

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur Et de La Recherche Scientifique

Université de Ghardaia



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie Et des Sciences de la Terre
Département de Biologie

L3 Ecologie et environnement
Semestre : 05

Matière : Méthodes d'étude en écologie



Enseignante de la matière : BENHEDID Hadjira. Univ. Ghardaia

Fiche-contact

Faculté : Sciences de la nature de la vie et sciences de la terre

Département : Biologie

Public cible : L3 Ecologie et environnement

Semestre : 5

UE Méthodologie 3.1.1(O/P)

Intitulé de la matière : Méthodes d'étude en écologie

Crédit : 05

Coefficient : 03

Volume horaire global : 60h00

Volume horaire de travail requis/semaine : Cours 03h00, TP 01h00

Modalité d'évaluation : Contrôle continu et examen semestriel

Enseignante : BENHEDID Hadjira

Objectifs de l'enseignement

Le contenu de cette matière permet à l'étudiant **d'acquérir les techniques et méthodes de base de l'échantillonnage en écologie pour divers groupes d'organismes**. Il est destiné aux étudiants de 3^{ème} année Ecologie et environnement.

Connaissances préalables recommandées

L'étudiant doit avoir des connaissances de base sur **l'écologie générale, la botanique, la zoologie et les biostatistiques**.

Test des pré-requis

Définissez les termes suivants :

Écologie,

Écosystème,

Échantillonnage,

Échantillon.

Contenu de la matière : Méthodes d'étude en écologie

Introduction générale

I. Notion de pré-modèle et modèle

- I.1. Choix d'une méthode
- I.2. Eléments constitutifs d'une méthode d'échantillonnage

II. Stratégie d'échantillonnage

- II.1. Echantillonnage subjectif
- II.2. Echantillonnage au hasard « aléatoire »
- II.3. Echantillonnage stratifié

III. Plan d'échantillonnage

- III.1. Plan d'échantillonnage aléatoire simple
- III.2. Plan d'échantillonnage systématique
- III.3. Plan d'échantillonnage stratifié

IV. Méthodes d'étude qualitatives de la flore

- IV.1. Méthode phytosociologique sigmatiste
- IV.2. Méthode physionomique
- IV.3. Méthode écologique
- IV.4. Méthode dynamique
- IV.5. Méthode chorologique

V. Méthodes d'étude quantitatives de la flore

- V.1. Notion de l'aire minimale
- V.2. Mesures relatives à l'étude quantitative de la végétation
- V.3. Caractéristiques des groupements

VI. Méthodes d'échantillonnages de la faune

- VI.1. Méthodes d'échantillonnages des arthropodes
- VI.2. Méthodes d'échantillonnages des oiseaux
- VI.3. Méthodes d'échantillonnages des mammifères
- VI.4. Méthodes utilisées pour l'étude de régime alimentaire

Références bibliographiques

- BUTET A., 1985.** Méthode d'étude du régime alimentaire d'un rongeur polyphage *Apodemus Sylvaticus* (LINNE, 1788) par l'analyse microscopique des fèces .Ed. *Mammalia T* .49. N 4, pp 445 –483.
- Chopard L, 1943.** Faune de l'empire français, Orthopteroides de l'Afrique du Nord. Ed. Librairie Larousse. Paris ,447p.
- Danchin E., Giraldeau L.A.et Cézilly F., 2005.** Ecologie comportementale. Ed. Dunod. France, 637p.
- Dajoz R., 1982-** Précis d'écologie .Ed. Gauthiers, Paris 503p.
- Géhu J.M., 1974.** Sur l'emploi de la méthode phytosociologique sigmatiste dans l'analyse, la définition et la cartographie des paysages. *C.R. Acad. Sc., Paris*, 279, 1167-1170. 69.
- Géhu J.M., 1979.** Pour une approche nouvelle des paysages végétaux : la symphytosociologie. *Bull. Soc. Bot. France, Lettres bot.*, 126 (2), 213-223. 70.
- Géhu J.M., 1980.** La phytosociologie d'aujourd'hui. Méthodes et orientations. *Not. Fitosoc.*, 16, 1-16, Pavia. 71.
- Géhu J.M. & Rivas-Martinez S., 1981.** Notions fondamentales de Phytosociologie. In: H. Dierschke (ed.), *Ber. der Intern. Symp. der Intern. Verein. für Vegetationsk., Syntaxonomie*, Rinteln 1980, 5-33.
- Gerard M., 2012.** Analyse écologique de la répartition de la végétation à partir d'une base de données phytosociologiques : exemple de la végétation méditerranéenne. Ed. H AL archive ouvert France. 27p.
- Gounot M., 1960.** Méthodes d'études et d'inventaire de la végétation pastorale et prairiale, *Fourrages*, 4, 46-52.
- Gounot M., 1969.** Méthodes d'étude de la végétation, Lib. Masson, Paris, 314 p.
- Kemassi A., 2015.** Cours de module Méthodes d'Etude en Ecologie Pour les 3^e année Ecologie végétale, 25p.
- Noël Walter J.M., 2006.** Méthodes d'étude de la végétation. Méthode du relevé floristique. Institut de Botanique – Université Louis Pasteur de Strasbourg France, 23p.
- Rameau J.C., 1987.** Contribution phytoécologique et dynamique à l'étude des écosystèmes forestiers. Applications aux forêts du Nord-Est de la France. Thèse Doct. ès Sc. Nat., Univ. de Besançon, 344 p. 117.
- Rameau J.C., 1988.** Le tapis végétal. Structuration dans l'espace et dans le temps, réponses aux perturbations, méthodes d'étude et intégrations écologiques. ENGREF, Centre de Nancy, 102 p.

Introduction générale

Pour mieux connaître les écosystèmes, il est nécessaire d'effectuer des sorties écologiques et étudier les milieux naturels directement sur le terrain afin de déceler les relations entre ces différents composants.

En écologie, il est généralement impossible d'étudier un milieu en entier. Ceci peut résulter de plusieurs causes, telles des contraintes de temps, d'argent ou un manque de personnel qualifié. Ou encore, il peut être impossible de mettre la main sur l'ensemble des individus d'une population.

Dans ces études en écologie, nous cherchons souvent à étudier des phénomènes qui interviennent à des échelles spatiales et temporelles relativement larges. Par exemple, nous pouvons chercher à savoir combien d'espèces d'oiseaux sont présentes dans une forêt donnée ; déterminer quelle est la taille des poissons dans un lac ou la densité d'individus d'une plante dans un parc national. Pour obtenir ces informations, il est souvent inconcevable d'être exhaustif : il serait impossible de parcourir toute la forêt pour espérer observer toutes les espèces présentes, de capturer tous les poissons du lac pour obtenir leur taille ou de parcourir toute la surface du parc national pour compter tous les individus de cette plante.

Dans une telle situation, il est nécessaire d'échantillonner. Échantillonner consiste à sélectionner un ensemble de petites sous-unités sur lesquelles les mesures de la variable d'intérêt seront effectuées. Les valeurs obtenues sur cet échantillon sont alors utilisées pour réaliser une inférence sur l'ensemble qui nous intéresse initialement. Cette démarche s'appelle l'échantillonnage. Les sous-unités sur lesquelles les mesures sont réalisées se nomment « individus statistiques ». L'ensemble de ces petites sous-unités mesurées se nomme « l'échantillon ». L'ensemble de toutes les petites sous-unités possibles dans la zone d'intérêt se nomme la « population statistique ».

La surface à étudier varie avec le milieu ; celle-ci par exemple sera plus importante en forêt que pour une prairie ou un champ. Elle devra permettre des recherches avec une classe (en nombre restreint toutefois douze élèves étant un maximum à ne pas dépasser). L'aire choisie sera donc suffisamment vaste de façon à ce que de nombreuses visites ne risquent

pas trop détériorer les zones de travail. Il semble que pour la forêt, l'idéal correspond à une surface voisine d'un hectare.

L'échantillonnage se justifie lorsque le phénomène qui nous intéresse est hétérogène dans le temps et/ou dans l'espace. Par exemple, s'il y a partout dans un parc national une densité homogène de plantes, il suffit de mesurer un quadrat dans le parc pour obtenir cette densité. De même, si tous les poissons du lac présentent la même taille, il suffit d'en mesurer un pour avoir la réponse à notre question. Cependant, les phénomènes naturels présentent en général une forte hétérogénéité. Par exemple, la densité de plantes varie avec l'altitude, le type de sol, le type de végétation environnante, etc. Il est donc nécessaire de mesurer plusieurs quadrats dans le parc pour bien couvrir toute cette variabilité et obtenir une densité moyenne que l'on extrapolera à l'ensemble du parc.

Cette densité moyenne s'appelle une estimation. Il ne s'agit pas de la valeur exacte de la densité dans la population, car elle est obtenue sur un échantillon de cette population. La démarche d'échantillonnage aura donc pour objectif que cette estimation se rapproche le plus possible de la vraie valeur de la population. Pour cela, l'échantillonnage doit être conduit en suivant un processus rigoureux.

Cette démarche s'accompagne en effet du risque de fournir des réponses fausses ou peu pertinentes. Deux éléments sont à considérer dans cette démarche :

1. Combien d'individus statistiques mesurer pour fournir une valeur suffisamment précise pour être utile ?
2. Comment sélectionner les individus statistiques à mesurer pour extrapoler à l'ensemble de la population statistique sans risque de fournir une valeur inexacte ?

En écologie si l'on désire comparer deux milieux, l'un naturel, c'est-à-dire où l'homme intervient le moins souvent possible, l'autre cultivé, quelques règles devront être observées pour choisir ceux-ci. L'étude des milieux naturels repose essentiellement sur un bon choix des territoires étudiés et de leurs délimitations, ainsi aux techniques d'échantillonnages les plus appropriées qui réponds aux objectifs souhaités.

I. Notion de pré-modèle et modèle

I.1. Choix d'une méthode

Le choix d'une méthode ou bien d'une technique d'étude dépend du type de végétation et du but poursuivi :

- Estimation **quantitative** d'une ou de quelques espèces : intéresse souvent le forestier ou le pastoraliste ;
- **Descriptive** de la structure complète de la communauté : intéresse le phytosociologue ou le pastoraliste.

I.2. Éléments constitutifs d'une méthode d'échantillonnage

I.2.1. Modèle théorique : Tout processus d'échantillonnage suppose un ensemble théorique de tous les échantillons possibles, d'où l'on extrait par un processus défini les échantillons réellement étudiés, à partir desquels on fait des inférences sur l'ensemble théorique. Ceci suppose nécessairement que l'on se fait une idée implicite ou explicite de la structure de l'ensemble théorique. On peut soit admettre cette structure comme un postulat, soit chercher à vérifier la compatibilité de l'échantillon prélevée avec la structure, considérée alors comme une hypothèse à tester. De toute façon, il est essentiel du point de vue statistique de formuler exactement les hypothèses faites, qui constituent le modèle théorique de la population. Il est alors possible d'en déduire mathématiquement des propriétés d'échantillonnage que l'on cherchera à vérifier.

I.2.2. Plan d'échantillonnage : Plan ou technique suivant laquelle les échantillons seront prélevés (ou notés). Etant donné un ensemble constitué d'éléments, on désire ne pas étudier l'ensemble entier trop volumineux, mais seulement un certain nombre de ses éléments. Le problème de l'échantillonnage consiste à choisir ces éléments de façon à obtenir des informations objectives d'une précision mesurable sur l'ensemble.

II.2.3. Mesures : Concerne surtout les études quantitatives : dans chaque échantillon il est nécessaire de choisir la (ou les) quantités que l'on mesure (poids, densité, etc...) et l'appareillage adéquat (point quadrat....).

II.2.4. Interprétation statistique : Les résultats seront synthétisés par un ou plusieurs paramètres (moyenne, variance, etc...) auxquels on cherchera à donner une signification statistique, en particulier, en calculant leurs intervalles de confiance.

II. Stratégie d'échantillonnage

II.1. Echantillonnage subjectif

Il consiste à choisir les échantillons qui paraissent les plus représentatifs et suffisamment homogène.

Le chercheur choisit comme échantillons des zones qui lui paraissent particulièrement homogènes et représentatives d'après son expérience ou son « flair ».

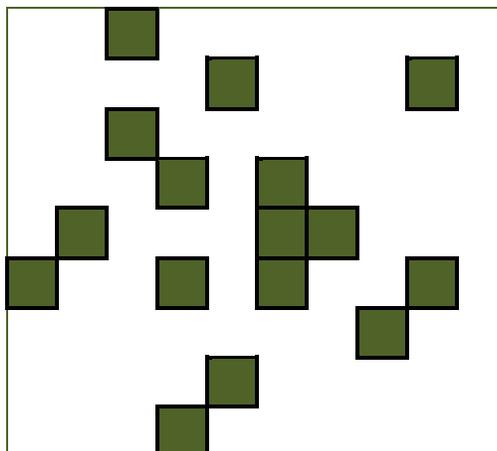
Du point de vue statistique, un échantillonnage subjectif est appelé type non probabiliste. Quand l'échantillonnage n'est pas probabiliste, il suffit de l'annoncer et de reconnaître que les tests ultérieurs ne peuvent rien prouver quant à l'ensemble de la population échantillonnée.

Dans la terminologie scientifique, «subjectif» ne veut pas dire «irrationnel, sentimental ou inutilisable», mais « influencé par l'expérience personnelle de l'opérateur ».

II.2. Echantillonnage au hasard « aléatoire »

Il s'agit de point de vue statistique d'un échantillonnage probabiliste. Il consiste à tirer au hasard les diverses localisations des échantillons à étudier. Pour cela, on choisit des points avec nombre au hasard.

Un tel échantillonnage permet l'application de tests statistiques (analyse de la variance, coefficient de corrélation). Le principal inconvénient du choix au hasard est qu'il permet très difficilement de repérer l'existence de gradients de variation à l'intérieur d'une communauté.

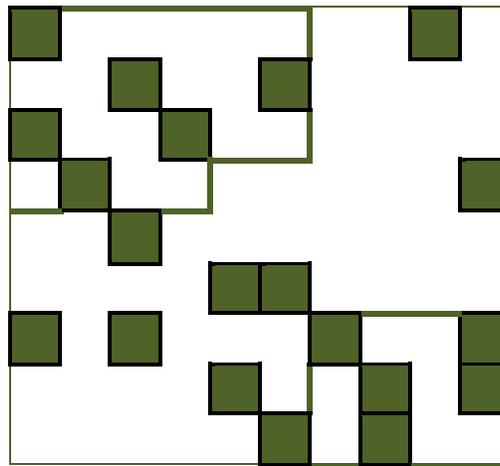


-Echantillonnage au hasard-

II.3. Echantillonnage stratifié

Il s'agit d'utiliser toutes les connaissances préalablement acquise sur la végétation et le milieu pour découper la zone à étudier en sous zones plus homogènes qui seront échantillonnées séparément. On réduit ainsi parfois considérablement la variabilité dans chaque sous zone et on évite au moins partiellement les échantillons hétérogènes.

Les échantillons sont ensuite tirés au hasard à l'intérieur de chacune des strates, pour que le procédé soit probabiliste.



-Echantillonnage stratifié-

II.3.1. Détermination des strates

On se base sur la répartition des éléments du milieu, qui doit être connue au moment où commence l'étude. Cela revient à réunir le maximum de documentation déjà existante, et de l'étudier, c'est-à-dire :

II.3.1.1. Cartes topographiques : aux diverses échelles, qui permettent de repérer les types de pentes et d'expositions dont l'influence sera précisée sur le terrain de manière à faire les coupures les plus efficaces.

II.3.1.2. Cartes géologiques : qui sont intéressantes quand les étages géologiques (pliocène, etc..) correspondent à des types lithologiques ou pédologiques définis.

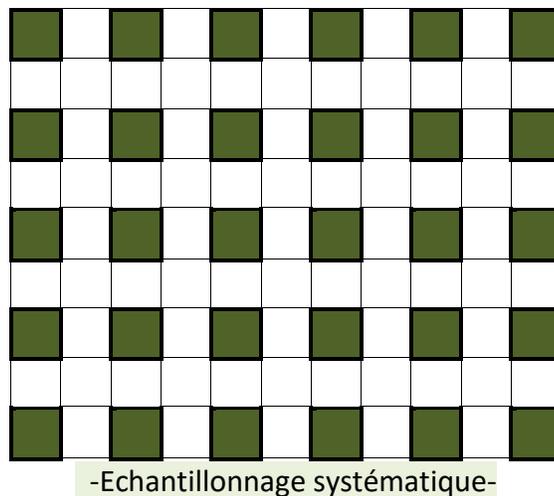
II.3.1.3. Cartes géomorphologiques : détaillées, sont très intéressantes et permettent une utilisation plus poussée des cartes topographiques.

II.3.1.4. Cartes pédologiques : elles sont en général les plus directement importantes pour la végétation. Cependant, on ne doit pas s'étonner de ne pas trouver toujours une convergence absolue entre sol et végétation.

Une première solution consiste à reporter toutes les cartes relatives aux facteurs du milieu, à une même échelle sur un support transparent, puis à superposer les calques, pour chercher les endroits où coïncident plusieurs limites.

II.4. Echantillonnage systématique

C'est une méthode d'échantillonnage anciennement pratiqué sous la forme du transect. Mais ce dernier n'avait pas pour but une description statistique précise. Sous sa forme moderne, il utilise tous les types d'échantillonnages élémentaires et toutes les mesures déjà décrites en les associant, les échantillons étant régulièrement espacés.



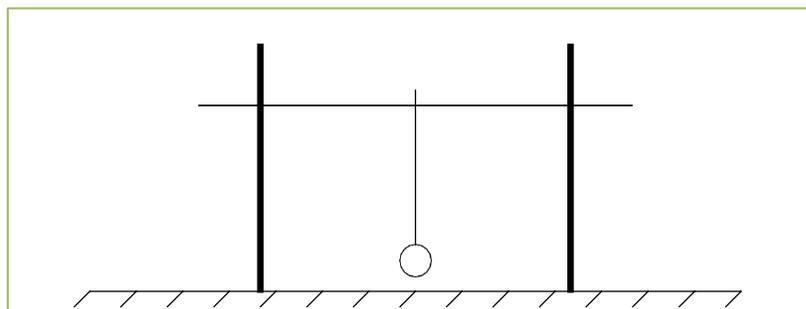
II.4.1. Méthode de DE VRIES

Elle est utilisée pour l'étude des pâturages par les services de recherches agronomiques Hollandais. La prairie à analyser est parcourue suivant un certain nombre de lignes parallèles à une diagonale du champ. Des échantillons sont récoltés tous les x pas, à la pointe du soulier.

Quand la prairie est basse, l'échantillon est prélevé suivant un cylindre de 25 cm² de surface de base, découpé avec un emporte-pièce. Quand l'herbe est haute, on coupe une poignée d'herbe.

II.4.2. Méthode linéaire

Le principe est très voisin de celui de la méthode de De Vries, mais ici on recherche à suivre les variations de la végétation en revenant exactement aux mêmes points à intervalles plus ou moins longs. Pour cela on utilise comme unité d'échantillonnage une bague de 2,5 cm de diamètre fixé à l'extrémité d'une tige métallique. On baisse progressivement la bague verticalement et on note toutes les espèces, incluses dans la bague, enracinées ou non. Les points d'échantillonnage sont équidistants (tous les 20 cm, par exemple) et situés le long d'une ligne conçue par le ruban métallique. Cette méthode convient surtout pour les végétations ouvertes pâturages semi-aride ou groupements halophiles.



-Méthode linière-

III. Plan d'échantillonnage

III.1. Plan d'échantillonnage aléatoire simple : Consiste à prélever au hasard et de façon indépendante n unités d'échantillonnage d'une population (statistique) de N éléments". Chaque unité d'échantillonnage doit avoir la même probabilité que les autres d'être tirée.

III.2. Plan d'échantillonnage systématique : Consiste à tirer au sort le premier élément d'une série d'unités d'échantillonnage, puis à prélever systématiquement les éléments suivants selon un intervalle (ou période) convenu d'avance. Les unités d'échantillonnage ne sont donc pas prélevées de façon indépendantes.

III.3. Plan d'échantillonnage stratifié : Consiste à utiliser des sous-ensembles (= strates), mutuellement exclusifs et collectivement exhaustifs. Un échantillon indépendant est par la suite prélevé au sein de chacune des strates en appliquant un plan d'échantillonnage au choix de l'écologue. Les résultats obtenus dans chaque strate sont ensuite pondérés par la représentation de la strate dans l'échantillon.

IV. Méthodes d'étude qualitatives de la flore

IV.1. Méthode phytosociologique sigmatiste

L'adjectif "sigmatiste" a pour origine la S.I.G.M.A (Station Internationale de Géobotanique Méditerranéenne et Alpine) fondée à Montpellier par Josias BRAUN-BLANQUET: c'est à cette école sigmatiste que se rattache le plus grand nombre de phytosociologues en France et dans le monde.

La phytosociologie sigmatiste repose sur le postulat suivant : l'espèce végétale, et mieux encore l'association végétale, sont considérées comme les meilleurs intégrateurs de tous les facteurs écologiques responsables de la répartition de la végétation. La végétation est donc utilisée comme le reflet fidèle des conditions stationnelles, elle en est l'expression synthétique.

L'association végétale est définie par une combinaison répétitive originale d'espèces, formée "d'espèces dites caractéristiques qui lui sont particulièrement liées et d'espèces compagnes (ensemble spécifique normal)" (ou combinaison spécifique originale).

La seconde préconise en plus des données floristiques la prise en compte de certaines propriétés de l'association végétale : "L'association végétale est un concept abstrait qui se dégage d'un ensemble d'individus d'association possédant en commun à peu près les mêmes caractères floristiques, statistiques, écologiques, dynamiques, chorologiques et historiques".

L'association est donc caractérisée par une amplitude assez étroite, contrairement au début de la phytosociologie. En plus des critères floristico- statistiques, elle s'inscrit dans un contexte écologique et géographique précis; sa signification est territoriale, dans un cadre écologique et dynamique défini et homogène (Rameau, 1987, 1988). Cette conception actuelle plus restreinte de l'association lui confère une valeur informative plus grande vis-à-vis du milieu et des territoires phytogéographiques.

IV.1.1. Propriétés de l'association végétale

- **Caractères floristiques** : la qualité essentielle des associations réside dans leurs espèces végétales constitutives parce qu'elles sont porteuses d'informations précises qui peuvent être avantageusement utilisées (notamment celles d'ordre écologique et

chorologique). Mais, comme toutes les espèces de la combinaison n'ont pas la même valeur informative ni le même degré de fidélité, on distingue des espèces caractéristiques, des espèces différentielles et des espèces compagnes.

- **Caractères statistiques** : l'association doit posséder une combinaison statistiquement répétitive des espèces caractéristiques, différentielles et compagnes (ensemble spécifique).
- **Caractères écologiques** : l'association doit se situer dans un contexte écologique précis; elle doit posséder et contribuer à définir un biotope particulier.
- **Caractères dynamiques** : l'association possède une signification évolutive déterminée à l'intérieur d'une série climacique (ou de groupements spécialisés mûrs). Elle est l'un des stades initiaux, intermédiaires, finaux ou déviants (par ex. nitrophiles) de la dynamique progressive ou régressive de la végétation.
- **Caractères chorologiques** : chaque association possède une aire géographique particulière. Une association ne peut être considérée comme bien connue et bien délimitée que si l'on connaît exactement ses limites géographiques.
- **Caractères historiques** : les groupements sont plus ou moins jeunes ou anciens; ils appartiennent à des séries actuelles ou correspondent à des vestiges de séries anciennes informant sur l'histoire climacique du peuplement végétal de la région.

IV.2. Méthode physiologique

C'est la méthode la plus simple et la plus ancienne se base sur la physiologie de la végétation, c'est-à-dire sa structure qualitative sans référence nécessaire à sa composition floristique. Les unités sont appelées formations, de nombreuses unités ont été systématisées à partir de termes du langage courant qui n'ont pas toujours un sens précis et restent très vagues, tels que forêt, pelouse, steppe. Fréquemment on donne le nom de l'espèce dominante à la formation étudiée. Exp : forêt de chêne liège, ...etc.

IV.3. Méthode écologique

Elle se base sur la variation de la végétation en fonction physique et chimique. De ce fait, il est possible d'admettre un parallélisme étroit dans le détail entre les conditions physique du milieu et la fonction de la végétation.

IV.4. Méthode dynamique

Elle repose sur l'étude la variation dans le développement successive dans le temps d'une série de communautés végétales dont chacune prépare les conditions favorables à la suivante. Donc sur la variation dans les formations végétales (successions) dans le temps jusqu'à l'arriver au stade climax.

IV.5. Méthode Chorologique

Cette classification prend comme point du départ l'étude des aires des espèces. La connaissance de cette dernière permet une classification en rapport avec l'histoire de la flore et les conditions climatiques.

V. Méthodes d'étude quantitatives de la flore

L'étude **quantitative** d'une espèce ou bien d'une communauté nécessite une méthode qui est le résultat d'un certain nombre de choix théoriques et pratiques. Le choix de celle-ci dépend ainsi de plusieurs éléments qui sont eux-mêmes choisis afin répondre aux objectifs souhaités de l'étude. Les principaux éléments sont : le modèle théorique, les mesures, le plan d'échantillonnage et l'interprétation statistique.

L'étude quantitative complète de la végétation comporte en principe trois phases :

1. Description des communautés végétales ;
2. Comparaison des communautés végétales en vue de définir des types de communautés ou de groupements végétaux ;
3. Classification ou ordination des groupements pour donner une vue synthétique de leurs rapports mutuels.

V.1. Notion de l'aire minimale

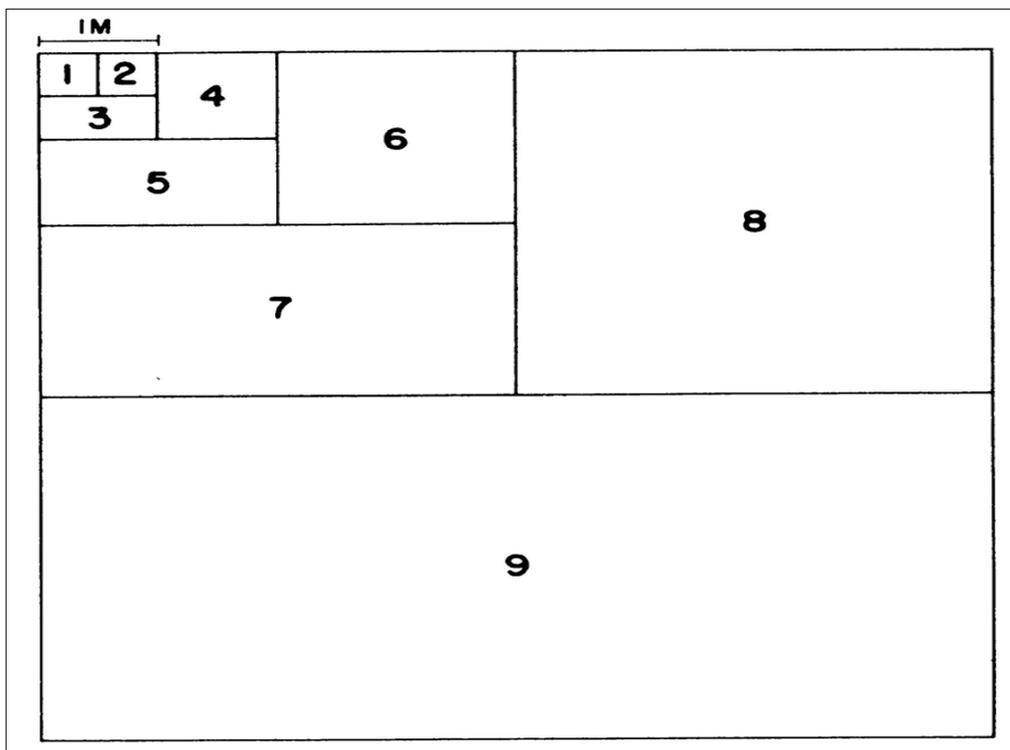
C'est la plus petite surface (**surface minimale**) sur laquelle la quasi-totalité des espèces de la communauté végétale est représentée. Permettant d'avoir une idée suffisante de la communauté de manière à étudier des échantillons de surface ni trop petit (échantillon incomplet) ni trop grande (perte d'efficacité) ; c'est-à-dire qu'un échantillon doit être représentatif de la communauté végétale donc il doit représenter sous deux aspects : structural et floristique. De ce fait, l'échantillon pour être qualitativement satisfaisant doit

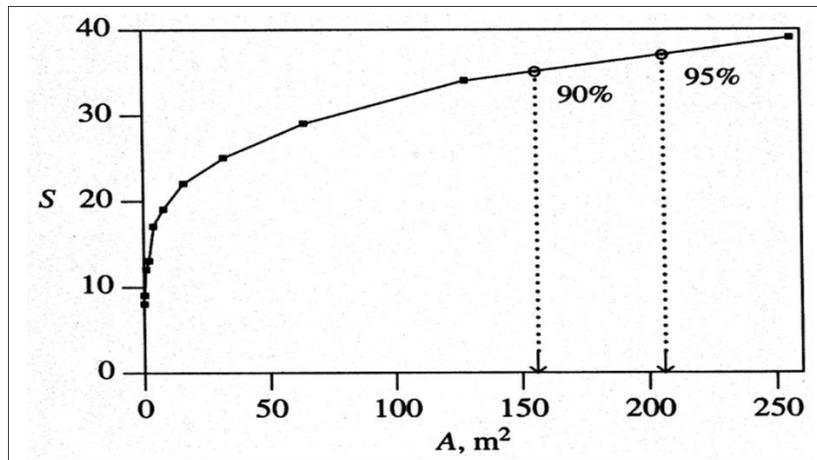
donc contenir tous les éléments, strates et espèces constitutifs de la communauté (sauf éventuellement les espèces rares).

Aire minimale qualitative : Il est estimé via une courbe (*aire-espèce*) afin donner une image complète et valable de l'ensemble de la végétation.

Aire minimale quantitative : Il représente des proportions quantitatives des espèces dans la communauté.

La recherche de l'aire minimale *phytosociologique* répond à la première condition. **La notion d'aire minimale** est conçue comme l'aire sur laquelle la quasi-totalité des espèces de la communauté végétale est représentée. Une approche classique repose sur la « méthode des surfaces emboîtées ».





-Courbe aire-espèce-

Des lignes pointillées verticales correspondent à 90 % et 95 % de la valeur de la richesse en espèces (S). Elles sont abaissées jusqu'à l'axe des x pour déterminer l'aire minimale qui serait de 150 m² (un quadrat de ≈ 12×12 m) ou de 200 m² (un quadrat de ≈ 14×14 m), respectivement.

Comme la courbe aire -espèces n'est pas asymptotique, il serait plus judicieux de porter l'aire minimale à 400 m² (un quadrat de 20×20 m). Une telle surface garantirait l'*homogénéité floristique* des relevés réalisés.

Exemple de quelques ordres de grandeur pouvant servir à réaliser des relevés floristiquement homogènes :

- Forêts avec strate arbustive : 200–500 m²
- Sous-bois seul : 50–200 m²
- Pelouses : 50–100 m²
- Landes : 10–25 m²
- Prairie amendée : 10–25 m²
- Pâturage amendé : 5–10 m²
- Communauté de « mauvaises herbes » des cultures : 25–100 m²
- Communauté muscinale : 1–4 (0,1–0,4) m²
- Communauté lichénique : 0,1–1 m².

V.2. Mesures relatives à l'étude quantitative de la végétation

V.2.1. Densité : est le nombre d'individus par unité de surface, de ce fait elle est définie que si les individus de l'espèce considérée sont définis.

La **densité de population** est une mesure du nombre d'individus ou d'habitants occupant une surface donnée. Elle est le plus souvent exprimée en individus par unité de surface (par exemple, habitants/km²).

V.2.2. Poids : Seul le poids de l'appareille aérien est mesurable couramment avec précision. Le poids frais ou après séchage à l'aire peuvent ne pas être comparables d'une série de mesures à une autres, donc il est approprié de prendre le poids sec après passage à l'étuve à 105 °C jusqu'au poids constant. Les échantillons devrons aussi séchées rapidement possible pour éviter la poursuite des quelques fonctions vitales qui aboutir à des modifications pondérales.

V.2.3. Recouvrement : Il est défini comme le pourcentage de la surface du sol qui serait recouvert si on projetait verticalement sur le sol les organes aériens des individus de l'espèce.

À détermination précise du recouvrement n'est possible que si les individus ont des formes géométriques simples et facilement délimitables. Il est alors possible de mesurer la surface recouverte par chacun d'eux.

Le recouvrement fait souvent l'objet d'une simple estimation. Il est d'ailleurs variable au cours de l'année.

V.2.4. Fréquence : C'est le pourcentage de placette contenant une espèce par rapport au nombre total des placettes étudiées.

On peut tenir compte soit seulement des espèces enracinées, soit de toutes les espèces ayant des organes se projetant dans la surface.

V.3. Caractéristiques des groupements

V.3.1. Richesse : La richesse est le nombre (ou une fonction croissante du nombre) de classes différentes présentes dans le système étudié, par exemple le nombre d'espèces d'arbres dans une forêt. Une communauté comprenant beaucoup d'espèces mais avec une espèce dominante n'est pas perçue intuitivement comme plus diverse qu'une communauté avec moins d'espèces, mais dont les effectifs sont proche (Whittaker, 1965). L'indice de richesse le plus simple et le plus utilisé est tout simplement le nombre d'espèces S .

Exemple :

Espèces	Nombre des individus
<i>Aristida pungens</i>	25
<i>Ephedra alata</i>	11
<i>Peganum harmala</i>	9
<i>Artemisia herba-alba</i>	5
Richesse (S) = Σespèces = 04 espèces	

V.3.2. Densité : Nombre d'individus par unité de surface.

Exemple :

Espèces	Nombre des individus dans une surface de 64 m ²
<i>Aristida pungens</i>	25
<i>Ephedra alata</i>	11
<i>Peganum harmala</i>	9
<i>Artemisia herba-alba</i>	5
Densité (D) = $\frac{\text{Nombre des individus}}{\text{surface}} = \frac{50}{64} = 0,78 \approx 01 \text{ indi/m}^2$	

V.3.3. Fréquence : Les effectifs (ou fréquences) représentent le comptage d'un nombre d'individus par valeur (ou par plages de valeurs, si la variable observée est une variable continue). Les fréquences relatives représentent les fréquences divisées par le nombre total d'observations effectuées. Elle est encore définie comme étant que le nombre d'occurrences d'individus ou d'espèces dans une communauté par rapport au nombre total de points, ou de placettes, échantillonnés.

La fréquence d'une espèce est exprimée en pourcentage et reflète le degré de relation entre une espèce et son biotope. On la calcule selon la formule suivante :

$$F = \frac{n}{N} \times 100$$

n= nombre de relevés contenant l'espèce

N= nombre total des relevés effectués

F= la fréquence en %.

Exemple :

Tableau de relevés floristique en milieu saharien							
Relevés Espèces végétales	R1	R2	R3	R4	R5	R6	F %
<i>Aristida pungens</i>	+	+	+	+	+	+	$F = \frac{6}{6} \times 100 = 100 \%$
<i>Ephedra alata</i>	-	+	+	+	+	+	$F = \frac{5}{6} \times 100 = 83 \%$
<i>Peganum harmala</i>	+	+	-	+	-	-	$F = \frac{3}{6} \times 100 = 50 \%$
<i>Artemisia herba-alba</i>	+	-	-	-	-	+	$F = \frac{2}{6} \times 100 = 33 \%$
<i>Euphorbia guyoniana</i>	+	-	+	-	-	-	$F = \frac{2}{6} \times 100 = 33 \%$
<i>Ziziphus lotus</i>	-	+	-	-	-	-	$F = \frac{1}{6} \times 100 = 16 \%$

« + : présence, - : absence »

V.3.3.1. Indice de fréquence : Il est défini par l'échelle de Du Rietz. Du Rietz range les fréquences en 05 classes ou indices :

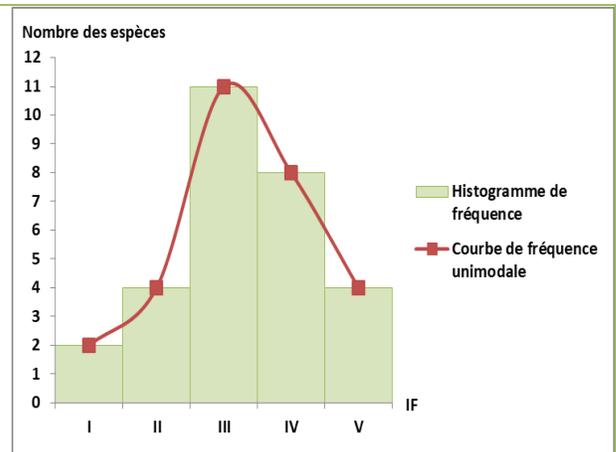
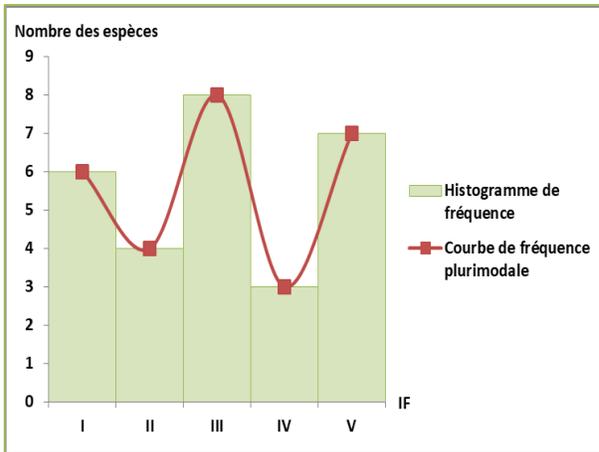
Fréquences	Indices de fréquences (IF)	Types d'abondances de l'espèce végétale	Espèces
F < 20 %	I	Accidentel	
20 % ≤ F < 40 %	II	Accessoire	
40 % ≤ F < 60 %	III	Assez fréquent	Accompagnantes
60 % ≤ F < 80 %	IV	Fréquent	Caractéristiques
80 % ≤ F ≤ 100 %	V	Très fréquent	Caractéristiques

Les espèces végétales dont l'indice de fréquence est :

- **IV** ou **V** sont considérées comme **des espèces caractéristiques du milieu**, où les conditions écologiques sont favorables pour leur développement.
- **III** sont **des espèces accompagnantes**, leur présence indique que le milieu est en évolution ou qu'il y a interférence entre deux milieux.

Pour caractériser un milieu donné, on réalise l'histogramme et la courbe de fréquence :

- La courbe **unimodale** indique que la station étudiée est **homogène**.
- Dans le cas contraire (courbe bi ou **multimodale**), la station est **hétérogène**.



-Histogramme et courbe de fréquence «multimodale»-

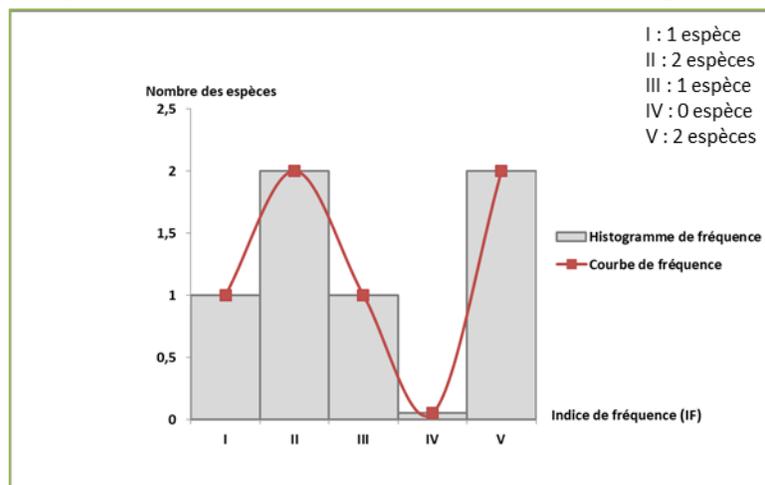
-Histogramme et courbe de fréquence «unimodale»-

Exemple :

Tableau de relevés floristique en milieu saharien								
Relevés	R1	R2	R3	R4	R5	R6	F %	IF
Espèces végétales								
<i>Aristida pungens</i>	+	+	+	+	+	+	100 %	V
<i>Ephedra alata</i>	-	+	+	+	+	+	83 %	V
<i>Peganum harmala</i>	+	+	-	+	-	-	50 %	III
<i>Artemisia herba-alba</i>	+	-	-	-	-	+	33 %	II
<i>Euphorbia guyoniana</i>	+	-	+	-	-	-	33 %	II
<i>Ziziphus lotus</i>	-	+	-	-	-	-	16 %	I

Les espèces caractéristiques du milieu dont la fréquence est V : *Aristida pungens* et *Ephedra alata*.

Les espèces accompagnantes du milieu dont la fréquence est III : *Peganum harmala*.

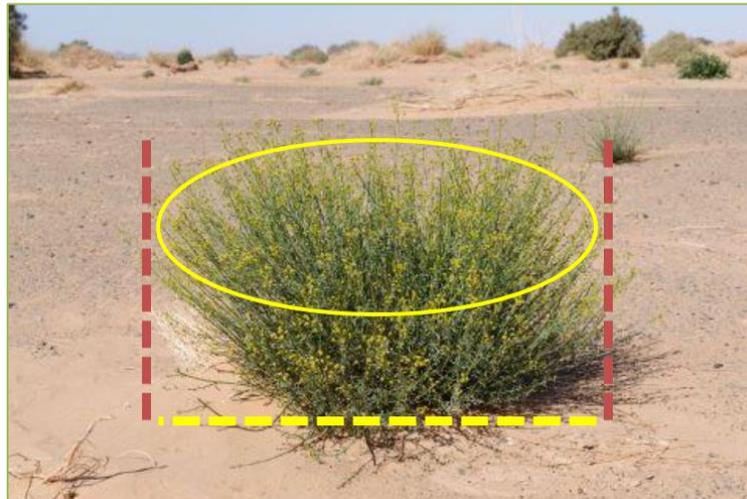


-Histogramme et courbe de fréquence-

Dans cet exemple, la courbe est bimodale ⇒ la station est hétérogène.

V.3.4. Recouvrement : Surface de projection verticale de l'appareil aérien du végétal (couronne, cime), ou de la végétation (canopée) au sol, ou proportion, ou pourcentage, de cette surface par rapport à la surface totale inventoriée.

Exemple :



-Projection de l'appareil aérien végétatif de l'espèce «*Euphorbia guyoniana*»-

Le recouvrement de cette espèce est :
La superficie de la cercle = $\pi \times r^2 = 3,14 \times (0,5)^2 = 0,785 \text{ m}^2$
100 % $\rightarrow 64 \text{ m}^2$
X $\rightarrow 0,785 \text{ m}^2 \Rightarrow R = 0,785 \times 100 / 64 = 1,226 \%$

V.3.5. Abondance : L'abondance d'un organisme est le nombre total de cet organisme ou le nombre d'organismes par unité d'espace. La seconde définition réfère à la densité de la population de l'organisme. L'abondance, avec la répartition, est une mesure de base en écologie.

Exemple :

Espèces	Nombre des individus dans une surface de 64 m ²	Abondance
<i>Aristida pungens</i>	25	$\frac{25}{64} = 0,39 \approx 01 \text{ ind/m}^2$
<i>Ephedra alata</i>	11	$\frac{11}{64} = 0,17 \approx 01 \text{ ind/m}^2$
<i>Peganum harmala</i>	9	$\frac{9}{64} = 0,14 \approx 01 \text{ ind/m}^2$
<i>Artemisia herba-alba</i>	5	$\frac{5}{64} = 0,07 \approx 01 \text{ ind/m}^2$
Densité (D) = $\frac{\text{Nombre des individus}}{\text{surface}} = \frac{50}{64} = 0,78 \approx 01 \text{ individus/m}^2$		

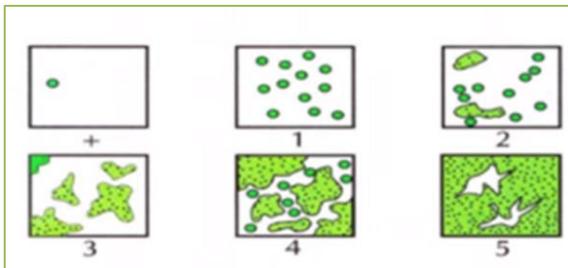
V.3.6. Dominance : Statut social de la plante dans la communauté, exprimé au moyen du recouvrement, de la densité et de la fréquence. Une plante, une espèce, peuvent être dominantes, co-dominantes, sous-dominantes, dominées.

La dominance ou recouvrement indique la surface couverte par l'ensemble des individus d'une même espèce.

L'abondance-dominance (estimation globale du nombre d'individus ou densité et surface de recouvrement). L'abondance-dominance, grandeur visible (repérable) et non mesurable, est surtout exprimée par un pourcentage, entre la surface occupée par le taxon, comparée à la surface totale de la station. **Le Coefficient d'abondance- dominance de BRAUN- BLANQUET.**

L'échelle adoptée est la suivante :

- L'espèce recouvre au plus de 1/20 de la surface :
 - les individus sont rares : **+**
 - les individus peu abondants : **1**
- Les individus sont abondants, l'espèce recouvre plus de 1/20 :
 - plus de 1/20 jusqu'à 1/4 : **2**
 - plus de 1/4 jusqu'à 1/2 : **3**
 - plus de 1/2 jusqu'à 3/4 : **4**
 - plus de 3/4 : **5**



Coefficients	Abondance	Recouvrement
+	Très rare	Très faible
1	Rare	> 5 %
2	Répondue	Entre 5-25 %
3	Abondant	Entre 25-50 %
4		Entre 50-75 %
5		< 75 %

+ : Abondance et dominance faibles (une seule plante ou deux seulement).

1 : Abondance faible ou moyenne et dominance faible (moins de 5 %).

2 : Abondance élevée et dominance comprise entre 5 % et 25 %.

3 : Quelle que soit l'abondance, la dominance est comprise entre 25 % et 50 %.

4 : Quelle que soit l'abondance, la dominance est comprise entre 50 % et 75 %.

5 : Dominance supérieure à 75 %.

V.3.7. Diversité : Le terme **biodiversité** concerne le plus souvent la diversité en termes d'espèces d'un écosystème. On peut bien évidemment s'intéresser à d'autres niveaux et d'autres objets, par exemple la diversité génétique (en termes d'allèles différents pour certains gènes ou marqueurs) à l'intérieur d'une population ou à l'opposé la diversité des écosystèmes. On gardera toujours à l'esprit que la prise en compte de la diversité spécifique n'est pas la seule approche, même si le texte se s'y réfère le plus souvent. Il existe plusieurs indices permettant la mesure de la diversité au sein d'un écosystème dont :

V.3.7.1. Indice de Shannon : L'indice de Shannon, aussi appelé indice de Shannon-Weaver ou Shannon-Wiener, est dérivé de la théorie de l'information :

$$H = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i$$

Σ : Sigma, symbole mathématique de la somme

ln : logarithme népérien

p_i : proportion de l'espèce, ($p_i = n_i/N$)

n_i = le nombre d'individus dénombrés pour une espèce présente

N = le nombre total d'individus dénombrés, toute espèce confondue

S = le nombre total des espèces présentes.

Exemple 1 :

Relevé A		Relevé B	
Espèces	Nbr d'individus	Espèce	Nbr d'individus
<i>Asteriscus pygmaeus</i>	85	<i>Asteriscus pygmaeus</i>	40
<i>Asparagus stipularis</i>	5	<i>Asparagus stipularis</i>	35
<i>Atractylis cancellata</i>	5	<i>Atractylis cancellata</i>	25
<i>Plantago lagopus</i>	5		
Relevé A			
$H = - \left[\left[\frac{85}{100} \times \ln \frac{85}{100} \right] + \left[\left[\frac{5}{100} \times \ln \frac{5}{100} \right] + \left[\left[\frac{5}{100} \times \ln \frac{5}{100} \right] + \left[\left[\frac{5}{100} \times \ln \frac{5}{100} \right] \right] \right] = 0,59$			
Relevé B			
$H = - \left[\left[\frac{40}{100} \times \ln \frac{40}{100} \right] + \left[\left[\frac{35}{100} \times \ln \frac{35}{100} \right] + \left[\left[\frac{25}{100} \times \ln \frac{25}{100} \right] \right] \right] = 1,08$			

Cet indice permet de quantifier l'**hétérogénéité de la biodiversité** d'un milieu d'étude et donc d'observer une évolution au cours du temps. Cet indice varie toujours de 0 à ln S (ou log S ou log₂ S, selon le choix de la base du logarithme).

H' correspond à l'indice de Shannon, selon la formulation suivante :

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \cdot \log_2(p_i)$$

p_i = l'abondance proportionnelle ou pourcentage d'abondance d'une espèce présente ($p_i = n_i/N$)

n_i = le nombre d'individus dénombrés pour une espèce présente

N = le nombre total d'individus dénombrés, toute espèce confondue

S = le nombre total ou cardinal de la liste d'espèces présentes.

L'indice de Shannon permet d'exprimer **la diversité spécifique d'un peuplement étudié**. Pour rappel, la diversité spécifique caractérise le nombre plus ou moins grand d'espèces présentes dans un peuplement. **S'il est homogène (constitué d'une seule et même espèce), alors l'indice $H' = 0$.**

Plus nous sommes **en présence d'espèces différentes, plus sa valeur augmente de façon logarithmique**. Il est ainsi fréquent de voir des valeurs **H' comprises entre 1 et 5 pour tenir compte de la diversité spécifique**. Ceci est lié au fait que l'indice de Shannon est forcément lié à la taille de l'échantillon. Mais la comparaison de ces valeurs nécessite quelque prudence. Enfin, la valeur $H_{max} = \log_2(S)$ correspond à un peuplement hétérogène pour lequel tous les individus de toutes les espèces sont répartis d'une façon égale. L'indice H' varie donc entre ces deux limites.

Exemple 2 :

Relevé A

Espèces	Ni	Pi	$\log_2 p_i = \ln p_i / \ln 2$	$p_i \times \log_2 p_i$
<i>Asteriscus pygmaeus</i>	10	10/45=0,22	$\ln 0,22 / \ln 2 = -1,51 / 0,69 = -2,19$	$0,22 \times -2,19 = -0,48$
<i>Asparagus stipularis</i>	20	0,45	$-0,798 / 0,69 = -1,16$	$0,45 \times -1,16 = -0,52$
<i>Atractylis cancellata</i>	5	0,11	-3,20	$0,11 \times -3,20 = -0,35$
<i>Plantago lagopus</i>	6	0,13	-2,96	$0,13 \times -2,96 = -0,38$
<i>Peganum harmala</i>	4	0,088	-3,52	$0,088 \times -3,52 = -0,31$
$H' = - \sum p_i \log_2 p_i$			$-\sum -0,48 - 0,52 - 0,35 - 0,38 - 0,31 = 2,04$	

V.3.7.2. Indice de Simpson : est un indice **permettant de mesurer la diversité d'un milieu**, créé par Edward Simpson en 1949, **en calculant la probabilité que deux individus sélectionnés au hasard appartiennent à la même espèce**.

la probabilité que deux individus appartiennent à la même espèce selon la formule originelle de Simpson (1949) : $P(\omega) = \sum(p_i^2)$. Il en découle deux formules, suivant que l'échantillon est infini (indice λ) ou fini (indice L). Par exemple, dans le cas d'un peuplement de phytoplancton par m³ d'eau de mer, on préférera l'indice λ . Pour suivre une population d'oiseaux forestiers par hectare, nous utiliserons l'indice L.

$$\lambda = \frac{1}{\sum_{i=1}^S (p_i)^2} \quad L = \frac{\sum_{i=1}^S n_i.(n_i-1)}{N.(N-1)}$$

p_i = proportion d'individus de l'espèce i ($p_i = n_i/N$)

n_i = nombre d'individus de l'espèce i

N = nombre total d'individus

S = le nombre total ou cardinal de la liste d'espèces présentes.

Plus cet indice est proche de 1, plus le peuplement est homogène. Aussi utilise-t-on fréquemment un second indice, ou indice de diversité, correspondant à l'indice de Simpson retranché à 1.

Aussi, cet indice peut être interprété comme la probabilité que deux individus tirés au hasard soient d'espèces différentes, selon la formule suivante :

$$E = 1 - \sum_{i=1}^S p_i^2 \quad L = 1 - \frac{\sum_{i=1}^S n_i.(n_i-1)}{N.(N-1)}$$

Exemple :

Espèces	Nbre d'individus (n)	(n-1)	n(n-1)
A	49	48	49×49= 2352
B	17	16	17×16= 272
C	11	10	11×10= 110
D	10	9	10×9= 90
E	5	4	4×5= 20
F	8	7	8×7= 56
	N=100		$\sum n(n-1)= 2900$
$L = 1 - \frac{\sum_{i=1}^S n_i.(n_i-1)}{N.(N-1)}$			
$1 - \frac{2900}{100.(99)} = 1 - 0,29 = 0,71 \Rightarrow 71\%$ que deux individus tirés au hasard soient d'espèces différentes			
$1 - 0,71 = 0,29 \Rightarrow 29\%$ que deux individus appartiennent à la même espèce			

V.3.8. Équitabilité ou régularité : La régularité de la distribution des espèces (équitabilité en Français, *evenness* ou *equitability* en Anglais) est un élément important de la diversité. Une

espèce représentée abondamment ou par un seul individu n'apporte pas la même contribution à l'écosystème.

À nombre d'espèces égal, la présence d'espèces très dominantes entraîne mathématiquement la rareté de certaines autres : on comprend donc assez intuitivement que le maximum de diversité sera atteint quand les espèces auront une répartition très régulière. Un indice d'équitabilité est indépendant du nombre d'espèces (donc de la richesse). La plupart des indices courants, comme ceux de Simpson ou de Shannon, évaluent à la fois la richesse et l'équitabilité.

L'indice d'équitabilité associé à l'indice de Shannon s'écrit :

$$E = \frac{H}{\ln(S)} = E = - \frac{\sum_{i=1}^S p_i \ln(p_i)}{\ln(S)}$$

$$E = \frac{H'}{\log_2(S)} = E = - \frac{\sum_{i=1}^S p_i \log_2(p_i)}{\log_2(S)}$$

H, H'= indice de Shannon

S= richesse spécifique

Cet indice vaut 1 lorsque toutes les espèces d'un échantillon donné présentent la même abondance, et 0 lorsqu'une seule espèce est présente dans l'échantillon.

Exemple :

E= H'/log2(S)	E= H/ln(S)
H'= 2,04	H= 1,08
S= 5	S= 3
log2 S= ln5/ln2=1,61/0,69= 2,33	ln3= 1,098
E= 2,04/2,33= 0,876	E=1,08/1,098= 0,983

V.3.9. Indices de similarités : Les indices de similarité les plus connus sont celui de **Sørensen** et celui de **Jaccard**. L'utilisation de ces deux indices est très répandue tant en botanique qu'en zoologie.

V.3.9.1. Indice de similitude de SØRENSEN : L'indice de similitude de SØRENSEN permet une comparaison entre deux sites, car il évalue la ressemblance entre deux relevés en établissant le rapport entre les espèces communes aux deux relevés et celles propres à chaque relevé.

Indice de similarité de **SØRENSEN (ISs)** est calculé selon la formule suivante (Rameau, 1987, 1988) :

$$ISs = \frac{2a}{2a + b + c}$$

a= le nombre d'espèces propres au premier relevé

b=le nombre d'espèces propres au second relevé
C= le nombre d'espèces communes aux deux relevés comparés

Aussi, Il peut être calculé par cette formule :

$$Is = \frac{2C}{a + b}$$

V.3.9.2. Indice de similitude de JACCARD : Cet indice est calculé de la manière suivante (Rameau, 1987, 1988) :

$$ISj = \frac{a}{a + b + c}$$

a= le nombre d'espèces propres au premier relevé
b= le nombre d'espèces propres au second relevé
C= le nombre d'espèces communes aux deux relevés comparés.

Aussi, Il peut être calculé par cette formule :

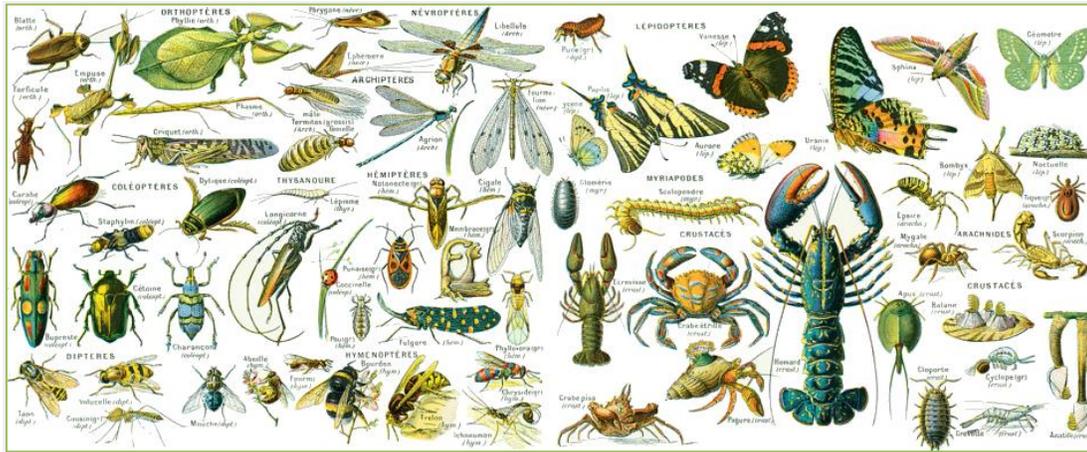
$$Pj = \frac{C}{a + b - c} \times 100$$

Exemple : Calcul de l'indice de similitude de SØRENSEN et de JACCARD

Relevé A		Relevé B	
Espèces	Ni	Espèces	Ni
<i>Asteriscus pygmaeus</i>	10	<i>Plantago lagopus</i>	6
<i>Asparagus stipularis</i>	20	<i>Perganum harmala</i>	15
<i>Atractylis cancellata</i>	5	<i>Stipa parviflofra</i>	8
<i>Plantago lagopus</i>	6	<i>Ziziphus lotus</i>	5
<i>Perganum harmala</i>	4	<i>Hordeum murinum</i>	2
		<i>Asparagus stipularis</i>	4
Indice de similitude de SØRENSEN			
I. $ISs = \frac{2a}{2a+b+c}$		$ISs = \frac{2 \times 5}{(2 \times 5) + 6 + 3} = 0,526$	
II. $Is = \frac{2C}{a+b}$		$Is = \frac{2 \times 3}{5+6} = 0,545$	
Indice de similitude de JACCARD			
I. $ISj = \frac{a}{a+b+c}$		$ISj = \frac{5}{5+6+3} = 0,35$	
II. $Pj = \frac{C}{a+b-c} \times 100$		$Pj = \frac{3}{5+6-3} \times 100 = 37,5$	
a= le nombre d'espèces propres au premier relevé = 5 b=le nombre d'espèces propres au second relevé= 6 C= le nombre d'espèces communes aux deux relevés comparés= 3			

VI. Méthodes d'échantillonnages de la faune

VI.1. Méthodes d'échantillonnages des arthropodes



-Arthropodes-

VI.1.1. Méthodes d'échantillonnages des arthropodes

L'échantillonnage d'une population animale tient compte, outre des caractéristiques du protocole expérimental, de nombreux éléments biologiques (d'abord), physiques et surtout statistiques qui varient d'une espèce à l'autre et d'un milieu, ou d'une culture, à l'autre. Il repose sur des dénombrements opérés « à vue » ou par capture des insectes.

VI.1.1.1. Chasse à vue : Les insectes sont échantillonnés à vue, le long de transects sur des éléments linéaires du paysage au moyen d'un filet à papillons. Si le temps est ensoleillé, c'est la méthode efficace pour les Lépidoptères Rhopalocères, les Odonates, les Coléoptères floricoles, mais aussi pour beaucoup d'espèces héliophiles vivant au niveau du sol, comme les Orthoptères.



-Filet à papillons-



Lépidoptères



Odonates



Coléoptères

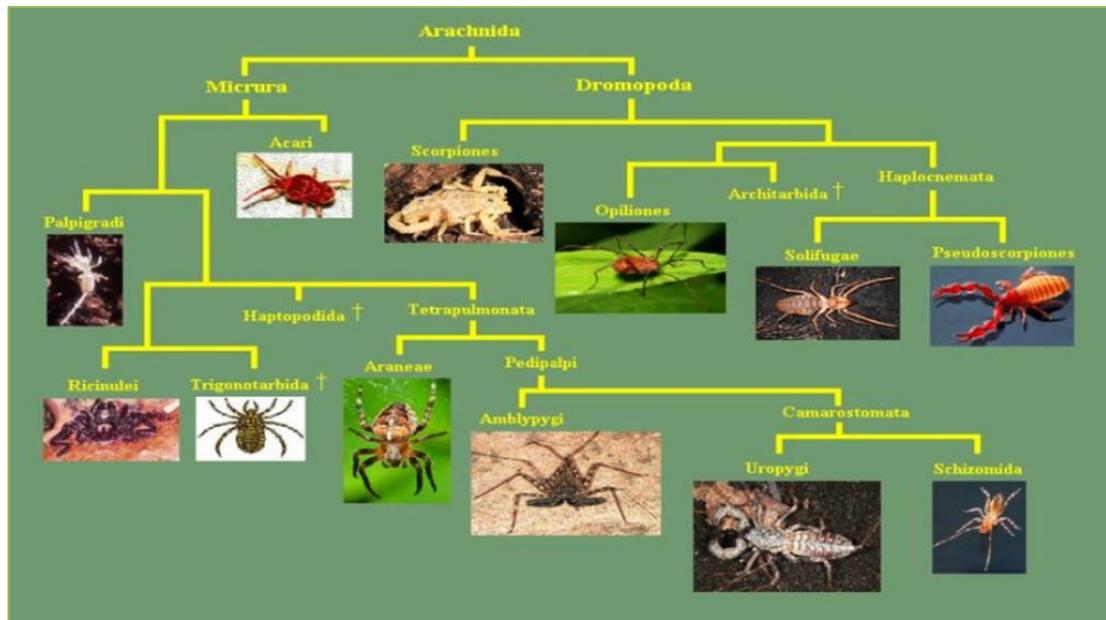


Orthoptères

VI.1.1.2. Fauchage : Le filet fauchoir est utilisé dans la végétation basse et permet de collecter une faune extrêmement abondante d'insectes (et d'arachnides).



-Filet fauchoir-

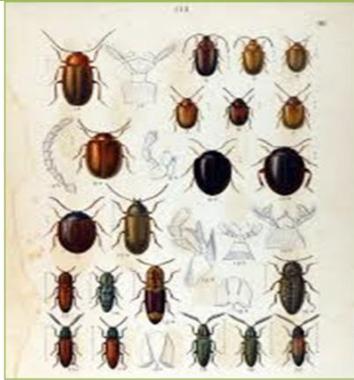


-Arachnides-

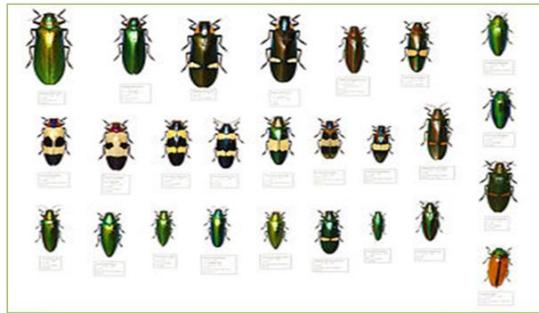
VI.1.1.3. Parapluie japonais (nappe montée) : Une toile carrée de couleur claire de 120 x 120 cm est tendue sur un cadre pliant en bois. La nappe est maintenue d'une main sous le feuillage des arbres et arbustes pendant que l'on secoue brutalement les végétaux avec l'autre main (battage). Les insectes se laissent tomber sur la nappe où ils sont facilement collectés. Cette méthode capture tous les insectes présents sur les branches des arbres et des arbustes : Coléoptères Elateridae, Buprestidae, Chrysomelidae et Curculionidae, mais aussi Hémiptères et Homoptères, Névroptères, Trichoptères etc...



-Parapluie japonais-



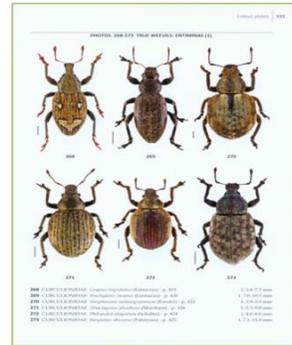
Elateridae



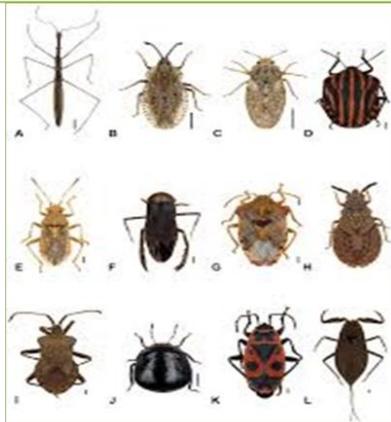
Buprestidae



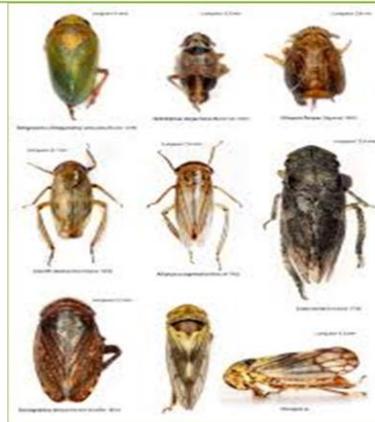
Chrysomelidae



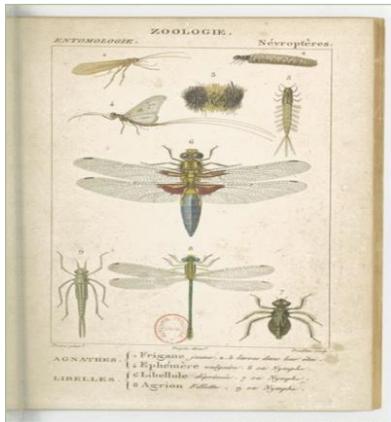
Curculionidae



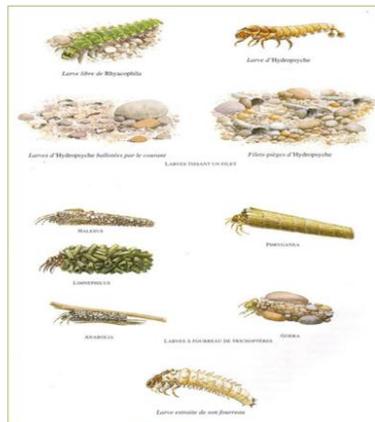
Hémiptères



Homoptères



Névroptères



Trichoptères

VI.1.1.4. Visite des gîtes : Bien entendu, l'examen d'habitats très particuliers est indispensable : bois morts, notamment sous les écorces (à terre ou sur pied), intérieur des champignons, sous les grosses pierres, cavités dans les troncs, bouses et crottins, nids et terriers, talus de mousse au bord des ruisseaux etc. Certains examens sont destructeurs (arrachage des écorces, destruction des souches ...) tous les gîtes ne sont donc pas systématiquement prospectés et les pierres sont remises en place.

VI.1.2. Méthodes de capture

VI.1.2.1. À la main : De nombreux insectes peuvent être attrapés à la main ou avec un banal pot. Il suffit souvent de simplement rabattre un pot sur l'insecte pour le capturer. Cependant, certains peuvent mordre ou infliger de douloureuses piqûres. Un pinceau à poils courts peut être utile pour capturer les petits insectes, surtout ceux à corps mou. Il suffit de l'humecter et de toucher délicatement l'insecte qui s'y collera.



-Capture à la main-

VI.1.2.2. Filet : C'est l'outil le plus utilisé. Il vous sera indispensable. On utilise généralement le filet de trois façons différentes :

a. Capture au vol : C'est la méthode la plus courante. Faites des mouvements latéraux. Une fois l'insecte dans le fond du filet, enfermez le en tournant rapidement le manche de façon à faire passer le sac par-dessus l'anneau. Coincez l'insecte dans un repli du filet et capturez le en le couvrant du flacon de chasse ouvert introduit dans le filet. Une fois l'insecte dans le pot, la main toujours dans le filet, replacez le couvercle. Si vous croyez avoir affaire à un insecte piqueur, vous pouvez introduire dans le flacon de chasse le repli du filet dans lequel l'insecte est coincé jusqu'à ce que le poison l'engourdisse suffisamment. Il est souvent plus sûr d'attendre que l'insecte se pose sur un support pour l'attraper.



-Capture au vol-

b. Capture au sol : Pour capturer un insecte au sol, il suffit de rabattre rapidement le filet par-dessus. Après avoir rabattu le filet, on peut "encourager" l'insecte à se diriger vers le fond en soulevant le sac du filet par son extrémité. Comme les insectes ont tendance à s'enfuir vers le haut, votre capture devrait se diriger vers le fond du filet.



-Capture au sol-

C. Fauchage : C'est une chasse "à l'aveugle". Utilisez votre filet pour faucher, par de rapides mouvements latéraux de va-et-vient, les herbes ou le feuillage des buissons. Dans un champ, avancez lentement en fauchant les herbes devant vous. Attention aux épines et branches dures si vous ne voulez pas vous retrouver avec un filet plein de trous (les entomologistes utilisent un filet spécial plus robuste pour le fauchage). Il ne vous reste plus, ensuite, qu'à trier vos captures parmi les nombreux débris que vous aurez ramassés.



-Fauchage-

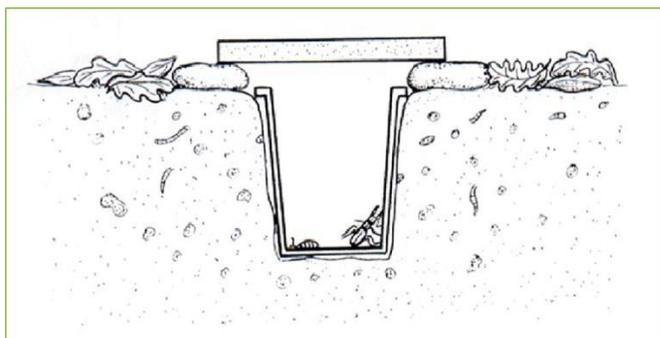
VI.1.2.3. Battage : La méthode consiste à donner des coups de bâton sur le feuillage d'un arbre ou d'un arbuste pour faire tomber les insectes sur un support placé dessous. Il faut donner des coups brusques dirigés verticalement de haut en bas (on peut utiliser le manche du filet). On recueille les insectes tombés avec un (parapluie japonais), un carré de tissu blanc tendu sur une croix en bois qu'on tient sous les branches battues. Vous pouvez, à la place, utiliser un simple carré de tissu blanc ou, même, un sac en plastique blanc étendu à plat sur le sol. Le plus simple, c'est d'utiliser un parapluie ordinaire (de préférence de couleur claire) qu'on ouvre et qu'on place, à l'envers, sous les branches battues. En plus, si vous vous faites surprendre par la pluie, vous pourrez retourner à la maison au sec.



-Battage-

VI.1.2.4. Piège fosse (ou piège de Barber) : C'est une méthode facile à utiliser et très efficace pour obtenir des spécimens qu'on pourrait difficilement obtenir autrement. Il s'agit tout simplement d'un contenant enfoncé dans le sol. Les insectes qui y tombent ne peuvent en sortir. N'importe quel contenant aux parois lisses (verre ou plastique) peut faire l'affaire. Le

plus simple, c'est d'utiliser des verres jetables en plastique. Ils sont légers et on peut facilement en emporter plusieurs en les insérant les uns dans les autres. Pour installer le piège, il suffit de creuser un trou avec une pelle à jardinage et de placer le contenant dans le trou. On remet ensuite de la terre autour en aménageant sommairement le sol pour rétablir le micro-habitat. Assurez vous que le contenant soit bien enfoncé jusqu'au niveau du sol. Si le bord dépasse, même un peu, les insectes vont contourner le piège plutôt que s'y jeter. Il peut être nécessaire de recouvrir le piège d'une planchette ou d'une pierre plate supportée par des cailloux de façon à empêcher le piège de s'emplier d'eau en cas de pluie.



-Piège fosse-

VI.1.2.5. Bac jaune (ou piège jaune) : Beaucoup d'insectes pollinisateurs sont attirés par la couleur jaune. Enfoncez tout simplement dans le sol, à égalité avec la surface, un contenant plat (bol, moule à gâteau, assiette à tarte) de couleur jaune (le jaune le plus "pettant" que vous trouverez) dans lequel vous aurez versé un peu d'eau additionnée de savon à vaisselle. Laissez le tout au soleil pendant un certain temps.



-Bac jaune-



Insectes pollinisateurs

VI.1.2.6. Piège lumineux : La majorité des insectes sont nocturnes et beaucoup sont attirés par la lumière. Le plus simple des pièges lumineux, c'est tout bêtement un lampadaire près d'un mur. Allez toujours jeter un coup d'oeil lorsque vous passez près d'un lampadaire, la nuit. Les enseignes lumineuses des commerces attirent aussi beaucoup d'insectes.



-Piège lumineux-

VI.1.2.7. Appareil de berlese : Cet appareil sert à capturer les petits invertébrés qui vivent dans la litière du sol, ou dans l'humus. On place simplement un échantillon de sol dans un entonnoir au fond duquel on a placé un grillage pour retenir le contenu. On place ensuite une source de chaleur au-dessus (une lampe de 60 ou 100 W ou, plus simplement, mais c'est moins efficace, le soleil). Au fur et à mesure que le sol se réchauffe et s'assèche, les organismes qu'il contient migreront vers le fond jusqu'à finalement traverser la grille et tomber dans un flacon d'alcool placé sous l'entonnoir. Attention, votre ampoule ne doit pas trop chauffer l'échantillon, ça tuerait vos spécimens avant qu'ils aient pu migrer jusqu'au fond. On peut utiliser, en guise d'entonnoir, un bidon à lave glaces ou une bouteille de boisson gazeuse de 2 L dont on a découpé le fond. On peut aussi utiliser, à la place de l'entonnoir, une passoire en plastique (les trous doivent être assez gros) qu'on place au-dessus d'un contenant au fond duquel on a mis de l'alcool.



-Appareil de berlese-

VI.1.2.8. Filet troubleau : Plusieurs espèces d'insectes passent une partie de leur vie dans l'eau. Vous pouvez les capturer en utilisant un filet troubleau (c'est une époussette à mailles fines) ou, plus simplement, une passoire à spaghetti (on peut allonger le manche en y attachant un bâton).



-Filet troubleau-

VI.1.2.9. Flacon de chasse : Vous devrez vous munir, au cours de vos expéditions, d'un flacon de chasse pouvant tuer rapidement vos captures. Traditionnellement, on utilisait un pot au fond duquel on plaçait des cristaux de cyanure recouverts d'une mince couche de plâtre. Le cyanure est très toxique pour les insectes. Il l'est malheureusement aussi pour les humains. Il est plus simple et sécuritaire d'utiliser de l'acétate d'éthyle. C'est un solvant qu'on peut obtenir dans les boutiques spécialisées de sciences naturelles. On peut remplacer l'acétate d'éthyle par du dissolvant à vernis à ongles qu'on peut trouver à la pharmacie au rayon des cosmétiques (c'est un mélange d'acétate d'éthyle avec je ne sais quel autre solvant, de l'acétone, je crois; c'est à peu près aussi efficace). Il suffit de placer un peu de papier absorbant au fond d'un pot et d'y laisser tomber quelques gouttes d'acétate d'éthyle. Le flacon sera efficace pour quelques heures. Pour les plus petits insectes, on utilise une petite

bouteille dans laquelle on place une bandelette de papier imbibé d'une goutte d'acétate d'éthyle.



-Flacon-

VI.1.2.10. Bouteilles : Le flacon de chasse ne devrait servir qu'à tuer les insectes. Après, il faut les transférer dans un petit flacon identifié. Généralement on utilise de petites bouteilles fermées par un couvercle qui se visse, un bouchon de liège ou de plastique, ou simplement un tampon de ouate. Vous pouvez aussi vous procurer à faible prix des contenants à pilules comme en utilisent les pharmaciens.



-Bouteilles-

VI.1.2.11. Piège adhésif : Un dispositif en plaque ou en feuille recouvert d'une substance collante retient les insectes qui s'y posent ou le percutent. Il est utilisé pour la capture des insectes dont les Coléoptères, Diptères, Hyménoptères, Lépidoptères..., et peu utilisé pour la capture des rongeurs.



-Piège adhésif-

VI.1.2.12. Piège sexuel : Le principe repose sur la réponse des mâles à l'émission d'une phéromone par la femelle avant l'accouplement. Les individus attirés par une phéromone synthétique ou par une femelle non-fécondée sont capturés par des dispositifs variés (entonnoirs, glue).



-Piège sexuel à phéromone-

VI.1.2.13. Pièges appâtés : Le principe est celui de l'attraction par une réponse à un stimulus d'ordre alimentaire. La réponse aux stimuli dépend des espèces (sélectivité) et souvent du sexe : les résultats de ce type de piégeage donnent donc une image biaisée de la communauté réelle.

- **Piège appâté au sol :** Piège combinant un dispositif de capture par interception (piège à fosse) et un dispositif d'attraction (cadavres ou viandes en décomposition, excréments). IL souvent utilisé pour la capture des Coléoptères coprophages ou nécrophages et les Diptères (sur excréments ou sur viande).

Le piège fosse



Diptères

-Piège appâté au sol-

- **Piège appâté suspendu ou « piège à bière »** : Piège combinant un dispositif de capture suspendu (récipient avec un entonnoir) et un dispositif d'attraction (substances fermentées (vin, bière) et/ou sucrées (miel, fruits), miellée, éthanol, benzyl acétate, térébenthine, alphapinène, etc...). Avec l'utilisation d'appât en décomposition il est intéressant d'en disposer à plusieurs périodes de temps pour capturer les espèces attirées à différents stades de décomposition. Ce type de piège ; est utilisé généralement pour la capture des insectes à activité nocturne dont certaines espèces de l'ordre des Diptères, Hyménoptères, Coléoptères, Lépidoptères,..



-Piège appâté suspendu-

VI.1.2.14. Piège refuge : Des substrats artificiels (attractives particulièrement nutritionnelles, exp. Sucre) soit sont déposés le temps que des insectes s'y installent ou y pondent, puis, récupérés, ils sont décortiqués au laboratoire ou laissés jusqu'à l'émergence des adultes. Par exemple, on peut lier en bottes des branchettes de divers diamètres fraîchement coupées,

accrochées en forêt au printemps et récupérées en automne (xylophages qu'on verra apparaître au printemps suivant ou après 2 ans). Il est souvent utilisé dans les études des inventaires entomologiques en forêt, pour l'échantillonnage des Coléoptères de la famille des Staphylinidae, Clavicornes, Scydmaenidae, Pselaphidae et les Hyménoptères, ...etc.



-Piège refuge-

VI.1.2.15. Piège colore : Ce type de piège est basé sur l'attraction visuelle des insectes héliophiles et floricoles par les couleurs (mimétiques des fleurs). Les insectes attirés tombent dans le piège rempli d'un liquide mouillant et conservateur (éthanol, détergeant, ...).



-Piège colore-

VI.1.2.16. Piège microtube à fourmis : Un microtube rempli d'une solution sucrée (miel dilué) (1/3 du tube) et bouché (à la moitié du tube par du coton hydrophile permettant une lente diffusion de l'odeur sucrée) est enterré dans le sol. Pour attirer les Fourmis. Les microtubes peuvent être récoltés une heure ou plus après leur mise en place et refermés pour identifier les Fourmis piégées au laboratoire.



Fourmis

-Piège microtube à fourmis-

VI.1.2.17. Capture par tamisage : Un échantillon de sol (volume prédéfini) est tamisé au-dessus d'une bache blanche (mailles de tamis carrés de 4 mm au départ, puis jusqu'à 0,5 mm). Les invertébrés sont triés sur la bache et recueillis à l'aide de pinces souples ou d'un aspirateur à bouche dans un pot contenant de l'alcool.



Invertébrés

-Capture par tamisage-

VI.1.2.18. Appareil de WINKLER-MOCZARSKI : Voisin de l'appareil de Berlèse-Tullgren, il est constitué de poches en tissu remplies de litière et suspendues au-dessus d'un entonnoir (en tissu ou en plastique) muni d'un récipient collecteur. Attirés par la lumière et/ou fuyant la dessiccation, les individus remontent à la surface et tombent dans l'entonnoir.



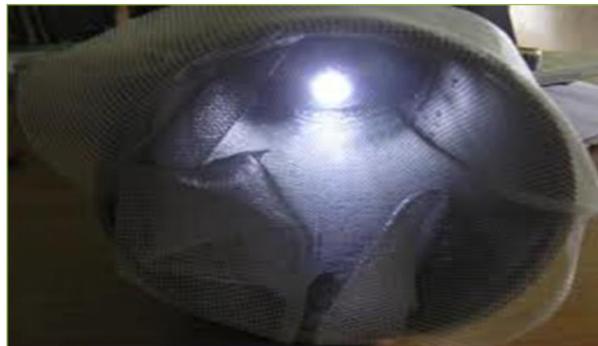
-Appareil de WINKLER-MOCZARSKI-

VI.1.2.19. Filet Surber : Pour échantillonner les invertébrés benthiques, le filet Surber (surface de la base de 1/20 m² et maille 0,5 mm) est disposé face au courant sur le fond du cours d'eau. Les cailloux et les graviers situés dans le cadre horizontal sont remués pour les « laver » à l'entrée du filet : les animaux et les larves accrochés y sont ainsi entraînés.



-Filet Surber-

VI.1.2.20. Piège lumineux aquatique : Ce piège est constitué d'une nasse immergée transparente de grande dimension munie d'un dispositif lumineux étanche (tube néon dégageant peu de chaleur) alimenté par une batterie d'automobile fonctionnant la nuit.



-Piège lumineux aquatique-

LE CARNET DE TERRAIN

C'est un outil indispensable. C'est un petit cahier dans lequel vous noterez, pour chaque insecte capturé :

- Un numéro (ce numéro doit être inscrit sur une étiquette accompagnant l'insecte récolté).
- La localité et la date de la capture.
- L'heure (le moment du jour) et les conditions météo.
- La méthode de capture.
- Le milieu écologique où s'est faite la capture (boisé, potager, champ en friche, étang, etc.) et autres détails s'il y a lieu (sous une pierre, sous l'écorce d'une vieille souche, sur une espèce particulière de plante, etc.).

VI.2. Méthodes d'échantillonnages des oiseaux



-Oiseaux-

VI.2.1. Transects et les Indices Kilométriques d'Abondance (I.K.A) : Marcher à l'aube dans un milieu choisi homogène, en ligne droite et sur une distance donnée (500 à 1000 m), pour noter tous les contacts visuels et auditifs.

- Relever les oiseaux d'un seul côté du trajet ou des deux côtés.

Pour chaque dénombrement, les observations effectuées sont traduites en nombre de couples nicheurs.

- Pour chaque espèce : diviser le nombre de couples obtenus par la longueur du transect en km.
- Valeur d'I.K.A de chaque espèce est la valeur maximale obtenue à l'un ou l'autre des deux I.K.A partiels.

VI.2.2. Points d'écoute

Indices Ponctuels d'Abondance (I.P.A) : Noter tous les contacts auditifs et visuels à un même point durant 20 mn et ce quel que soit la distance de détection.

VI.2.3. Recherche des nids : La recherche des nids s'effectue d'une manière directe ou le plus souvent en suivant les mouvements d'un couple au niveau du territoire défendu.

Suivi de la ponte, de l'éclosion et de l'envol des jeunes = estimation du succès de reproduction d'une espèce dans un habitat quelconque.

VI.3. Méthodes d'échantillonnages des mammifères



-Mammifères-

VI.3.1. Echantillonnages des grands mammifères

VI.3.1.1. Méthodes basées sur les observations directes

A. Comptages terrestres

A.1. Dénombrement exhaustif : Pour que les résultats d'un comptage total soit fiable, il faut que tous les animaux présents dans une surface donnée (de préférence réduite) soit enregistrés avec précision et en une seule fois.

A.2. Echantillonnage d'une surface : La détection des animaux peut être faite à l'intérieur de quadrats ou dans une bande de largeur prédéfinie ou bandes de comptage qui correspondent à de longs quadrats.

A.3. Echantillonnage d'une ligne : La méthode des transects en ligne est actuellement largement utilisée pour l'estimation des densités d'animaux ou de populations d'animaux sauvages.

A.4. Echantillonnage à partir d'un point fixe : Les animaux sont comptés à partir d'un point fixe d'observation, au lieu d'utiliser des transects.

Bien que cette méthode est généralement plus utilisée pour les inventaires ornithologiques, elle est aussi utilisée pour les grands mammifères.

A.5. Méthode utilisant des indicateurs biologiques

- **Indice kilométrique (IK) :** L'indice kilométrique correspond au rapport du nombre d'individus observés sur le nombre de kilomètres parcourus à pied, à bicyclette, à cheval ou en véhicule.
- **Taille des groupes :** Elle correspond à la taille moyenne des groupes observés au travers de la médiane.
- **Indice de reproduction :** L'indice de reproduction peut être défini comme le nombre de jeunes observés par femelles.

B. Comptages aériens

Les comptages aériens, à l'aide d'un avion à ailes hautes, consiste à survoler la zone à étudier à une altitude de 100 m (300 pieds) et une vitesse de 110-190 km/h, en suivant des transects prédéfinis et parallèles, et compter tous les animaux compris dans une bande d'observation d'une largeur variant de 100 à 500 m (compte tenu du couvert végétal), mais généralement de 350 m (175 m de chaque côté de l'axe du transect).

VI.3.1.2. Méthodes basées sur des observations indirectes: indices de présence

Une alternative au comptage direct des animaux est possible si une relation entre le nombre d'animaux et certains signes peut être démontrée. Ces signes peuvent être des traces, crottes, nids (**indice basé sur les traces (empreintes), indice basé sur les crottes**).

VI.3.2. Echantillonnages des petits mammifères

VI.3.2.1. Rongeurs et insectivores : Ils sont souvent abondants et spécifiques de certains habitats, représentent de bons indicateurs écologiques. Leur capture est relativement facile et leur manipulation sans danger. Dans des cas, il existe des méthodes qui permettent de capturer les animaux, sinon il existe d'autres méthodes dans le cas où aucun dispositif de

capture ne peut être mis en place. Ce sont par exemple l'analyse des pelotes de régurgitation des rapaces ou des excréments de carnivores, l'examen des traces ou des poils ou le comptage des crottes.

VI.3.2.2. Chiroptères (Chauves-souris) : L'étude des chauves-souris par observation directe est complexe car elles sont principalement actives au crépuscule et la nuit.

Les chauves-souris peuvent être recensées par :

- observation directe dans les lieux de repos où se réunissent les animaux en grandes colonies (arbres, grottes, caves);
- observation directe lorsque les animaux quittent les reposoirs à la tombée de la nuit et que leurs silhouettes se détachent nettement dans le ciel;
- des méthodes de comptages indirectes utilisant des détecteurs dont les espèces sont alors identifiées lorsqu'elles émettent leurs cris;
- des captures au moyen de filets très fins (en nylon et polyester) ou de pièges.

VI.4. Méthodes utilisées pour l'étude de régime alimentaire

VI.4.1. Observation directe des animaux : Dans la nature, on peut observer à distance des animaux en train de manger. On peut ainsi constater qu'un rongeur mange des noix ou qu'un rapace mange de petits oiseaux ou de petits mammifères. Quant aux animaux domestiques ou d'élevage, il est très facile de connaître leurs aliments préférés ainsi que les quantités de nourriture qu'ils ingèrent par jour par exemple. On remarque ainsi qu'un brebis mange de la luzerne, du foin et de l'avoine et qu'il raffole des carottes qu'on lui offre ou d'éviter consommer de harmel (*Peganum harmala*) ou une autre toxique.



-Animaux en train de manger-

VI.4.2. Observation des traces d'un repas : Il est possible de trouver des restes de repas : noisettes perforées, cônes de pin rongés, proies en partie consommées (Elytre d'un criquet, patte d'insecte), jeunes rameaux coupés, etc. Chaque espèce possède une technique particulière pour consommer sa nourriture : l'écureuil ronge les pommes de pin et laisse quelques fragments d'écailles alors que le mulot n'en laisse aucune.



-Traces des repas-

VI.4.3. Examen du contenu du tube digestif (contenu stomacal) : Certaines parties du tube digestif (notamment l'estomac) contiennent des aliments entiers après la mort de l'animal. L'estomac d'un capelan (poisson proche de la morue) peut ainsi contenir des crevettes presque intactes. Le gésier d'un oiseau contient souvent des graines entières ou en partie fragmentées et mêlées à de petits cailloux. Le jabot d'un criquet renferme des parties des plantes consommée par le Criquet ou autre insecte phytophage.



-Examen du contenu du tube digestif-

VI.4.4. Analyse des excréments : Les excréments (ou crottes) des animaux renferment parfois des fragments d'aliments non digérés et reconnaissables. Les excréments de renard contiennent souvent des enveloppes de fruits, fragments végétaux ; fragments des graines et parfois des élytres, pattes d'insectes.



-Excréments des animaux-

VI.4.5. Analyse d'une pelote de régurgitation de rapace : Une pelote de régurgitation est rejetée naturellement par la bouche du rapace quelques heures après son repas. Elle contient les parties non digérées des proies (des poils, des os, etc.). La reconnaissance des os extraits d'une pelote permet d'identifier et de compter les proies qui ont été avalées.



-Pelotes de réjection de hibou moyen-duc. Une d'entre elles a été disséquée : d'un côté les poils, de l'autre une partie des os (rongeurs)-

Solution de test des pré-requis

Définition des termes :

- **Écologie (*ecology*)** : ce terme a été créé par Haeckel en 1866. Composé de deux mots grecs *oikos* et *logos*, il signifie étymologiquement « science de l'habitat ». Selon la définition même qu'en donnait Haeckel, ce terme désigne la science globale dont l'objet est l'étude des inter-relations des êtres vivants entre eux et avec leur environnement.
- **Écosystème** : Unité écologique de base formée par le milieu (biotope) et les organismes qui y vivent (biocénose). La montagne, la forêt sont des écosystèmes.

En écologie, un écosystème est un ensemble formé par *une communauté d'êtres vivants* en interrelation (biocénose) avec son *environnement* (biotope).

Les composants de l'écosystème développent un dense réseau de dépendances, d'échanges d'énergie, d'information et de matière permettant le maintien et le développement de la vie. Un écosystème transformé par l'Homme dans le but de nourrir, c'est-à-dire dans un contexte agricole s'appelle un agrosystème (ou agroécosystème).

- **Échantillonnage** : est la sélection d'une partie dans un tout qui produit une série d'échantillons à étudier.
- **Échantillon** : est une petite quantité d'une matière ou d'une information, d'une solution.

C'est une petite partie de la population que l'on va examiner. C'est le fragment d'un ensemble pour juger de cet ensemble.