

ENSCONET

Manuel de Collecte de

Graines

POUR LES ESPÈCES SAUVAGES

Traduction française de:
ENSCONET Seed Collecting Manual for wild species

Principaux contributeurs:
Royal Botanic Gardens, Kew (UK) &
Universidad Politécnica de Madrid (Spain)

Edition 1: 17 Mars 2009*

* Ce document sera mis à jour au fur et à mesure des améliorations.

Institutions membres d'ENSCONET et membres associés ayant participé au développement de ce manuel :

Seed Conservation Department, Royal Botanic Gardens, Kew, Wakehurst Place, Ardingly, West Sussex RH17 6TN, UK

Department of Botany, Faculty of Biology, National and Kapodistrian University of Athens, Panepistimiopolis, Athens 15784, GREECE

Institute of Botany, Slovak Academy of Sciences, Dúbravská cesta 14, 845 23 Bratislava, SLOVAKIA

Budapest Zoo & Botanical Garden, P.O. Box 469, Állatkerti körút 6-12, 1146 Budapest, HUNGARY

Mediterranean Agronomic Institute of Chania, Alsyllion Agrokepion, P.O. Box 85, 73100 Chania (Crete), GREECE

IMGEMA - Jardín Botánico de Córdoba, Avda. de Linneo s/n, 14004 Córdoba, SPAIN

Trinity College Botanic Garden, Palmerston Park, Dartry, Dublin 6, IRELAND

Jardin Botanico Viera y Clavijo del Cabildo de Gran Canaria, Apdo 14, 35017 Tafira Alta, Las Palmas de Gran Canaria, SPAIN

Agricultural Research Institute, P.O.Box 22016, 1516 Nicosia, CYPRUS

Departamento de Biología Vegetal, Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos, Universidad Politécnica de Madrid, Ciudad Universitaria s/n, 28040 Madrid, SPAIN

National Botanic Garden of Belgium, Domein van Bouchout, 1860 Meise, BELGIUM

Muséum National d'Histoire Naturelle, Département des Jardins Botaniques et Zoologiques, Case postale 45, 57, rue Cuvier, 75231 Paris Cedex 05, FRANCE

Università degli Studi di Pavia, Dipartimento di Ecologia del Territorio e degli Ambienti Terrestri, Via S. Epifanio, 14, 27100 Pavia, ITALY

Department of Biology, Pisa University, Via Luca Ghini 5, 56126 Pisa, ITALY

Jardí Botànic de Sóller, Ctra. Palma-Port de Sóller Km 30,5, Apartat de Correus 44, 07100 Sóller, SPAIN

Museo Tridentino di Scienze Naturali Trento, Via Calepina 14, 38100 Trento, ITALY

Jardí Botànic de la Universitat de València, C/ Quart, 80, 46008 Valencia, SPAIN

Department of Biogeography and Botanical Garden, University of Vienna, Rennweg 14, 1030 Vienna, AUSTRIA

Botanical Garden, Center for Biological Diversity Conservation of the Polish Academy of Sciences, Prawdziwka 2, 02-973 Warszawa 76, POLAND

Botanischer Garten und Botanisches Museum Berlin-Dahlem, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Str. 6-8, 14191 Berlin, GERMANY

Botanic Garden, P.O.Box 44 (Jyrängöntie 2), 00014 University of Helsinki, FINLAND

Jardim Botânico / Botanical Garden, Museu da Politécnica, R. Escola Politécnica 58, 1269-102 Lisboa, PORTUGAL

Botanical Garden, Natural History Museum, University of Oslo, P.O. Box 1172, Blindern, 0318 Oslo, NORWAY

Department of Applied Botany, Institute of Botany, Bulgarian Academy of Sciences, 23, Acad. G. Bonchev Str., 1113 Sofia, BULGARIA

Institute of Botany and Botanical Garden, Department of Integrative Biology, University of Natural Resources and Applied Life Sciences, Gregor-Mendel-Str. 33, 1180 Wien, AUSTRIA

Living plant collections, Musée national d'histoire naturelle, 25 rue Munster, 2160 Luxembourg, LUXEMBOURG

Conservatoire et Jardin botaniques de la ville de Genève, 1 chemin de l'Imperatrice, Case postale 60, 1292 Chambésy/GE, SWITZERLAND

Frederick University Cyprus, Nature Conservation Unit, P.O.Box 24729, 1303 Nicosia, CYPRUS

Autres organisations contributrices:

Hungarian Academy of Sciences, Research Institute of Soil Science and Agricultural Chemistry Department of Soil Biology, Herman Ottó út 15, 1022 Budapest, HUNGARY

Parco del Monte Barro, Via Bertarelli 11, 23 851 Galbiate (Lecco), ITALY

Centro Conservazione Biodiversità (CCB), Dipartimento di Scienze Botaniche, Università degli Studi di Cagliari, v. le Sant'Ignazio da Laconi, 13, 09123 Cagliari, ITALY

Jardin Botanique de la Ville de Lyon, Parc de la Tête d'Or, 69006 Lyon, FRANCE

Conservatoire et Jardins Botaniques de Nancy, 100 rue du Jardin Botanique, 54600 Villers-les-Nancy, FRANCE

Global Crop Diversity Trust, c/o FAO, Viale delle Terme di Caracalla, 00153 Rome, ITALY

School of Biosciences, The University of Birmingham, Birmingham B15 2TT, UK

Bioversity International, Via dei Tre Denari 472/a, 00057 Maccarese (Fiumicino), Rome, ITALY

Department of Environment and Conservation, Locked Bag 104, Bentley Delivery Centre, Western Australia 6983, AUSTRALIA

Traduction effectuée par : Elisabeth Candussi, Maïté Delmas, Denis Larpin & Nima Saedlou

Egalement disponible en anglais, allemand, grec, hongrois, italien, polonais, portugais et espagnol.



**SIXTH FRAMEWORK
PROGRAMME**



ENSCONET est une action de coordination financée par l'Union Européenne dans le cadre des activités intégrées du 6ième programme cadre. Ce texte reflète seulement les vues des contractants et l'Union européenne ne peut être tenue pour responsable de l'usage qui peut être fait des informations contenues dans ce document.

Sommaire

Résumé des recommandations.....	1
1 Introduction.....	2
1.1 Généralités.....	2
1.2 Remarques générales : collecte avec autorisations et utilisation des graines.....	3
2 Planifier les missions de collecte de graines.....	4
2.1 Permis et autorisations.....	4
2.2 Fixer des objectifs.....	4
2.3 Rassembler l'information sur les espèces à récolter.....	5
2.4 Logistique avant la mission de récolte.....	6
3 Echantillonnage.....	7
3.1 Nombre de populations à échantillonner.....	7
3.2 Sélection de populations (sites de collectes).....	9
3.3 Nombre minimum de plantes à échantillonner.....	9
3.4 Nombre de graines par pied et quantité totale de graines dans le lot.....	10
3.5 Méthode d'échantillonnage.....	11
4 Techniques de récolte de graines.....	12
4.1 Remarques générales.....	12
4.2 Vérification de la maturité des graines.....	13
4.3 Récolte.....	14
5 Identification des plantes et documentation.....	16
5.1 Formulaire de données passeport.....	16
5.2 Enregistrement de la localisation.....	16
5.3 Identification/Vérifications des spécimens.....	16
5.4 Echantillons de sol.....	17
6 Traitement des collections après récolte.....	18
Références bibliographiques.....	19
Annexe 1 Formulaire de données passeport (Collecte).....	21
Annexe 2 Codes à utiliser dans le formulaire de données passeport.....	22
Annexe 3 Exemples de délai entre période de floraison et période de fructification pour les espèces européennes.....	24
Annexe 4 Liste des équipements de terrain.....	27
Annexe 5 Résumé des recommandations pour l'échantillonnage.....	29
Annexe 6 Suggestion du nombre de graines à récolter.....	29
Annexe 7 Volume correspondant à 5000 graines nettoyées.....	29
Annexe 8 Occurrence de graines vides ou attaquées par des insectes trouvées parmi 4070 lots de graines collectées en Europe pour différentes familles de plantes.....	30

Résumé des recommandations

- Toute récolte doit être faite de manière légale (section 2.1).
- Il est important de préparer soigneusement chaque mission de récolte (section 2).
- En l'absence de meilleur avis, la bonne stratégie sera d'échantillonner cinq populations de l'aire géographique du taxon en tenant compte des variations écologiques (sections 3.1 & 3.2).
- Essayer de récolter sur au moins 50 pieds et de préférence 200 pieds par population mais adapter cette recommandation selon les circonstances locales (section 3.3).
- Ne pas récolter plus de 20% des graines à matures disponibles (section 3.4).
- Essayer de récolter au moins 5000 graines par accession (section 3.4).
- Echantillonner de façon aussi aléatoire que possible, mais pour les populations importantes dans un paysage uniforme, il est souvent plus facile de récolter de façon systématique en échantillonnant à intervalle régulier le long d'un transect (section 3.5).
- Veiller à prélever des graines sur un maximum d'individus différents pour éviter de biaiser génétiquement l'échantillon (section 3.5).
- Quand le nombre d'individus échantillonnés est inférieur à 20, conserver les graines des différents individus en lots séparés. Ceci permettra de maximaliser la contribution du génotype maternel au moment de la régénération (section 3.5).
- Avant la récolte, vérifier la proportion de graines vides ou immatures même si de prime abord les graines paraissent acceptables (sections 4.1 & 4.2).
- Collecter les graines dans des sachets en tissu ou en papier non glacé. Choisir les sacs avec soin (section 4.1).
- Placer les fruits charnus dans des sacs en plastique ouverts en leur donnant le plus d'aération possible (section 4.3c).
- Sélectionner les techniques de collecte les plus appropriées en fonction des espèces (section 4.3).
- Un lot de graines sans données passeport est pratiquement inutilisable ; des données complètes doivent être enregistrées pour chaque collecte (section 5.1 et Annexe 1).
- Il est particulièrement important que les données collectées soient les plus objectives et les plus claires pour être comprises plusieurs décennies plus tard (section 5.1).
- Il est important d'enregistrer la localisation précise de la collecte sur une carte ou à l'aide d'un système de positionnement géographique (GPS) (section 5.2).
- La collecte de spécimens d'herbier avant ou pendant la collecte permet de vérifier l'identification des graines récoltées (section 5.3).
- Si le transport des échantillons vers la banque de graines prend plusieurs jours, il est recommandé de sécher les graines avec du gel de silice, du riz sec ou du charbon à l'intérieur de boîtes plastiques hermétiques. Ceci est particulièrement important si l'humidité relative ambiante (ou l'équilibre d'humidité relative de la graine tel que mesuré par un hygromètre) est supérieure à 50% (section 6).

En bref :

- La sécurité future de la population végétale est primordiale.
- Faire preuve de bon sens.
- Enregistrer ce qui est fait.
- L'échantillonnage est rarement parfait – donc être conscient de la part de variabilité génétique qui a eu des chances d'être capturée dans le lot.

1 INTRODUCTION

1.1 Généralités

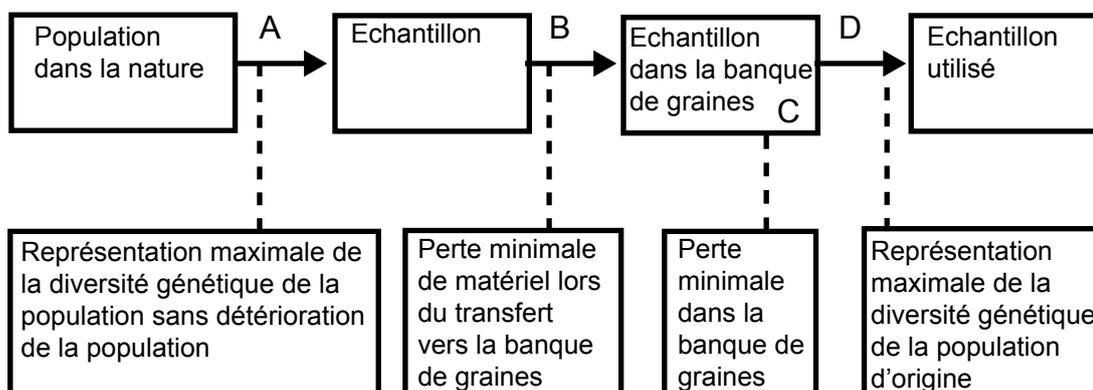
La diversité biologique planétaire y compris la diversité des plantes sauvages est d'une valeur écologique, économique et culturelle inestimable. Durant les dernières décennies, une baisse significative de la diversité végétale a été enregistrée. L'érosion génétique place les espèces dans une situation critique de risque d'extinction. Une des approches clef pour ralentir cette érosion est la conservation des espèces végétales dans leur milieu (conservation *in situ*). Cependant, la conservation des plantes hors de leur habitat naturel (conservation *ex situ*) constitue aussi un moyen d'assurer leur survie. Ceci est reconnu dans la Convention sur la Diversité Biologique (CDB, voir <http://www.cbd.int>), la Stratégie mondiale de conservation (GSPC, voir <http://www.cbd.int/gspc/>) et la Stratégie européenne de Conservation (ESPC, voir http://www.plantaeuropa.org/pe-EPCS-what_it_is.htm). Dans ce manuel, nous présenterons les techniques de récolte de graines pour la conservation *ex situ* des espèces sauvages

Le Réseau européen de conservation de graines de la flore indigène (ENSCONET, voir <http://www.ensconet.eu>) rassemble des membres de nombreux pays européens impliqués dans la conservation des graines indigènes d'Europe. La plupart sont des banques de graines dépendant d'organisations nationales ou régionales telles que des universités ou des jardins botaniques.

L'objectif premier de la récolte par des membres ENSCONET est la conservation à long terme en banque de graines d'échantillons représentatifs de la diversité génétique de populations de plantes à graines européennes (la priorité étant donnée à celles qui sont les plus menacées). Ces échantillons peuvent être utilisés dans des programmes de recherche, d'essais, de réintroduction, de renforcement de populations fragiles et de restauration d'habitats. Nombre de ces populations sont menacées par un ou plusieurs des facteurs suivants : changement d'usage des terres, changement climatique et pollution de l'air.

Les méthodes présentées dans ce manuel de collecte devraient être applicables largement (y compris à l'extérieur de l'Europe), avec les adaptations nécessaires aux circonstances locales. Lorsque la biologie de l'espèce est bien connue, on peut appliquer des méthodes plus sophistiquées. La qualité des collectes de graines dépend de l'expertise du collecteur, des conditions du site au moment de la récolte et des connaissances disponibles. Ce guide permet de répondre à ces derniers points. Toutefois, au final, la collecte de graines est l'art des possibles!

Résumé des différentes étapes de la conservation de graines d'une population ciblée et considérations génétiques associées:



A = Echantillonnage ; B = Transfert vers la banque de graines ; C = Stockage ; D = Echantillonnage. A & B sont traités dans ce manuel. C & D seront traités dans le protocole de conservation ENSCONET.

Ce manuel reprend un certain nombre d'autres textes tels que Falk & Holsinger (1991), Guarino, *et al.* (1995), Hawkes *et al.* (2000) and Smith *et al.* (2003). Il tire également partie d'autres manuels tels que Bacchetta *et al.* (2006) et ceux de plusieurs partenaires ENSCONET comme RBG Kew's Millennium Seed Bank Project (voir <http://www.kew.org/msbp/scitech/publications/fieldmanual.pdf> et http://www.inia.cl/recursosgeneticos/bancobase/semillasnativas/Documentos/m_sem.pdf).

Il est important de noter que les espèces sauvages présentent souvent une hétérogénéité génétique et physiologique significative. En outre, les connaissances sur les systèmes d'hybridation et de maturation des graines sont assez limitées. En conséquence, la collecte de graines d'espèces sauvages présente un challenge supérieur à la collecte d'un germoplasme d'une plante cultivée qui est plus uniforme et pour laquelle on trouvera de nombreuses publications.

Veillez noter que l'essentiel de la terminologie utilisée dans ce document est décrite dans les publications mentionnées ci dessus et dans « Elsevier's Dictionary of Plant Genetic Resources » (1991).

1.2 Remarques générales : collecte avec autorisations et utilisation des graines

La collecte de graines est une procédure scientifique clairement définie, utilisée largement pour la conservation *ex situ* des ressources génétiques végétales. Toutefois, une collecte de graines sans autorisation, et de fait illégale, peut endommager ou menacer les populations de plantes indigènes (voir [section 2.1](#)).

Le grand public doit être conscient qu'en collectant des graines et en les semant ailleurs, il est susceptible d'introduire des gènes « étrangers » dans une population voisine de cette espèce. Ceci peut affaiblir le patrimoine génétique local et affecter sa viabilité future. De la même façon, il doit être conscient qu'une espèce introduite dans un nouveau lieu peut devenir une peste végétale sérieuse ou s'hybrider avec des espèces proches conduisant à une perte de l'intégrité génétique des populations affectées. En conséquence, on ne devrait pas réintroduire des plantes dans la nature sans l'accord des autorités gouvernementales compétentes.



Figure 1 *Linaria alpina* dans les Alpes. (© University of Pavia)

2 PLANIFIER LES MISSIONS DE COLLECTE DE GRAINES

2.1 Permis et autorisations

Toutes les collectes doivent être faites légalement. Toute personne souhaitant collecter des graines doit :

- Contacter la structure responsable des collectes de graines de plantes indigènes avant de collecter quoique ce soit. Pour trouver l'institution compétente dans chaque pays, consulter le site Internet d'ENSCONET (<http://www.ensconet.eu>) ou s'adresser aux points focaux nationaux CBD (voir <http://www.cbd.int/information/nfp.shtml>). Les coordinateurs d'ENSCONET (détails sur le site Internet ENSCONET) peuvent être en mesure de vous conseiller. Les collecteurs peuvent trouver utile de se référer au Code international de conduite pour la collecte et le transfert de matériel phytogénétique de la FAO (<http://www.fao.org/ag/agp/agps/PGR/icc/icce.htm>).
- Obtenir la permission du propriétaire du terrain / du directeur du site / des autorités du parc national et, dans le cas des espèces protégées, de l'autorité gouvernementale compétente. Quand cela est possible, obtenir la permission (les permis) avant de partir. L'autorisation doit couvrir non seulement la récolte de graines mais aussi les spécimens d'herbiers etc... d'un éventail d'espèces (incluant les espèces cibles) aussi large que possible (voir [section 2.2](#)). L'autorisation peut être longue à obtenir. A la fin de la mission de terrain, penser à fournir aux autorités ou aux propriétaires du terrain un compte-rendu de la collecte effectuée.
- Contrôler que les espèces ciblées ne font pas partie de listes d'espèces tombant sous le coup d'accords ou de directives internationales qui leur confèrent un statut spécial. En particulier :
 - CITES (<http://www.cites.org>)
 - Les réglementations du Conseil de l'Europe (EC) No. 338/97 incl. Annexes (http://www.ec.europa.eu/environment/cites/legis_wildlife_en.htm)
 - Convention de Berne (<http://conventions.coe.int/Treaty/EN/Treaties/Html/104.htm>)
 - Directive Habitats (http://ec.europa.eu/environment/nature/legislation/habitatsdirective/index_en.htm)
 - Traité international des ressources génétiques pour l'alimentation et l'agriculture – Annexe 1 (<http://www.planttreaty.org/>)

Contactez les autorités nationales responsables de la réglementation phytosanitaire si les graines doivent circuler entre l'UE et d'autres pays.

2.2 Fixer des objectifs

Dans la plupart des cas en Europe, les missions de récoltes cibleront des populations bien renseignées d'espèces qui sont le sujet de plans d'action en faveur de la biodiversité locale, nationale ou régionale (voir par exemple le plan d'action de la biodiversité nationale du Royaume Uni, <http://www.ukbap.org.uk/>, et le plan d'action d'ENSCONET – en développement en Mai 2009). Voir [section 3.2](#) et Maxted & Guarino (2003) pour obtenir des conseils sur la meilleure façon de sélectionner les populations à échantillonner. Il faut essayer de tirer le meilleur parti d'un déplacement, en incluant des objectifs secondaires moins précis mais dépendants des opportunités qui se présenteront. Les localités les plus isolées ne seront peut-être pas prospectées pendant plusieurs années, il est donc conseillé de saisir cette opportunité pour collecter du matériel non prévu mais original. Les demandes d'autorisation seront les plus larges possibles pour permettre de collecter une palette de taxons plus importante.

2.3 Rassembler l'information sur les espèces à récolter

Exploiter les flores locales et régionales, les listings, les bases de données et les monographies pour trouver des descriptions détaillées et des informations précises permettant de différencier des taxons proches. *Flora Europaea* (maintenant disponible en CD) est la première référence pour les taxons de la Flore d'Europe. Sites Internet utiles :

- Euro+Med PlantBase (<http://www.emplantbase.org/home.html>)
- Global Biodiversity Information Facility (<http://www.gbif.org>)
- EDIT Specimen and observation explorer for taxonomists (<http://search.biocase.org/edit/>)
- Royal Botanic Gardens, Kew (<http://www.kew.org>)
- Index Herbariorum (<http://sciweb.nybg.org/science2/IndexHerbariorum.asp>.)

Les Herbiers et Centres de ressources génétiques sont également des centres d'information fournissant des données sur les localités précises et des données phénologiques (floraison / période de maturation des graines). Cependant, le collecteur doit garder à l'esprit que les données phénologiques doivent être vérifiées en consultant différentes sources surtout lorsque ces données sont anciennes. Les spécimens d'herbier étant collectés essentiellement lors de la période de floraison, il n'y a pas toujours d'indication de la période de maturation des graines mais on peut réaliser des estimations. Par exemple, pour les espèces herbacées du Nord Ouest de l'Europe, en ajoutant 1.5 à 2 mois on a une estimation du temps entre le pic de floraison et le pic de production de graines (voir [Annexe 3](#)). Cependant, le récolteur doit être conscient des décalages possibles de ces périodes ; en région méditerranéenne un décalage de 1 à 2 semaines est possible en raison de la variabilité interannuelle du climat. Ceci peut être particulièrement significatif pour les espèces à dispersion synchrone et très brève.

Les récolteurs doivent aussi consulter les sources citées ci-dessus pour les autres caractéristiques biologiques des espèces ciblées telles que les systèmes d'hybridation y compris l'apomixie (voir par exemple Fryxell (1957) et noter qu'une base de données est en cours de développement par RBG Kew), les niveaux de ploïdie et les stratégies de dispersion des graines (voir [section 3, Echantillonnage](#)). La connaissance des maladies ou ravageurs potentiels qui peuvent affecter les espèces ciblées est toujours utile. Les récolteurs doivent également vérifier que les espèces ciblées tolèrent la dessiccation et sont donc capables de survivre à une conservation à long terme en banque de graines. La base de données sur les graines gérée par RBG Kew (<http://www.kew.org/data/sid/>) est une référence disponible. De façon générale, les graines larges et charnues à enveloppe fine de plantes ligneuses vivaces à longue durée de vie ont des chances d'être récalcitrantes. Les experts locaux doivent pouvoir être en mesure d'apporter des informations complémentaires.

Les informations disponibles sur la distribution géographique des espèces et les populations connues sont très variables. Les botanistes locaux et les écologues peuvent disposer de connaissances pertinentes. En l'absence d'aide adaptée, on peut trouver divers types d'information. Par exemple pour les espèces rares, les projets de suivis d'espèces, les inventaires éco-géographiques (parfois disponibles), inventaires (nationaux ou régionaux), spécimens d'herbier (ils donnent une perspective historique de la distribution), relevés chorologiques dans les revues de botanique, cartes de répartition dans les flores. Certaines cartes indiquant la distribution des espèces de façon très détaillée sont disponibles en format électronique pour être incorporées dans les Systèmes d'Informations Géographiques (SIG) – voir par exemple <http://www.programanthos.org> pour l'Espagne. Les SIG corrélés aux données sur les sols et aux données climatiques peuvent être utilisés pour extrapoler à partir de la répartition habituelle d'une espèce les lieux où elle est également susceptible de se trouver (voir par exemple Moat & Smith, 2003).

2.4 Logistique avant la mission de récolte

Si cela est possible, faire une visite préalable sur le site (ou demander à un partenaire local de la réaliser à votre place) pour localiser et déterminer l'étendue de la population, confirmer son identité quand les fleurs sont présentes et estimer la meilleure date pour la collecte de graines. Cela pourrait également être l'opportunité de prélever une part d'herbier du spécimen en fleurs ou d'étiqueter les individus à échantillonner en période de floraison. Cela est particulièrement utile pour les espèces rares, les plantes qui ne sont pas facilement visibles dans la nature au moment de leur fructification ou les plantes qui peuvent être confondues avec d'autres espèces à la période de fructification. Utiliser un système d'étiquetage approprié à la forme de la plante et compléter avec des données GPS (Système de Positionnement Géographique) et une carte du microsite.

Si un tel voyage préalable n'est pas possible, estimer la période de fructification, soit en se référant à des données de spécimens d'herbier (voir ci dessus), soit en contactant les botanistes locaux. Système de Positionnement Géographique (exemple : végétation sèche) ce qui permettra d'estimer la bonne période de récolte.

Etudier les cartes du lieu et établir un calendrier provisoire pour la mission de collecte. Si possible, planifier la mission en repérant les aires de distribution par SIG (voir [section 2.3](#)) avec des populations ciblées (voir [sections 3.1 & 3.2](#)) combinées aux itinéraires possibles et pour les régions les plus reculées, les possibilités de logement et les stations service. Pour la plupart des lieux en Europe, il est possible d'obtenir sur Internet des informations détaillées sur le climat et les comptes-rendus météorologiques récents (particulièrement important quand on collecte dans les zones montagneuses). Penser aux imprévus en cas d'urgence et se munir des numéros de téléphone nécessaires. Lorsque la couverture du réseau téléphonique est limitée, des communications radio peuvent s'avérer nécessaires. Ne collecter pas seul dans les régions isolées. Les guides locaux peuvent être très précieux pour éviter des problèmes. Avant de partir en mission de récolte, communiquer l'itinéraire à quelqu'un qui prendra les dispositions nécessaires au cas où l'on perdrait votre contact.

Une liste des équipements nécessaires pour une mission est incluse en [Annexe 4](#).



Figure 2 Utilisation du GPS et de cartes pour planifier les récoltes. (© University of Pavia)

3 ECHANTILLONNAGE

Note : tous les commentaires sur l'échantillonnage ont été rassemblés dans cette section. Cependant, dans la plupart des cas, la sélection des sites et les décisions sur le nombre de population à échantillonner (voir [section 3.1](#)) sont prises pendant la phase de planification (voir [section 2](#)).

3.1 Nombre de populations à échantillonner

Dans un contexte idéal sans problèmes de ressources, il est conseillé de collecter chaque population à l'intérieur de l'aire de répartition du taxon pour assurer un échantillonnage complet de la variabilité génétique. En réalité, ceci n'est possible que pour les espèces à faible répartition pour lesquelles toutes les populations sont connues. En conséquence, la décision du nombre de populations à échantillonner dépendra des ressources disponibles, des espèces concernées et des besoins du programme de collecte. Dans certains cas, des détails tels que les modes de reproduction, la spécialisation écologique et la distribution précise peuvent être connus et des déductions peuvent être faites quant aux flux de gènes et au nombre de populations qui doivent être échantillonnées. Par exemple, les plantes ligneuses anémogames à pollinisation croisée présentent une proportion plus importante de diversité génétique à l'intérieur de la population. En conséquence, il est possible de se limiter à un nombre plus restreint de populations à échantillonner que dans le cas de plantes autogames pour lesquelles la plus grande proportion de diversité génétique se trouve entre populations (voir Hamrick *et al.*, 1991). De même, une distribution très fragmentée d'espèces avec des populations isolées indiquera qu'il existe sûrement une différenciation génétique entre ces populations. Plus le récolteur a d'informations, meilleure sera sa prise de décision pour l'échantillonnage (voir [section 2.3](#)). Cependant, les récolteurs travaillent de plus en plus dans un contexte d'érosion rapide des populations et avec des ressources relativement limitées donc, en l'absence de meilleur avis, un bon point de départ est **d'échantillonner cinq populations** (voir Falk & Holsinger, 1991) sur l'ensemble de l'aire géographique du taxon. Les données de quatre taxons menacés au niveau mondial (Neel & Cummings, 2003) ont montré que cinq populations couvriraient, en moyenne, 67 à 83% de tous les allèles. Par conséquent, si l'on fait exception des espèces à populations peu nombreuses, l'objectif de collecter seulement cinq populations ne donne pas une couverture totale. Guerrant *et al.* (2004) ont préconisé 50 populations pour atteindre une meilleure couverture tout en reconnaissant que ceci impliquerait de répartir ce travail sur une longue période. Dans certains cas, les différences d'ordre écologique (altitude, type de roche etc.) peuvent être prises en considération. La [section 3.2](#) présente d'autres paramètres pour la sélection des populations. Évidemment, moins on échantillonne de populations, moins on capture la diversité génétique. La sélection des populations à récolter suivra des impératifs économiques autant que des critères éco-géographiques (distance du point de départ et durée de récolte).

A l'arrivée sur le site de collecte, il est important de faire un inventaire rapide de l'étendue et de la distribution de l'espèce sur le site. La question de savoir où finit une population et où commence une autre se posera rapidement. De façon idéale, les récolteurs voudront conserver séparément les échantillons des populations collectées car en réunissant les lots, on risque de perdre des variations de diversité génétique précieuses. On peut passer beaucoup de temps à soupeser les avantages et les inconvénients de cette méthode. Aussi les récolteurs devront adopter une attitude pragmatique et se laisser guider par leurs connaissances tant au niveau de l'espèce et de la génétique des populations.

En règle générale, collecter à l'intérieur d'une population ne pose pas de problème tant qu'une barrière évidente aux échanges génétiques ne se présente (pouvant conduire à une isolation génétique). Il est donc recommandé de séparer les lots prélevés de chaque côté de cette barrière.



Figure 3 Les populations sauvages de plantes sont rarement aussi uniformes et aussi bien démarquées que dans ce champ de *Papaver rhoeas* en GB. La collecte systématique selon un transect pourrait être utilisée. Comparer ceci avec la situation de la Figure 11. (© RBG Kew)

La nature de ces barrières dépendra des stratégies de dispersion du pollen et des graines de l'espèce. Parfois, le pollen ou les graines peuvent voyager sur de longues distances mais quand cela arrive, on suppose que les effets génétiques sur la population réceptrice sont atténués par la production de pollen ou de graines locale. Par conséquent, l'isolement est rarement total, une probabilité même faible d'échanges existe. L'essentiel de la dispersion en général reste local. Par exemple, la plupart des graines ont une dispersion inférieure à 100 m (Cain *et al.*, 2000). Le pollen dispersé par le vent et le pollen transporté par les insectes peuvent voyager sur de plus grandes distances. D'un point de vue pratique et quand il existe peu d'informations sur le mode de dispersion des espèces ciblées et sur les schémas de dispersion habituels, la limite de deux populations adjacentes pourrait être arbitrairement établie comme l'absence d'individus entre elles sur une distance de 10 km. Une telle approche a le mérite de rendre les différences de localisations géographique entre sites éloignés de 10 km suffisamment significatives pour les utilisateurs de cette information.

A l'intérieur des populations, on peut observer des différences génétiques correspondant à la variation écologique à l'intérieur de l'habitat. Il peut s'avérer important lors de programmes de réintroduction de conserver cette variation écotypique séparément (méthode d'échantillonnage stratifié – voir [section 3.3](#)). De même, il peut être judicieux de garder séparément tout type évident de ploïdie.

Dans le futur, nous utiliserons sans doute des images de la végétation par satellite pour diagnostiquer l'état de la végétation (exemple : végétation sèche) ce qui permettra d'estimer la bonne période de récolte. Ceci étant dit, de nombreux petits lots entraîneront immanquablement des problèmes de gestion.

Enfin, il y a deux points additionnels à faire. Il est important de vérifier que la population est sauvage et non le résultat de plantations ou d'une hybridation évidente. Les récolteurs doivent aussi se souvenir que les données sur la population seront utiles pour de futures évaluations de conservation (voir [section 5.1](#)).

3.2 Sélection de populations (sites de collectes)

Le principal défi est la sélection des populations à échantillonner afin de maximiser la diversité génétique, lors de la planification d'une mission de collecte (Neel & Cummings, 2003 ; Groves, 2003). La diversité génétique d'une population dépend de facteurs inhérents tels que son mode de reproduction et sa taille ; elle sera également conditionnée par les aspects biotiques et abiotiques de l'environnement. Les différences de conditions environnementales à différents endroits géographiques sont susceptibles d'imposer différentes pressions de sélection aux populations du taxon ciblé et de favoriser, de ce fait, la différenciation génétique entre elles. Ainsi, en divisant le territoire d'étude en secteurs, en utilisant les données écogéographiques disponibles et en assumant que plus la distance entre deux populations sera grande, plus les conditions environnementales seront diverses et plus leurs différences d'un point de vue génétique seront grandes, il est possible d'obtenir un ensemble de secteurs à l'intérieur desquels les populations présenteront des traits adaptatifs similaires. Enfin, d'autres critères tels que les facteurs de menace peuvent être rajoutés à cette information. Maxted *et al.* (1995) décrit l'utilisation d'évaluations éco-géographiques dans la sélection des sites de collecte alors que l'utilisation de zonation génécologique est soulignée par Dulloo *et al.* (2008). Des informations complémentaires peuvent être trouvées dans Bacchetta *et al.* (2008).

L'effet de l'environnement sur les espèces végétales est un facteur à prendre en compte dans les stratégies de récolte utilisant un Système d'Information Géographique, SIG (Draper *et al.*, 2003 ; Draper *et al.*, 2004). Un SIG est également un outil important pour caractériser les traits environnementaux de la provenance des échantillons accroissant ainsi les chances de succès lors de l'utilisation du matériel. Le bénéfice principal est l'augmentation de l'efficacité des collectes, la réduction des coûts lors des missions de récolte et l'augmentation de la diversité génétique des espèces prélevées.

3.3 Nombre minimum de plantes à échantillonner

En règle générale, les récolteurs doivent prévoir d'échantillonner **sur le plus grand nombre d'individus possible sans menacer la population**. Collecter au hasard sur une aire aussi étendue que possible. S'il existe une variation sensible dans l'habitat, choisir une méthode d'échantillonnage stratifiée afin que des graines de chaque écotype soient maintenues séparées (voir également [sections 3.1 & 3.5](#)).

On trouve dans la littérature de nombreux conseils sur la récolte des ressources génétiques végétales. Une grande partie provient d'observations sur des espèces cultivées effectuées par Marshall & Brown (1975) qui recommandent de prélever au moins une copie de 95% des allèles existant dans la population cible à des fréquences supérieures à 5%. Pour parvenir à cela, ils estiment que le nombre minimum d'individus à échantillonner et choisis au hasard doit être de 30 (pour les plantes allogames) ou 59 (pour les plantes autogames). Parce que le mode de reproduction peut être inconnu, l'échantillonnage de 50 individus dans une population est recommandé comme chiffre de référence. Le Centre de Conservation des Plantes aux USA préconise l'échantillonnage de 10 à 50 plantes par population (Falk & Holsinger 1991). Cependant, ce conseil semble plus pertinent sur la capture d'une seule copie d'allèles dans le cas d'espèces cultivées que dans un contexte de conservation de la nature. Quand le matériel est requis pour un programme de réintroduction, l'adaptation est susceptible d'être meilleure si les fréquences des allèles dans l'échantillon correspondent étroitement à celles de la population (déjà) sur le site. Pour refléter les fréquences des allèles d'une population importante lors de l'échantillonnage, Marshall & Brown (1983) suggèrent d'échantillonner sur 200 individus, et pour les plantes allogames de prélever au moins cinq graines par pied. Voir également les commentaires de Broadhurst *et al.* (2008) qui évoque la collecte pour des programmes de restauration à grande échelle.

Garder à l'esprit les implications génétiques de la taille de l'échantillon et du type de reproduction (voir [Annexe 5](#)). Prendre en compte le nombre de graines qui seront collectées et la proportion maximale de la population à collecter (voir [section 3.4](#)). Vérifier et ne pas négliger l'éventualité qu'une population d'individus soit en fait un même individu relié par des rhizomes ou des stolons. En cas de doute, insérer un commentaire dans les notes de terrain du formulaire de collecte.

En résumé, essayer de collecter sur **au moins 50** et de **préférence 200 pieds** mais modifier ce conseil en fonction des circonstances locales (dans le cas de très petites populations, de plantes annuelles ou pérennes, de l'accessibilité, du temps et éventuellement de l'utilisation). La collecte de graines est l'« art des possibles ». Parfois, il n'est pas facile d'obtenir une quantité suffisamment importante sur le terrain (voir dans la [section 3.5](#) la suggestion de conserver séparément les lots collectés). Dans ce cas, il faut gérer et utiliser ce lot en gardant à l'esprit qu'il n'est représentatif que d'une diversité génétique limitée.

3.4 Nombre de graines par pied et quantité totale de graines dans le lot

Le nombre de graines récoltées sur chaque pied a des implications génétiques dans certaines circonstances (voir [section 3.3](#)) et influence également la quantité totale de graines dans l'échantillon.

La survie de la plupart des populations de plantes dépend de la production et de la survie des graines l'année ou les années suivante(s). Cela est particulièrement important dans le cas d'espèces annuelles mais moins important pour les espèces pérennes. Afin de minimiser les risques pour la survie future des populations de plantes et en particulier pour les espèces en danger ayant de petites populations, ne collecter **pas plus de 20% du total des graines matures disponibles** le jour de la collecte (voir Way, 2003). Éviter également de répéter les collectes de la même espèce sur le même site deux années consécutives à moins de réduire la quantité de graines prélevées à un niveau bien en-dessous de la limite annuelle de 20%. Guerrant *et al.* (2004) recommandent d'effectuer de faibles échantillonnages répartis sur plusieurs saisons. Bien évidemment, ces règles ne s'appliquent pas si la population est sur le point d'être détruite (par une construction, par exemple).

Essayer de récolter suffisamment de graines au départ (voir [Annexe 4](#)) pour éviter ensuite de devoir multiplier l'accession pour produire plus de graines (avec les problèmes annexes de sélection génétique, de détérioration et de coûts). En règle générale, essayer de collecter au moins 5000 graines par accession. Dans le cas de très petites populations, réfléchir longtemps et sérieusement au bénéfice de la récolte. [L'annexe 7](#) aide les récolteurs à calculer le nombre de graines contenu dans le volume de graines collecté. Lorsque de petites quantités de graines de plantes menacées sont conservées, réduire au minimum les tests de viabilité habituels.



Figure 4 L'organisation des équipes de collecte est importante pour assurer un échantillonnage régulier de chaque population. (© Jardin botanique national de Belgique & © Institut de Botanique, Bulgarie)

3.5 Méthode d'échantillonnage

Echantillonner de façon aussi aléatoire que possible, sachant que ceci n'est pas aussi facile qu'il y paraît. A cause de cela, pour une large population dans un environnement uniforme, un bon échantillonnage peut être obtenu en utilisant une méthode systématique, en prélevant à intervalles réguliers le long d'un transect. Cela peut prendre la forme d'un parcours, par exemple trois pas dans une direction donnée, en échantillonnant et en répétant l'exercice ; si une équipe est mobilisée alors chaque membre peut marcher le long d'un transect différent. Quelle que soit la méthode utilisée, prendre garde de ne pas biaiser l'échantillonnage (en sélectionnant des individus sur la base de l'apparence).

S'assurer de collecter des graines sur un maximum d'individus différents. Eviter la tentation de concentrer la collecte sur les individus portant le plus de graines car cela biaiserait génétiquement l'échantillon.

Si le nombre de plantes échantillonnées est inférieur à 20, conserver séparément les graines de différents pieds. Cela maximisera la contribution des génotypes maternels lors de la régénération. Noter cependant que conserver plusieurs sous lots d'une collection accroîtra le travail de gestion.

L'accent est souvent mis sur les aspects spatiaux de l'échantillonnage entre les plantes. Il faut également considérer les effets spatiaux au sein d'une même population. Il peut y avoir des différences génétiques et de maturité significatives entre les graines prélevées dans différentes parties de l'inflorescence. Par exemple, chez la digitale, les graines prélevées à la base de l'inflorescence correspondent au début de la floraison et de la pollinisation par rapport à celles au niveau supérieur. Chez les Apiaceae, les fruits de la périphérie de l'inflorescence seront mûrs plus tôt que ceux du centre. Un échantillonnage sur l'ensemble de la fructification sera préférable en s'assurant d'exclure les graines immatures ou les plus anciennes (voir [section 4.2](#)).

Les effets temporels peuvent également être très importants. Par exemple, un échantillonnage tôt ou tard dans la saison aura des conséquences sur les génotypes conservés à la fois en terme de diversité des allèles que des fréquences allélomorphes. Ceci peut avoir des conséquences sur l'adaptation des individus lors de la réintroduction. Si l'on échantillonne plusieurs fois dans la même saison la même population, alors les quantités de graines collectées à chaque occasion devrait être limitée et seule un maximum de 20% de la production annuelle de graines doit être prélevé (voir [section 3.4](#) ci dessus). Il peut exister une importante variation entre les échantillons collectés à différentes saisons, surtout dans le cas des plantes annuelles ou de vivaces à vie courte et à populations très dynamiques. Dans ce cas il vaut mieux conserver ces lots séparément et éviter de mélanger les graines fraîches avec des graines plus anciennes, celles-ci pourront être rassemblées à nouveau lors de programmes de régénération. Parfois les collecteurs n'auront pas le loisir de répéter leurs visites ; et dans ce cas cette contrainte doit être notée et prise en compte.



Figure 5 Maturation différentielle chez *Papaver alpinum*. (© Université de Pavie)

4 TECHNIQUES DE RÉCOLTE DE GRAINES

4.1 Remarques générales

Vérifier la présence de graines vides ou immatures avant la récolte, même si elles peuvent sembler acceptables en apparence. Ouvrir les fruits et écraser ou couper en deux quelques graines (voir [section 4.2](#)). Les familles telles que les Fabaceae ont souvent des graines endommagées par les insectes tandis que chez les Asteraceae et les Poaceae on trouve régulièrement des graines vides (voir [Annexe 8](#)). Il faut si possible, compenser ces pertes par des récoltes supplémentaires.

Pour éviter les erreurs dans les récoltes, garder un spécimen de référence. Si plus d'une personne effectuent la récolte, s'assurer que chacun sache clairement ce qu'il doit et où il doit échantillonner (pour garantir une couverture similaire).



Figure 6 Vérification de l'humidité relative à l'équilibre d'un lot de graines sur le terrain en utilisant un hygromètre. (© RBG Kew)

Mettre les graines dans des sacs en tissu bien étiquetés ou en papier non glacé. Choisir les sacs avec soin. Par exemple, dans le cas de récolte de graines aussi fines que de la poussière, on privilégiera l'utilisation d'un sac en papier plutôt qu'un sac en tissu ; le nettoyage ultérieur d'un sac en tissu peut s'avérer impossible. De la même façon, il peut s'avérer très difficile d'extraire des graines de graminées dotées de longues arêtes d'un sac en tissu. Lors de récoltes dans des endroits très humides, s'assurer que les sacs en papier ne seront pas rapidement détruits par l'humidité excessive.

Faire un lien dans le haut du sac en tissu, ne pas juste le maintenir fermé. Plier et agraffer les sacs en papier, en vérifiant les coutures pour déceler une ouverture éventuelle. Un double emballage permettra d'éviter les pertes, bien qu'il puisse ralentir le séchage. Prendre des sacs ou des enveloppes de différentes tailles. Les tailles suivantes sont recommandées : 7 x 4 ; 9 x 5 ; 12 x 9 ; 19 x 11 ; 35 x 17 ; et 50 x 30 cm. Les grandes

enveloppes sont utiles, non seulement pour leur taille lors de la collecte de grandes infrutescences mais également car elles permettent de rassembler différentes collectes provenant de la même localité. Les sacs et les enveloppes doivent être étiquetés à l'intérieur (en utilisant des étiquettes) et à l'extérieur.

Si possible, évaluer l'humidité relative à l'équilibre de l'échantillon dans la nature (voir Probert, 2003 et MSBP Technical Information Sheet No. 5 [http://www.kew.org/msbp/scitech/publications/05-eRH moisture measurement.pdf](http://www.kew.org/msbp/scitech/publications/05-eRH%20moisture%20measurement.pdf)). Si cette humidité est supérieure à 50% et que l'air ambiant est trop humide (l'humidité relative prévalente au moment de la mesure est > 50 %) alors un séchage actif est recommandé en utilisant un dessiccant (voir [section 6](#)). Bien évidemment le moment auquel la mesure de l'humidité relative ambiante est effectuée aura une influence. L'humidité relative augmente la nuit et baisse à mesure que le jour se réchauffe. Par conséquent, les collecteurs doivent garder cela à l'esprit en interprétant les mesures. L'humidité augmentant la nuit, les collectes doivent être protégées (voir [section 6](#)).

Éviter les sacs en plastique (et autres récipients scellés) car une transpiration et une absorption d'humidité peuvent se produire (en particulier la nuit, quand il fait plus froid), conduisant à une détérioration rapide. Toutefois, voir la note sur la récolte des fruits charnus (voir [section 4.3c](#)).

Etre conscient que les parties de plantes touchées lors des collectes peuvent être toxiques. Prendre garde aux poils irritants et, si nécessaire, porter des gants.

Vérifier vos vêtements et chaussures pour voir si des fruits ou graines ne s'y sont pas attachés avant de quitter le site de collecte. Les collecteurs peuvent involontairement transférer des graines d'une population à une autre. Cela peut conduire à une pollinisation croisée indésirable dans le cas d'espèces endémiques proches.

Veiller à être aussi discret que possible lors de la récolte d'espèces rares sur des sites à proximité d'aires publiques, pour éviter d'attirer l'attention. De la même façon, essayer d'éviter un fort piétinement autour du site de récolte qui peut attirer l'attention sur les plantes rares.

4.2 Vérification de la maturité des graines

Un moyen utile de vérifier la maturité des graines est de voir si le fruit se détache facilement de la plante mère. Les changements de couleur des fruits peuvent également signaler la maturité. Par exemple, beaucoup de fruits dispersés par les oiseaux changent de couleur (souvent virent au rouge) et ainsi ressortent mieux sur le feuillage vert.

Ne pas récolter de fruits ou de graines très immatures. Cependant, il peut occasionnellement être possible (ou nécessaire) de collecter des fruits légèrement immatures (encore relativement verts) et de les faire mûrir en laboratoire. Maintenir les fruits dans des conditions d'humidité et de luminosité moyenne jusqu'à leur maturation. Les graines pourront être extraites et séchées à ce moment là.

Cette approche peut s'avérer particulièrement utile dans le cas d'espèces à capsules explosives. En cas de doute concernant la maturité, examiner quelques graines (intérieurement et extérieurement) en utilisant une loupe à main ; les graines molles peuvent être signe d'immaturité.

Etre conscient que chez certaines espèces (i.e. en Crète, *Juniperus macrocarpa* et certaines Campanulaceae) on peut trouver sur la plante mère des fruits ou des graines datant de la saison précédente.



Figure 7 Période de dispersion de graines pour *Arnica montana*. (© Université de Pavie)



Figure 8 Période de dispersion de graines pour *Viola dubyana*. (© Université de Pavie)

4.3 Récolte

Sélectionner les techniques de récolte appropriées selon les espèces:

a. Collecter les graines de fruits déhiscent (ex. siliques, capsules, gousses de légumineuses) directement dans un sac en tissu ou en papier ou en premier dans une bassine ou un seau et faire un pré-nettoyage avant de verser les graines dans un sac.

b. Couper les **infrutescences rameuses**, y compris celles de graminées, en utilisant des sécateurs ou des ciseaux et placer l'infrutescence la tête en bas dans le sac. Collecter toutes les graminées qui ont des arêtes dans du papier résistant plutôt que dans des sacs en tissu.

Cette approche fonctionne bien pour de nombreuses autres infrutescences comme celles des Asteraceae. Collecter les espèces épineuses (e.g. *Onopordum*) dans des sacs en tissu résistants. Les sacs en plastique rigides peuvent également être utilisés si les infrutescences sont très sèches et n'y sont pas conservées trop longtemps (voir [section 6](#)). On peut réaliser un premier nettoyage de graines durant la mission, au cas où l'espace de stockage est limité, ou que le voyage se prolonge plusieurs jours, mais il est préférable d'attendre le retour au laboratoire de la banque de graines.

c. Collecter les plus grands fruits un à un. Placer les fruits charnus dans des sacs en plastique, en les laissant ouverts et en donnant aux fruits un maximum d'aération. Pour éviter le risque de fermentation des fruits charnus lors de longs voyages, les sécher à l'air ou extraire les graines.



Figure 10 Collecte de *Brachypodium phoenicoides*.
(© Jardin botanique de Lisbonne)



Figure 9 Les infrutescences comme celles d'*Urginea maritima* peuvent être facilement placées dans une bassine ou des sacs.
(© Jardin botanique de Lisbonne)

d. Secouer ou cogner les grands arbres pour récolter leurs fruits sur une toile ou un morceau de tissu disposé sur le sol (voir également Schmidt, 2000 qui aborde aussi les techniques d'escalade).

e. Adapter cette dernière méthode pour de plus petites plantes ayant des fruits déhiscent en étendant un grand morceau de papier (par exemple, de format A3) sous chaque plante. Frapper délicatement les fruits pour faire tomber les graines sur le papier et mettre en sacs.

f. Essayer d'éviter de cueillir des fruits ou des graines qui sont déjà tombés sur le sol. Les graines peuvent être vieilles (ou être détériorées de façon importante). Les graines récoltées sous un individu peuvent en fait provenir d'un individu proche (incidences pour l'échantillonnage) ou d'espèces similaires non ciblées. La récolte de fruits au sol doit être notée sur le formulaire de données pour alerter l'équipe de la banque de graines d'un potentiel faible taux de germination.

g. Plusieurs membres d'ENSCONET ont signalé que les gaines de feuilles et les rosettes de petits **chasmophytes** retenaient souvent des graines d'autres plantes, jouant le rôle de « banques de graines aériennes ». Si de telles graines sont récoltées, s'assurer qu'elles proviennent des espèces ciblées.

h. Eviter de toucher les fruits des **orchidées** à la main (ou même avec des gants), utiliser une lame de rasoir pour couper le pédicelle et laisser tomber le fruit directement dans un sac. Prendre d'extrêmes précautions lors des manipulations car leurs graines sont minuscules.

i. Quand seules de petites quantités de graines mûrissent au même moment sur l'inflorescence ou dans le cas de fruits explosifs, quelques membres d'ENSCONET ont suggéré de fixer de petits sacs en tissu sur l'inflorescence ou le fruit et de revenir un mois après. Alternativement, concevoir d'autres pièges pour attraper les graines. Voir également les suggestions à la [section 4.2](#) au sujet du mûrissement des fruits immatures. Un problème se pose avec les plantes aquatiques comme les *Nymphaea*, car les fruits coulent après dispersion au fond des lacs, où ils sont difficiles à localiser. On peut envelopper les fleurs dans un filet attaché à la plante mère pour conserver les fruits sur la plante et les récolter plus facilement.

j. Dans certains cas, lorsque les plantes ne produisent pas de graines au moment de la mission de collecte, il peut être possible de prélever des boutures ou de collecter les plantes entières dans l'objectif de cultiver les plantes jusqu'à la prochaine récolte de graines dans des conditions contrôlées dans le jardin botanique (voir Chorlton *et al.*, 2003). Evidemment ceci n'est conseillé que si le propriétaire foncier a donné son autorisation et si la collecte ne menace pas la future survie de la population. Il faut également signaler que le fait de collecter des plantes (avec de la terre) à la place des graines peut avoir des conséquences d'un point de vue phytosanitaire.



Figure 11 Récolte de graines de *Campanula merxmulleri* à l'aide de longs sécateurs. Ile de Skyros, Mer Egée.
(© Université d'Athènes)



Figure 12 Récolte de graines d'*Iberis procumbens* sur une feuille de papier blanc.
(© Jardin botanique de Lisbonne)

5 IDENTIFICATION DES PLANTES ET DOCUMENTATION

5.1 Formulaires de données passeport



Figure 13 Enregistrement de la pente.
(© Université de Pavie)

Un lot de graines sans données est presque inutile ; les données passeport complètes doivent être enregistrées pour chaque récolte de graines. En plus de ces données de provenance et d'échantillonnage (voir [Annexe 1](#) - les champs obligatoires sont surlignés en gris dans le formulaire de données ENSCONET), il est important de garder à l'esprit que des informations telles que le nombre de plantes trouvées sur le site sont utiles pour le suivi à long terme. Les données sur les utilisations locales et les menaces évidentes doivent également être enregistrées.

Il est particulièrement important que les données enregistrées soient aussi objectives que possible et faciles à comprendre pour les décennies à venir. Beaucoup de collecteurs écrivent dans des formulaires de récolte papier sur le terrain. Bientôt, la plupart des enregistrements de données seront faits directement sur les ordinateurs portables ou ultraportables. Ceci permet de réduire la manipulation de données ultérieurement mais il est essentiel que les données informatisées soient régulièrement sauvegardées sur le terrain.

5.2 Enregistrement de la localisation

Il est important d'enregistrer la localisation précise de la récolte. Cela peut être fait en utilisant une carte ou un Système de Positionnement Géographique (GPS). En tout cas, la projection cartographique et les données de référence doivent être enregistrées (i.e. UTM WGS84). Il est conseillé d'utiliser la projection et les données le plus communément utilisées dans votre pays ou institution. Le Groupe de prospective européen du pétrole (EPSG) détient un système de coordonnées géo-référencées. Les codes EPSG pour les projections utilisées communément et les données sont listés dans la section « Codes à utiliser dans le formulaire de données ».

Se souvenir que les récepteurs GPS ne peuvent pas être utilisés sous un couvert végétal dense ou au fond de vallées profondes. Utiliser une carte détaillée dans ces circonstances. Sinon, il est possible d'indiquer exactement le site de collecte par la latitude, la longitude et l'altitude en utilisant Google Earth (<http://earth.google.com/download-earth.html>) ou Google Maps (<http://maps.google.com>).

5.3 Identification / Vérifications des spécimens

En Europe, il est intéressant et utile d'adopter un référentiel taxinomique commun pour la collecte de graines de la flore sauvage. Utiliser autant que possible *Flora Europaea* (maintenant disponible en format électronique et consultable via <http://rbg-web2.rbge.org.uk/FE/fe.html>). Utiliser les monographies ou les flores nationales, régionales ou locales si la taxonomie a été récemment révisée et est plus à jour que dans *Flora Europaea*.



Figure 14 Vérification de l'identification en nature. (© Muséum Trento)

Les récoltes de spécimens d'herbier avant et pendant la récolte de graines permettent de vérifier les identifications faites par le collecteur (ou par les vérificateurs suivants) et constituent des échantillons de référence sans ambiguïté qui permettent les vérifications futures. Idéalement, ces spécimens doivent être accompagnés par des images de la plante dans la nature de haute qualité.

Ces spécimens doivent représenter la majorité des caractères d'identification de la plante et être représentatifs de la plante sur laquelle les graines ont été prélevées. Les détails concernant la collecte de spécimens d'herbier sont décrits par Bridson & Forman (1998).

Si possible, essayer de collecter plus d'un spécimen pour permettre la duplication dans d'autres collections d'herbiers. Idéalement, récolter ces spécimens sur des plantes différentes et étiqueter de manière à fournir aux scientifiques dans l'avenir des informations sur la variation intra-spécifique. Dans le cas de plantes parasites, il peut être important de récolter en plus un spécimen d'herbier (et une graine) de la plante hôte.

Eviter d'endommager inutilement les populations et surtout celles qui sont en danger. Il peut parfois être difficile d'obtenir des spécimens entiers. Dans ce cas, collecter simplement une partie de la plante, ou utiliser les restes d'un spécimen utilisé pour l'extraction de graines (fréquemment le cas chez les thérophytes) en s'assurant que le matériel comporte suffisamment de caractères distincts pour l'identification. En dernier ressort, enregistrer le numéro de référence du prélèvement précédemment pris de la même population et déjà conservé dans un herbier. Accompagner ce numéro de photos de terrain, bien détaillées et de qualité suffisante ; elles pourront être utiles pour identifier l'accession.

Les spécimens d'herbier liés aux récoltes de graines doivent être vérifiés et un enregistrement doit être conservé (à la fois sur le spécimen et dans la base de données de la banque de graines) du nom du vérificateur et de son institution.

Si l'espèce est naturalisée ou réintroduite sur le site de collecte, cela devrait être noté dans les notes de terrain dans le formulaire de récolte.

5.4 Echantillons de sol

Il peut être utile de recueillir un échantillon de sol près de la base de la plante dans le cas d'espèces ayant des relations symbiotiques avec les microorganismes du sol (e.g. orchidées, légumineuses et quelques arbres). Cela permettra à la relation symbiotique d'être rétablie lors de la mise en culture des graines. Dans la plupart des cas, ceci est plus utile qu'essentiel. Bien évidemment, il est essentiel d'étiqueter les échantillons de sol avec le numéro d'identification de l'accession du lot de graines.

Il y a deux points à prendre en compte lors de la récolte d'échantillons de sol. Premièrement, les déplacements de sols sont strictement contrôlés par la législation phytosanitaire. Il est essentiel de contacter les autorités phytosanitaires appropriées pour vérifier que ce qui est demandé n'est pas soumis à contrôle. Deuxièmement, si l'échantillon de sol doit être conservé pour une durée indéterminée, il faudra demander des conseils des microbiologistes ou des spécialistes des sols.



Figure 15 Equipement standard pour la collecte de spécimen d'herbier. (© RBG Kew)

6 TRAITEMENT DES COLLECTIONS APRÈS RÉCOLTE

Il est absolument essentiel de prendre soin des collections après récolte et avant qu'elles ne soient traitées pour le stockage à long terme. Des pertes significatives dans la viabilité des graines peuvent se produire si les graines sont mal traitées. Ceci peut entraîner des différences significatives pour la conservation des graines à long terme (d'une décennie à un siècle).

Les échantillons collectés peuvent être pré-nettoyés sur le terrain pour évaluer leur qualité et pour les préparer au transport. Mais il est préférable de réaliser l'essentiel du nettoyage au retour à la banque de graines où un équipement spécialisé sera disponible. Toutefois, la meilleure technique pour le pré-nettoyage est d'utiliser une cuvette en plastique légère (facile à transporter) où des débris peuvent être supprimés (par exemple, en soufflant avec précaution) et un sac en papier ou une enveloppe pour l'extraction des graines (voir [section 4.3a](#)).

Il est préférable de transporter les graines et non les fruits, sauf quand ceux-ci ne peuvent être facilement séparés ou quand le temps est limité. Dans le cas de fruits charnus, il peut être possible d'éliminer la chair en les faisant doucement macérer dans l'eau puis en les mettant dans un courant d'air sec ou en utilisant du silica gel. S'il est nécessaire de transporter des fruits charnus, placer les dans des sacs en plastique ouverts ou (si cela est impossible) fermés avec beaucoup d'air. Pendant le transport et jusqu'à ce qu'elles atteignent la banque de graines, les graines doivent être stockées dans des récipients perméables qui leur permettent de sécher à l'air (sacs en papier/tissus à l'intérieur de sacs en tissus plus grands, boîtes en carton ou paniers en osier). Éviter l'utilisation de sacs en plastique pour stocker les graines.

Si le voyage de retour à la banque de graines prend plusieurs jours, il est recommandé de sécher les graines sur du gel de silice, du riz sec ou dans des boîtes en plastique hermétiques contenant du charbon. Ceci est particulièrement important si la moyenne de l'humidité relative à l'extérieur (ou l'humidité relative à l'équilibre des graines déterminée par un hygromètre) est supérieure à 50% (voir [section 4.2](#)). Pour l'utilisation de gel de silice, il est recommandé d'utiliser un ratio d'environ 3/1 (dessiccant frais/graines). Les graines doivent être placées en contact immédiat avec le dessiccant. Ceci étant dit, il faut laisser un peu d'air autour des graines. Tous les récipients contenant des graines doivent être placés dans un véhicule à l'abri du soleil direct pour éviter les hausses de température. Il faut tenir compte du fait que pendant la nuit l'humidité peut augmenter dans le véhicule si la température baisse significativement. Dans ces conditions, les graines sèches peuvent récupérer de l'humidité et doivent alors être protégées (par exemple en les mettant dans une chambre à air conditionné si disponible toute la nuit). En cas de collecte sur plusieurs jours à partir d'un lieu unique, laisser les récoltes dans un lieu froid et sec (comme une chambre d'hôtel à air conditionné) plutôt que de les transporter dans le véhicule.



Figure 16 Des bidons de gel de silice peuvent être utilisés dans la nature pour sécher les graines. (© RBG Kew)

Références bibliographiques

Références (y compris bibliographie citée ci dessus) et sites web qui peuvent être utiles :

- Alton, S. and Linington, S. (2002). The UK Flora Programme of the Millennium Seed Bank Project: the outcome of a collaboration between volunteers and professionals. *Plant Genetic Resources Newsletter*, 128: 1–10.
- Bacchetta, G., Belletti, P., Brullo, S., Cagelli, L., Carasso, V., Casas, J., Cervelli, C., Escribà, M., Fenu, G., Gorian, F., Güemes, J., Mattana, E., Nepi, M., Pacini, E., Pavone, P., Piotta, B., Pontecorvo, C., Prada, A., Venora, G., Vietto, L. and Virevaire, M. (2006). *Manuale per la raccolta, studio, conservazione e gestione ex situ del germoplasma*. APAT, Italy.
- Bacchetta, G., Bueno Sánchez, Á., Fenu, G., Jiménez-Alfaro, B., Mattana, E., Piotta, B. & Virevaire, M. (eds). (2008). *Conservación ex situ de plantas silvestres*. Principado de Asturias / La Caixa. pp. 378.
- Biodiversity International website. <http://www.biodiversityinternational.org/>
- Botanic Gardens Conservation International website. <http://www.bgci.org/>
- Bridson, D. and Forman, L. (2004). *The herbarium handbook. Third edition*. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- Broadhurst, L.M., Lowe, A., Coates, D.J., Cunningham, S.A., McDonald, M., Vesk, P.A. and Yates, C. (2008). Seed supply for broadscale restoration: maximizing evolutionary potential. *Evolutionary Applications*, 1(4): 587-597.
- Brown, A.H.D. and Marshall, D.R. (1995). A basic sampling strategy: theory & practice. In *Collecting Plant Genetic Diversity*, Eds. Guarino, L., Ramanatha Rao, V. and Reid, R. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Cain, M.L., Milligan, B.G. and Strand, A.E (2000). Long-distance seed dispersal in plant populations. *American Journal of Botany*, 87(9):1217-1227.
- Chorlton, K.H., Sackville Hamilton, N.R., Thomas, I.D. and Jones, M.H. (2003). Vegetative collection of forage grasses and legumes, and method of regeneration for seed. In: *Seed conservation: turning science into practice*, Eds. Smith, R.D., Dickie, J.B., Linington, S.H., Pritchard, H.W. and Probert, R.J. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- Clapham, A.R., Tutin, T.G. and Moore, D.M. (1987). *Flora of the British Isles*. Cambridge University Press, Cambridge, UK. 720 pp.
- Draper, D., Marques, I., and Roselló-Graell, A. (2004). *Criação de um Banco de Sementes representativo da flora afectada pela Construção de Barragem do Alqueva (II fase). Relatório Final*. Jardim Botânico – Museu Nacional de História Natural. Universidade de Lisboa. Lisboa. Portugal. 147 pp. (<http://www.edia.pt>)
- Draper, D., Rosselló-Graell, A., Garcia, C., Gomes, C., and Sergio, C. (2003). Application of GIS in plant conservation programmes in Portugal. *Biological Conservation*, 113:337–349.
- Dulloo, M.E., Labokas, J., Iriondo, J.M., Maxted, N., Lane, A., Laguna, E., Jarvis, A. and Kell, S.P. (2008). Genetic reserve location and design. In: *Conserving plant genetic diversity in protected areas*, Eds. Iriondo, J.M., Maxted, N. and Dulloo, M.E. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Elsevier's Dictionary of Plant Genetic Resources (1991). Compiled by the International Board for Plant Genetic Resources. Elsevier Scientific Publications BV, Amsterdam, The Netherlands.
- ENSCONET (2009) Curation protocol (<http://www.ensconet.eu/Download.htm>)
- ENSCONET Data schema (<http://www.ensconet.eu/Database.htm>)
- Falk, D.A. and Holsinger, K.E. (Eds.) (1991). *Genetics and Conservation of Rare Plants*. 225-237. Oxford University Press, New York, USA.
- Fryxell, P.A. (1957). Mode of reproduction of higher plants. *The Botanical Review*, 231(3):135-233.
- Gold, K., León-Lobos, P. and Way, M. (2004). *Manual de recolección de semillas de plantas silvestres para conservación a largo plazo y restauración ecológica*. INIA, Gobierno de Chile / Millennium Seed Bank Project, Kew, UK.
- Groves, C. (2003). *Drafting a conservation blueprint: A practitioner's guide to planning for biodiversity*. Island Press, Washington DC, USA.

- Guarino, L., Ramanatha Rao, V. and Reid, R. (1995). *Collecting plant genetic diversity*. CABI Publishing, Wallingford, UK.
- Guerrant, E.O. Jr., Fiedler, P.L., Havens, K. and Maunder, M. (2004). Appendix 1. Revised genetic sampling guidelines for conservation collections of rare and endangered plants. In: *Ex situ plant conservation: supporting species survival in the wild*, Eds. Guerrant, E.O. Jr., Havens, K. and Maunder, M. Island Press, Washington DC, USA.
- Hamrick, J.L., Godt, M.J.W., Murawski, D.A. and Loveless, M.D. (1991). Correlations between species traits and allozyme diversity: implications for conservation biology. In: *Genetics and Conservation of Rare Plants*, Eds. Falk, D.A. and Holsinger, K.E. Oxford University Press, New York, USA.
- Hawkes, J.G., Maxted, N. and Ford-Lloyd, B.V. (2000). *The ex situ conservation of plant genetic resources*. Kluwer, Dordrecht, The Netherlands.
- Hay, F.R. and Smith, R.D. (2003). Seed maturity: when to collect seeds from wild plants. In: *Seed conservation: turning science into practice*, Eds. Smith, R.D., Dickie, J.B., Linington, S.H., Pritchard, H.W. and Probert, R.J. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- Marshall, D.R. and Brown, A.H.D. (1975). Optimum sampling strategies in genetic conservation. In *Crop genetic resources for today and tomorrow*. Eds. Frankel, O.H and Hawkes, J.G. Cambridge University Press, Cambridge, UK.
- Marshall, D.R. and Brown, A.H.D. (1983). Theory of forage plant collection. In *Genetic Resources of Forage Plants*. Eds. McIvor, J.G. and Bray, R.A. CSIRO, Melbourne, Australia.
- Maxted, N. and Guarino, L. (2003). Planning plant genetic conservation. In: *Seed conservation: turning science into practice*, Eds. Smith, R.D., Dickie, J.B., Linington, S.H., Pritchard, H.W. and Probert, R.J. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- Maxted, N., Van Slageren, M.W., and Rihan, J. (1995). Ecogeographic surveys. In *Guarino L., Ramanatha Rao V. and Reid R. (Eds.), Collecting Plant Genetic Diversity: Technical Guidelines*. CABI Publishing, Wallingford, UK, 255–286.
- Millennium Seed Bank Project website. <http://www.kew.org/msbp/index.htm>
- MSBP Technical Information Sheets. http://www.kew.org/msbp/scitech/publications/info_sheets.htm
- Moat, J. and Smith, P.P. (2003). Applications of Geographical Information Systems In: *Seed conservation: turning science into practice*, Eds. Smith, R.D., Dickie, J.B., Linington, S.H., Pritchard, H.W. and Probert, R.J. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- Neel, M.C. and Cummings, M.P. (2003). Effectiveness of conservation targets in capturing genetic diversity. *Conservation Genetics*, 17(1):219–229.
- Neel, M.C. and Cummings, M.P. (2003). Genetic consequences of ecological reserve design guidelines: an empirical investigation. *Conservation Genetics*, 17(4):427–439.
- Probert, R.J. (2003). Seed viability under ambient conditions, and the importance of drying. In: *Seed conservation: turning science into practice*, Eds. Smith, R.D., Dickie, J.B., Linington, S.H., Pritchard, H.W. and Probert, R.J. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- Schmidt, L. (2000). *Guide to handling of tropical and subtropical forest seed*. Danida Forest Seed Centre, Humlebaek, Denmark.
- Smith, R.D., Dickie, J.B., Linington, S.H., Pritchard, H.W. and Probert, R.J.(Eds.) (2003). *Seed conservation: turning science into practice*. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.
- Way, M.J. (2003). Collecting seed from non-domesticated plants for long-term conservation. In: *Seed conservation: turning science into practice*, Eds. Smith, R.D., Dickie, J.B., Linington, S.H., Pritchard, H.W. and Probert, R.J. Royal Botanic Gardens, Kew, UK.

Annexe 1 Formulaire De Données Passeport (Collecte)

Les rubriques en gris sont obligatoires

Accession ID					Numéro de Collection <i>(le même que numéro du sac)</i>			
Date récolte		Années	Mois	Jour				
Nom récolteur principal & prénom (MAJUSCULES)					Institution			
Autres récolteurs Noms et Institutions								
Nom du Taxon								
Nom(s) Vernaculaires (+ langue)								
Echantillon d'Herbier	Oui/Non Nombre:	Nombre de plantes trouvées à maturité (cocher)	1.....	Nombre de plantes échantillonnées (cocher)	1.....	Statts Phenologique (cocher)		
Echantillon Sol	Oui/Non Nombre:		2-5.....		2-5.....	Plus de fleurs que de fruits...		
Méthode Echantillonnage (cocher)	Aléatoire..... Régulier..... Transect (lineaire).... Centre de la population..... Marges de la population..... Autres.....		5-10.....		5-10.....	Plus de fruits que de fleurs...		
			10-25.....		10-25.....	Seulement des fruits.....		
		25-50....	25-50....	Fruits déjà dispersés.....				
		50-100..	50-100..					
		100-1000.....	100-1000.....					
		1000+...	1000+...					
Secteur d'échantillonnage visité (m x m)				Graines / fruits collectés au sol?				
				OUI NON Partiellement				
Photos (donner références)								
Pays				Subdivision Primaire				
Subdivision Secondaire (Canton, commune ...)								
Lieu-dit								
Latitude Y		Longitude X		Unités (cocher)	Degrés Mètres	EPSG Code (voir codes)		
Altitude (m)		Profondeur eau (aquatiques) (m)			Précision Altitude (m)			
Geocode fourni par Récolteur?	Méthode Geocode (cocher)	Altitude Méthode (cocher)	Orientation dominante (cocher)	Pente (cocher)	Texture Sol (cocher)	Sol pH (cocher)		
Oui	GPS	Altimeter	N	Terrain plat 0-5%	Gravier	Acide		
Non	DGPS	DEM	N-E	Vallonné 6-10%	Sable	Alcalin		
	Estimation	GPS	E	Ondulé 11-20%	Terre sablonneuse	Neutre		
	Carte	Estimation terrain	S-E	Modéré 21-31%	Loam			
	Google Earth	Carte	S	Pente abrupte >30%	Terre argileuse			
			S-W		Argile			
			W		Tourbe			
			N-W		Pas de sol			
Code EUNIS Habitat (voir codes)	Code Land Use (voir codes)			Autres menaces liste				
Notes terrain (observations ou autres informations importantes)								
Espèces associées (Noter 3-5 espèces rares ou abondantes)								
Notes récolte (i.e.: problèmes rencontrés, méthode récolte, estimation nombre de graines, couleur fleurs, etc.)								

Annexe 2 Codes à utiliser dans le formulaire de données passeport

I. EPSG (European Petroleum Survey Group) CODES

Le registre d'EPSG (<http://www.epsg-registry.org/>) détient tous les codes et les informations descriptives relatives à chacun d'eux. Tous les codes EPSG peuvent être consultés en faisant une recherche libre. Les codes concernant un pays en particulier peuvent être extraits de cette base de données en utilisant la recherche par aire géographique.

II. EUNIS HABITAT LAND CODES – pour l'Europe

Pour clefs et descriptions – voir <http://eunis.eea.europa.eu/habitats-code.jsp>

A: Marine habitats	
A1	Littoral rock and other hard substrata
A2	Littoral sediment
A3	Infralittoral rock and other hard substrata
A4	Circalittoral rock and other hard substrata
A5	Sublittoral sediment
A6	Deep-sea bed
A7	Pelagic water column
A8	Ice-associated marine habitats

B: Coastal habitats	
B1	Coastal Dunes and Sandy Shores
B2	Coastal Shingle
B3	Rock cliffs, ledges and shores, including the supralittoral

C: Inland surface waters	
C1	Surface standing waters
C2	Surface running waters
C3	Littoral zone of inland surface waterbodies

D: Mires, bogs and fens	
D1	Raised and blanket bogs
D2	Valley mires, poor fens and transition mires
D3	Aapa, palsa and polygon mires
D4	Base-rich fens and calcareous spring mires
D5	Sedge and reedbeds, normally without free-standing water
D6	Inland saline and brackish marshes and reedbeds

E: Grasslands and lands dominated by forbs, mosses or lichens	
E1	Dry grasslands
E2	Mesic grasslands
E3	Seasonally wet and wet grasslands
E4	Alpine and subalpine grasslands
E5	Woodland fringes and clearings and tall forb stands

E6	Inland salt steppes
E7	Sparsely wooded grasslands

F: Heathland, scrub and tundra	
F1	Tundra
F2	Arctic, alpine and subalpine scrub
F3	Temperate and mediterranean-montane scrub
F4	Temperate shrub heathland
F5	Maquis, arborescent matorral and thermo-Mediterranean brushes
F6	Garrigue
F7	Spiny Mediterranean heaths (phrygana, hedgehog-heaths and related coastal cliff vegetation)
F8	Thermo-Atlantic xerophytic scrub
F9	Riverine and fen scrubs
FA	Hedgerows
FB	Shrub plantations

G: Woodland, forest and other wooded land	
G1	Broadleaved deciduous woodland
G2	Broadleaved evergreen woodland
G3	Coniferous woodland
G4	Mixed deciduous and coniferous woodland
G5	Lines of trees, small anthropogenic woodlands, recently felled woodland, early-stage woodland and coppice

H: Inland unvegetated or sparsely vegetated habitats	
H1	Terrestrial underground caves, cave systems, passages and waterbodies
H2	Screes
H3	Inland cliffs, rock pavements and outcrops
H4	Snow or ice-dominated habitats
H5	Miscellaneous inland habitats with very sparse or no vegetation
H6	Recent volcanic features

I: Regularly or recently cultivated agricultural, horticultural and domestic habitats	
I1	Arable land and market gardens
I2	Cultivated areas of gardens and parks

J: Constructed, industrial and other artificial habitats	
J1	Buildings of cities, towns and villages
J2	Low density buildings
J3	Extractive industrial sites
J4	Transport networks and other constructed hard-surfaced areas
J5	Highly artificial man-made waters and associated structures
J6	Waste deposits

X: Habitat complexes	
----------------------	--

B. LAND USE CODES

L1: Agriculture	
L1.1	Pasture
L1.2	Fallow
L1.3	Crop
L1.4	Grassland
L1.5	Forest
L1.6	Woodland
L1.7	Protected enclosure

L2: Commercial	
L2.1	Draining
L2.2	Dumping
L2.3	Aquaculture
L2.4	Quarrying / Mining
L2.5	Industrial
L2.6	Peat cutting

L3: Grazing	
L3.1	Light
L3.2	Moderate
L3.3	Severe

L4: Leisure	
L4.1	Walking
L4.2	Fishing
L4.3	Hunting
L4.4	Golf
L4.5	Sports pitch
L4.6	Camping
L4.7	Horse riding
L4.8	Cycling

Annexe 3 Exemples de délai entre période de floraison et période de fructification pour les espèces européennes

Espèces	Mois de floraison (1 = Janvier)	Mois de fructification (1 = Janvier)	Différence en mois	Flores et réf.
Espèces ligneuses				
<i>Acer campestre</i>	5.5	9.5	4	Réf des îles britanniques ¹
<i>Arbutus unedo</i>	11	11	12	Réf méditerranéenne ²
<i>Betula nana</i>	5	7	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Buxus sempervirens</i>	4.5	9	4.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Calicotome villosa</i>	3.5	7	3.5	Réf méditerranéenne ²
<i>Cistus albidus</i>	4	7	3	Réf méditerranéenne ²
<i>Cistus ladanifer</i>	4	7	3	Réf méditerranéenne ²
<i>Cistus monspeliensis</i>	4	7	3	Réf méditerranéenne ²
<i>Cistus salvifolius</i>	4	7	3	Réf méditerranéenne ²
<i>Coronilla valentina</i>	4	6.5	2.5	Réf méditerranéenne ²
<i>Daphne mezereum</i>	3	8.5	5.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Hippophae rhamnoides</i>	3.5	9	5.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Ilex aquifolium</i>	6.5	12	5.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Juniperus communis</i>	5.5	9.5	4	Réf des îles britanniques ¹
<i>Phillyrea angustifolia</i>	3	11	8	Réf méditerranéenne ²
<i>Phillyrea latifolia</i>	3	11	8	Réf méditerranéenne ²
<i>Pistacia lentiscus</i>	3	11.5	8.5	Réf méditerranéenne ²
<i>Ribes alpinum</i>	4.5	7	2.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix alba</i>	4.5	7	2.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix arbuscula</i>	5.5	6	0.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix cinerea</i>	3.5	5.5	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix lanata</i>	6	7	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix lapponum</i>	6	7.5	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix myrsinifolia</i>	4.5	5.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix myrsinites</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix pentandra</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix purpurea</i>	3.5	5	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix reticulata</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix triandra</i>	4.5	6	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salix viminalis</i>	3	4.5	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Sorbus anglica</i>	5	9	4	Réf des îles britanniques ¹
<i>Sorbus devoniensis</i>	5.5	9	3.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Sorbus minima</i>	5.5	9	3.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Sorbus rupicola</i>	5.5	9	3.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Sorbus subcuneata</i>	5.5	9	3.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Sorbus torminalis</i>	5.5	9	3.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Sorbus vexans</i>	5	9	4	Réf des îles britanniques ¹
<i>Ulmus glabra</i>	2.5	5.5	3	Réf des îles britanniques ¹
<i>Ulmus minor</i>	2.5	5.5	3	Réf des îles britanniques ¹
Moyenne espèces ligneuses			3.5	

	Mois de floraison (1 = Janvier)	Mois de fructification (1 = Janvier)	Différence en mois	Flores et réf.
Espèces non ligneuses				
<i>Arum italicum</i>	4.5	8.5	4	Réf des îles britanniques ¹
<i>Atriplex littoralis</i>	7.5	8.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Atriplex portulacoides</i>	8	9.5	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Blysmus compressus</i>	6.5	8.5	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex acutiformis</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex appropinquata</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex atrofusca</i>	7	9	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex caryophyllea</i>	4.5	6.5	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex curta</i>	7.5	8.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex diandra</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex distans</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex disticha</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex divisa</i>	5.5	7.5	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex echinata</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex extensa</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex filiformis</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex flava</i>	6	7	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex hirta</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex hostiana</i>	6	7	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex humilis</i>	4	6	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex lachenalii</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex laevigata</i>	6	7.5	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex limosa</i>	5.5	7.5	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex magellanica</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex maritima</i>	6	7	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex microglochin</i>	7.5	8.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex ornithopoda</i>	5	6.5	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex panicea</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex paniculata</i>	5.5	7	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex pendula</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex punctata</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex rariflora</i>	6	7	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex rostrata</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex rupestris</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex strigosa</i>	5.5	8.5	3	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex sylvatica</i>	6	8	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex vaginata</i>	7	8.5	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex vesicaria</i>	6	7	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Carex vulpina</i>	5.5	6.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Cicendia filiformis</i>	8	9	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Cladium mariscus</i>	7.5	8.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Eleocharis multicaulis</i>	7.5	9	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Eleogiton fluitans</i>	7.5	8.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Galanthus nivalis</i>	2	6	4	Réf des îles britanniques ¹

	Mois de floraison (1 = Janvier)	Mois de fructification (1 = Janvier)	Différence en mois	Flores et réf.
<i>Gladiolus illyricus</i>	4	7	3	Ref méditerranéenne ²
<i>Hydrocotyle vulgaris</i>	7	8.5	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Kobresia simpliciuscula</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Medicago arabica</i>	6	7	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Medicago polymorpha</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Menyanthes trifoliata</i>	6	8	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Narcissus bulbocodium</i> subsp. <i>bulbocodium</i>	3	4	1	Ref méditerranéenne ²
<i>Narcissus jonquilla</i>	4	5.5	1.5	Ref méditerranéenne ²
<i>Narcissus papyraceus</i>	2	4	2	Ref méditerranéenne ²
<i>Narcissus pseudonarcissus</i>	3	6	3	Réf des îles britanniques ¹
<i>Primula elatior</i>	4.5	7	2.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Primula vulgaris</i>	2.5	5.5	3	Réf des îles britanniques ¹
<i>Rhynchospora fusca</i>	5.5	8.5	3	Réf des îles britanniques ¹
<i>Ruscus aculeatus</i>	2.5	9	6.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Salsola kali</i>	8	9	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Sarcocornia perennis</i>	8.5	10	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Schoenoplectus lacustris</i>	6.5	8.5	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Schoenoplectus tabernaemontani</i>	6.5	8.5	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Scirpus sylvaticus</i>	6.5	7.5	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Thesium humifusum</i>	7	8	1	Réf des îles britanniques ¹
<i>Thymus pulegioides</i>	7.5	9	1.5	Réf des îles britanniques ¹
<i>Trichophorum cespitosum</i>	5.5	7.5	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Tulipa sylvestris</i>	4	6.5	2.5	Ref méditerranéenne ²
<i>Vaccinium myrtillus</i>	5	8	3	Réf des îles britanniques ¹
<i>Vaccinium oxycoccos</i>	7	9	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Vaccinium uliginosum</i>	5.5	8.5	3	Réf des îles britanniques ¹
<i>Vaccinium vitis-idaea</i>	7	9	2	Réf des îles britanniques ¹
<i>Viscum album</i>	3	11.5	8.5	Réf des îles britanniques ¹
Moyenne pour les espèces non ligneuses			1.8	

Ref 1. Clapham, Tutin & Moore (1987). Autres références à ajouter plus tard.

Ref 2. Field observations, Jardim Botânico / Botanical Garden, Museu da Politécnica, R. Escola Politécnica 58, 1269-102 Lisboa, PORTUGAL (2009)

Equipement de collecte de graines / spécimens herbier

Sac à dos

Formulaire de données passeport

Appareil photo et batteries (films si nécessaires)

Jumelles

Différentes tailles de sacs en papier ou tissus ; différentes tailles de sacs en plastique (mais voir note [section 4.1](#))

Etiquettes

Agrafeuse

Bassines/tamis/plateaux (métal pour minimiser les problèmes d'électricité statique) pour faciliter examen/nettoyage préliminaire des graines collectées sur le terrain

Grande feuille de papier blanc

Forceps et aiguilles

Paire de ciseaux et sécateurs (sécateur à long manche e.g., pour la collecte des chasmophytes)

Gants en cuir

Planche, cahier de notes, dictaphone, ordinateur portable (PDA)

Crayons et marqueurs permanents

Couteau de poche

Truelle et récipients pour les échantillons de sol

Mètre enrouleur

Gel de silice (pour le séchage des graines mais également utile pour la collecte d'échantillons pour les extractions ADN)

Grands sacs plastiques pour ranger les échantillons d'herbier pendant quelques heures

Grandes chemises pour presser les spécimens d'herbier Portable Press

Journaux pour faire sécher les échantillons d'herbier et presse portable (seulement pour les expéditions supérieures à un ou deux jours)

Autres

Voiture (4x4, avec capacité de stockage suffisante et pièces de rechange)

Lunettes de soleil

Lampe de poche

Annexe 5 Résumé des recommandations pour l'échantillonnage

Collecte	Pollinisation croisée	Auto pollinisation/apomixie
Nombre de populations	Peu	Beaucoup
Nombre d'individus	Beaucoup	Peu
Nombre de fruits / graines par individu	Beaucoup	Peu

Annexe 6 Suggestion du nombre de graines à récolter

Extrapolation d'après Way (2003)

Collecte de graines	5000
Lots de graines viables en quantité suffisante pour maintenir une diversité (dans le cas de pollinisation croisée et maintien des fréquences alléliques de la population échantillonnée)	1000
Perte de graines lors de la conservation (si l'on suppose 100% de viabilité initiale et 75% du « regeneration standard » i.e. niveau de viabilité permettant la régénération))	1250
Graines pour duplication (considérer au minimum 3 essais de régénération utilisant chacun 200 graines)	600
Gestion des lots (en supposant un suivi non-destructif de la mesure de l'humidité et 2X50 graines pour test de germination initial puis tests suivants sur la base de 50 graines tous les 10 ans pendant 100 ans).	550
Graines pour distribution aux utilisateurs	1600

Annexe 7 Volume correspondant à 5000 graines nettoyées

Longueur des graines	Volume Total	Exemples
< 1 mm	5 cm ³ aprox.	<i>Sedum, Saxifraga</i>
1-3 mm	10 cm ³ aprox.	<i>Biscutella, Thymus, Trifolium</i>
3-5 mm	25 cm ³ aprox.	<i>Salvia, Pistacia</i>
5-10 mm	75 cm ³ aprox.	<i>Retama, Ferula</i>
> 10 mm	Estimation du nombre	<i>Quercus, Pinus</i>

Annexe 8 Occurrence de graines vides ou attaquées par des insectes trouvées parmi 4070 lots de graines collectées en Europe pour différentes familles de plantes (Données de la Millennium Seed Bank, RBG Kew)

Famille	Nombre de collections de graines	% de collections avec graines vides	% de collections avec attaques insectes
Aceraceae	7	100.0	0.0
Anacardiaceae	3	100.0	0.0
Aquifoliaceae	3	100.0	0.0
Araceae	1	100.0	0.0
Celastraceae	2	100.0	0.0
Cornaceae	6	100.0	16.7
Cupressaceae	12	100.0	8.3
Cynomoriaceae	1	100.0	0.0
Fagaceae	1	100.0	0.0
Globulariaceae	5	100.0	40.0
Hippuridaceae	2	100.0	0.0
Rutaceae	2	100.0	0.0
Zannichelliaceae	2	100.0	0.0
Betulaceae	14	92.9	7.1
Rhamnaceae	8	87.5	0.0
Grossulariaceae	4	75.0	0.0
Juncaginaceae	4	75.0	0.0
Myricaceae	4	75.0	0.0
Oleaceae	8	75.0	50.0
Santalaceae	4	75.0	0.0
Verbenaceae	4	75.0	0.0
Rosaceae	213	74.2	14.6
Illecebraceae	14	71.4	0.0
Typhaceae	13	69.2	0.0
Balsaminaceae	3	66.7	0.0
Corylaceae	3	66.7	33.3
Menyanthaceae	3	66.7	0.0
Molluginaceae	3	66.7	0.0
Potamogetonaceae	24	66.7	4.2
Dipsacaceae	22	59.1	36.4
Cistaceae	32	56.3	21.9
Onagraceae	32	56.3	3.1
Lamiaceae	163	54.6	11.7
Poaceae	383	53.8	8.6
Alliaceae	28	53.6	0.0
Malvaceae	28	53.6	21.4
Cyperaceae	193	51.3	5.2
Boraginaceae	45	51.1	2.2
Apiaceae	234	50.9	24.8

Famille	Nombre de collections de graines	% de collections avec graines vides	% de collections avec attaques insectes
Adoxaceae	2	50.0	0.0
Amaranthaceae	6	50.0	0.0
Berberidaceae	2	50.0	50.0
Buxaceae	2	50.0	0.0
Cannabaceae	2	50.0	50.0
Colchicaceae	2	50.0	50.0
Empetraceae	2	50.0	0.0
Plumbaginaceae	22	50.0	9.1
Polemoniaceae	4	50.0	0.0
Staphyleaceae	2	50.0	50.0
Polygonaceae	56	48.2	3.6
Asteraceae	440	47.7	14.8
Liliaceae	15	46.7	6.7
Valerianaceae	16	43.8	0.0
Violaceae	19	42.1	0.0
Ericaceae	34	41.2	2.9
Chenopodiaceae	149	40.9	1.3
Ranunculaceae	129	37.2	9.3
Clusiaceae	38	34.2	0.0
Asclepiadaceae	3	33.3	0.0
Cucurbitaceae	3	33.3	33.3
Geraniaceae	24	33.3	8.3
Paeoniaceae	3	33.3	100.0
Parnassiaceae	3	33.3	0.0
Thymelaeaceae	3	33.3	33.3
Ulmaceae	3	33.3	0.0
Rubiaceae	40	32.5	7.5
Plantaginaceae	13	30.8	15.4
Caprifoliaceae	17	29.4	0.0
Alismataceae	24	29.2	4.2
Asparagaceae	7	28.6	0.0
Convolvulaceae	14	28.6	21.4
Melanthiaceae	7	28.6	0.0
Resedaceae	7	28.6	14.3
Lythraceae	11	27.3	9.1
Brassicaceae	194	26.8	7.7
Callitrichaceae	4	25.0	0.0
Convallariaceae	4	25.0	0.0
Dioscoreaceae	4	25.0	0.0
Tamaricaceae	4	25.0	25.0
Euphorbiaceae	17	23.5	5.9
Caryophyllaceae	235	21.3	8.1
Papaveraceae	40	20.0	12.5

Famille	Nombre de collections de graines	% de collections avec graines vides	% de collections avec attaques insectes
Primulaceae	45	20.0	0.0
Fabaceae	266	17.7	18.0
Scrophulariaceae	188	17.6	3.7
Amaryllidaceae	23	17.4	13.0
Campanulaceae	69	17.4	5.8
Linaceae	23	17.4	13.0
Crassulaceae	18	16.7	0.0
Solanaceae	18	16.7	0.0
Iridaceae	13	15.4	15.4
Urticaceae	7	14.3	0.0
Juncaceae	67	13.4	1.5
Gentianaceae	55	12.7	7.3
Hyacinthaceae	24	8.3	16.7
Droseraceae	15	6.7	0.0
Saxifragaceae	31	6.5	0.0
Araliaceae	4	0.0	25.0
Aristolochiaceae	1	0.0	100.0
Asphodelaceae	4	0.0	25.0
Butomaceae	2	0.0	0.0
Capparaceae	1	0.0	0.0
Ebenaceae	1	0.0	0.0
Elaeagnaceae	2	0.0	50.0
Elatinaceae	2	0.0	0.0
Eriocaulaceae	2	0.0	0.0
Frankeniaceae	1	0.0	0.0
Haloragaceae	2	0.0	0.0
Hemerocallidaceae	1	0.0	0.0
Lentibulariaceae	5	0.0	0.0
Nymphaeaceae	1	0.0	100.0
Orchidaceae	1	0.0	0.0
Oxalidaceae	1	0.0	100.0
Pinaceae	2	0.0	0.0
Polygalaceae	2	0.0	0.0
Portulacaceae	3	0.0	0.0
Ruscaceae	1	0.0	0.0
Salicaceae	4	0.0	0.0
Taxaceae	1	0.0	0.0
Tiliaceae	2	0.0	0.0
Trilliaceae	2	0.0	0.0
Zygophyllaceae	1	0.0	0.0