2</sup> [www.pattfoundation.org/what-we-do/reforestation/complete-project-list/doi-mae-salong.php](http://www.pattfoundation.org/what-we-do/reforestation/complete-project-list/doi-mae-salong.php)

## ETUDE DE CAS 4 – DOI MAE SALONG: TREASURE TREE CLUBS



Les activités de pépinière font désormais partie du programme scolaire, en permettant aux élèves d'acquérir des compétences dans le domaine de la culture des plantes qui pourraient être appliquées à l'horticulture et à la sylviculture.

Tout d'abord, les arbres forestiers survivants près des écoles ont été identifiés et on y a placé des insignes pour les identifier comme arbres précieux (un diamant avec une plantule y poussant pour signifier la grande valeur de ces arbres). Le nom local des espèces d'arbres et les mois de fructification connus étaient aussi mentionnés sur ces insignes.

Les enfants ont reçu des cartes de membres de «Treasure Tree Club». Tout membre qui rapportait un sac de graines de quelques arbres étiquetés aux enseignants en charge des pépinières scolaires recevait un autocollant pour sa carte. Les autocollants pouvaient également être obtenus en contrepartie de la participation à des tâches simples dans la pépinière, telles que le rempotage des plantules.

Les activités des pépinières ont été incorporées dans les cours hebdomadaires d'agriculture et les enfants ont aussi appliqué leurs compétences arboricoles nouvellement acquises à la culture d'arbres fruitiers. Pour tout lot de cinq autocollants acquis, le membre recevait une récompense.

Les pépinières ont été utilisées pour cultiver des espèces d'arbres «framework» pour un programme de restauration des forêts de 1.500 ha dans la région. Les jeunes plants ont été vendues au programme et les revenus utilisés pour acheter du matériel et des équipements pour les écoles. Ainsi, les enfants pris isolément et la communauté dans son ensemble ont bénéficié du projet. En outre, un élément de compétition amicale entre les écoles a été introduit. Les écoles étaient jugées sur la base de l'espèce et du nombre de jeunes plants produits, ainsi que de leur qualité. Les écoliers étaient interrogés sur les procédés de pépinières qu'ils avaient appris et il leur était demandé de montrer qu'ils pouvaient reconnaître les essences «framework» locales. Le processus d'évaluation a également servi de procédure officielle de suivi du projet. Les résultats du concours ont été dévoilés lors d'un «gala» du projet, au cours duquel les écoles ayant obtenu les meilleurs résultats ont reçu des trophées. En plus d'un an, le projet a généré un total de près de 10.000 arbres de 24 espèces pour le programme de restauration des forêts du Commandement suprême, en rapportant aux écoles un total de 918 dollars américains provenant de la vente d'arbres.



Les établissements scolaires ayant obtenu les meilleurs résultats ont reçu des trophées et toutes les écoles ont reçu de gros paquets d'outils pédagogiques en environnement.