

# Propositions protocoles

Marie Grange

19 avril 2019

## Table des matières

<b>1</b>	<b>Matériel générale</b>	<b>2</b>
<b>2</b>	<b>Organisation générale</b>	<b>2</b>
<b>3</b>	<b>Protocoles flore</b>	<b>3</b>
3.1	Relevé phytosocio . . . . .	3
3.1.1	Matériel . . . . .	3
3.1.2	Protocole . . . . .	3
3.2	Relevé quadras . . . . .	3
3.2.1	Matériel . . . . .	3
3.2.2	Protocole . . . . .	3
3.3	Sensibilité à la pollinisation . . . . .	3
3.3.1	Matériel . . . . .	3
3.3.2	Protocole . . . . .	3
<b>4</b>	<b>Protocoles insectes</b>	<b>5</b>
4.1	Relevé de la communauté prospectrice . . . . .	5
4.1.1	Matériel . . . . .	5
4.1.2	Protocole . . . . .	5
4.2	Relevé des interactions de pollinisation . . . . .	6
4.2.1	Matériel . . . . .	6
4.2.2	Protocole . . . . .	6
<b>5</b>	<b>Protocoles services</b>	<b>7</b>
5.1	stockes de carbone . . . . .	7
5.1.1	Matériel . . . . .	7
5.1.2	Protocole . . . . .	7

# 1 Matériel générale

Personnel

- bottes
- chapeaux
- appareils photo (au moins 2)

A fournir

- crème solaire
- 2 parasols
- trousse de secourt
- (imprimante) + papier + ciseaux + scotch (étiquettes, fiches de terrain...)
- loupes
- 4 planches + pinces + pochettes plastiques
- 120 piquets 50cm (pour marquer l'extrémité des transects)
- 44 tuteurs (pour délimiter les transects)
- 1 ou 2 masses
- 1 ou 2 balances de terrain

# 2 Organisation générale

Les relevés auront lieu dans la réserve du bout du lac d'Annecy et la réserve du marais de Giez, au sud du lac d'Annecy. 5 prairies ont été identifiées comme pertinentes pour l'étude. Elles ont été choisies de façon à présenter une flore comparable entre elles et à ce que chacune contienne des zones de forte, moyenne et faible présence et absence de *S.canadensis*. (Figure 1)

Au sein de chaque prairie, quatre placettes - homogènes du point de vue de la végétation - de 2500m<sup>2</sup> sont délimitées de façon à représenter un gradient de densité de *S.canadensis* ( 0, 100, 200 et 300 tiges/m<sup>2</sup>, la densité dans des patchs bien établis pouvant atteindre 309 tiges/m<sup>2</sup> [?]). (Figure 2)

L'organisation des relevés au sein de ces placettes est présenté en Figure 3

## 3 Protocoles flore

### 3.1 Relevé phytosocio

#### 3.1.1 Matériel

- fiches des espèces connues sur la réserve
- fiche estimation des coefficients de Braun-Blanquet
- flores
- sacs congélation (échantillons) et étiquettes (date\*placette\*sp)

#### 3.1.2 Protocole

- Relever la hauteur maximum de la végétation sur le quadra.
- Dresser la liste des espèces présentes (si travail sur tablette ou fiche non préremplie) en faisant parcourir les transects pollinisateurs. (Figure 3). Les espèces non identifiées sont indiquées comme sp1, sp2...
- Pour chaque espèce, estimer l'indice d'abondance-recouvrement selon la méthode de Braun-Blanquet. (est-ce qu'on sépare 2 strates prairie/mégaphorbiaie?)

### 3.2 Relevé quadras

#### 3.2.1 Matériel

- 2 quadras (8m bois + 24 clous + 12m ficelle)
- fiches des espèces connues sur la réserve
- flores
- sacs congélation (échantillons) et étiquettes (date\*placette\*quadra\*sp)

#### 3.2.2 Protocole

Dans les 4 angles de la station :

- Placer le quadra à 1m de la fin du transect (Figure 3)
- Dresser la liste des espèces présentes (si travail sur tablette ou fiche non préremplie) Les espèces non identifiées sont indiquées comme sp1, sp2...
- Pour chaque espèce, relever le nombre de sous-quadras (max=16) dans lesquels elle apparaît.
- Un ou plusieurs spécimens sont prélevés pour chaque espèce non identifiée et conservés dans un sac congélation avec étiquette (date\*placette\*quadra\*sp).

### 3.3 Sensibilité à la pollinisation

#### 3.3.1 Matériel

Pour la session de récolte :

- 500 capuchons
- agrafeuse
- 500 sachets de conservation

Pour l'analyse des taux de germination :

- ???

#### 3.3.2 Protocole

Pour chaque espèce cible (=espèces des expériences de compétition de Laure sauf le Dactyle) :

- avant floraison, "encapuchonner" 5 inflorescences d'individus différents dans chaque placette de densité 0 et 300 (soit 50 individus par espèce)
- en fin de floraison (mais avant déhiscence des fruits), "encapuchonner" 5 inflorescences d'individus différents - si possible les mêmes qu'avant la floraison - dans chaque placette de densité 0 et 300 (soit 50 individus par espèce)
- lorsque les fruits sont tous arrivés à maturité, récolter les graines présentes dans les capuchons et les stocker dans des sachets de conservation individuels.
- compter, peser et stocker les graines (dans quelles conditions?)

- au printemps (est-ce qu'on a des info sur comment lever la dormance pour ces espèces?), mettre les graines en terre (quelle bonne taille d'échantillon pour avoir une bonne estimation pour chaque individu?) et relever pendant (combien de temps?) le nombre de graines germées par individu.

## 4 Protocoles insectes

### 4.1 Relevé de la communauté prospectrice

Le protocole utilisé pour relever la communauté prospectrice d'insectes dans les stations est le protocole standardisé décrit par [?]. Ce protocole permet de maximiser l'efficacité du piégeage (entre 70% et 95% des espèces détectées), tout en limitant le coût et la durée des relevés ([?]). Ce protocole étant susceptible de biaiser les observations sur transects en augmentant l'attractivité des stations ou en concurrençant les fleurs, aucun autre relevé n'est effectué lorsqu'il est en place.

#### 4.1.1 Matériel

- 60 coupelles en plastic
- 60 tuteurs en bambou + masse
- 60 colliers de suspension perforés
- 60 visses + visseuse
- peinture fluo (jaune, bleu et blanc
- lessive
- 4 bidons d'eau (18 litres au total)
- 40 flacons de conservation
- 40 étiquettes (prairie\*densité\*couleur)
- alcool à 70°

#### 4.1.2 Protocole

Pendant la 3ème semaine de chaque session, lorsque la météo indique une absence de pluie et de vent pendant 2 jours :

- sur chaque transect 3 des placettes de densité 0 et 300, placer une coupelle de chaque couleur à 5m d'intervalle (cf LeBuhn 2016)
- remplir les coupelles d'eau (300ml) et ajouter un peu de lessive
- revenir après 24h pour prélever tous les individus, les individus des coupelles blanches et bleu peuvent être mélangés (individus qui patrouillaient à la recherche de fleurs autres que le solidage)

En aval :

- épinglage des hyménoptères
- identification des apidae et syrphes au genre
- identification des lépidoptères à l'espèce si possible
- envoi des spécimens aux spécialistes pour identification à l'espèce

## 4.2 Relevé des interactions de pollinisation

### 4.2.1 Matériel

Pour toute la session :

- 24 piquets clôture amovible
- 2 filets
- 2 glacières de terrain
- 1 glacière
- 2 besaces
- 300 flacons individuels (petits et très grands pour les lépidoptères)
- 24 sachets zip congélation (avec étiquettes des transects)
- 24 fiches terrain
- 2 fiches fleurs
- 2 fiches insectes protégés

Par passage :

- 10 flacons « de conservation » (20-30ml) préparés avec copeaux de liège et acétate d'éthyl (donc 7200 flacons 2,5 étages dans la salle des doctorants)

Pour la conservation et la préparation des insectes

- 4l alcool à 70°
- 1l acétate d'éthyl
- 2l copeaux de liège
- 12 000 épingles d'entomologie (2000 n.0, 2000 n.3 et 8000 n.1)
- 2 000 minuties
- 2 000 plastazote

### 4.2.2 Protocole

En amont :

- Placement des transects
- Fiches identification fleurs
- Préparation des étiquettes (fleurs "plastifiées" et id passage)

Sur chaque transect :

1. Parcourir le transect une fois pour le fixer
2. Relevé des espèces en fleur et de leur abondance (nombre d'inflorescences sur le transect)
3. Pendant 15 minutes, relevé des interactions de pollinisation
  - marcher lentement le long du transect ( 3 aller-retour par passage?) (obs1 devant, obs 2 derrière)
  - quand insecte actif sur une fleur en vue (si plusieurs, toujours prélever le plus proche), obs1 annonce la fleur et attrape l'insecte au filet puis obs2 le transfère dans un flacon individuel avec l'étiquette de la fleur dans la glacière.
4. A la fin des 15 minutes,
  - (*récupérer les piquets et les installer sur le transect suivant (obs1 et obs2)*)
  - prendre les lépidoptères en photo (face dorsale et ventrale des ailes), bien noter la référence des photos avec la plante, le transect et l'heure! (obs1)
  - noter le nombre d'abeilles domestiques récoltées sur chaque fleur puis les rassembler dans un grand flacon vide (obs2)
  - rassembler dans flacons de conservation les hyménoptères (autres que apis mellifera), diptères et coléoptères par fleur avec étiquettes complètes (obs2)
5. A la pause suivante, relâcher les lépidoptères et abeilles domestiques (éviter de recapturer les mêmes individus sur le transect suivant) *Pas d'impact sur la pop de mellifera, mais pour les lépidoptères ?*

En aval :

- épinglage des hyménoptères
- identification des apidae et syrphes au genre
- identification des lépidoptères à l'espèce si possible
- envoi des spécimens aux spécialistes pour identification à l'espèce

## 5 Protocoles services

### 5.1 stocks de carbone

Le fauchage pour évaluer la qualité fourragère est réalisé en juillet (date de fauche des prairies humides dans la région), les relevés pour le stock de C sont menés simultanément.

On s'intéresse à l'impact général sur le fourrage, mais aussi à l'impact sur la qualité fourragère de la communauté native (hyp : sélection des espèces très compétitives pour la lumière donc grandes donc à tige lignifiée)

#### 5.1.1 Matériel

- 2 (ou 4) quadras de 50\*50cm
- 2 (ou 4) sécateurs ou tondeuses de terrain
- 2 (mini) râteaux
- 2 bêches
- 2 tamis à 2mm
- 1 bassines
- 2 balances avec précision au gramme
- 80 sacs poubelle (20 grands et 60 petits)
- 80 sachets de conservation de 125ml

#### 5.1.2 Protocole

Sur chaque placette :

- mesurer la hauteur maximum de la végétation dans les 8 quadra et compter les tiges de *S.canadensis*
- récolter de la biomasse aérienne sur les 8 quadra dans les grands sacs poubelle (comment standardiser la hauteur de
- récolter la litière restant au sol dans les 8 quadra dans les petits sacs poubelle
- prélever à la bêche une motte de 10\*10\*20cm (prévoir forme!) au centre de 4 quadras dans les petits sacs poubelle

Au gîte :

- peser la biomasse aérienne totale
- couper (mixer?), mélanger et prélever un échantillon de 500g de biomasse aérienne
- séparer de l'échantillon les parties jaunies, le re-peser et garder dans un sachet de conservation
- peser la litière et (séparément) les parties jaunies de la biomasse aérienne
- couper (mixer?) la litière et (séparément) les parties jaunies de la biomasse aérienne, mélanger et ré-échantillonner  $\alpha * li$  de litière et  $\alpha * baj$  de biomasse aérienne jaune. Mélanger les deux échantillons et les conserver dans un sachet.
- tamiser le sol pour séparer le sol, les éléments grossiers et les racines
- peser le sol, les éléments grossiers et les racines
- mélanger le sol et prélever un échantillon de 100g
- couper (mixer?), mélanger et prélever un échantillon de 500g de biomasse souterraine
- faire sécher les échantillons (-i prévoir une table / une pièce dédiée!)

Au labo :

- sécher les échantillon en étuve à 55° pendant 48h
- peser les échantillons secs
- broyer les échantillons
- passer les échantillons au CHN

## Références



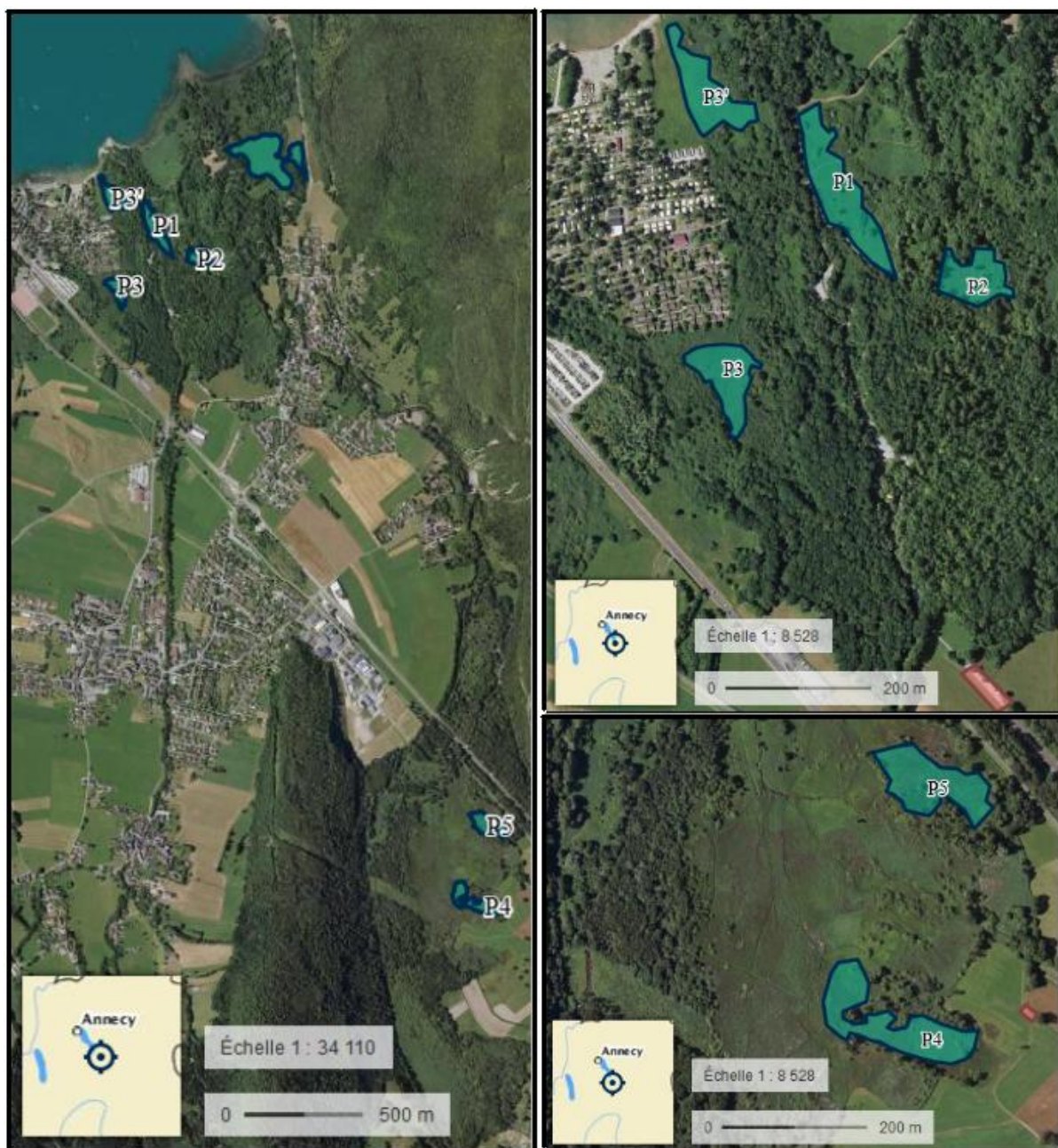


FIGURE 1 – Localisation des prairies (<https://www.geoportail.gouv.fr/>)

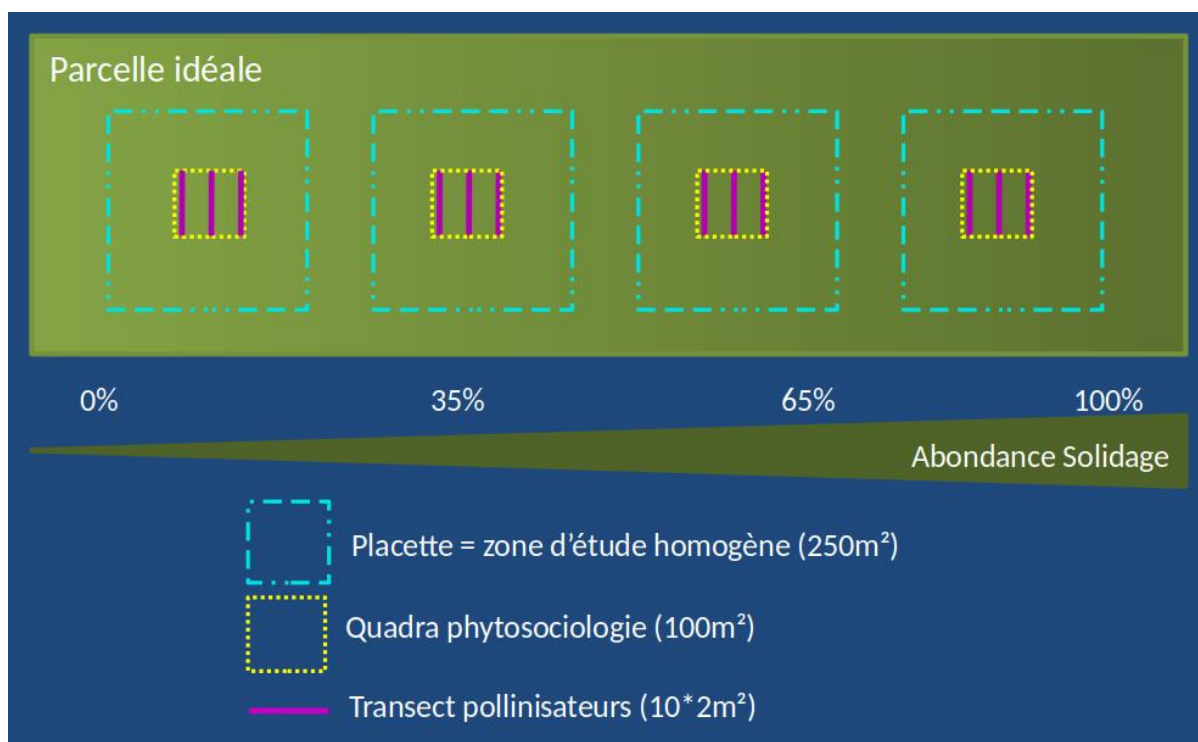


FIGURE 2 – Disposition des placettes dans chaque prairie

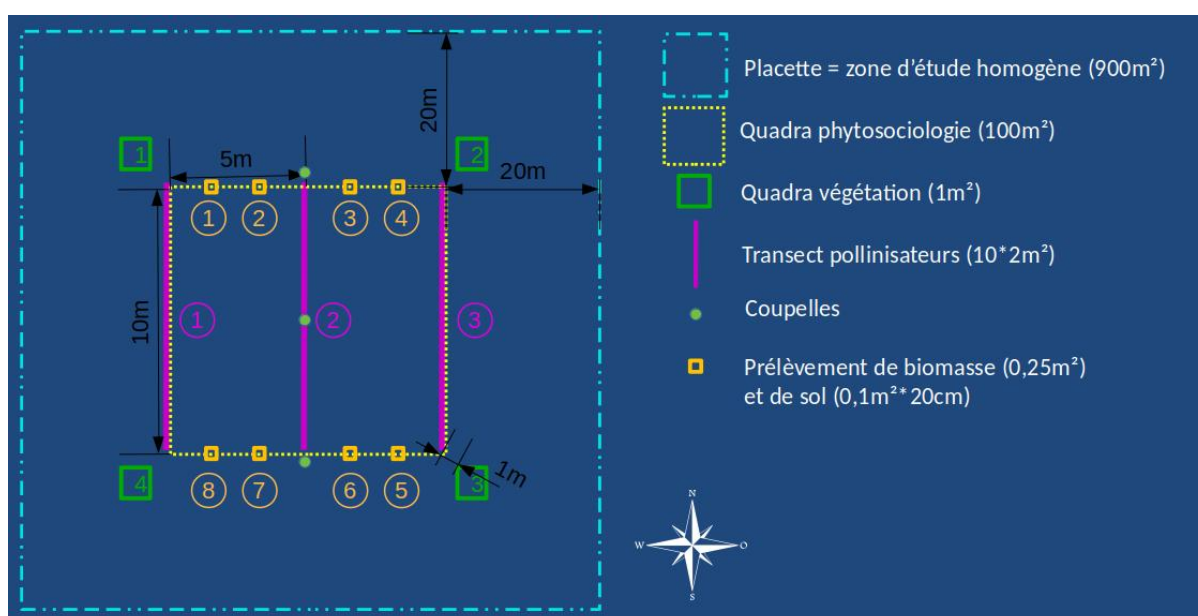


FIGURE 3 – Disposition des relevés au sein de chaque placette