

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

Centre Universitaire Abdelhafid Boussouf-Mila –

Institut des Sciences de la Nature et de la Vie

Département de l'Ecologie et de L'environnement



POLYCOPIES DE COURS

Méthode d'étude et inventaire de la faune et la flore

(2^{ém} année : Écologie et Environnement)

Filière : Ecologie et Environnement

Réalisé par :

Dr. Bouaroudj Sara

Année Universitaire 2023/ 2024

Licence / Master : Licence

Matière : Méthodes d'études et d'inventaire de la faune et de la flore

Domaine : Science de la nature et de la vie

Filière : écologie

Semestre : 4

Coefficient : 2

Crédit : 6

Unité d'enseignement : UEF 2.2.2

Objectif de l'enseignement

Le contenu de cette matière permettra à l'étudiant d'acquérir les :

- Types d'échantillonnages
- Méthodes d'échantillonnage et de classification de la végétation
- Méthodes d'échantillonnage de la faune
- Collectes et analyses des données faunistiques et floristiques

Connaissances préalables recommandées :

L'étudiant doit avoir des notions élémentaires sur la biologie végétale et la biologie animale : (morphologie et anatomie) ainsi que la systématique (Zoologie et botanique). Connaissances de base de l'Ecologie (espèce, population, peuplement, habitat, biogéographie...).

Contenu de la matière :

1. Quelques définitions
2. Les stratégies et les plans d'échantillonnages
3. Méthode d'échantillonnage de la flore
4. Méthode d'échantillonnage de la faune
5. Exploitation des données faunistiques et floristiques ; Traitement, analyse et interprétation.

Mode d'évaluation :

Examen Final 60%

Travaux Dirigés 40%



Semestre: 4ème Semestre

U.E: Unité d'Enseignement Fondamentale 2

Matière 2: Méthodes d'étude et d'inventaire de la faune et la flore

Objectif de l'enseignement

Le contenu de cette matière permettra à l'étudiant d'acquérir les différentes techniques d'échantillonnage de la faune et la flore notamment en milieu forestier.

Connaissances préalables recommandées

L'étudiant doit avoir des notions élémentaires sur la biologie végétale et la biologie animale.

Contenu de la Matière

Introduction

1. Echantillonnage

1.1. Principes généraux

- Classification des descripteurs
- Choix des descripteurs
- Echelles d'observation

1.2. Types d'échantillonnages

- Echantillonnage subjectif
- Echantillonnage probabiliste (aléatoire, systématique, stratifié, analyse exhaustive,

Echantillonnage mixte)

2. Méthodes d'échantillonnage et de classification de la végétation

2.1. Méthodes physiologiques

2.2. Méthodes dynamiques

2.3. Méthodes phytosociologiques

3. Méthodes d'échantillonnage de la faune

3.1. Mammifères

3.2. Oiseaux

3.3. Amphibiens et reptiles

3.4. Arthropodes (principalement insectes)

3.5. Faune aquatique

4. Collectes et analyses des données faunistiques et floristiques

4.1. Présentation des données

4.2. Applications des différentes méthodes pour l'estimation de la densité et la richesse spécifique (indice de Shannon, indice d'équitable)

4.3. Traitements statistiques des données et application des méthodes multivariées par l'identification des groupements d'espèces

Mode d'évaluation : Examen 75%, continu 25%

Contrôle continu et examen semestriel

Références (Livres et photocopiés, sites internet, etc)

1. Dajoz P., 1981- Précis d'Ecologie forestière. Edi: Masson
2. Gounot M., 1969- Méthodes d'étude quantitative de la végétation. Edi : Masson & cie, Paris,
3. Pesson P., 1974- Ecologie forestière. Edi : Gauthier villart.
4. Long G., 1974- Diagnostic phyto-écologique et aménagement du territoire. Edi : Masson

TABLE DES MATIERES

Introduction générale	1
Chapitre 1 : L'échantillonnage	2
1. Echantillonnage	2
1.1. Principes généraux.....	2
1.1.1. Classification des descripteurs.....	2
a/ Descripteurs qualitatifs	2
b/ Descripteurs ordinaux ou semi-quantitatifs	2
c/ Descripteurs quantitatifs	2
d/ Descripteurs complexes ou synthétiques.....	3
1.1.2. Choix des descripteurs.....	3
a. Descripteur d'occupation de l'espace-temps.....	3
b. Descripteurs biométriques et démographiques.....	3
c. Descripteur structuraux	3
d. Descripteurs systématiques	3
1.1.3. Echelle d'observation.....	4
1.2. Types d'échantillonnages.....	4
1.2.1. L'échantillonnage subjectif	4
1.2.2. Echantillonnage Probabiliste	4
a/ Méthodes d'échantillonnage aléatoire simple.....	4
b/ Méthodes d'échantillonnage systématique	5
c/ Méthodes d'échantillonnage stratifié	5
d/ Méthodes d'échantillonnage exhaustif.....	6
e/ Méthodes d'échantillonnage mixte	6
Chapitre 2 : Méthode d'échantillonnage et de classification de la végétation	7
1. Méthode d'échantillonnage et de classification de la végétation.....	7
1.1. Méthode physiologiques.....	7
1.1.1. La Structure verticale.....	7
1.1.2. La structure horizontale	8
1.2. Méthode dynamiques.....	8
1.3. Méthodes phytosociologies	9
1.3.1. L'étape synthétique.....	9
a. L'aire minimale est définie à l'aide de la "courbe aire-espèce".....	11
b. Abondance.....	11
c. Dominance.....	11
d. Echelle d'abondance dominance.....	12
e. La sociabilité.....	12
f. Composition d'un relevé.....	12
Chapitre 3 : Méthodes d'échantillonnage de la faune	14
1. Méthodes d'échantillonnage de la faune	14
1.1. Les mammifères	14
1.1.1. Types d'échantillonnage	14
a. Échantillonnage par transects	14
b. Echantillonnage par Quadrat	14
c. Taux d'échantillonnage.....	14
1.1.2. Protocole d'échantillonnage	15
a. Méthodes directe	15

b. Les observations sur le terrain ou « contacts ».....	16
c. Méthodes indirectes (Analyse d'ossements et cadavres)	16
1.1.3. Indices de présence.....	17
2. Les oiseaux	18
2.1. Méthodes d'échantillonnages des oiseaux.....	19
2.1.1. Capture et Marquage	19
2.1.2. Point d'écoute et point de comptage.....	20
2.1.3. Suivi par radar.....	21
2.1.4. Échantillonnage par transects.....	21
2.1.5. Utilisation de pièges photographiques.....	22
2.2. Choix de la méthode d'échantillonnage.....	22
2.3. Importance de l'échantillonnage des oiseaux.....	23
2.4. Utilisation des données d'échantillonnage.....	24
3. Amphibiens et reptiles	25
3.1. Amphibiens.....	25
3.1.1 Classification des amphibiens.....	25
a. Anoures (Anura).....	25
b. Urodèles (Caudata).....	25
c. Gymnophiones (Gymnophiona).....	26
3.1.2 Diversité des amphibiens.....	26
3.1.3. Techniques de capture et d'identification.....	27
a. Piégeage.....	27
b. Échantillonnage acoustique.....	28
c. Recherche visuelle.....	29
d. Identification des espèces.....	29
3.1.4. Étude de l'habitat et de l'écologie.....	30
3.1.5. Préférences de micro habitat.....	30
3.1.6. Utilisation de l'eau et de la terre.....	31
3.1.7. Facteurs environnementaux influençant la distribution.....	32
3.1.8. Abondance et distribution des amphibiens.....	32
3.1.9. Suivi des populations et des migrations.....	33
a. Marquage individuel.....	33
b. Suivi des larves.....	34
c. Études de génétique des populations.....	34
d. Migrations saisonnières.....	34
3.2. Reptiles.....	35
3.2.1. Les caractéristiques les plus importantes des reptiles.....	36
a. Régulation de la température corporelle.....	36
b. Alimentation.....	36
c. Reproduction.....	37
d. Habitats.....	37
e. Comportement.....	37
f. cycle de vie des reptiles.....	37
3.2.2. Techniques de capture et d'identification.....	37
a. inventaires simples.....	38
b. suivis temporels.....	38
c. habitats et gestion.....	38

d. Combinée à vue et plaque.....	38
e. Plaques seules.....	39
f. À vue uniquement.....	39
g. Capture-Marquage-Recapture (CMR).....	39
h. Capture-Marquage-Recapture de Super-Individus (CMRS).....	40
i. Capture-Marquage-Recapture Double (CMRD).....	40
4. Arthropodes (principalement insectes)	40
4.1. Méthodes relatives pour l'échantillonnage des insectes.....	43
4.1.1. Filet.....	43
4.1.2. Filet faucheur.....	43
4.1.3. Pièges lumineux.....	44
4.1.4. Piège fosse.....	45
4.1.5. Battage.....	46
4.1.6. Piège d'interception en vol (Piège a impact).....	46
4.1.7. Piège d'interception en vol (piège Malaise).....	47
4.1.8. Piège a phéromones.....	48
4.1.9. Piège Lindgren.....	49
4.2. Méthodes absolues.....	49
4.2.1. Collecte à la main.....	49
4.2.2. Cages d'émergence.....	50
4.2.3. Aspiration (D-Vac).....	50
4.2.4. Séparation du substrat Appareil de Berlese et tamis.....	51
4.3. Tuer et conserver les insectes capturés.....	51
a. Le flacon de chasse.....	51
b. La congélation.....	51
c. Dans l'alcool.....	51
5. La faune aquatique (Poisson)	52
5.1. Les méthodes d'étude des poissons.....	52
5.1.1. Techniques passives.....	52
a. les pêcheries barrages de toutes natures.....	52
b. Les nasses et les casiers.....	52
c. Les lignes et les palangres.....	53
d. Les filets maillants.....	53
5.1.2. Techniques actives.....	54
a. Les engins recouvrant.....	54
b. Les engins traînants.....	54
c. Les engins encerclant.....	55
d. Les engins électrifiés.....	55
5.1.3. Techniques d'observation directe.....	56
a. Observation en plongée.....	56
b. Observation directe des espèces en migration.....	56
c. Observations aéroportées.....	56
d. Méthodes acoustiques.....	56
5.1.4. Méthodes diverses (ou complémentaires).....	57
Chapitre 4 : Collecte et analyses des données faunistiques et floristiques	59
1. Collecte et analyses des données faunistiques et floristiques	59
1.1. Présentation des données	59

1.2. Préparation des données	59
1.3. Importation des données	59
1.4. Traitement des données	59
1.5. Traitements statistiques et méthodes multivariées par l'identification des groupements d'espèce	61
a. Historique.....	61
b. Méthodes	62
2. Sortie et interprétation des données	62
Références bibliographiques.....	63

LISTE DES FIGURES

Figure 01	Illustration d'un échantillonnage aléatoire simple dans l'espace (à gauche) et dans le temps (à droite).	4
Figure 02	Illustration d'un échantillonnage systématique dans l'espace (à gauche) et dans le temps (à droite).	5
Figure 03	Illustration d'un échantillonnage stratifié dans l'espace (à gauche) et dans le temps (à droite)	5
Figure 04	Les types biologiques de la classification de Raunkier : 1- Phanérophyte, 2/3- Chaméphyte, 4-Hémicryptophyte, 5/6-Géophyte, 7-Hélophyte, 8/9-Hydrophyte.	7
Figure 05	Stratification verticale de la végétation	8
Figure 06	comment différencier entre les formations végétales	10
Figure 07	la méthode de l'aire minimale	10
Figure 08	courbe représentant l'accroissement du nombre d'espèces relevé dans un biotope en fonction de la surface	11
Figure 09	Coefficient d'abondance dominance de Braun-Blanquet	12
Figure 10	disposition de la ligne de base et des transects dans une zone de recensement	14
Figure 11	pièges pour capturer les micromammifères	15
Figure 12	Bâtisse (à gauche) abritant une colonie de Petit rhinolophe (à droite par les flèches)	16
Figure 13	Photographie de pelotes de réjection sèches collectées	17
Figure 14	Photographies d'empreinte de Castor d'Europe (Castor fiber) (en bas), guano du genre Plecotus (Oreillard) (en haut à gauche) et crottes de campagnol amphibie (en haut à droite)	18
Figure 15	Méthode d'échantillonnage par Capture et marquage	20
Figure 16	Méthode d'échantillonnage par point d'écoute et point de comptage	20
Figure 17	Suivi par radar	21
Figure 18	Méthode d'échantillonnage par échantillonnage par transects	22
Figure 19	la classification des lissamphibiens	25
Figure 20	ordre Anura (espèce Agalychnis callidryas)	25
Figure 21	ordre Caudata (espèce Cynops pyrrhogaster)	26
Figure 22	Un gymnophione, la cécilie Caecilia tentaculata	26
Figure 23	hyalinobatrachium sp est un genre de grenouille, appelé grenouille de verre en raison de sa peau translucide qui laisse voir ses organes. C'est une technique de camouflage très répandue	27
Figure 24	La nasse de type « Amphicapt » est composée d'un seau de 15 litres percé de 3 entonnoirs latéraux (ce système assure la flottabilité de la nasse dans les points d'eau)	28
Figure 25	Plan d'échantillonnage acoustique de l'étang. Chaque échantillon consiste en un enregistrement sonore sous-marin de 10 minutes à partir de l'étang, comprenant 10 enregistrements, chacun d'une durée d'une minute, pris à différents endroits autour du plan d'eau. Les paramètres environnementaux et les métadonnées d'enquête sont systématiquement recueillis pour accompagner chaque échantillon sain	29
Figure 26	Fiche d'identification et de comparaison des amphibiens de La Réunion	30

Figure 27	On recense 450 mares sur le territoire de Chartres métropole. Cet habitat naturel accueille notamment les amphibiens, qui y effectuent tout ou partie de leur cycle de vie	31
Figure 28	cycle vital de la grenouille	32
Figure 29	Carte de distribution actualisée des grenouilles du système P-G et de la Grenouille rieuse dans l'aire d'étude. La coloration du fond de carte indique l'altitude (comme indiqué sur la légende de la carte). -Updated distribution of water frogs of the PG system and of the Marsh Frog in the study area. Background coloration indicates elevation (as explained in the map legend)	33
Figure 30	Grenouille commune portant un émetteur « tag » radiogoniométrique autour de la taille. La technologie est peu coûteuse et très légère, permettant aux scientifiques d'en apprendre plus sur les petits amphibiens. Photo de Betsy Roznik	34
Figure 31	Lors de la migration de reproduction, les crapauds communs restent volontiers sur les routes, où ils attendent les femelles en migration (© Thomas Mermod)	35
Figure 32	quelques espèces des reptiles	36
Figure 33	De nouveaux outils d'aide à l'identification des reptiles, Agamidae de la réunion	38
Figure 34	La méthode Capture-Marquage-Recapture (CMR)	39
Figure 35	quelques espèces des insectes	42
Figure 36	Barrage	52
Figure 37	Types de nasses	52
Figure 38	Les lignes et les palangres	53
Figure 39	Les filets maillants	54
Figure 40	épervier	54
Figure 41	Chalut à panneaux gréé avec des bras	55
Figure 42	Sennes	55
Figure 43	engins électrifiés	56
Figure 44	bateau pour le suivi des pêcheries professionnelles	57
Figure 45	équipement d'aide à la pêche	58

Introduction générale

D'après FINLAYSON (1991), le cadre de la conception d'une étude peut se résumer en plusieurs phases importantes indiquant la démarche à respecter. Ces étapes induisent notamment une série de questions auxquelles le gestionnaire se trouve confronté et auxquelles il doit tenter de répondre. Chaque question est importante et devrait être résolue avant de démarrer toute étude (USHER, 1991 ; ROBERTS, 1991). Les plus immédiates sont :

1. « Quels sont mes objectifs ? » : Quel est le but de l'étude ? Quelles sont les données requises ?
2. « Que dois-je suivre ? » : Quelles espèces ? Quelle échelle ? Qu'est-ce qui peut être obtenu par la lecture d'études existantes ? Quelle est la taille de l'échantillon, etc...
3. « Comment vais-je procéder ? », « Quand ? », « Avec quelle fréquence ? » : Comment l'objectif peut-il être atteint ? Comment obtenir les données souhaitées ? Quelle méthode utiliser ? Combien de stations de prélèvement ? Comment choisir les aires d'échantillonnage ? Combien cela va coûter (temps, argent) ? Quelles sont les sources de biais ? Comment les résultats vont être enregistrés ? Cela implique de décider des techniques d'échantillonnage et de relevés sur le terrain.
4. « Est-ce que les méthodes sont suffisantes ? » Est-ce que l'on a besoin de mesurer d'autres variables ?
5. « Comment fonctionne l'analyse ? » Est-ce que la taille des échantillons est suffisante ? Sous quelle forme se présenteront les données qui seront collectées périodiquement ? Quelles méthodes statistiques sont facilitées par l'utilisation de l'ordinateur ?
6. « Que signifient les données ? »
7. « Quand l'objectif visé sera-t-il atteint ? »

Chapitre 1 : L'échantillonnage

1. Echantillonnage :

L'échantillonnage est fondamental et résulte de l'impossibilité de collecter des données sur tous les éléments d'une population ou d'une surface, souvent pour des raisons pratiques, techniques ou économiques.

L'échantillonnage permet alors d'étudier le tout par le biais des statistiques. Il est pourtant d'après Scherrer (1984), l'un des aspects les plus négligés de la bio statistique, c'est ce qu'on peut constater aussi dans les espaces naturels. La partie de la population que l'on va examiner s'appelle l'échantillon. Définir les modalités de l'échantillonnage consiste à définir la localisation, le nombre et la taille des échantillons de la population statistique.

1.1. Principes généraux :

Les variables pouvant intervenir dans une description de structure ou de fonctionnement d'un objet étudié sont très nombreuses. Ils peuvent être classés en différentes catégories.

1.1.1. Classification des descripteurs

a. Descripteurs qualitatifs :

Descripteurs qualitatifs sont des catégories définies sans assignation d'une mesure ni même d'un caractère permettant de les ordonner les uns par rapport aux autres.

Exemples : Les différents taxons constituant un peuplement. Pour chaque taxon considéré, le descripteur est la présence ou absence

b. Descripteurs ordinaux ou semi-quantitatifs :

Descripteurs ordinaux sont définis par l'existence d'une relation d'ordre (plus petite ou plus grande ; ou bien antérieure ou postérieure, etc.) sans toutefois qu'il soit possible de mesurer une distance entre deux états distincts.

Exemples : Les stades de développement d'une espèce.

Pour un organisme à croissance continue, un ensemble de classe d'âge ou de taille délimitées arbitrairement. Stades de succession d'un peuplement naturel le long d'un gradient spatio-temporel.

Remarque : Les descripteurs qualitatifs peuvent devenir semi quantitatifs, si on les classe selon leurs fréquences (classement de ces espèces par fréquences décroissantes).

c. Descripteurs quantitatifs :

Descripteurs quantitatifs sont définis comme des quantités véritables, pour lesquelles on peut déterminer des rapports et des différences.

Cette définition concerne un très grand nombre de descripteurs utilisés en écologie et qui mesure des abondances, des taux, pourcentage, volume, biomasse, etc.

d. Descripteurs complexes ou synthétiques :

Les descripteurs cités ci-dessus sont des descripteurs simples, c'est à dire, caractérisés, pour chaque observation, par un seul nombre ou par la spécification d'une modalité.

Descripteurs complexes permet de rendre compte de plusieurs observations simples dans le même plan d'échantillonnage.

Exemple : Soit un ensemble d'espèces (chacune caractérisée par son abondance relative en une station). On calcule un indice de diversité (descripteur quantitatif), et on établit la loi de décroissance des abondances des espèces rangées de la plus abondante à la plus rare (descripteur semi-quantitatif).

1.1.2. Choix des descripteurs

Les descripteurs utilisés en écologie sont extrêmement divers. Le choix des descripteurs dépend du type du modèle descriptif ou explicatif attendu en fin d'analyse, c'est à dire, du pré-modèle.

Quelques exemples de descripteurs sont cités ci-dessous.

a. Descripteur d'occupation de l'espace-temps :

Ils peuvent être qualitatifs, présence ou absence d'un taxon et indication du type d'occupation du milieu (espèce endogée vie dans le sol ou épiphyte, planctonique, etc.) ; Semi-quantitatifs (échelle d'abondance/dominance) ou quantitatifs (biomasses, effectifs d'organismes par unité de volume ou de surface du biotope).

b. Descripteurs biométriques et démographiques :

Ils sont nécessaires à l'application des modèles dynamiques de populations.

Exemple : démographie des populations.

c. Descripteur structuraux :

Outre la structure spatio-temporelle et les structures démographiques, on a des structures liées à la répartition de la biomasse en espèces distinctes (distribution des individus par espèces, diversité spécifique), des structures trophiques, etc.

Ces descripteurs peuvent être quantitatif, semi quantitatif ou qualitatif.

La structure trophique est décrite par les biomasses relatives des producteurs, des consommateurs et des décomposeurs. La structure spatio-temporelle : Stratification de la végétation, succession de végétation où chaque stade prépare l'installation du suivant.

d. Descripteurs systématiques :

Les plus fréquents de ces descripteurs sont ceux qui rendent compte de la dynamique d'une biomasse, d'une espèce ou d'un élément chimique (allongement des rameaux). On retrouve les descripteurs biométriques et démographiques, s'il s'agit d'un modèle de dynamique d'une population.

1.1.3. Echelle d'observation

Les écosystèmes sont structurés dans l'espace et dans le temps. La définition de l'échelle, c'est d'envisager soit une souche d'arbre, soit une forêt, soit une région et étudier leurs variations sur une journée, une année ou plusieurs années.

D'un point de vue pratique, la définition d'une échelle d'observation comporte deux éléments distincts : l'amplitude du domaine échantillonné et la densité des observations sur ce domaine. Cela revient, en fait, à définir pour chaque plan d'échantillonnage deux échelles : l'une définissant la taille de l'objet analysé, l'autre l'échelle de variations observées à l'intérieur de l'objet.

1.2. Types d'échantillonnages

1.2.1. L'échantillonnage subjectif

C'est la forme la plus simple et la plus intuitive d'échantillonnage. L'observateur juge les emplacements représentatifs des conditions du milieu et choisit comme échantillons les zones qui lui paraissent particulièrement homogènes et représentatives d'après son expérience.

Le principe de base est de prospecter la zone d'étude, et d'y recenser les principales unités végétales. A l'intérieur de chaque unité ainsi définie, il sera effectué un relevé choisi sur des critères d'homogénéité et de représentativité.

Un choix subjectif, n'est pas aléatoire car les relevés seront d'autant mieux établis que le chercheur dispose d'une expérience éprouvée.

1.2.2. Echantillonnage Probabiliste

a. Méthodes d'échantillonnage aléatoire simple

L'échantillonnage aléatoire simple est une méthode qui consiste à prélever au hasard et de façon indépendante n unités d'échantillonnage d'une population de N éléments. Ainsi, chaque élément de la population possède la même probabilité de faire partie d'un échantillon de n unités et chacun des échantillons possibles de tailles n , possède la même probabilité d'être constitué.

Remarque : Il y a différents types d'échantillonnage aléatoire, aléatoire simple, stratifié et par grappes.

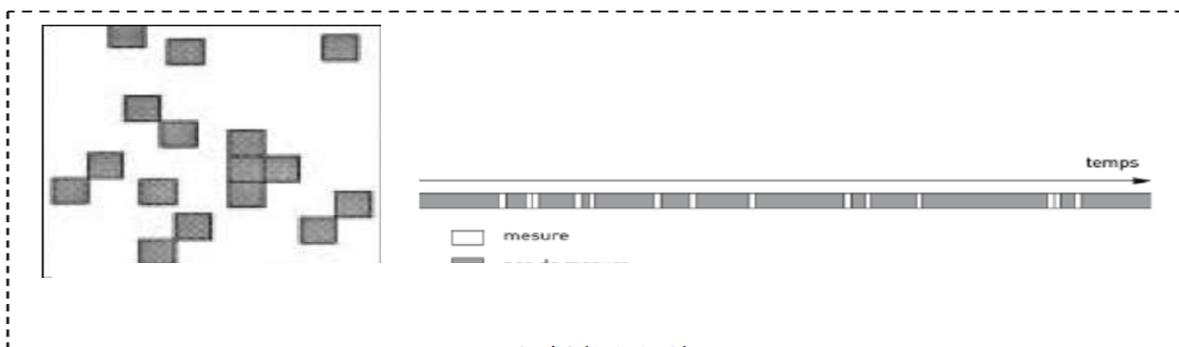


Figure 01 : Illustration d'un échantillonnage aléatoire simple dans l'espace (à gauche) et dans le temps (à droite).

b. Méthodes d'échantillonnage systématique

Un échantillonnage est systématique si les individus sont sélectionnés à intervalles réguliers (exemple une mesure journalière tous les six jours). Il consiste aussi à répartir les échantillons de manière régulière (p.ex. Tous les « x » mètres). Il est moins demandeur en temps qu'un échantillonnage aléatoire. On utilise habituellement un quadrillage (souvent positionné sur la photographie aérienne du territoire étudié). Les points d'échantillonnage sont ainsi faciles à localiser à chaque relevé.

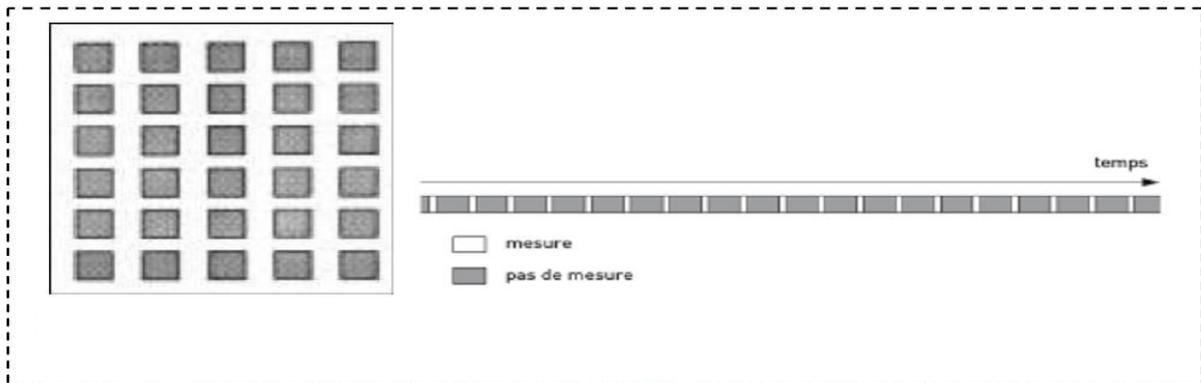


Figure 02 : Illustration d'un échantillonnage systématique dans l'espace (à gauche) et dans le temps (à droite)

c. Méthodes d'échantillonnage stratifié

Il est particulièrement utilisé quand l'aire étudiée est divisée en zones différenciées (strates). Les strates peuvent correspondre à des divisions administratives, des zones à topographie différente...etc.

Il consiste à subdiviser une population hétérogène en sous-populations ou strates plus homogènes. La stratification s'impose lorsque les résultats sont recherchés au niveau de chacune des sous-populations. On répartit alors les échantillons au sein des strates (en procédant éventuellement par un échantillonnage au hasard par exemple) avec un nombre proportionnel à l'aire de chacune.

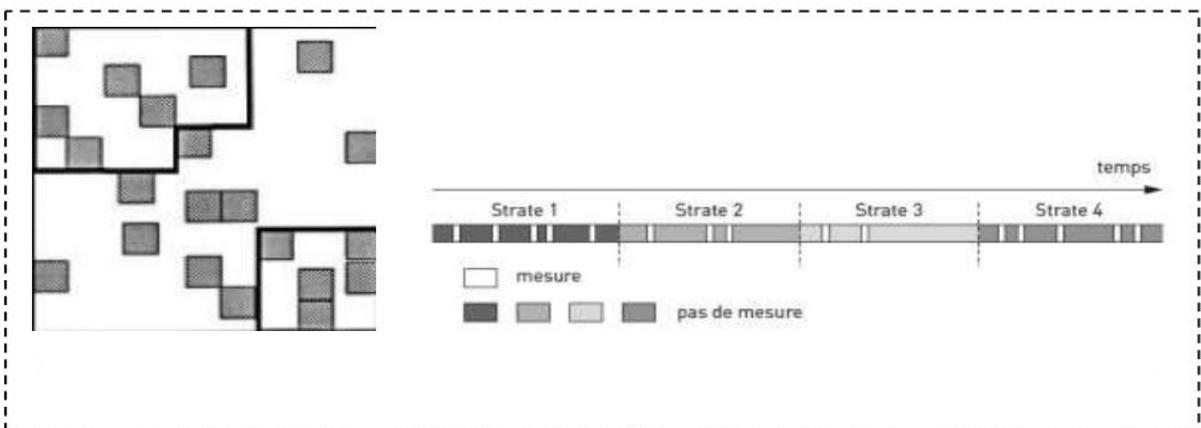


Figure 03 : Illustration d'un échantillonnage stratifié dans l'espace (à gauche) et dans le temps (à droite)

d. Méthodes d'échantillonnage exhaustif

L'analyse exhaustive pourrait s'apparenter à une adaptation de l'échantillonnage systématique. Au lieu d'échantillonner une petite partie des éléments dont le premier point aura été tiré au hasard et d'en inférer à l'ensemble, on échantillonne la totalité de l'ensemble.

Le mode opératoire consiste à placer des placettes le long d'une ligne et d'y étudier les propriétés structurales de la végétation. Mais il faut préciser que le but poursuivi n'est pas le même. Comme l'étude porte sur la structure, les lignes ne sont pas nécessairement très longues et les placettes suffisamment importantes pour qu'on puisse considérer qu'on approche quelque peu la population.

e. Méthodes d'échantillonnage mixte

C'est l'échantillonnage le plus utilisé sur le terrain.

Le travail sur le terrain consiste donc souvent à réaliser une combinaison de plusieurs échantillonnages simples en un échantillonnage plus complexe appelé à juste titre échantillonnage mixte.

Souvent les études commencent par un échantillonnage stratifié consistant en une délimitation de zones homogènes (stratification) de la zone d'étude.

Aboutissant par exemple à une carte de l'occupation des terres. Ensuite à l'intérieur des strates retenues, ils choisissent des relevés subjectivement (éch. Subjectif) ou au hasard (éch. Aléatoire).

Une fois les points choisis, ils peuvent y implanter une ligne (éch. Systématique) pour en extraire les fréquences spécifiques.

Chapitre 2 : Méthode d'échantillonnage et de classification de la végétation

1. Méthode d'échantillonnage et de classification de la végétation

Toutes les méthodes ont pour objectif de gagner du temps dans la connaissance du milieu. Elles visent à l'établissement de données standard pouvant être comparées et traitées. Les meilleures méthodes sont celles qui donnent des résultats tangibles dans les meilleurs délais, avec une optimisation du temps passé à relever et traiter les informations.

Les techniques d'échantillonnage de la végétation sont en réalité très nombreuses. Elles peuvent cependant être différenciées par une gamme variée de critères. Il s'agit notamment de l'étendue, des objectifs, de l'organisation spatio-temporelle

1.1. Méthode physiologiques

Consiste à décrire la structure verticale (stratification) et horizontale (recouvrement) pour définir l'unité de végétation (steppe, forêt, Sahara...etc.)

La végétation se distribue sur deux échelles horizontale et verticale

1.1.1. La Structure verticale :

Unités de végétation, appelées formations végétales sur la base de la prédominance d'un ou de plusieurs types biologiques. L'association végétale est stratifiée, c'est-à-dire composée de végétaux de différentes tailles parmi lesquels on peut reconnaître plusieurs niveaux ou strates : ainsi dans une forêt on peut distinguer :

Strate I : Mousses, lichens, et champignons.

Strate II : Plantes herbacées.

Strate III : Arbustives.

Strate IV : Arborescente.

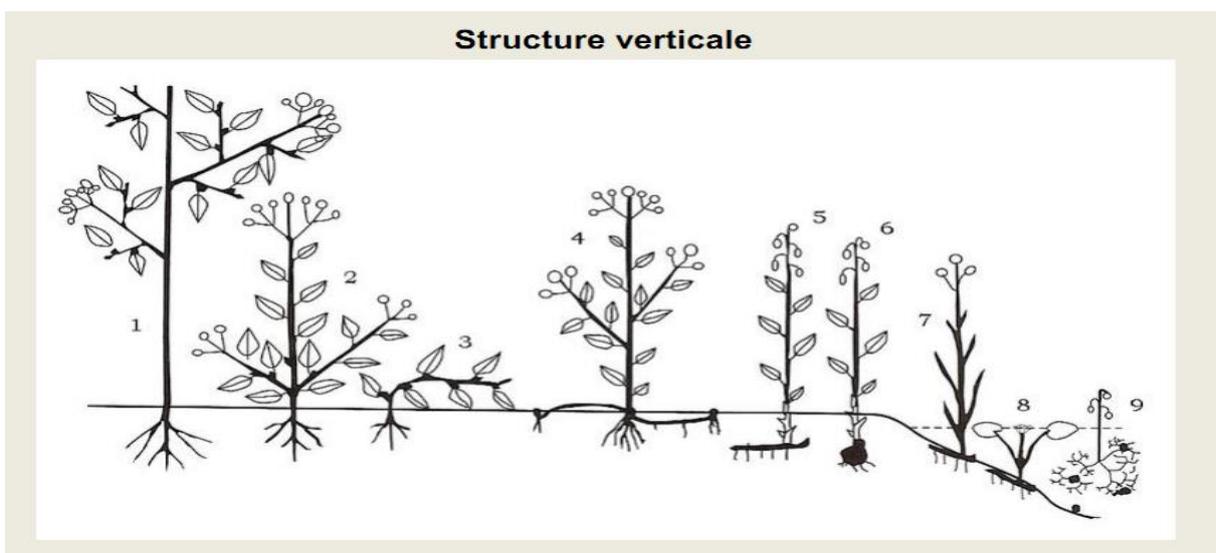


Figure 04 : Les types biologiques de la classification de Raunkier : 1- Phanérophyte, 2/3- Chaméphyte, 4- Hémicryptophyte, 5/6- Géophyte, 7- Héliophyte, 8/9- Hydrophyte

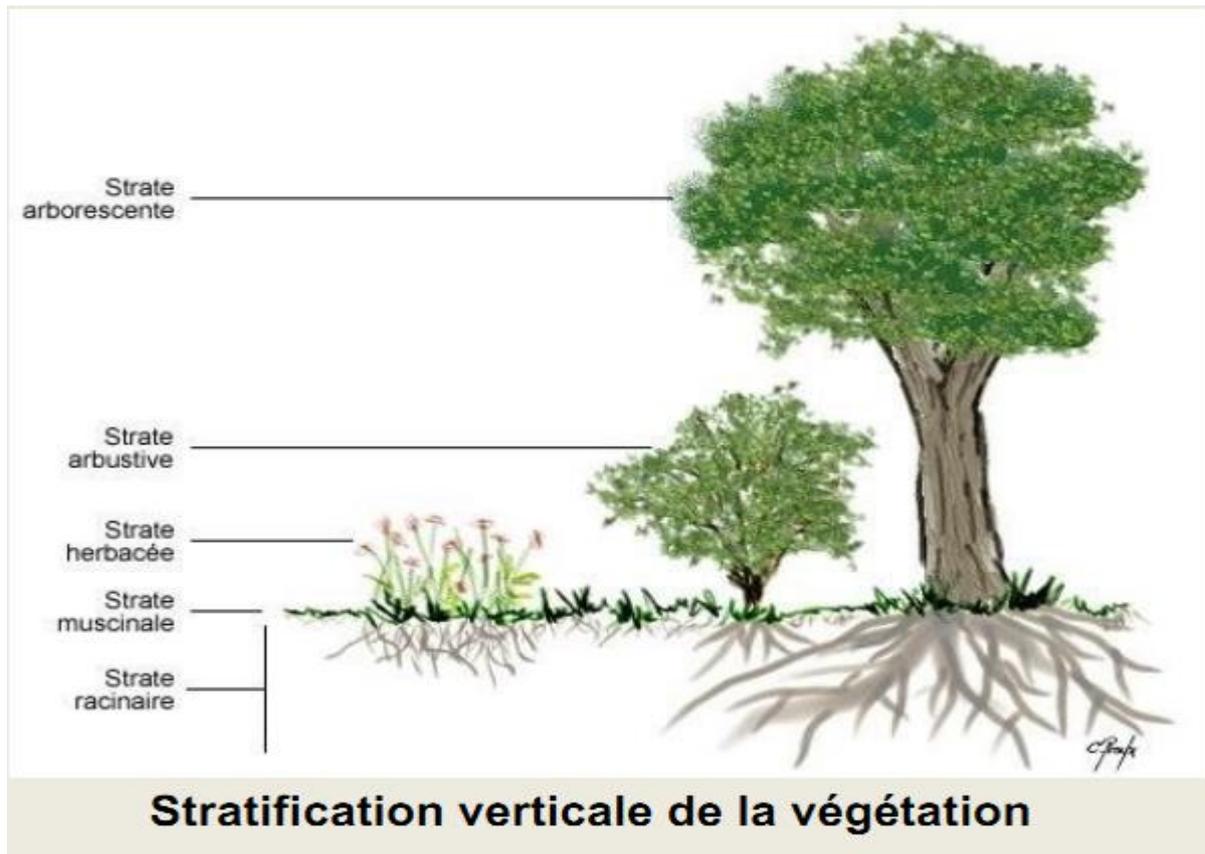


Figure 05 : Stratification verticale de la végétation

1.1.2. La structure horizontale :

Les végétaux ne sont pas distribués d'une manière identique ; certains sont beaucoup plus abondants et d'autres relativement rares. Des échelles chiffrées conventionnelles permettent de décrire cette distribution c'est l'échelle de dominance d'abondance de BRAUN-BLANQUET.

1.2. Méthode dynamiques

La dynamique de la végétation : c'est l'étude des changements de la végétation avec le temps. Elle va de périodes très courtes (modifications saisonnières) à beaucoup plus longues (histoire de la végétation) : La périodicité concerne les changements liés aux cycles phénologiques (le plus souvent annuels) : floraison, repos hivernal.... La fluctuation caractérise des changements à relativement court terme (quelques années), par exemple dans la productivité d'une espèce : certaines orchidées « à éclipses » peuvent passer plusieurs années sans fleurir.

L'analyse des fluctuations est importante car elles se superposent avec les phénomènes de succession qui font l'objet du suivi et peuvent brouiller leur interprétation. Il est parfois utile de comparer les résultats du suivi avec les données climatiques pour repérer les fluctuations liées aux conditions météorologiques.... Les successions sont des changements directionnels de courte à longue durée.

C'est principalement les phénomènes de succession qui font l'objet de la plupart des suivis de végétation. L'histoire de la végétation, sur des périodes très longues, est souvent étudiée de manière rétrospective (analyse pollinique).

1.3. Méthodes phytosociologies

La phytosociologie est la science des groupements végétaux (association, alliance, ordre, classe et leurs sous-unités). C'est à dire des syntaxons Cette science est ordonnée en un système hiérarchisé où l'association est l'unité élémentaire. Le système comprend des unités de rangs hiérarchiques progressivement plus élevées : les alliances, les ordres, les classes, les divisions. Le fondement méthodologique de la phytosociologie est le relevé de végétation.

1.3.1. L'étape synthétique

Comparaison analytique des relevés par la technique des tableaux Selon Braun Blanquet: L'association végétale est un groupement végétal plus ou moins stable et en équilibre avec le milieu ambiant, caractérisé par une composition floristique déterminée dans laquelle certains éléments exclusifs, ou à peu près, (espèces caractéristiques), révèlent par leur présence une écologie particulière et autonome.

Selon Guinochet « une association végétale est une combinaison originale d'espèces dont certaines dites caractéristiques, lui sont particulièrement liées, les autres étant qualifiées de campagnes » Analyse de la végétation :

Représente la première démarche à réaliser c'est l'étude quantitative et qualitative de la composition floristique d'une communauté végétale.

- La composition floristique : Comment procède-t-on ?

- Sur le terrain On fait l'inventaire floristique de la phytocénose qui se fait par la méthode des relevés - Réalisation d'un relevé Trois conditions sont exigées pour la réalisation d'un relevé

1- Dimensions adéquates, pour contenir un échantillon d'espèces représentatives de la communauté aire minimale.

2- Uniformité de l'habitat, le relevé ne débordera pas sur deux habitats différents

3- Homogénéité de la végétation : la végétation doit être homogène (se baser sur l'aspect physiologique).

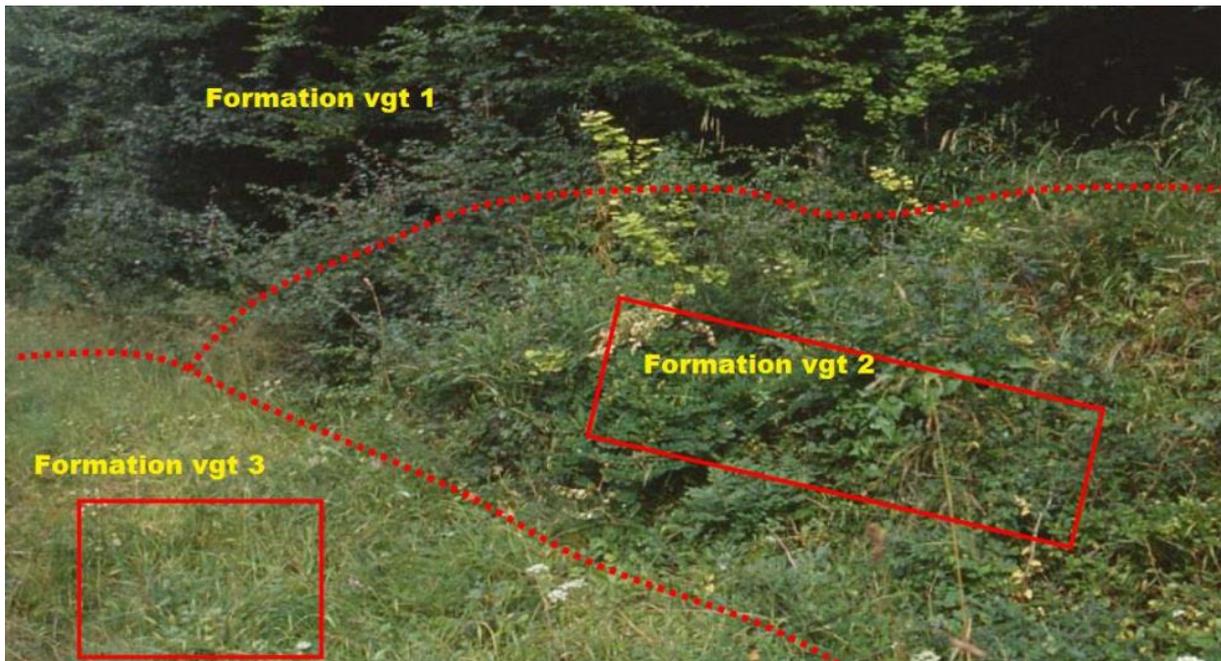


Figure 06 : comment différencier entre les formations végétales

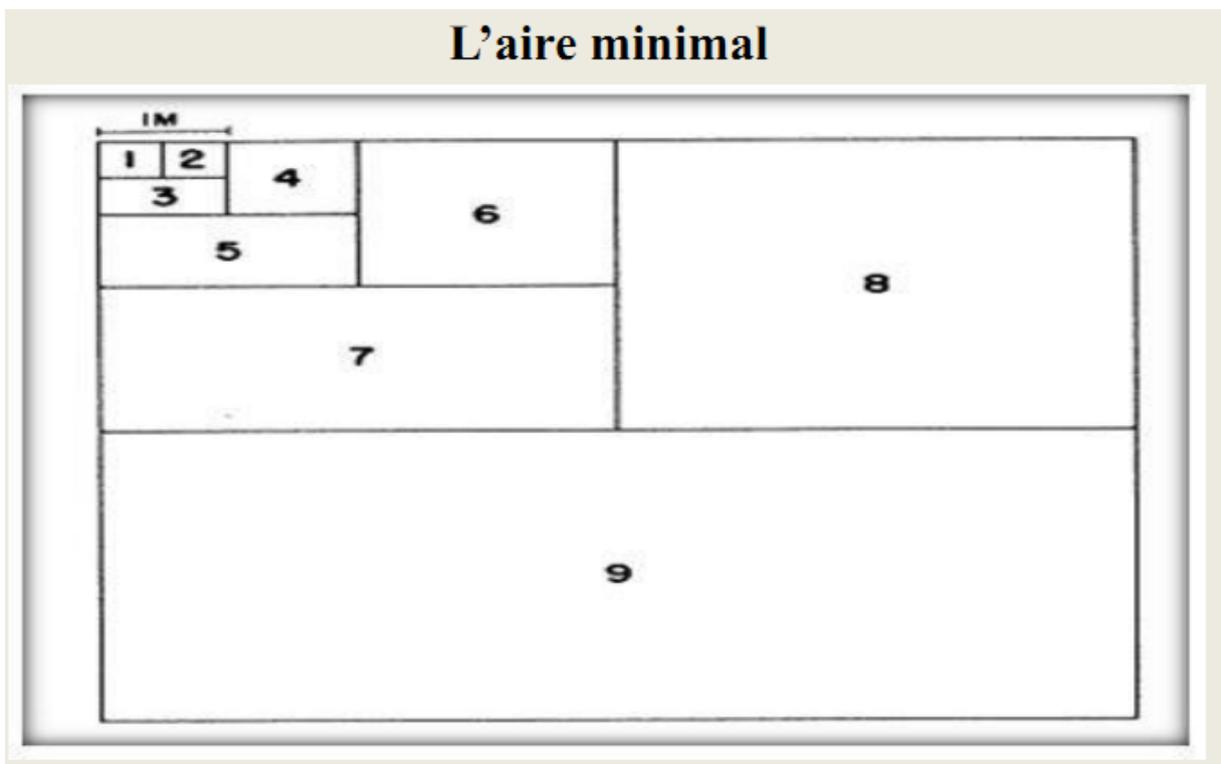


Figure 07 : la méthode de l'aire minimale

C'est une surface suffisamment grande pour contenir la quasi-totalité des espèces présentes sur l'individu d'association (GUINOCHET, 1973).

a. L'aire minimale est définie à l'aide de la "courbe aire-espèce"

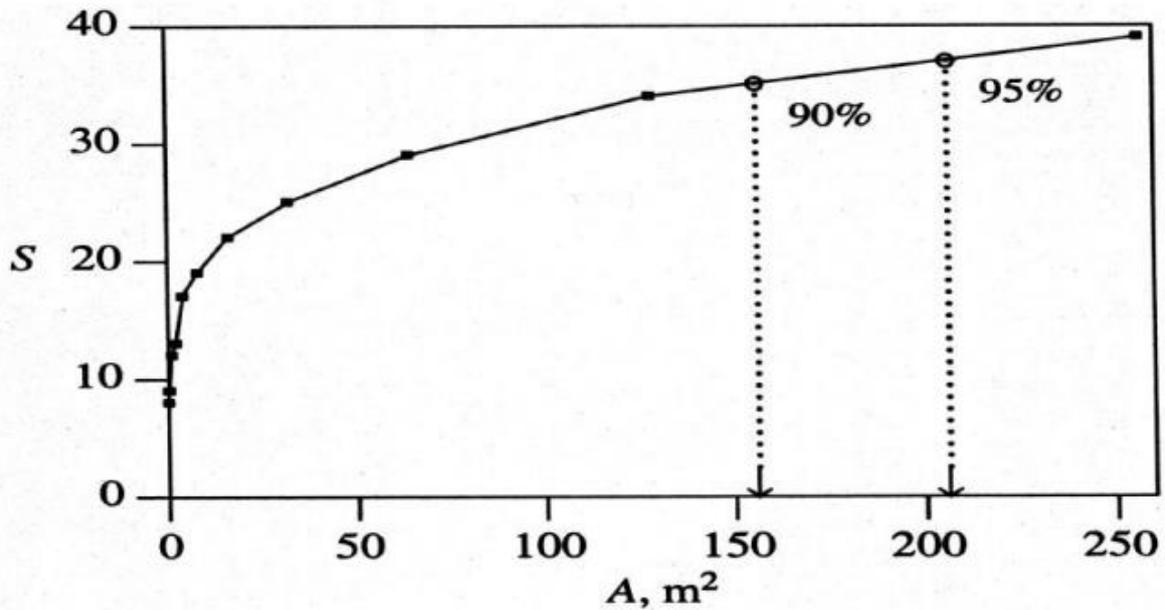


Figure 08 : courbe représentant l'accroissement du nombre d'espèces relevé dans un biotope en fonction de la surface

b. Abondance

Exprime le nombre d'individus qui forment la population de l'espèce présente dans le relevé.

c. Dominance

Représente le recouvrement de l'ensemble des individus d'une espèce donnée

Échelle d'abondance-dominance

r : individus rares ou isolés

+ : individus peu abondants, à très faible recouvrement.

1 : individus assez abondants mais à faible recouvrement

2 : individus très abondants ou recouvrant moins de 1/20 de la surface

3 : Individus en nombre quelconque recouvrant de 1/4 à 1/2 de la surface

4 : Individus en nombre quelconque recouvrant de 1/2 à 3/4 de la surface

5 : Individus en nombre quelconque recouvrant plus des 3/4 de la surface.

d. Echelle d'abondance dominance

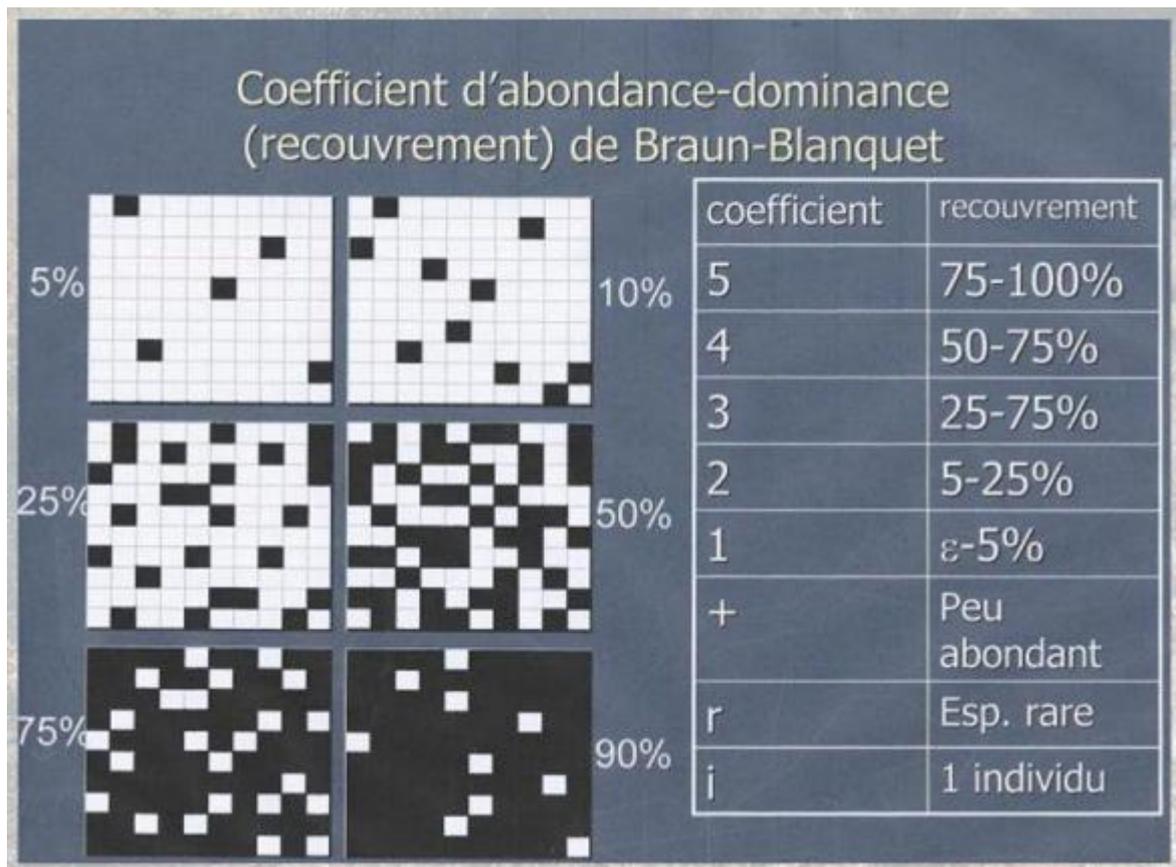


Figure 09 : Coefficient d'abondance dominance de Braun-Blanquet

e. La sociabilité

La sociabilité apprécie la façon dont sont disposés les uns par rapport aux autres les individus d'une même espèce à l'intérieur d'une population donnée.

Échelle de sociabilité :

- 1 : individus isolés
- 2 : individus en touffe
- 3 : individus en groupe
- 4 : individus en colonie
- 5 : individus en peuplement

f. Composition d'un relevé

Les relevés comportent 03 catégorie d'information

-Géographique :

- Le numéro de la station ;
- Le numéro du relevé ;

- La date ;
- Les coordonnées géographiques
- Altitude ;
- Pente ;
- Exposition.

- Environnementale :

- Sol
- Ph
- Climat
- Lithologie
- Facteurs anthropiques

- List floristique :

- Liste des espèces végétales
- Stratification
- Recouvrement
- Abondance des

Chapitre 3 : Méthodes d'échantillonnage de la faune

1. Méthodes d'échantillonnage de la faune

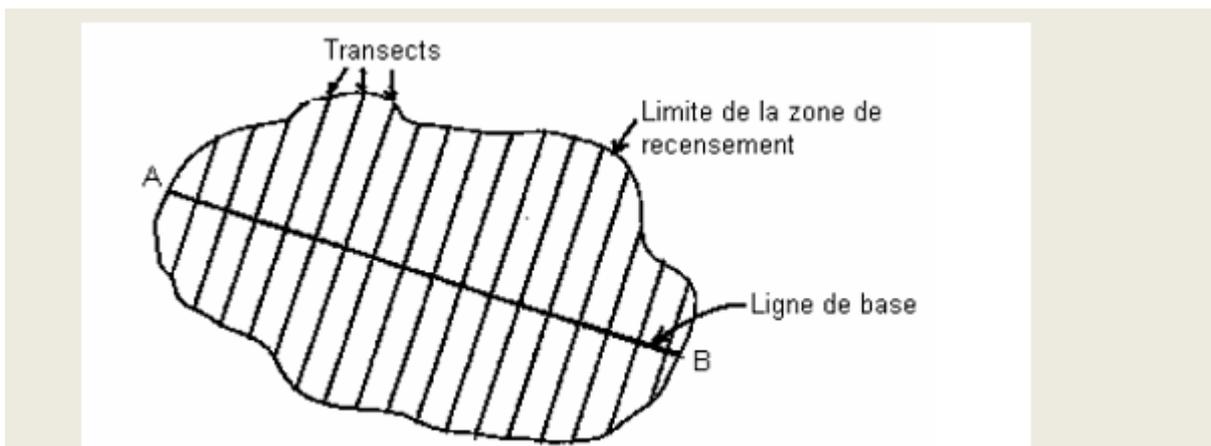
1.1. Les mammifères

Les Mammifères forment une classe de vertébrés à sang chaud, à la peau couverte de poils (cependant, parmi les Mammifères, les femelles sont pourvues de glandes spéciales appelées mamelles, sécrétant le lait qui sert à la nourriture de ces petits. Ce dernier caractère, qui est absolument sans exception, est celui qui a donné son nom à la classe.

1.1.1. Types d'échantillonnage :

a. Échantillonnage par transects :

Le transect est une ligne droite le long de laquelle les animaux sont comptés. Pour établir les transects il est nécessaire de disposer d'une carte de zone de recensement. Sur cette carte on dessine une ligne de base joignant les deux extrémités les plus éloignées de la zone d'étude. Sur cette ligne de base sont établis, perpendiculairement à celle-ci, des transects à intervalle de 2, 3 ou 5km.



Figures . Disposition de la ligne de base et des transects dans une zone de recensement.

Figure 10 : disposition de la ligne de base et des transects dans une zone de recensement

b. Echantillonnage par Quadrat :

Moins utilisée que la première technique, elle consiste à juxtaposer sur la carte de la zone d'étude une grille à mailles carrées de 2 à 30 km de côté numérotées et de déterminer par une table de nombres aléatoires, les carrés ou quadrats qui feront l'objet d'un recensement.

c. Taux d'échantillonnage :

Le taux d'échantillonnage (en %) permet de donner une indication de l'effort d'échantillonnage par rapport à la superficie totale. Il est donné par la formule suivante :

$$E = \sum_{i=1}^n Si * \times 100 \div Z$$

E : Taux d'échantillonnage (en %)

Si : Superficie échantillonnée

Z : Superficie de la zone d'étude,

n : nombre de superficies échantillonnées.

1.1.2. Protocole d'échantillonnage

a. Méthodes directe

Pour recenser les espèces de mammifères présentes dans un milieu, il est possible d'employer trois méthodes dites « directes » dont

- la capture,
- l'observation sur le terrain
- et l'analyse biochimique.

Les deux premières techniques sont applicables à un grand nombre d'espèces, l'une ou l'autre de ces pratiques étant utilisée selon la difficulté d'identification. Les analyses génétiques, quant à elles, s'emploient plus souvent dans le cadre d'études approfondies et propres à une espèce c'est pourquoi nous pouvons dire qu'elles ne semblent pas adaptées pour la réalisation d'un atlas (Marchesi &Blant, 2008).

Pour les organismes de petites tailles et assez similaires morphologiquement, il convient généralement d'utiliser la capture qui permet de manipuler et décrire avec précision chaque individu.

Cela s'applique donc particulièrement aux rongeurs, insectivores ou encore aux chiroptères. Pour les micromammifères.



Figure 11 : pièges pour capturer les micromammifères

b. Les observations sur le terrain ou « contacts »

Pour découvrir les gîtes ou colonies de reproduction des chauves-souris, nous avons prospecté durant la journée des lieux susceptibles d'accueillir les chauves-souris (GCP, 2010). Les espaces les plus propices sont les milieux sombres, humides et peu fréquentés par l'Homme comme les combles d'églises, les cabanons abandonnés, les grottes, les mines ou les fissures des ponts.



Figure 12 : Bâtisse (à gauche) abritant une colonie de Petit rhinolophe (à droite par les flèches)

c. Méthodes indirectes (Analyse d'ossements et cadavres)

Les indices de présence indirects peuvent être les empreintes, les ossements contenus dans les pelotes de réjection, les cadavres d'animaux morts mais encore d'anciens témoignages écrits ou inventaires.

Ces techniques d'études ne donnent pas de précisions sur l'abondance des espèces mais permettent d'en déduire la présence ou la « non détection » des espèces dans le milieu.

L'analyse des pelotes de réjection des rapaces permet à la fois de connaître le régime alimentaire des rapaces, leur aire de chasse mais aussi d'étudier la répartition de petites espèces de mammifères (Lasnier, 1995).

D'après Saint-Giron (1973), comme les rapaces consomment de nombreux micromammifères, de petite et moyenne taille, leur alimentation reflète la densité des organismes présents dans l'environnement à une époque donnée (Saint-Giron, 1973 ; Chaline et al, 1974).

L'étude des pelotes de réjection est une méthode facilement accessible pour peu que l'on dispose d'une bonne clef de détermination (Walravens, 1981) et d'une loupe (binoculaire de préférence) pour faciliter l'observation. Cette méthode rencontre un certain succès auprès des naturalistes car elle s'effectue sur des restes osseux, il s'agit donc d'une technique « douce ».

Il n'est pas nécessaire d'infliger de stress par piégeage ou de tuer les individus pour les identifier.



Figure 13 : Photographie de pelotes de réjection sèches collectées

Une seconde technique de recensement consiste à collecter des données par le biais de cadavres ou d'effectuer des relevés le long des axes routiers.

Comme le Renard roux (*Vulpes vulpes*) ou encore avec des organismes anthropophiles qui sont souvent au contact des activités humaines, Un inconvénient avec ce type de protocole est que la découverte de cadavres, accessibles et identifiables, n'est pas toujours possible.

Pour obtenir d'avantage données à partir des collisions routières, nous avons pris contact avec les services des réseaux autoroutiers cependant,

1.1.3. Indices de présence

Pour certaines espèces, il est possible de se baser sur l'étude d'indices indirects comme les fèces, les traces et empreintes, ou encore les habitats caractéristiques.

Cependant, bien que ces méthodes indirectes soient très utiles, il convient tout de même de les utiliser avec précaution car le pouvoir discriminant des indices recueillis s'estompe avec le temps et le changement de conditions environnementale (Marchesi et al, 2008).

S'il est possible d'identifier des empreintes avec certitude, comme le Castor d'Europe (*Castor fiber*), il peut subsister des doutes pour certaines espèces, comme par exemple le Cerf élaphe (*Cervus elaphus*) et le Cerf sika (*Cervus sika nippon*).

Les conditions dans lesquelles sont trouvées ces traces sont importantes, puisque des traces peu visibles dans des substrats durs ne sont parfois pas identifiables.

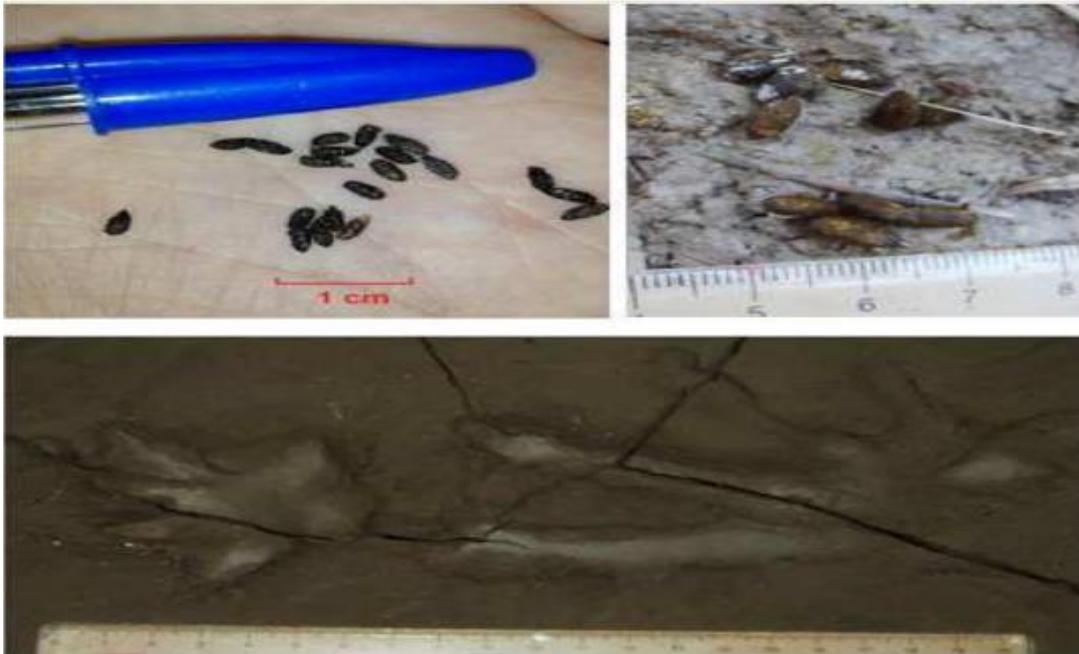


Figure 14 : Photographies d’empreinte de Castor d’Europe (*Castor fiber*) (en bas), guano du genre *Plecotus* (Oreillard) (en haut à gauche) et crottes de campagnol amphibie (en haut à droite)

2. Les oiseaux

L'échantillonnage des oiseaux est une méthode utilisée en ornithologie pour collecter des données sur les populations aviaires à partir d'un échantillon représentatif de la population totale. Cette méthode est essentielle pour étudier la démographie, la répartition spatiale, l'abondance, les mouvements migratoires, les comportements, la santé et d'autres aspects des populations d'oiseaux dans différents habitats et environnements.

Voici quelques éléments qui contribuent à définir l'échantillonnage des oiseaux de manière détaillée :

- ❖ **Objectif principal :** L'objectif principal de l'échantillonnage des oiseaux est de recueillir des données précises et représentatives sur les populations aviaires afin de mieux comprendre leur biologie, leur écologie et leur dynamique démographique. Ces données sont essentielles pour évaluer l'état de santé des populations, identifier les menaces qui pèsent sur elles et élaborer des stratégies de conservation efficaces. [1]
- ❖ **Méthodes de collecte de données :** L'échantillonnage des oiseaux implique généralement l'utilisation de diverses méthodes de collecte de données, telles que la capture et le marquage des oiseaux, les observations visuelles ou auditives, l'utilisation de pièges photographiques, l'analyse de données radar et d'autres techniques spécialisées. Ces méthodes sont sélectionnées en fonction des objectifs spécifiques de l'étude, des caractéristiques des espèces ciblées et des conditions environnementales.
- ❖ **Échantillon représentatif :** Pour que les résultats de l'échantillonnage des oiseaux soient fiables et applicables à l'ensemble de la population, il est crucial que l'échantillon

collecté soit représentatif. Cela signifie que les sites d'échantillonnage, les périodes d'observation et les méthodes de collecte doivent être choisis de manière à couvrir une gamme suffisamment large de conditions et de contextes écologiques pour refléter la diversité de la population étudiée.

- ❖ **Utilisation des données :** Les données collectées à partir de l'échantillonnage des oiseaux peuvent être utilisées pour diverses applications, telles que l'estimation de la taille de la population, l'évaluation de la tendance des populations au fil du temps, l'identification des facteurs limitants ou menaçants, la modélisation des schémas de migration, la surveillance de la santé des populations et la prise de décisions en matière de conservation et de gestion des habitats.
- ❖ **Éthique et conservation :** L'échantillonnage des oiseaux doit être réalisé dans le respect des principes éthiques, y compris le bien-être animal, la minimisation du stress et des risques pour les oiseaux capturés ou observés. De plus, les données collectées doivent être utilisées de manière responsable pour soutenir la conservation des populations d'oiseaux et de leurs habitats.

L'échantillonnage des oiseaux est une méthode essentielle en ornithologie qui permet de collecter des données précieuses sur les populations aviaires pour mieux comprendre leur biologie, leur écologie et leur conservation. Cette approche rigoureuse et scientifique est indispensable pour informer les décisions de gestion et de conservation visant à protéger la diversité aviaire et les écosystèmes qui les soutiennent.

2.1. Méthodes d'échantillonnages des oiseaux

2.1.1. Capture et Marquage

Cette méthode implique l'utilisation de filets, de pièges ou de cages pour capturer les oiseaux. Une fois capturés, les oiseaux peuvent être marqués avec des bagues métalliques ou en plastique, des étiquettes colorées, des puces électroniques ou d'autres dispositifs d'identification individuelle. Les informations sur l'espèce, le sexe, l'âge, les mensurations et d'autres caractéristiques peuvent également être collectées avant de relâcher les oiseaux. Cette méthode est largement utilisée pour étudier la démographie des populations, les taux de survie, les schémas de migration, les interactions sociales et d'autres aspects de la biologie des oiseaux.

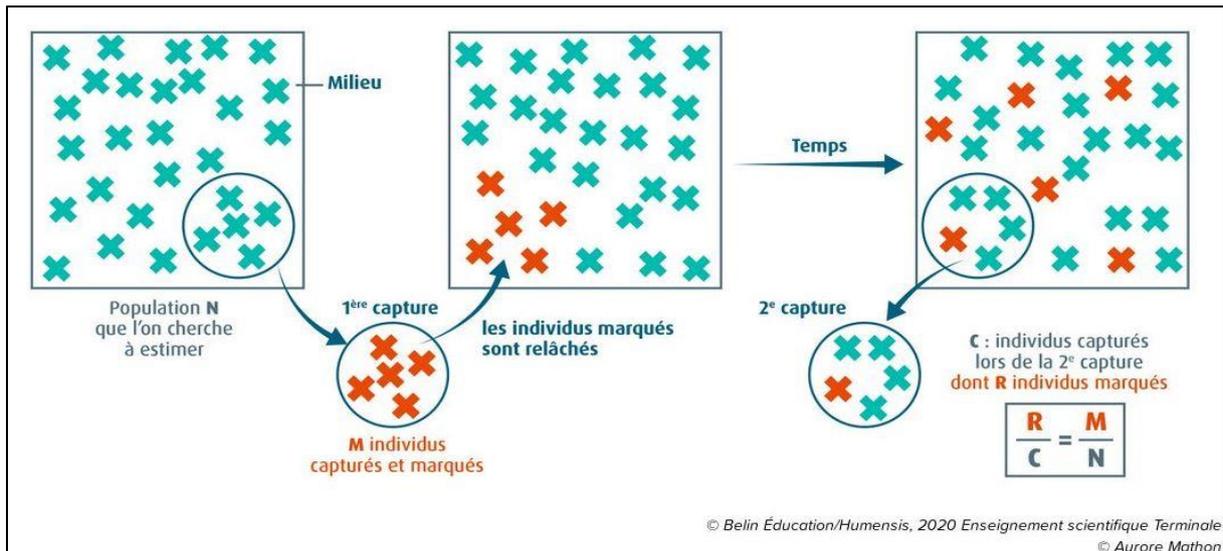


Figure 15 : Méthode d'échantillonnage par Capture et marquage

2.1.2. Point d'écoute et point de comptage

Les observateurs enregistrent les espèces d'oiseaux qu'ils entendent ou voient à des points d'écoute ou de comptage préétablis, tels que des sentiers forestiers, des postes d'observation ou des stations d'enregistrement audio. Cette méthode est particulièrement utile pour estimer la richesse spécifique, la diversité et l'abondance des oiseaux dans une région donnée. Les données collectées peuvent être utilisées pour évaluer les tendances des populations, identifier les hotspots de biodiversité, surveiller les migrations saisonnières et étudier les changements écologiques à long terme.

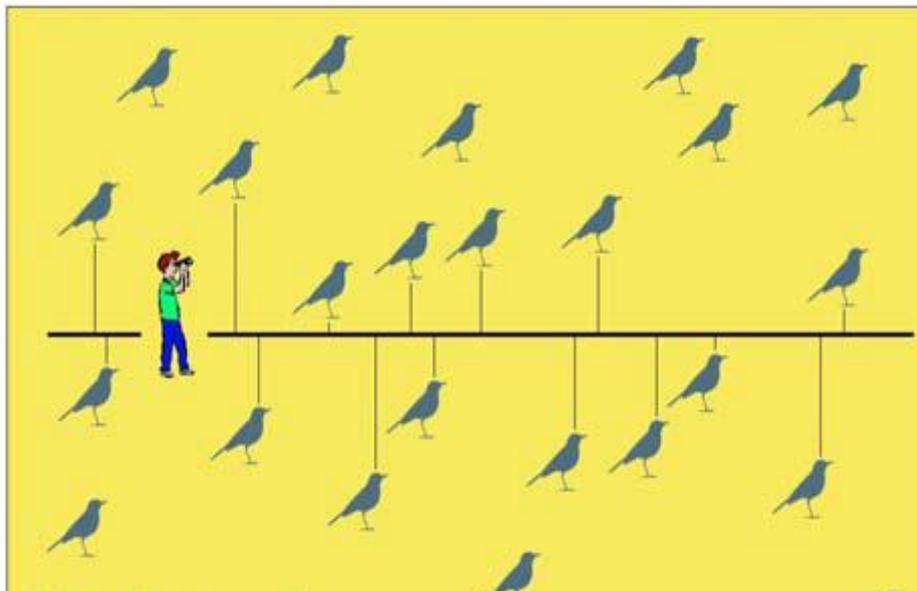


Figure 16 : Méthode d'échantillonnage par point d'écoute et point de comptage

2.1.3. Suivi par radar

Les radars peuvent être utilisés pour surveiller les déplacements des oiseaux sur de vastes territoires. Les radars météorologiques Doppler détectent les échos réfléchis par les oiseaux en vol, ce qui permet de suivre les migrations nocturnes et diurnes sur de grandes distances. Cette méthode est particulièrement utile pour étudier les migrations d'oiseaux à grande échelle, les schémas de déplacement saisonniers, les interactions avec les conditions météorologiques et les risques de collision avec les éoliennes et les avions.

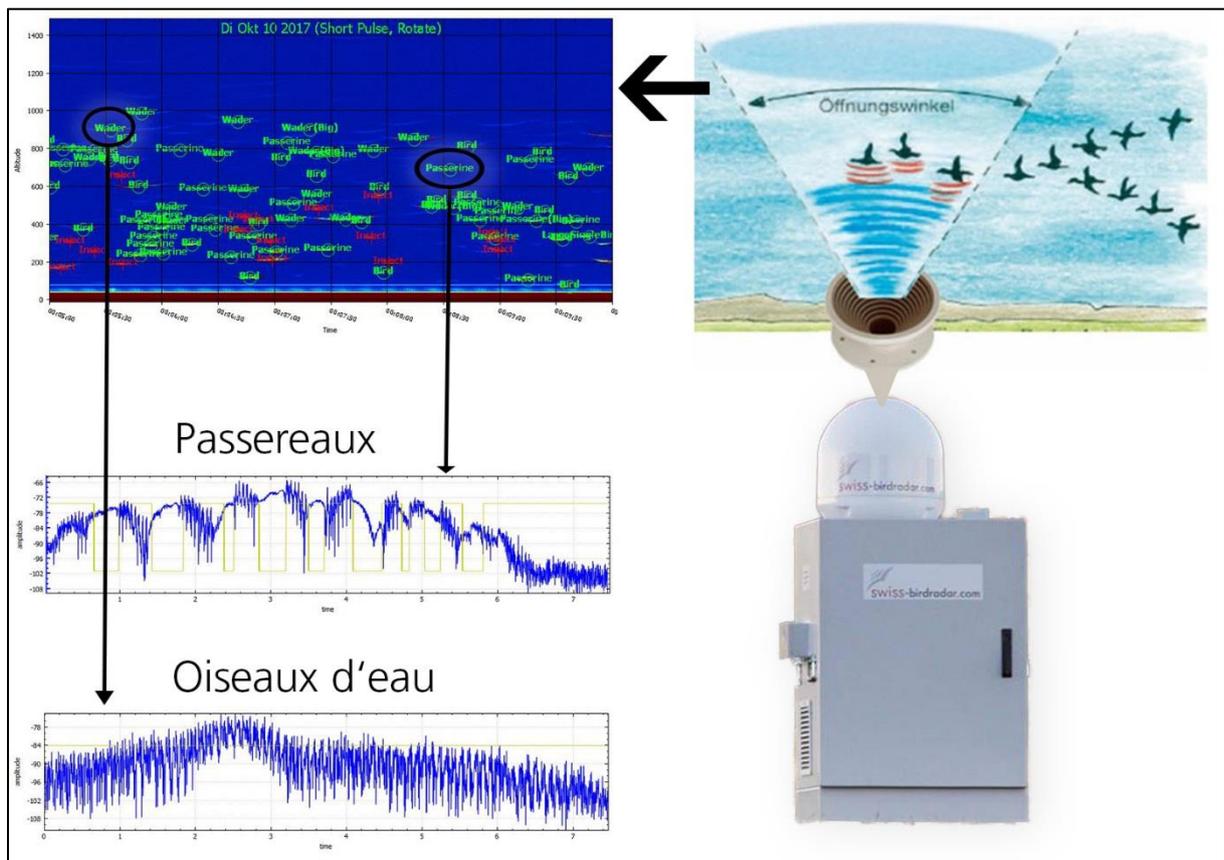


Figure 17 : Suivi par radar

2.1.4. Échantillonnage par transects

Les chercheurs parcourent des lignes ou des transects prédéterminés à travers un habitat donné et enregistrent toutes les observations d'oiseaux le long de ces lignes. Cette méthode est utilisée pour estimer la densité et la distribution spatiale des espèces d'oiseaux, évaluer les variations saisonnières et géographiques, identifier les zones d'activité préférentielle et surveiller les changements démographiques à long terme. Les données collectées peuvent être analysées à l'aide de modèles statistiques pour estimer la taille de la population, la productivité, la survie et d'autres paramètres démographiques.

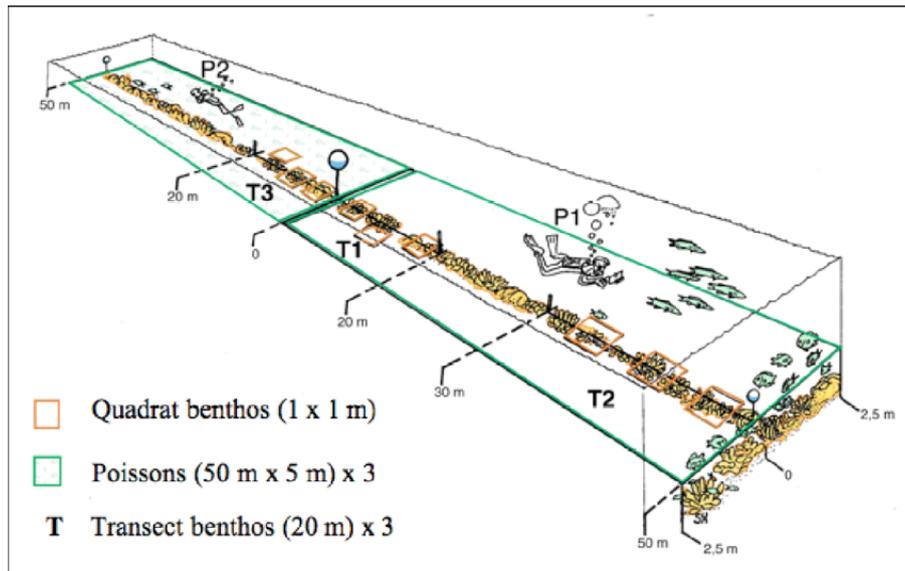


Figure 18 : Méthode d'échantillonnage par échantillonnage par transects

2.1.5. Utilisation de pièges photographiques

Les pièges photographiques automatiques peuvent être utilisés pour capturer des images des oiseaux sans les perturber. Ces caméras sont équipées de capteurs de mouvement et de déclencheurs automatiques qui enregistrent des photos ou des vidéos lorsque des oiseaux passent à proximité. Cette méthode est utile pour surveiller les espèces discrètes, nocturnes ou rares, et peut fournir des informations sur les schémas de comportement, les interactions interspécifiques, la fréquentation des sites de nidification et d'alimentation, et d'autres aspects de la biologie des oiseaux.

2.2. Choix de la méthode d'échantillonnage

Le choix de la méthode d'échantillonnage des oiseaux est une étape cruciale dans la planification d'une étude ornithologique. Plusieurs facteurs doivent être pris en compte pour sélectionner la méthode la plus appropriée en fonction des objectifs de recherche, des espèces ciblées, des caractéristiques de l'habitat et des contraintes logistiques. Voici une explication détaillée de ce processus :

- ❖ **Objectifs de recherche** : Il est essentiel de définir clairement les objectifs de l'étude avant de choisir la méthode d'échantillonnage. Par exemple, si l'objectif est d'estimer l'abondance des populations aviaires, des méthodes telles que les points d'écoute ou les transects peuvent être appropriées. Si l'objectif est de capturer et de marquer des individus pour étudier leur démographie ou leurs mouvements, alors la méthode de capture et de marquage sera préférée.
- ❖ **Espèces ciblées** : Les différentes espèces d'oiseaux ont des comportements, des habitats et des schémas de mouvement différents. Il est important de sélectionner une méthode qui convient aux espèces ciblées. Par exemple, certaines espèces sont plus facilement détectées par leur chant, tandis que d'autres sont mieux observées visuellement. De même, certaines espèces peuvent être plus faciles à capturer que d'autres.

- ❖ **Caractéristiques de l'habitat** : Les caractéristiques de l'habitat, telles que la structure végétale, la topographie, la disponibilité des ressources alimentaires et la densité de végétation, peuvent influencer le choix de la méthode d'échantillonnage. Par exemple, les transects peuvent être plus appropriés pour les habitats ouverts tels que les prairies, tandis que les points d'écoute peuvent être plus efficaces dans les forêts denses.
- ❖ **Contraintes logistiques** : Des contraintes logistiques telles que le budget, le temps, l'accès au terrain et la disponibilité de l'équipement peuvent limiter le choix des méthodes d'échantillonnage. Il est important de sélectionner une méthode qui soit réalisable dans les conditions spécifiques de l'étude, tout en assurant la collecte de données de haute qualité.
- ❖ **Fiabilité des données** : Il est essentiel de considérer la fiabilité des données produites par chaque méthode d'échantillonnage. Les méthodes doivent être sélectionnées de manière à minimiser les biais d'échantillonnage et à produire des estimations précises et représentatives de la population étudiée.

2.3. Importance de l'échantillonnage des oiseaux

L'échantillonnage des oiseaux revêt une importance capitale pour plusieurs raisons :

- ❖ **Surveillance des populations aviaires** : L'échantillonnage permet de collecter des données sur l'abondance, la distribution et la démographie des populations aviaires dans différents habitats et régions géographiques. Ces informations sont essentielles pour évaluer l'état de santé des populations, suivre les tendances démographiques au fil du temps et identifier les espèces à risque ou en déclin.
- ❖ **Étude de l'écologie des oiseaux** : L'échantillonnage des oiseaux fournit des informations sur les interactions entre les oiseaux et leur environnement, y compris les schémas de mouvement, les préférences d'habitat, les comportements de reproduction, les régimes alimentaires et les interactions interspécifiques. Ces données sont cruciales pour comprendre l'écologie des oiseaux et les processus écologiques qui régissent les écosystèmes.
- ❖ **Indicateurs de santé environnementale** : Les oiseaux sont souvent utilisés comme des indicateurs de la santé environnementale en raison de leur sensibilité aux changements dans les conditions écologiques et de leur rôle important dans les réseaux trophiques. L'échantillonnage des oiseaux permet de surveiller les effets des perturbations anthropiques telles que la perte d'habitat, la pollution, les changements climatiques et les maladies émergentes sur les populations aviaires et les écosystèmes.
- ❖ **Conservation des espèces et des habitats** : Les données collectées grâce à l'échantillonnage des oiseaux sont utilisées pour informer les décisions de conservation et de gestion des espèces et de leurs habitats. Ces informations permettent d'identifier les sites d'importance écologique, de concevoir des réseaux de réserves naturelles, de mettre en œuvre des plans de restauration écologique et de suivre l'efficacité des mesures de conservation.
- ❖ **Recherche scientifique** : L'échantillonnage des oiseaux est une composante essentielle de la recherche scientifique en ornithologie et en écologie. Les données collectées contribuent à la production de nouvelles connaissances sur la biologie, l'évolution, la

physiologie, la génétique et d'autres aspects de la vie des oiseaux. Ces recherches sont importantes pour éclairer les politiques de conservation, orienter les pratiques de gestion des ressources naturelles et répondre aux questions scientifiques fondamentales sur la biodiversité et l'évolution.

L'échantillonnage des oiseaux est crucial pour surveiller, comprendre et protéger les populations aviaires et les écosystèmes dont elles font partie.

2.4. Utilisation des données d'échantillonnage

L'utilisation des données d'échantillonnage des oiseaux est une étape essentielle qui suit la collecte des données sur les populations aviaires. Cette partie de l'exposé explore comment les données collectées à partir des différentes méthodes d'échantillonnage sont utilisées pour différentes applications dans les domaines de l'ornithologie, de l'écologie et de la conservation. Voici quelques sous-titres qui peuvent être inclus pour expliquer cette partie :

- ❖ **Évaluation de l'abondance et de la distribution** : Les données d'échantillonnage des oiseaux sont utilisées pour estimer l'abondance et la distribution des espèces dans différents habitats et régions géographiques. Ces informations sont cruciales pour comprendre la répartition spatiale des populations aviaires, identifier les zones d'importance écologique et surveiller les tendances démographiques au fil du temps.
- ❖ **Identification des tendances démographiques** : En analysant les données collectées à partir des échantillons d'oiseaux, les chercheurs peuvent identifier les tendances démographiques telles que les changements dans la taille de la population, les taux de reproduction, les taux de mortalité et les schémas de migration. Ces informations sont utilisées pour évaluer la viabilité des populations et identifier les espèces à risque de déclin.
- ❖ **Étude des facteurs limitants** : Les données d'échantillonnage des oiseaux peuvent être utilisées pour étudier les facteurs limitants qui influent sur la santé et la survie des populations aviaires, tels que la disponibilité des ressources alimentaires, la qualité de l'habitat, les conditions météorologiques et les interactions interspécifiques. Ces informations sont importantes pour identifier les menaces potentielles et concevoir des mesures de conservation efficaces.
- ❖ **Modélisation des habitats** : Les données d'échantillonnage des oiseaux peuvent être utilisées pour modéliser les habitats préférentiels des espèces aviaires, en identifiant les caractéristiques environnementales associées à leur présence ou leur absence. Ces modèles sont utiles pour prédire la distribution spatiale des espèces, évaluer l'impact des changements environnementaux sur leur habitat et informer la planification de la conservation.
- ❖ **Évaluation de l'efficacité des mesures de conservation** : Les données d'échantillonnage des oiseaux sont utilisées pour évaluer l'efficacité des mesures de conservation mises en œuvre pour protéger les populations aviaires et leurs habitats. En comparant les données avant et après la mise en place des mesures de conservation, les chercheurs peuvent évaluer leur impact sur la santé et la dynamique des populations aviaires.

3. Amphibiens et reptiles

3.1. Amphibiens

Le terme amphibien (amphi : double, bios : vie) indique que ces animaux vivent à la fois dans le milieu aquatique (vie larvaire) et dans le milieu terrestre (vie adulte). Il est vrai que le plus généralement, les amphibiens passent d'une vie larvaire aquatique à une vie adulte terrestre suite à une métamorphose.

Les amphibiens constituent un groupe fascinant et diversifié d'animaux à sang froid, souvent associés à une vie à la fois terrestre et aquatique. Leur classification et leur diversité offrent un aperçu captivant de l'évolution et de l'adaptation à différents milieux.

3.1.1 Classification des amphibiens

La classification des amphibiens repose sur leur phylogénie et leur anatomie. Traditionnellement, ils sont divisés en trois ordres principaux :

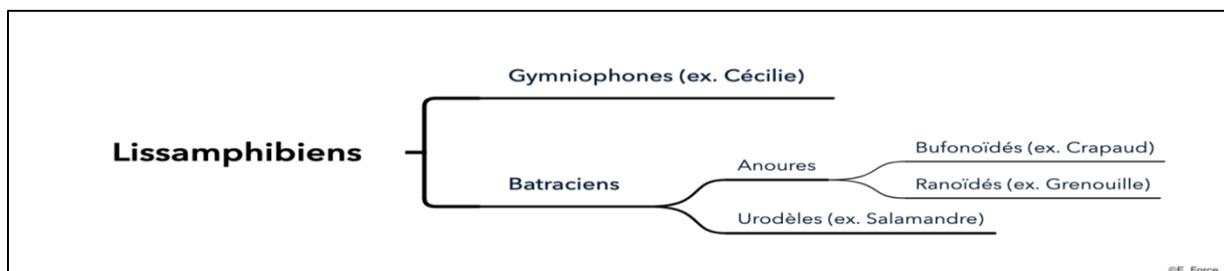


Figure 19 : la classification des lissamphibiens

a. Anoures (Anura)

Les anoures comprennent les grenouilles et les crapauds. Ils sont caractérisés par l'absence de queue à l'âge adulte et une adaptation à la vie terrestre. L'une des familles les plus connues est celle des Ranidae, comprenant des espèces telles que la grenouille léopard (*Rana pipiens*) et la grenouille taureau (*Lithobates catesbeianus*).



Figure 20 : ordre Anura (espèce *Agalychnis callidryas*)

b. Urodèles (Caudata)

Les urodèles, également appelés salamandres et tritons, se distinguent par leur queue persistante à l'âge adulte. Ils ont généralement une forme de corps allongée et une capacité régénératrice

remarquable. Par exemple, l'axolotl (*Ambystoma mexicanum*) est une espèce fascinante capable de régénérer des membres perdus.



Figure 21 : ordre Caudata (espèce *Cynops pyrrhogaster*)

c. Gymnophiones (Gymnophiona)

Les gymnophiones, ou cécilies, sont les moins connus des trois ordres. Ils ressemblent à des vers de terre et vivent principalement dans les sols humides des régions tropicales. Leur aspect serpentin et leur mode de vie souterrain en font des créatures mystérieuses. Une étude intéressante menée par Gower et al. (2005) a révélé des adaptations uniques chez les cécilies, notamment leur crâne très spécialisé.



Figure 22 : Un gymnophione, la cécilie *Caecilia tentaculata*

3.1.2 Diversité des amphibiens

La diversité des amphibiens est remarquable, avec environ 7 000 espèces réparties dans le monde entier. Leur répartition géographique varie selon les habitats, allant des forêts tropicales aux déserts arides. Cette diversité est le résultat d'une adaptation à une grande variété de conditions environnementales.

Les adaptations des amphibiens sont multiples et fascinantes. Par exemple, certains ont développé des mécanismes de camouflage pour se fondre dans leur environnement, tandis que

d'autres présentent des couleurs vives comme avertissement contre les prédateurs. Les grenouilles arboricoles, telles que les espèces du genre *Hypsiboas*, sont équipées de ventouses sur leurs doigts pour s'agripper aux branches.



Figure 23 : *hyalinobatrachium* sp est un genre de grenouille, appelé grenouille de verre en raison de sa peau translucide qui laisse voir ses organes. C'est une technique de camouflage très répandue

Les recherches sur les amphibiens sont essentielles pour comprendre leur diversité et leur écologie. Par exemple, une étude menée par Houlahan et al. (2000). A révélé un déclin alarmant des populations d'amphibiens dans le monde, soulignant l'importance de la conservation des habitats naturels.

La classification et la diversité des amphibiens offrent un aperçu fascinant de l'évolution et de l'adaptation. Leur étude continue de fournir des informations cruciales pour la préservation de ces espèces et de leurs habitats.

3.1.3. Techniques de capture et d'identification

Les techniques de capture et d'identification sont essentielles pour étudier les amphibiens de manière efficace. Elles permettent aux chercheurs de collecter des données précises sur la distribution, l'abondance et la diversité des populations. Voici un aperçu détaillé des principales méthodes utilisées :

a. Piégeage

Le piégeage est l'une des méthodes les plus couramment utilisées pour capturer les amphibiens. Les pièges peuvent être de différents types, tels que les pièges à entonnoir, les pièges à puits et les pièges à lacets. Ces dispositifs sont placés stratégiquement dans les habitats des amphibiens, tels que les zones humides, les ruisseaux et les marais. Une fois capturés, les amphibiens peuvent être étiquetés, mesurés et relâchés ou conservés à des fins d'étude ultérieure.

Une étude menée par Smith et al. (2018). A comparé l'efficacité de différents types de pièges pour capturer les grenouilles arboricoles dans les forêts tropicales, démontrant l'importance de choisir le type de piège approprié en fonction de l'espèce cible et de son habitat.

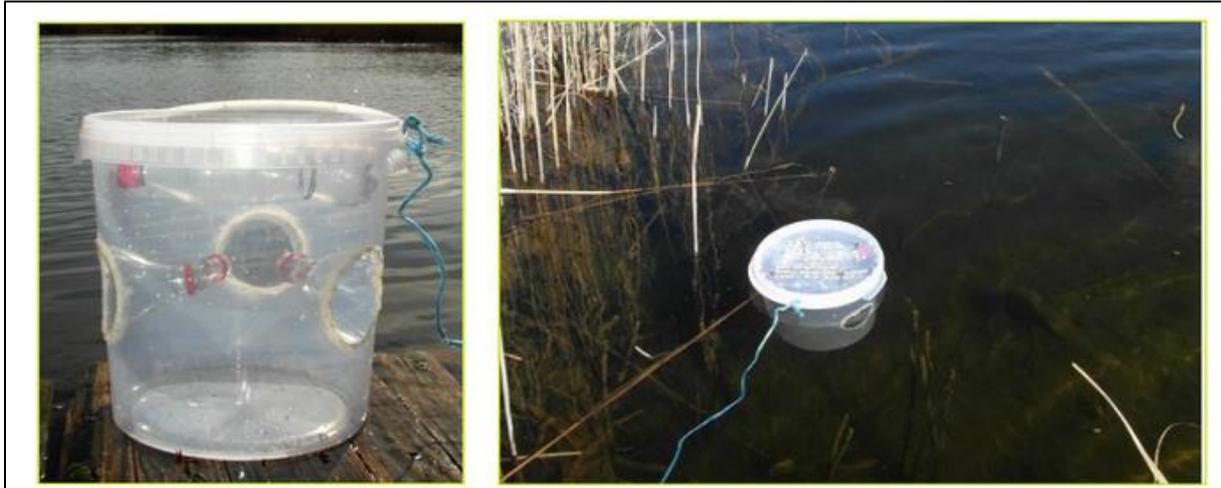


Figure 24 : La nasse de type « Amphicapt » est composée d'un seau de 15 litres percé de 3 entonnoirs latéraux (ce système assure la flottabilité de la nasse dans les points d'eau)

b. Échantillonnage acoustique

L'échantillonnage acoustique est une méthode non invasive utilisée pour détecter et identifier les amphibiens enregistrant leurs vocalisations. Les amphibiens, tels que les grenouilles et les crapauds, produisent des appels spécifiques pendant la saison de reproduction pour attirer les partenaires. Les enregistrements audio peuvent être analysés pour identifier les espèces présentes dans une région donnée.

Une recherche menée par Davis et al. (2019) a utilisé des enregistrements acoustiques pour surveiller les populations d'amphibiens dans les zones urbaines, mettant en évidence l'efficacité de cette technique pour évaluer l'impact des activités humaines sur les populations d'amphibiens.

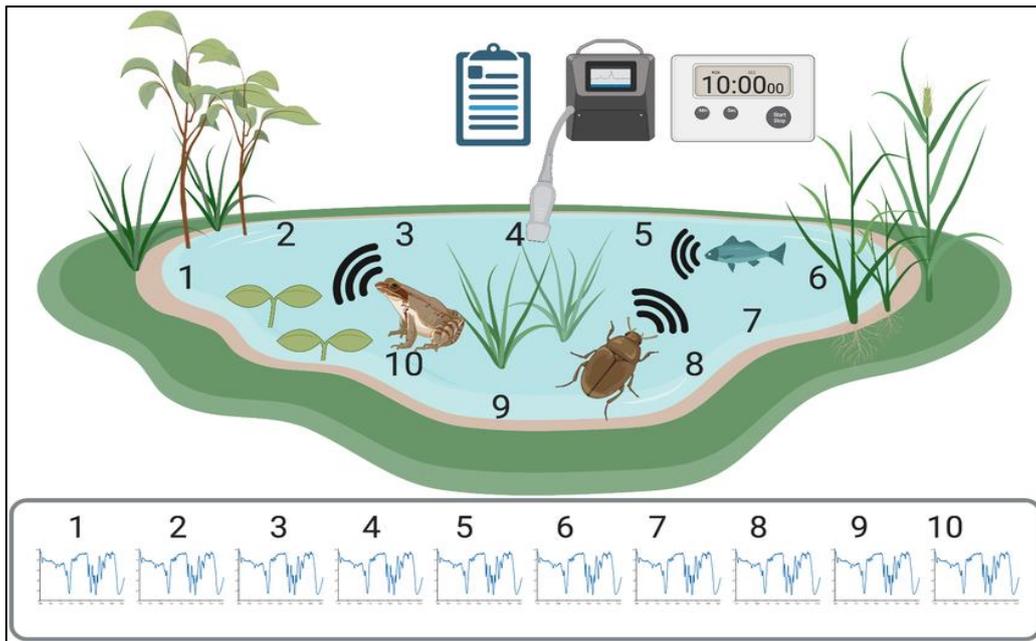


Figure 25 : Plan d'échantillonnage acoustique de l'étang. Chaque échantillon consiste en un enregistrement sonore sous-marin de 10 minutes à partir de l'étang, comprenant 10 enregistrements, chacun d'une durée d'une minute, pris à différents endroits autour du plan d'eau. Les paramètres environnementaux et les métadonnées d'enquête sont systématiquement recueillis pour accompagner chaque échantillon sain

c. Recherche visuelle

La recherche visuelle consiste à rechercher activement des amphibiens dans leur habitat naturel. Les chercheurs parcourent souvent les zones humides, les marais et les lacs à la recherche d'amphibiens actifs pendant la nuit. Cette méthode nécessite une observation attentive et peut être limitée par la visibilité et les conditions météorologiques.

Une étude menée par Tyler et al. (2020) a utilisé des techniques de recherche visuelle pour étudier la distribution des salamandres dans les forêts de montagne, soulignant l'importance de la combiner avec d'autres méthodes de capture pour obtenir des données complètes sur la diversité des espèces.

d. Identification des espèces

L'identification des espèces d'amphibiens peut être réalisée en utilisant une combinaison de caractéristiques morphologiques, telles que la forme du corps, la couleur de la peau, la taille et la structure des membres, ainsi que des techniques plus avancées telles que l'analyse génétique.

Des études taxonomiques, telles que celle menée par Johnson et al. (2021), ont permis de décrire de nouvelles espèces d'amphibiens en se basant sur des analyses morphologiques et moléculaires, enrichissant ainsi notre compréhension de la diversité des amphibiens.

Les techniques de capture et d'identification sont cruciales pour étudier les amphibiens et comprendre leur écologie et leur évolution. En combinant différentes méthodes, les chercheurs

peuvent obtenir des données précieuses pour la conservation et la gestion des populations d'amphibiens.



Figure 26 : Fiche d'identification et de comparaison des amphibiens de La Réunion

3.1.4. Étude de l'habitat et de l'écologie

Comprendre l'habitat et l'écologie des amphibiens est crucial pour leur conservation et leur gestion. Cette section examinera en détail les différentes facettes de cette étude.

3.1.5. Préférences de micro habitat

Les amphibiens présentent souvent des préférences spécifiques pour les micro habitats au sein de leur habitat général. Ces préférences peuvent varier en fonction de facteurs tels que la température, l'humidité, la couverture végétale et la disponibilité de proies.

Des études menées par Jones et al. (2017) ont montré que les grenouilles à queue rouge (*Rana temporaria*) préfèrent les micro habitats avec une végétation dense et une couverture au sol plus élevée, offrant ainsi une protection contre les prédateurs et une source abondante de nourriture.

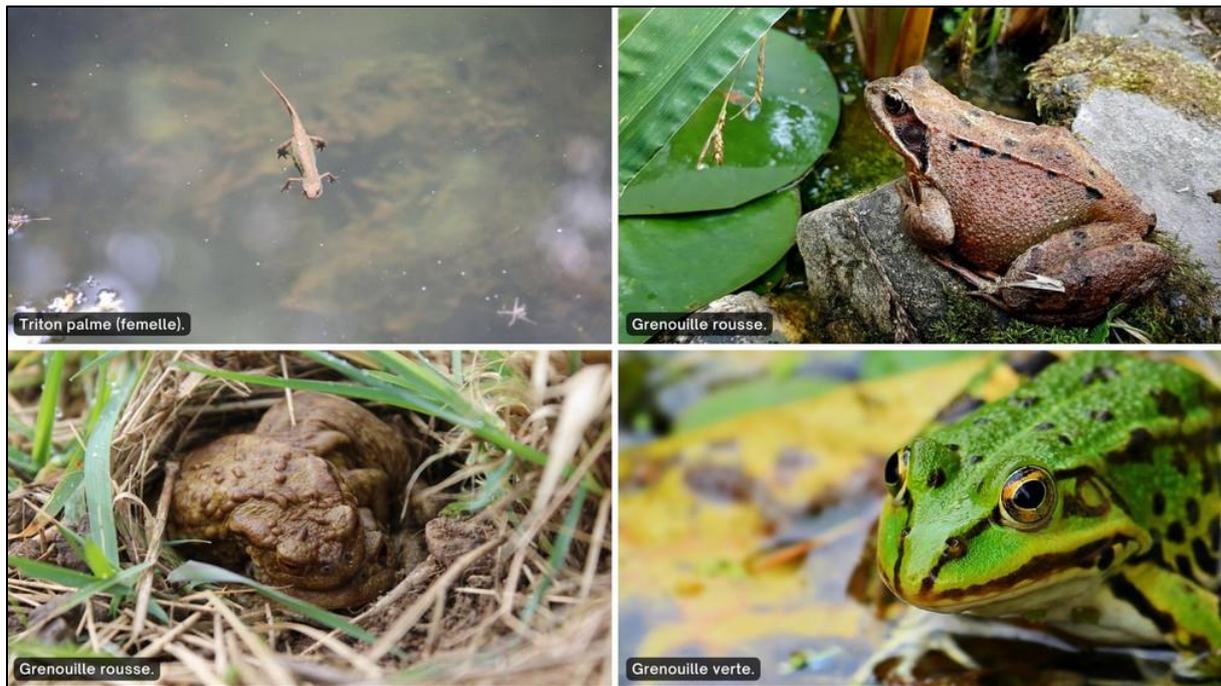


Figure 27 : On recense 450 mares sur le territoire de Chartres métropole. Cet habitat naturel accueille notamment les amphibiens, qui y effectuent tout ou partie de leur cycle de vie

3.1.6. Utilisation de l'eau et de la terre

La plupart des amphibiens dépendent de milieux aquatiques pour leur reproduction, mais beaucoup passent également une partie significative de leur vie sur la terre ferme. La capacité d'un amphibien à utiliser efficacement ces deux milieux peut influencer sa distribution et sa survie.

Par exemple, les salamandres terrestres, telles que les espèces du genre *Plethodon*, passent la majeure partie de leur vie dans des habitats forestiers humides, où ils se nourrissent de petits invertébrés. En revanche, les grenouilles et les crapauds pondent leurs œufs dans l'eau, mais peuvent migrer vers des habitats terrestres une fois adultes.



Figure 28 : cycle vital de la grenouille

3.1.7. Facteurs environnementaux influençant la distribution

De nombreux facteurs environnementaux influencent la distribution des amphibiens, notamment la température, l'humidité, la disponibilité de l'eau, la qualité de l'eau, la qualité de l'habitat terrestre, la présence de prédateurs et la disponibilité des proies.

Des études ont montré que les amphibiens sont sensibles aux changements climatiques, avec des populations déclinantes dans les régions soumises à des sécheresses prolongées ou à des événements météorologiques extrêmes Smith et al. (2020). De plus, la dégradation de l'habitat due à l'urbanisation et à la fragmentation des terres peut également avoir un impact négatif sur les populations d'amphibiens Brown et al. (2019).

3.1.8. Abondance et distribution des amphibiens

L'abondance et la distribution des amphibiens varient considérablement en fonction de leur espèce, de leur habitat et des conditions environnementales locales. Les enquêtes de terrain, les relevés visuels, les échantillonnages acoustiques et les techniques de capture sont souvent utilisés pour évaluer la présence et la densité des populations d'amphibiens dans une région donnée.

Par exemple, une étude menée par Johnson et al. (2022) a révélé des différences significatives dans la distribution des grenouilles entre les zones boisées et les zones ouvertes, soulignant l'importance de prendre en compte les caractéristiques de l'habitat lors de l'évaluation de la distribution des amphibiens.

L'étude de l'habitat et de l'écologie des amphibiens est cruciale pour comprendre leur distribution, leur comportement et leur survie. En combinant différentes méthodes d'étude, les

chercheurs peuvent obtenir des informations précieuses pour la conservation et la gestion des populations d'amphibiens.

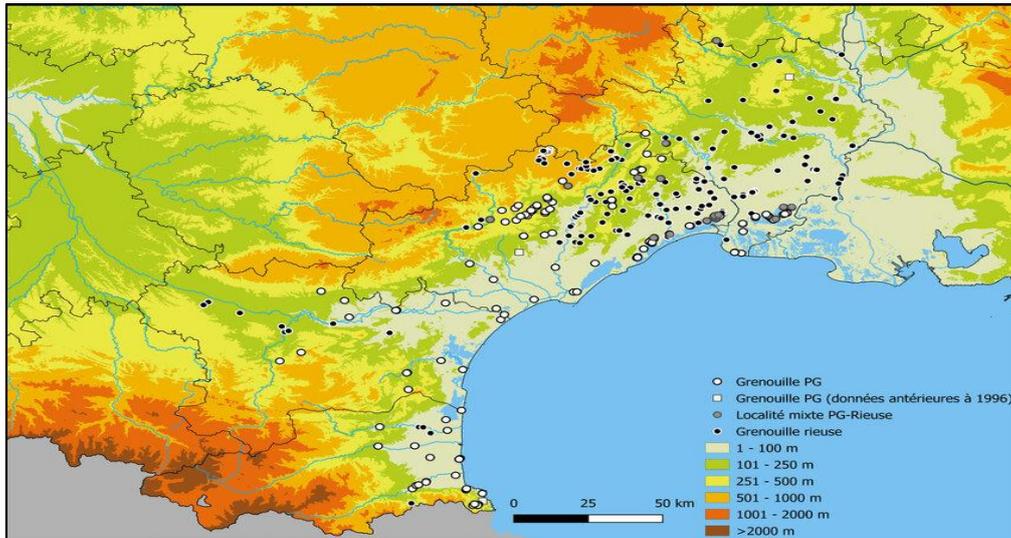


Figure 29 : Carte de distribution actualisée des grenouilles du système P-G et de la Grenouille rieuse dans l'aire d'étude. La coloration du fond de carte indique l'altitude (comme indiqué sur la légende de la carte). -Updated distribution of water frogs of the PG system and of the Marsh Frog in the study area. Background coloration indicates elevation (as explained in the map legend)

3.1.9. Suivi des populations et des migrations

Le suivi des populations et des migrations des amphibiens est essentiel pour comprendre leurs déplacements, leurs cycles de vie et leurs réponses aux changements environnementaux. Cette section examinera en détail les différentes méthodes utilisées dans ce domaine.

a. Marquage individuel

Le marquage individuel des amphibiens implique l'identification et le suivi des individus à l'aide de marques uniques, telles que des étiquettes colorées, des implants sous-cutanés ou des balises radio. Ces techniques permettent aux chercheurs de suivre le déplacement des individus dans leur habitat naturel, d'estimer leur taux de survie et de comprendre leurs comportements sociaux.

Une étude menée par Smith et al. (2019) a utilisé des balises radio pour suivre les mouvements des grenouilles-taureaux (*Lithobates catesbeianus*) pendant la saison de reproduction, révélant des schémas de migration complexes entre les habitats aquatiques et terrestres.



Figure 30 : Grenouille commune portant un émetteur « tag » radiogoniométrique autour de la taille. La technologie est peu coûteuse et très légère, permettant aux scientifiques d’en apprendre plus sur les petits amphibiens. Photo de Betsy Roznik

b. Suivi des larves

Le suivi des larves d'amphibiens est souvent réalisé pour évaluer la survie et la croissance des jeunes individus dans leur environnement naturel. Cette méthode implique souvent le marquage individuel des larves avec des colorants non toxiques ou des étiquettes, suivis de relevés réguliers pour déterminer les taux de recrutement et de mortalité.

Une étude menée par Davis et al. (2021) a utilisé des colorants fluorescents pour marquer les têtards de grenouilles des bois (*Rana sylvatica*) et a suivi leur développement et leur survie dans des étangs forestiers, fournissant ainsi des informations précieuses sur les conditions de reproduction et les menaces potentielles.

c. Études de génétique des populations

Les études de génétique des populations permettent d'évaluer la structure génétique des populations d'amphibiens, les taux de flux génétique entre les populations et les niveaux de diversité génétique. Ces informations sont cruciales pour comprendre la connectivité des habitats, les schémas de dispersion et les réponses évolutives aux changements environnementaux.

Par exemple, une analyse menée par Johnson et al. (2023) sur les populations de salamandres tachetées (*Ambystoma maculatum*) a révélé une structure génétique complexe, suggérant des schémas de migration limitée et des implications pour la conservation des habitats fragmentés.

d. Migrations saisonnières

Les migrations saisonnières des amphibiens, notamment entre les sites de reproduction et les habitats terrestres, sont des événements cruciaux dans leur cycle de vie. Ces migrations peuvent

être influencées par des facteurs tels que la température, les précipitations et la disponibilité de l'eau.

Une étude menée par Brown et al. (2022) a suivi les migrations saisonnières des crapauds communs (*Bufo bufo*) dans les prairies humides, montrant des schémas de migration synchronisés avec les précipitations et la disponibilité de l'eau pour la reproduction.

Le suivi des populations et des migrations des amphibiens est essentiel pour comprendre leur écologie et leur conservation. En utilisant une combinaison de techniques de marquage, d'études génétiques et de surveillance écologique, les chercheurs peuvent obtenir des informations précieuses pour la gestion des habitats et la protection des espèces menacées.



Figure 31 : Lors de la migration de reproduction, les crapauds communs restent volontiers sur les routes, où ils attendent les femelles en migration (© Thomas Mermod)

3.2. Les reptiles

Les reptiles, c'est une classe d'animaux vertébrés à la peau plus ou moins épaisse et couverte d'écailles qui compte dans ses rangs près de 8.000 espèces réparties en 62 familles et 4 ordres : les serpents et lézards (ou squamates), les crocodiliens (crocodiles, caïmans, gavia et alligators qui n'ont quasiment pas évolué depuis 65 millions d'années), les tortues (chéloniens, qui ont droit à leur propre rubrique sur Anigaïdo) et les sphénodons, qui ressemblent à des lézards et sont les derniers représentants de reptiles très présents il y a plus de 200 millions d'années aujourd'hui cantonnés à quelques îlots au large de la Nouvelle Zélande.



Figure 32 : quelques espèces des reptiles

3.2.1. Les caractéristiques les plus importantes des reptiles

Les reptiles ont développé une gamme de stratégies pour survivre dans leurs habitats souvent hostiles. Leur mode de vie varie en fonction de l'espèce, mais quelques caractéristiques générales les définissent :

a. Régulation de la température corporelle

Contrairement aux animaux à sang chaud, les reptiles sont à sang froid, ce qui signifie qu'ils dépendent de leur environnement pour réguler leur température corporelle. Ils se chauffent au soleil pour augmenter leur température interne et se refroidissent à l'ombre ou dans des refuges pour éviter la surchauffe.

b. Alimentation

Les reptiles ont une grande variété de régimes alimentaires. Certains sont carnivores, se nourrissant principalement de proies telles que des insectes, des petits mammifères ou d'autres reptiles. D'autres sont herbivores, se nourrissant de végétaux, tandis que certains sont omnivores et consomment à la fois de la viande et des végétaux.

c. Reproduction

La plupart des reptiles se reproduisent en pondant des œufs, bien que quelques espèces soient vivipares, donnant naissance à des petits vivants. Les sites de ponte varient selon l'espèce et peuvent inclure des nids terrestres, des nids dans les arbres ou même des trous dans le sol.

d. Habitats

Les reptiles habitent une grande diversité d'habitats terrestres et aquatiques, y compris les déserts, les forêts, les prairies, les marais, les océans et les rivières. Leur habitat peut influencer leur comportement, leur morphologie et leur régime alimentaire.

e. Comportement

Le comportement des reptiles varie considérablement d'une espèce à l'autre. Certains sont solitaires, tandis que d'autres sont sociaux. Certains reptiles sont nocturnes, tandis que d'autres sont diurnes.

Dans l'ensemble, les reptiles sont remarquablement adaptables et ont évolué pour survivre dans une grande diversité d'environnements à travers le monde. (biologie des reptiles")

f. cycle de vie des reptiles

Les serpents et les lézards sont des reptiles. Les alligators et les tortues sont aussi des reptiles. Tous les reptiles franchissent des étapes similaires au cours de leur vie. Ces étapes sont l'œuf, l'éclosion du nouveau-né, le juvénile et l'âge adulte. La plupart des nouveau-nés et des juvéniles ressemblent à des adultes. Toutefois, ils sont beaucoup plus petits.

Généralement, les mères enfouissent leurs œufs dans le sable ou dans la terre, le nombre d'œufs varie grandement d'une espèce à l'autre. Certains reptiles ne pondent qu'un ou deux œufs à la fois, tandis que d'autres peuvent pondre plus de cent. D'habitude, Les parents ne restent pas avec leurs petits. Après leur éclosion, les bébés vivent seuls.

3.2.2. Techniques de capture et d'identification

La capture et l'identification des reptiles sont cruciales pour comprendre leur écologie et leur répartition. Parmi les techniques couramment utilisées figurent le piégeage, l'observation directe sur le terrain et l'analyse de traces laissées par les reptiles, telles que les empreintes et les excréments.

Le piégeage, par l'utilisation de pièges appropriés, permet de capturer les reptiles de manière non invasive pour des études ultérieures. L'observation directe sur le terrain, notamment pendant les périodes d'activité maximale des reptiles, offre une opportunité d'identifier les espèces présentes dans un habitat donné [03]. De plus, l'analyse des traces telles que les empreintes peut fournir des indices sur la présence et la distribution des reptiles dans un environnement [04].

L'identification des espèces de reptiles repose sur des critères morphologiques, comportementaux et écologiques spécifiques [05]. Par exemple, la forme du corps, la couleur, la structure des écailles et les motifs peuvent être des caractéristiques clés pour distinguer les

espèces [06]. De plus, l'observation du comportement, des modes de déplacement et des habitats préférés peut aider à identifier les reptiles sur le terrain.



Figure 33: De nouveaux outils d'aide à l'identification des reptiles, Agamidae de la réunion

a. inventaires simples

En multipliant le nombre de suivis à l'échelle nationale

(Présence /absence), il sera possible de mieux connaître la répartition des espèces mais aussi d'identifier les habitats et les milieux importants pour la conservation des reptiles.

b. suivis temporels

En multipliant le nombre de suivis temporels (présence/absence), il sera possible d'établir des tendances nationales.

c. habitats et gestion

Ce protocole est plus conséquent (nombre de transects >10) et sa conception nécessite une réflexion au "cas par cas". Il permet de comparer l'occurrence, la probabilité de détection ou l'abondance relative à une échelle locale.

d. Combinée à vue et plaque

Elle permet de détecter à la fois les espèces plus héliophiles et les espèces discrètes. Cette méthode est donc adaptée pour évaluer la richesse spécifique.

Les prospections visuelles attentives seront réalisées sur 2m de chaque côté du transect (un seul côté pour les milieux bordiers) et à une vitesse constante (20 mètres/minute environ) sur le trajet « aller ». Les plaques sont soulevées sur le trajet « retour ».

e. Plaques seules

La méthode de relevés de plaques permet de détecter un certain nombre d'espèces (notamment discrètes). Cette approche est adaptée pour les personnes n'ayant pas l'habitude de l'observation des reptiles à vue.

Les observations sont collectées seulement à vue. Les prospections visuelles attentives seront réalisées en maintenant une vitesse constante (20 mètres/minute) sur le trajet « aller ». Cette méthode est proposée dans le cas où la pose de plaques sur un site n'est pas possible/souhaitée.

f. À vue uniquement

□ Chaque plaque est geo-référencée (point GPS). Nous recommandons d'annoter les plaques pour informer du suivi en cours.

□ Il est recommandé de soulever la plaque avec une main gantée ou à l'aide d'un crochet dans le cas de présence d'espèces venimeuses. Il est conseillé de redéposer la plaque très délicatement si des animaux sont dessous ou, mieux, de les faire fuir afin d'éviter de les écraser.

□ Dans le cadre d'inventaires (durée limitée), il est important de retirer les plaques une fois le suivi terminé.

g. Capture-Marquage-Recapture (CMR)

La méthode CMR est souvent utilisée pour estimer la taille des populations de reptiles. Elle implique de capturer des individus, de les marquer de manière non invasive (par exemple, avec des étiquettes individuelles ou des marques physiques), puis de les relâcher dans leur environnement. Après un certain laps de temps, une nouvelle série de captures est effectuée, et le nombre d'individus marqués parmi les nouveaux capturés est enregistré. Cette technique permet d'extrapoler la taille de la population totale.

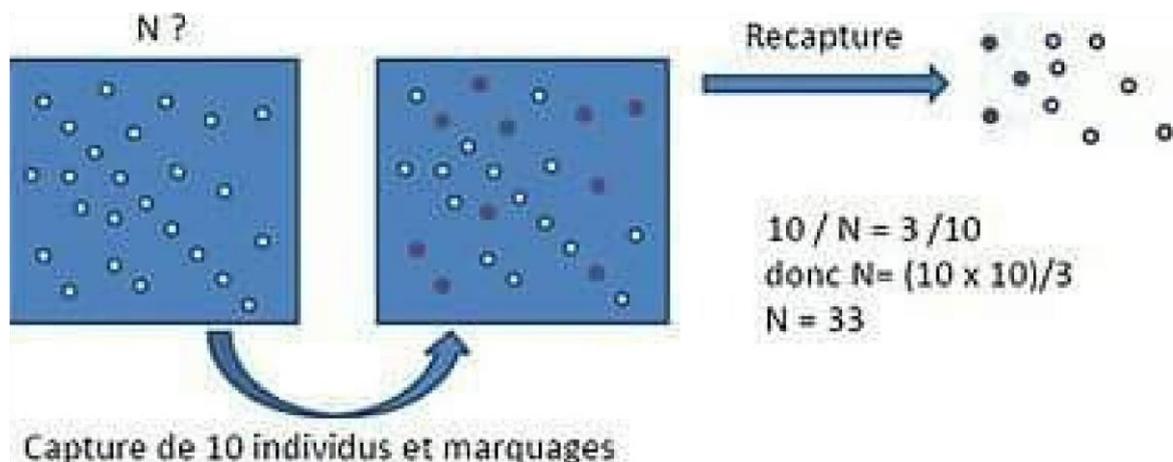


Figure 34: La méthode Capture-Marquage-Recapture (CMR)

h. Capture-Marquage-Recapture de Super-Individus (CMRS)

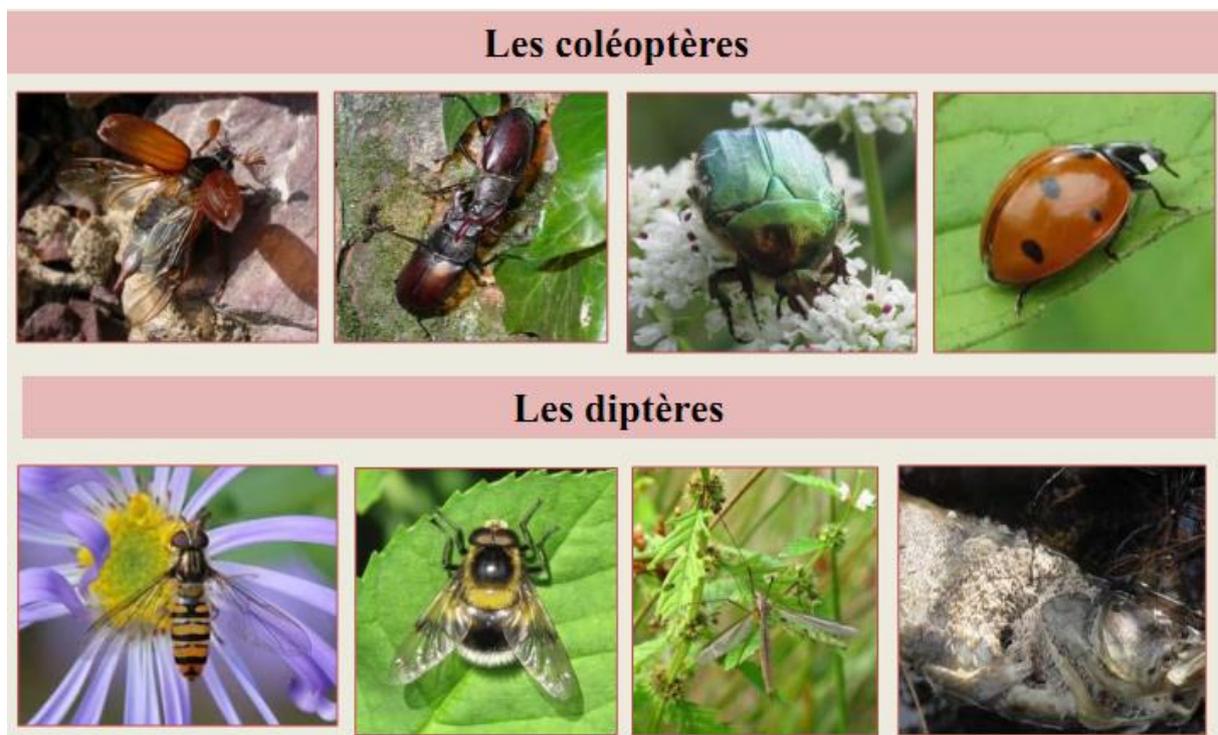
Cette méthode est utilisée lorsque les individus d'une population se regroupent en unités plus grandes, telles que des familles, des groupes sociaux ou des agrégats. Plutôt que de marquer chaque individu, des "super-individus" sont marqués en tant qu'unités collectives. Ensuite, lors de la recapture, ces super-individus sont retrouvés et la présence ou l'absence de leurs membres individuels est enregistrée. Cela permet d'estimer la taille de la population en tenant compte de la structure sociale ou spatiale des individus.

Ces méthodes sont souvent utilisées en combinaison avec la méthode CMR pour obtenir une compréhension plus approfondie des dynamiques de population et des schémas de déplacement des reptiles.

i. Capture-Marquage-Recapture Double (CMRD)

Cette méthode est une extension de la méthode CMR et est utilisée lorsque les individus peuvent changer de groupe ou de population au cours de l'étude. Elle implique d'effectuer deux cycles de marquage et de recapture, avec un marquage distinctif différent pour chaque cycle. Cela permet de distinguer les individus marqués lors du premier cycle des individus marqués lors du deuxième cycle, et d'estimer les taux de migration ou de dispersion entre les populations.

4. Arthropodes (principalement insectes)



Les lépidoptères



Les dermaptères



Les Névroptères



Les odonates



Les Homoptères



Les hétéroptères



Les éphéméroptères





Figure 35 : quelques espèces des insectes

La récolte d'insectes est indispensable en entomologie : La plupart des espèces ne peuvent pas être identifiées « à l'œil » sur le terrain.

La plupart des études demandent des résultats chiffrés (nombre d'individus d'une espèce, nombre d'espèces présentes, etc.).

Donc, nécessité de récolter et conserver Que peut-on attendre d'une étude entomologique ?

L'étude entomologique est une démarche d'investigation In Situ qui a pour but de révéler la présence d'une ou plusieurs espèces d'insecte ainsi qu'éventuellement l'importance des populations.

L'**entomologiste** ou une tierce collecte sur le terrain des insectes à des fins d'identification.

4.1. Méthodes relatives pour l'échantillonnage des insectes

4.1.1. Filet

Filet

Permet les captures « à vue »

- N'indique que si une espèce donnée est présente ou non à un endroit donné.
- Ne donne pas tellement de renseignements sur l'abondance ou sur la diversité (pas de résultats chiffrés).
- Les captures ne sont pas tellement représentatives de la diversité réelle.

Méthode pour emprisonner un insecte capturé



4.1.2. Filet faucheur

Filet faucheur

Technique consistant à avancer sur une certaine distance en fauchant l'herbe avec le filet.

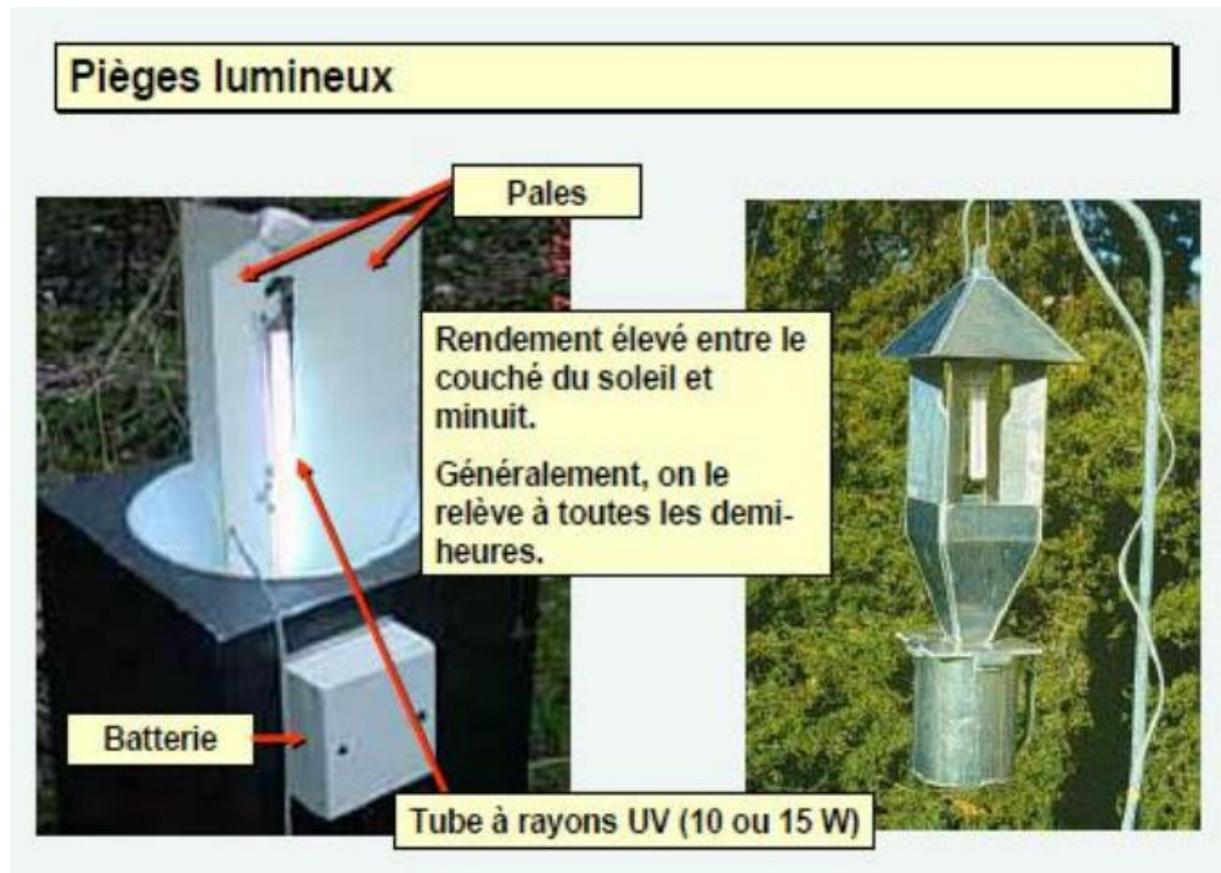
Permet d'obtenir des résultats chiffrés (abondance relative) (= méthode dite « semi-quantifiable »)
Ex. nombre d'individus capturés d'une espèce donnée suite à 20 coups de filets sur une distance de x mètres.

Difficile de **standardiser** la méthode (la façon de faucher varie d'une personne à l'autre, le résultat varie beaucoup selon la densité et la nature de la végétation)

Méthode très sélective : certaines espèces sont beaucoup plus susceptibles que d'autres d'être capturées.

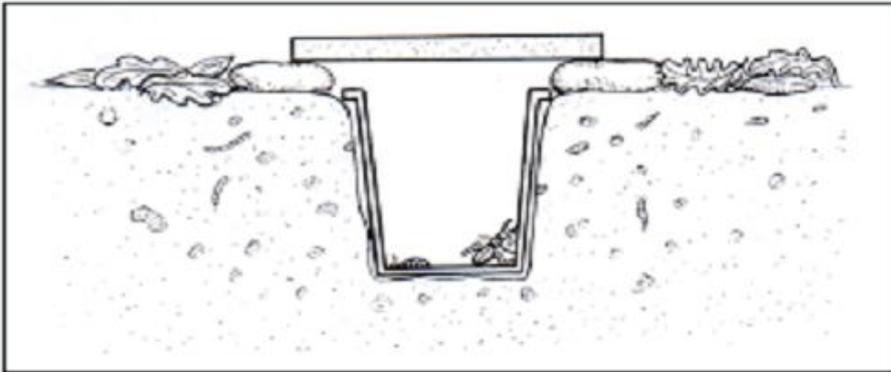


4.1.3. Pièges lumineux



4.1.4. Piège fosse

Piège fosse (ou piège de Barber ou *pitfalls traps*)



Permet d'obtenir des **indices d'abondance** de certaines espèces vivant au sol (peu fiable, par contre, pour estimer la densité de population).

Permet de **comparer** des milieux différents.

Le diamètre du piège a un effet sur la taille des captures (chez les Coléoptères); un piège de plus grand diamètre capture proportionnellement plus de grosses proies qu'un plus petit.

On peut ajouter au fond un liquide de conservation :

- Alcool
- Formaldéhyde
- Propylène glycol (50-65%) (*Prestone LowTox*)
- Eau, sel et détergent (pour de courtes périodes seulement)

Avantage : permet de laisser le piège en place plusieurs jours et même plusieurs semaines.

Inconvénient : le liquide de préservation rend le piège **sélectif** (attire certains et en repousse d'autres).

4.1.5. Battage

Battage



Pour la récolte des Arthropodes vivant sur le feuillage des arbres et arbustes.

Efficaces surtout pour Coléoptères, larves d'insectes phytophages et acariens phytophages.

Permet d'associer les espèces d'insectes ou d'Arthropodes à une plante hôte.

Ne permet pas d'obtenir de données chiffrées vraiment utiles.

4.1.6. Piège d'interception en vol (Piège a impact)

Piège d'interception en vol : piège à impact



Les insectes volants frappent la surface transparente et tombent dans un liquide de conservation.

Sélectif : les espèces n'ont pas toutes la même vulnérabilité à ce piège (les Coléoptères sont plus vulnérables).

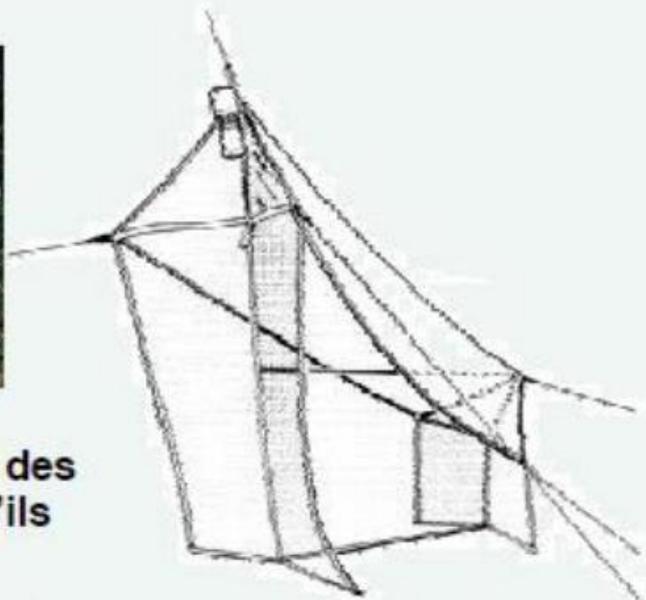
Rendement très variable selon les conditions météo ou l'endroit où le piège est placé.



Autre modèle

4.1.7. Piège d'interception en vol (piège Malaise)

Piège d'interception en vol : piège Malaise



Se fonde sur la tendance des insectes à monter lorsqu'ils rencontrent un obstacle.

Efficace surtout pour Diptères, Hyménoptères et Lépidoptères.



Piège Ngu



Piège H

Variantes du Malaise conçues pour évaluer l'abondance de certains diptères hématophages comme les Tabanidés ou la mouche Tsé-tsé. Ces espèces sont attirées par les formes sombres (notez la couleur sombre des « murs » intérieurs).

4.1.8. Piège a phéromones

Pièges à phéromones

Utilisent des **phéromones sexuelles** pour attirer certaines espèces bien précises.

Phéromone = substance sécrétée par un individu et qui agit, pas son odeur perçue, sur le comportement d'un autre individu. L'attrance sexuelle chez les insectes se fait généralement par l'émission de phéromones.

Les phéromones jouent aussi un rôle important dans les communications entre individus chez les insectes sociaux.



4.1.9. Piège Lindgren

Piège Lindgren (*Lindgren Funnel Trap, piège à Scolytes*)



Piège pour les coléoptères qui creusent des galeries dans les arbres (*Scolytidae* surtout).

Fait d'une série d'entonnoirs superposés. Se fonde sur la tendance de l'insecte à se laisser tomber au sol lorsqu'il perd prise en essayant de se poser.

Peut être appâté avec des phéromones, des substances extraites de l'arbre qui sert d'hôte (alpha-pinène, par exemple), de l'alcool ou de la térébenthine.

Insectes recueillis dans le contenant à la base.
Contient un liquide de conservation.

4.2. Méthodes absolues

4.2.1. Collecte à la main

Collecte à la main

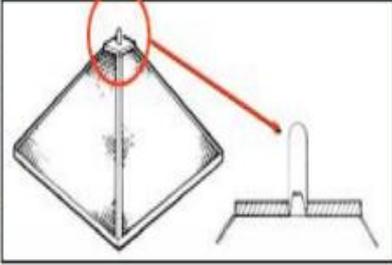
Souvent la méthode la plus simple et la plus rapide pour échantillonner des insectes qui vivent à la surface des plantes (sur les feuilles, par exemple).

Il est souvent utile d'utiliser un aspirateur pour récolter les petits insectes.



4.2.2. Cages d'émergence

Cages d'émergence

Permet de récolter tous les individus volants qui émergent du sol ou de l'eau.

Donnent d'excellents résultats (permet d'évaluer avec assez de précision la valeur absolue des populations).

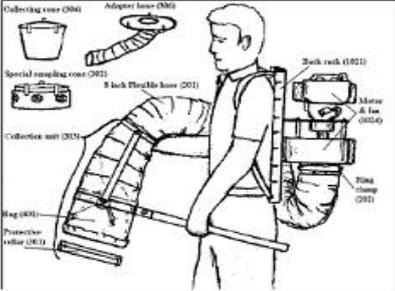






4.2.3. Aspiration (D-Vac)

Aspiration (D-Vac)




Peut être utilisé comme méthode de contrôle.

Ici, pour éliminer les pucerons et un Curculionidae nuisible (*Hypera brunneipennis*) dans un champ de luzerne. Les insectes ne sont pas tués par la machine ce qui permet de libérer les insectes utiles et d'éliminer les autres.

Donne des résultats beaucoup plus précis que le filet faucheur (beaucoup moins d'insectes échappent à la capture).

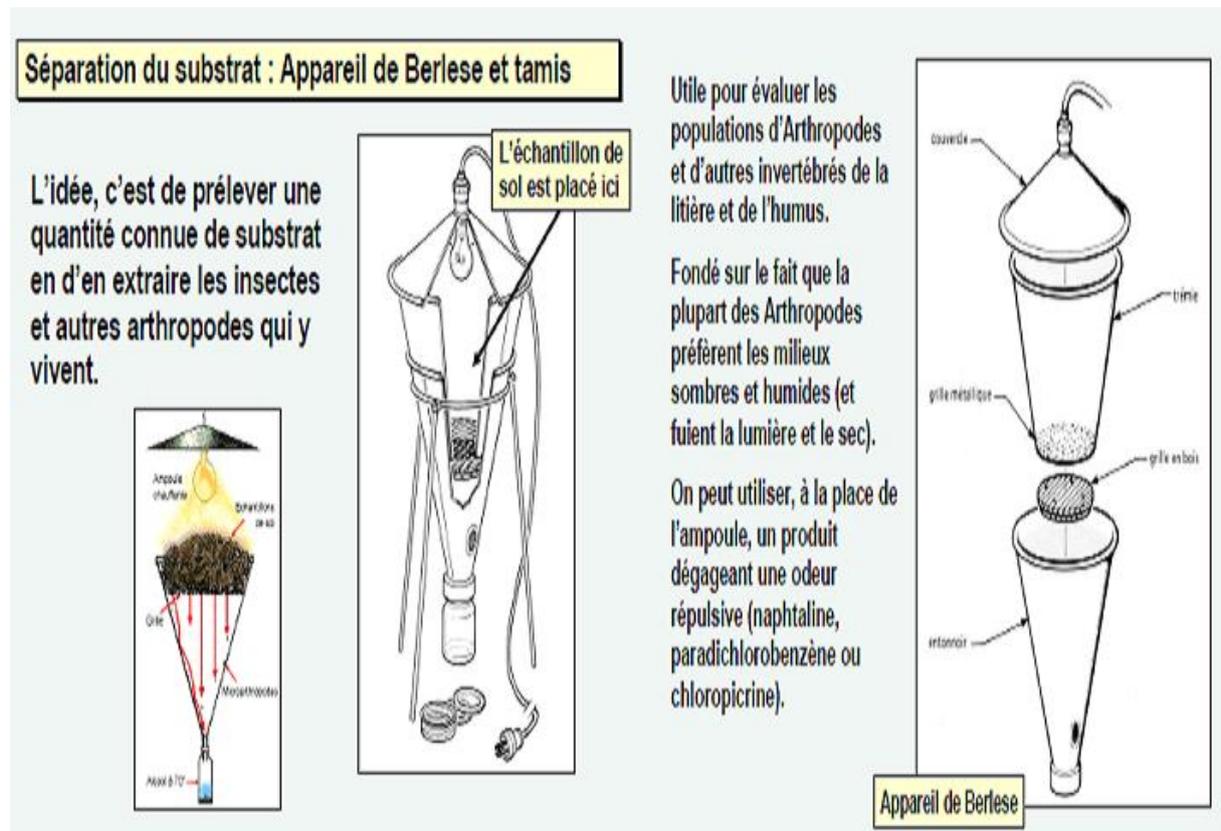
Efficace pour les insectes vivant sur des plantes basses (champs cultivés, herbes).

Ne capture pas tout, nécessite un calcul pour corriger les résultats (un calibrage de la méthode).

Souvent difficile de standardiser la méthode (les appareils varient en puissance et l'efficacité peut varier selon l'utilisateur).



4.2.4. Séparation du substrat Appareil de Berlese et tamis



4.3. Tuer et conserver les insectes capturés

a. Le flacon de chasse

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 imbibée d'une goutte d'acétate d'éthyle.

On peut aussi tuer les insectes en les plaçant au congélateur pendant quelques jours.

b. La congélation

On peut aussi tuer les insectes en les plaçant au congélateur pendant quelques jours.

c. Dans l'alcool

Les plus petits insectes qui ne peuvent être montés ou ceux à corps mou comme les larves ou les araignées peuvent être directement placés dans un flacon contenant de l'alcool à 70%. Les spécialistes utilisent habituellement de l'éthanol, mais on peut aussi utiliser de l'alcool à friction vendu en pharmacie (alcool isopropylique).

Chaque capture doit être identifiée par un papier portant un numéro correspondant à une note dans le cahier d'observation, papier placé dans le flacon.

5. La faune aquatique (Poisson)

Pour gérer au mieux les ressources en poisson d'un milieu, il est indispensable d'identifier les espèces qui y vivent et de connaître leur abondance, leur répartition, leur biologie et leur écologie.

5.1. Les méthodes d'étude des poissons

5.1.1. Techniques passives

On range dans cette catégorie toutes sortes de pièges fixes qui mettent à profit les déplacements des poissons pour les capturer.

a. les pêcheries barrages de toutes natures

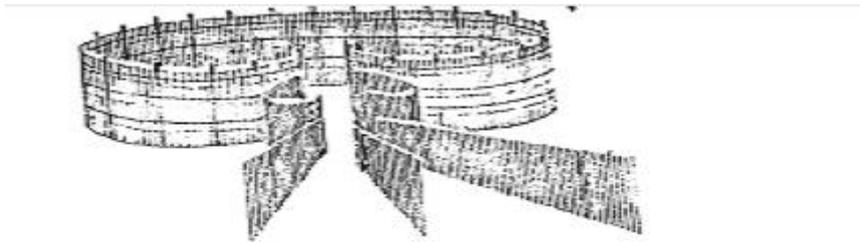


Figure 36 : Barrage

b. Les nasses et les casiers

Engins en général très sélectifs et peu utilisés pour les études de peuplement.

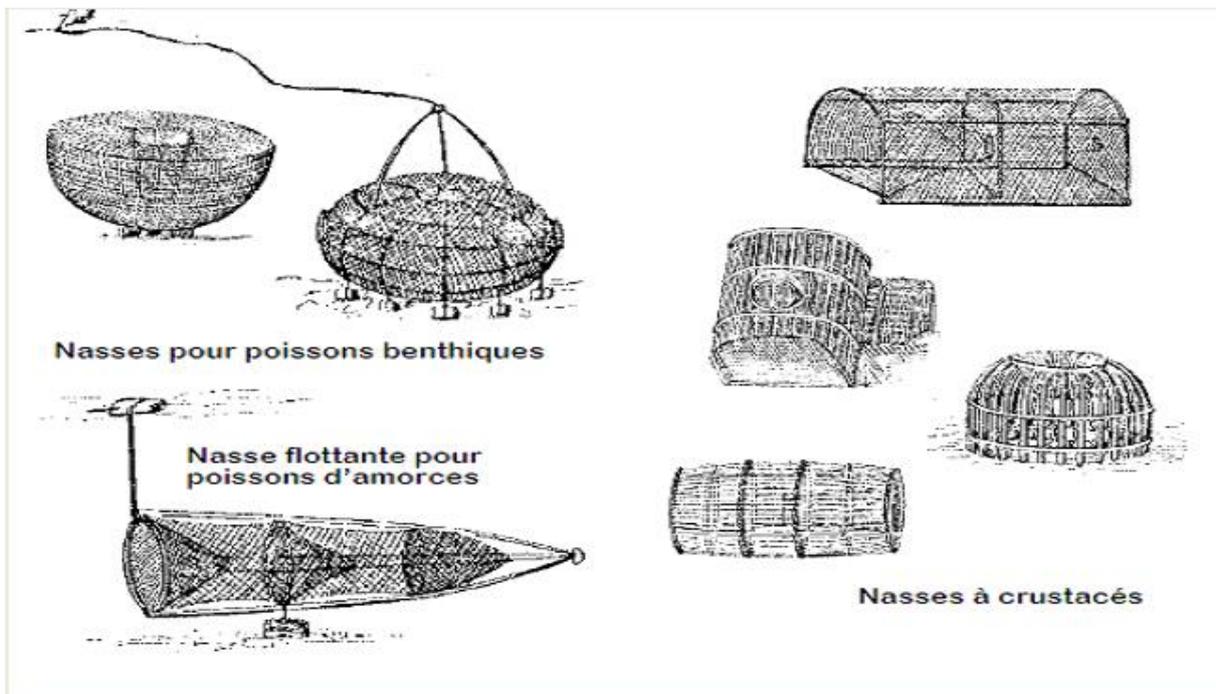


Figure 37 : Types de nasses

c. Les lignes et les palangres

Également très sélectives. On peut cependant noter que l'examen des captures obtenues par les palan-es non appâtés (dites lignes maliennes) montre par la diversité des espèces et des tailles capturées que cet engin peut être un bon échantillonneur du peuplement démersal.

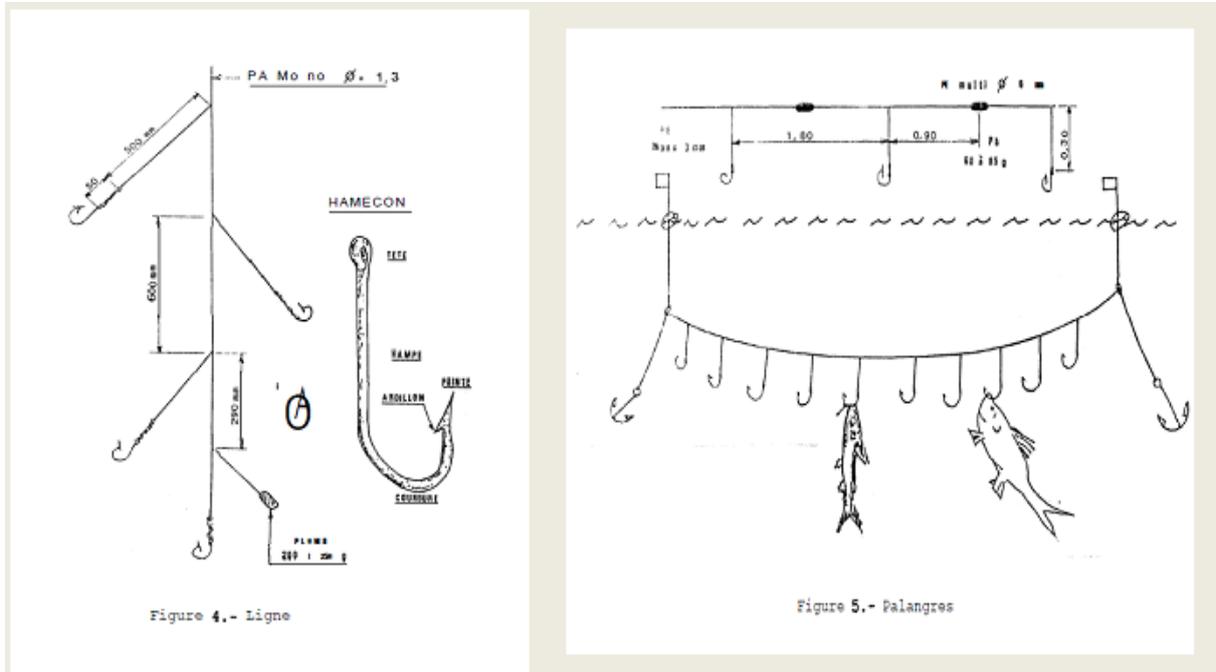


Figure 38 : Les lignes et les palangres

d. Les filets maillants

sont les plus couramment utilisés pour les études de peuplement. Généralement différentes tailles de mailles et plusieurs types de filets sont associés afin d'élargir au maximum la gamme des espèces capturées.

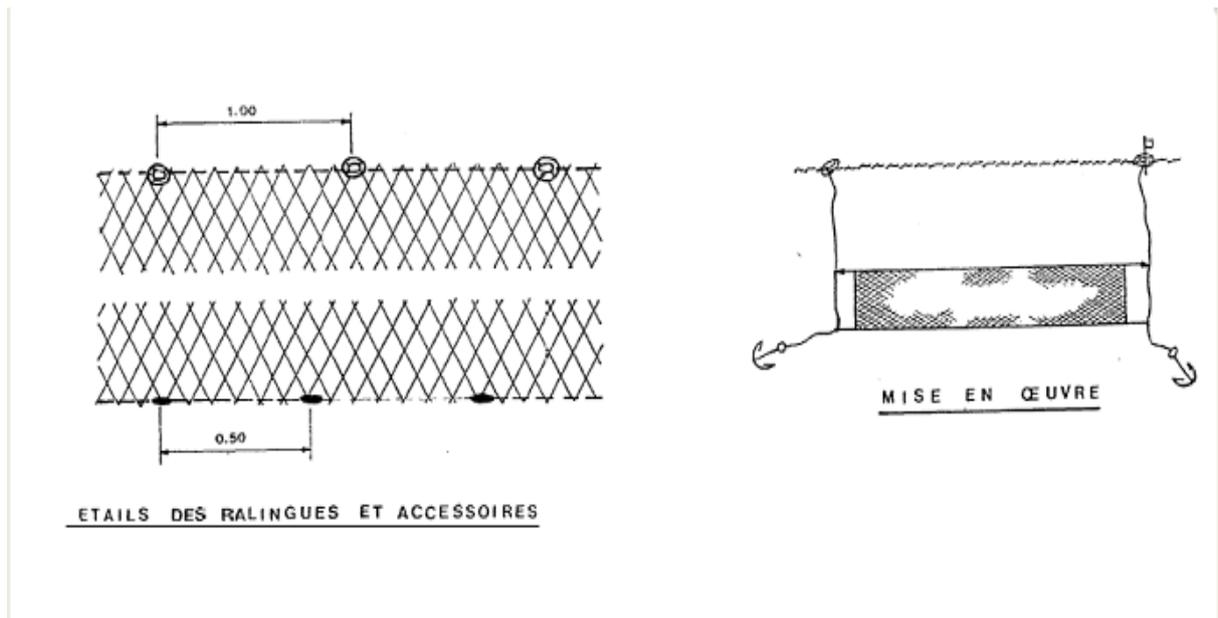


Figure 39 : Les filets maillants

5.1.2. Techniques actives

a. Les engins recouvrant

En général de dimension limitées, leur prototype est l'épervier. De dimension petite à moyenne, cet engin est utilisé dans des eaux peu profondes marines ou continentales.

L'évitement (le poisson repère l'engin et l'évite) L'unité de surface échantillonnée est petite.

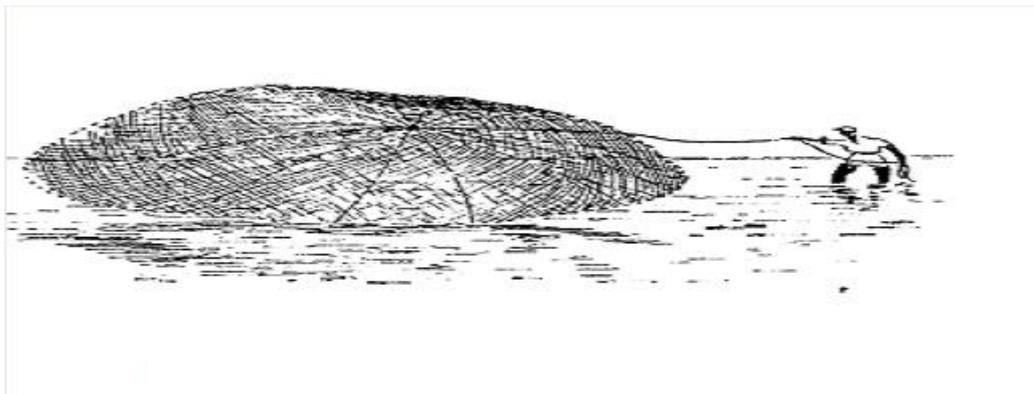


Figure 40 : épervier

b. Les engins traînants

Il s'agit en ce qui concerne les poissons des différentes sortes de chalut pélagiques et démersaux. Pour les études de peuplement on utilise en général des chaluts à petites mailles (parfois des chaluts à crevettes).

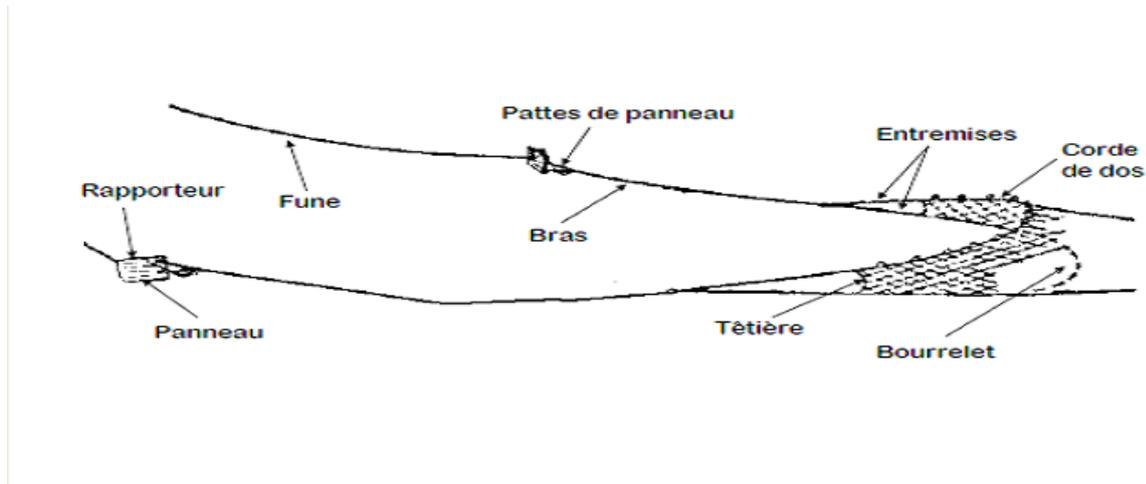


Figure 41 : Chalut à panneaux gréé avec des bras

c. Les engins encerclant

Diverses Petites sennes (à poche, à bâtonnets, moustiquaire de bordure) sont fréquemment employées pour l'étude des peuplements de petites espèces ou de formes juvéniles.

Les grandes sennes : sennes tournantes (coulissantes) et sennes de plage (ou de rivage) le sont pour l'étude des peuplements de milieux en général vastes et pas trop profonds (1 à 20 m).

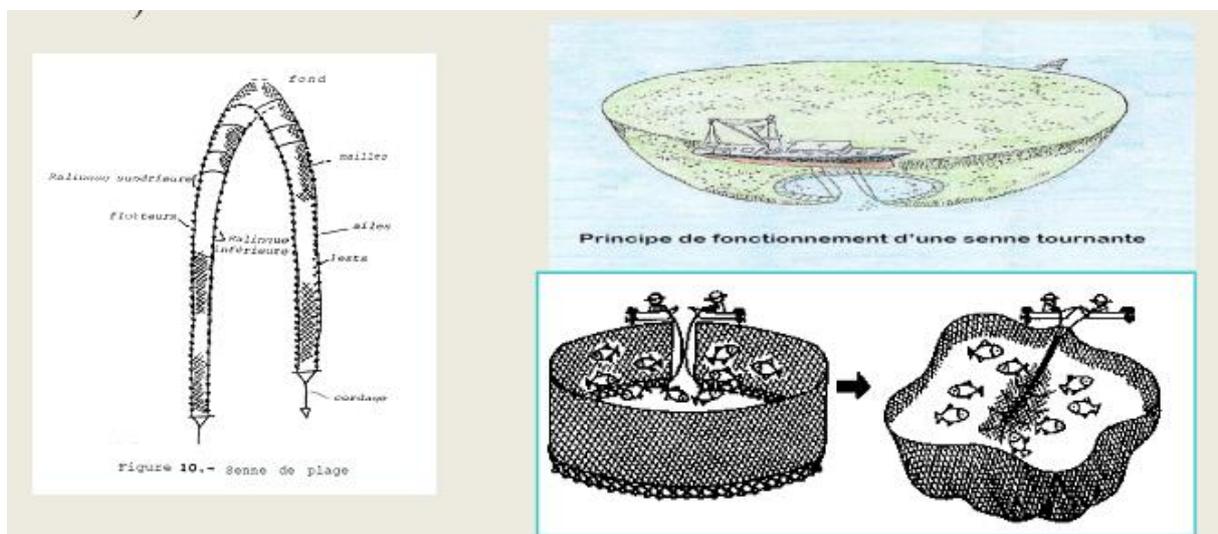


Figure 42 : Sennes

d. Les engins électrifiés

Contrairement aux méthodes précédentes les "pêches électriques" ne sont utilisées qu'en eau douce (ou très légèrement saumâtres). La pêche électrique est une méthode d'échantillonnage très performante particulièrement adaptée à certains milieux particuliers (petites rivières, ruisseaux, mares, bordures, rapides) inaccessibles à d'autres techniques de prélèvement. Elle

permet la capture d'un grand nombre d'espèces en particulier les petites espèces en général peu ou pas capturables par les autres méthodes.

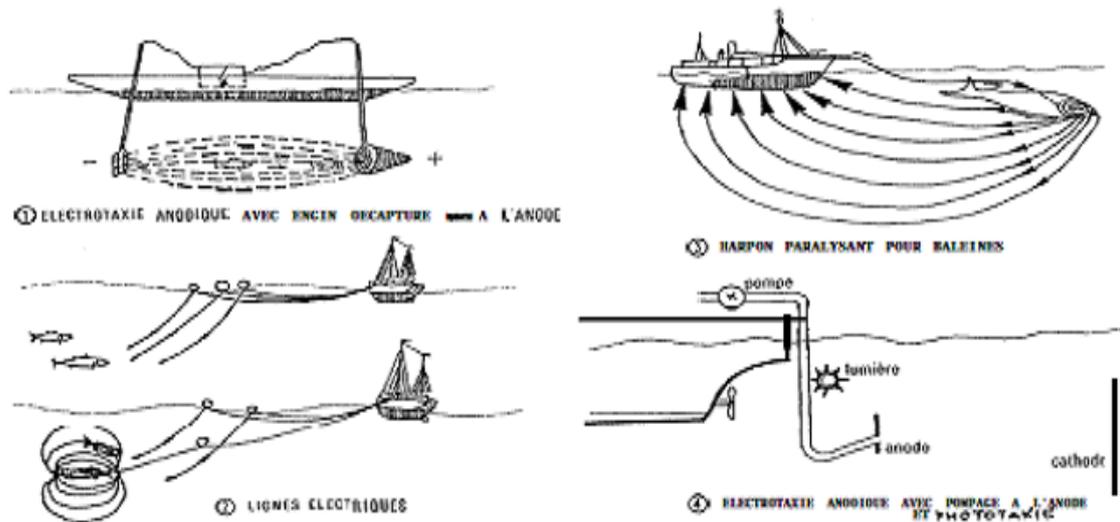


Figure 43 : engins électrifiés

5.1.3. Techniques d'observation directe

a. Observation en plongée

Elle est pratiquée dans les milieux océaniques où la turbidité est faible et où les méthodes par capture ne sont pas applicables (lagons, récifs coralliens, herbiers, Bien que possédant quelques avantages, notamment celui de préserver totalement les milieux et sa faune,

b. Observation directe des espèces en migration

elle est pratiquée dans les rivières au niveau des barrages où sont parfois ménagées de véritables chambres d'observation des poissons (parfois améliorée ou complétée par des systèmes automatisés de comptage, d.es enregistrements vidéo..)

c. Observations aéroportées

Elle peut apporter des éléments précieux (comportement, répartition, composition des bancs...) pour l'étude des peuplements des grands pélagiques hauturiers

d. Méthodes acoustiques

Leur principe est le suivant : un appareil fixé sur un bateau ou une pirogue émet un son qui arrive sur les poissons et est réfléchi.

Vers la surface de l'eau où le signal retour est enregistré. L'intensité de cette réponse donne des renseignements sur la quantité de poissons présents dans le milieu.

5.1.4. Méthodes diverses (ou complémentaires)

- Suivi des pêcheries professionnelles.
- Les écologistes ont, d'une manière générale tendance à négliger cette source d'information pourtant fort intéressante. Bien que rarement suffisante (problème des zones non prospectées, de saisonnalité des activités de pêche, de l'existence d'espèces cibles (qui peuvent changer), de mélanges d'espèces etc.
- les données de la pêche apportent des compléments par l'observation des débarquements ou, mieux, la participation à des campagnes de pêche. Bien souvent, seules les séries statistiques des biologistes des pêches Permettront à l'écologiste de situer son étude dans la dynamique à moyen ou long terme de l'écosystème qu'il étudie.

Ces données permettront en particulier de percevoir parfois d'appréhender des phénomènes comme les remplacements d'espèces dominantes (successions écologiques), ou les effets de bouleversements environnementaux (climatiques ou autres) sur les peuplements aquatiques ce qu'une campagne de pêches expérimentales nécessairement limitée dans le temps ne peut faire.

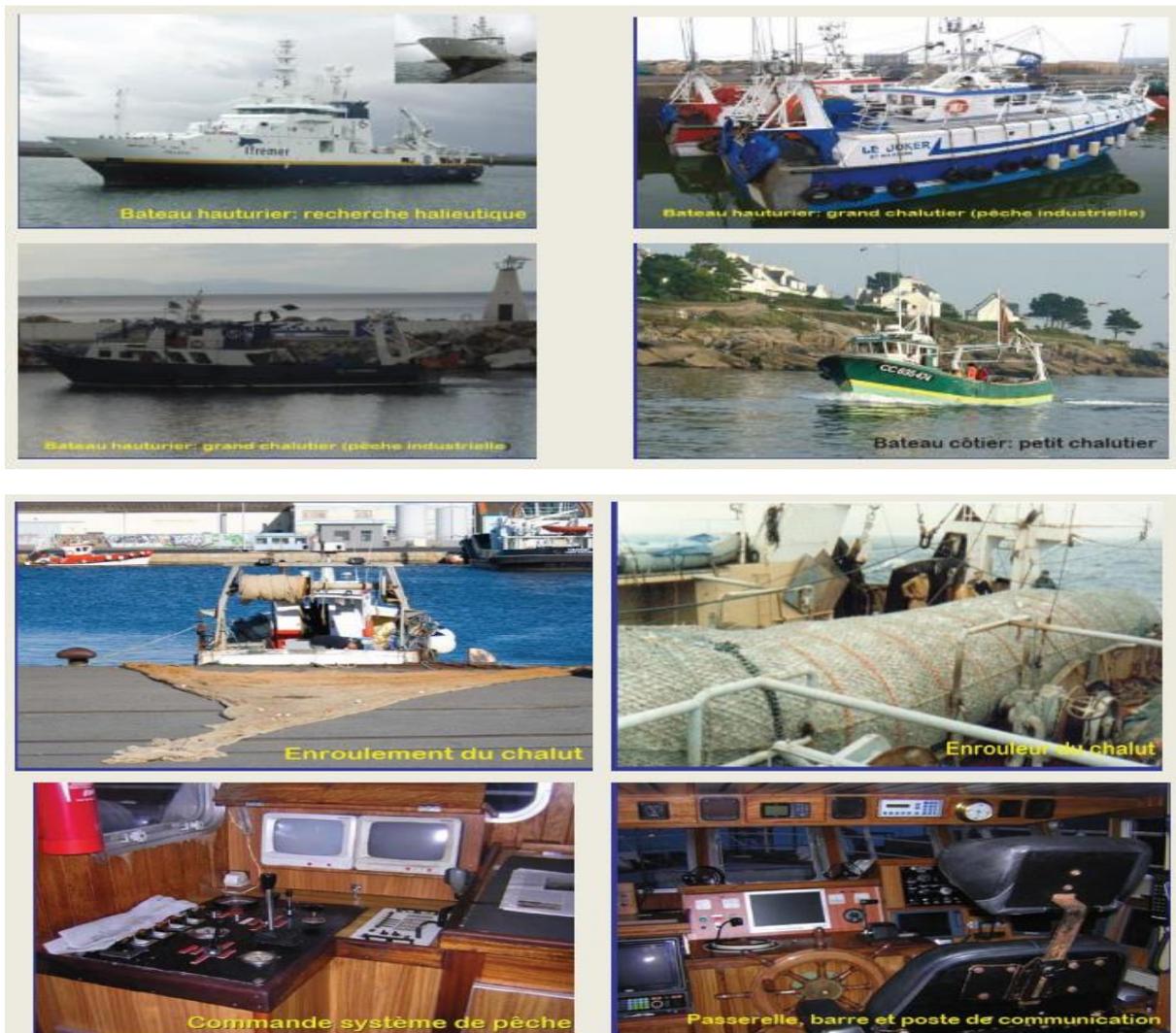
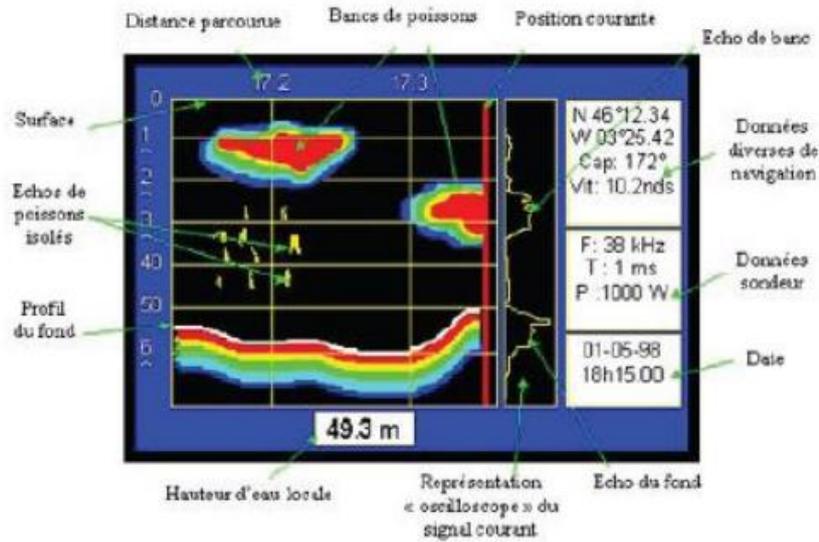


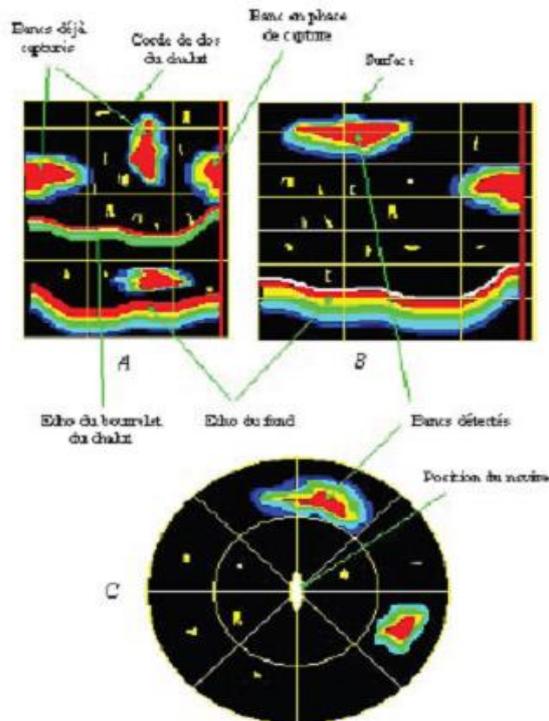
Figure 44 : bateau pour le suivi des pêcheries professionnelles

EQUIPEMENTS D'AIDE A LA PÊCHE: LE SONDEUR



Exemple type de visualisation d'un sondeur monofaisceau bathymétrique ou de pêche. Les lignes verticales correspondant à des émissions successives du signal permettent de constituer une coupe verticale de la tranche d'eau parcourue par le navire. Le sondeur étant souvent couplé aux autres systèmes de navigation du bord, les données correspondantes peuvent ainsi être présentées à l'utilisateur, ainsi que les paramètres de réglage du sondeur.

EQUIPEMENTS D'AIDE A LA PÊCHE: LE SONAR



Visualisations associées aux différents systèmes sonar utilisés en pêche. (A) Netsonde: on visualise la tranche d'eau située sous la corde de dos du chalut, faisant apparaître les captures entrant dans la poche, dont l'ouverture est délimitée par l'écho du bourrelet inférieur. (B) Sondeur: cette représentation, la plus courante, permet de faire apparaître les cibles passant à la verticale du navire. (C) Sonar panoramique: les cibles sont détectées et présentées dans un plan horizontal, de manière analogue à un radar de surveillance aérienne.

Figure 45 : équipement d'aide à la pêche

Chapitre 4 : Collecte et analyses des données faunistiques et floristiques

1. Collecte et analyses des données faunistiques et floristiques

1.1. Présentation des données

Quel que soit le type d'évaluation menée, il est essentiel de bien choisir les méthodes de collecte et d'analyse des données et de les appliquer correctement

Points principaux

- 1- Les méthodes de collecte et d'analyse de données doivent être choisies en fonction de l'évaluation concernée, de ses questions clés d'évaluation et des ressources disponibles.
- 2- Les méthodes de collecte et d'analyse de données doivent être sélectionnées de manière à assurer la complémentarité entre les points forts et les faiblesses des unes et des autres.

1.2. Préparation des données

Après la collecte des données suit la préparation des données. La préparation des données, parfois appelée « Prétraitement », est l'étape pendant laquelle les données brutes sont nettoyées et structurées en vue de l'étape suivante du traitement des données. Pendant cette phase de préparation, les données brutes sont vérifiées avec soin afin de déceler d'éventuelles erreurs.

L'objectif est d'éliminer les données de mauvaise qualité (redondantes, incomplètes ou incorrectes) et de commencer à créer les données de haute qualité qui peuvent garantir la qualité de votre environnement de travail Exemple :

Données sur la faune et la flore d'une région ou d'un site c'est à dire tout dépend de l'échelle spatiale et temporelle (Diversité, richesse, distribution de la faune et la flore).

1.3. Importation des données

Les données propres sont ensuite importées dans leur emplacement de destination (par exemple : un dossier qui contient un fichier Excel ou convertie vers un format supporté par cette destination). L'importation des données est la première étape au cours de laquelle les données brutes commencent à se transformer en information exploitable.

1.4. Traitement des données

Le traitement des données est exécuté dès que celles-ci sont collectées, en vue de les traduire en information exploitable : Le traitement des données est généralement effectué par un spécialiste data scientifique, biostatisticien, ...etc. (ou une équipe). Il est important qu'il soit effectué correctement afin de ne pas impacter négativement le produit final ou la sortie des données.

Le traitement des données commence avec les données brutes propres :

Convertit les données sous une forme plus lisible (graphiques, documents de texte, ...etc.) en leur donnant le format et contexte nécessaires pour qu'elles puissent être interprétées par l'intéressé.

Exemple :

Des données sur la faune et la flore d'une région ou d'un site, c'est à dire tout dépend de l'échelle spatiale et temporelle (Diversité, richesse, distribution de la faune et la flore).

Les objectifs de cette étude est d'inventorier (richesse spécifique) la faune ou la flore avec les abondances et la densité qui existe dans un site bien déterminé, bien-sûr toutes les communautés (faune et flore) ont des attributs ou des caractéristiques qui diffèrent de ceux des composants qui composent la communauté et qui n'ont de sens que par rapport à l'assemblage collectif ou à la communauté.

Ces attributs sont :

- Nombre d'espèces (Richesse)

- Abondance des espèces et densité

- **Abondance :** L'abondance des espèces est généralement basée sur les nombres d'individus par espèce, ou sur des variables telles que le pourcentage de couverture ou la biomasse des espèces.

- **Densité des espèces :** le nombre d'individus d'une espèce collectée dans une zone totale particulière. Pour les échantillons de quadra ou d'autres méthodes

D'échantillonnage d'une zone fixe, la densité des espèces est exprimée en unités

D'espèces par zone spécifiée. Exemple : 10 ind/m², 100/quadra de 10 m²...etc.

- **Estimation de la richesse spécifique :**

a- Indice de Shannon

$$H' = - \sum_{i=1}^S P_i \log p_i$$

pi = abondance proportionnelle ou pourcentage d'importance de l'espèce, se calcule ainsi :

pi = ni/N ;

S = nombre total d'espèces ;

ni = nombre d'individus d'une espèce dans l'échantillon ;

N = nombre total d'individus de toutes les espèces dans l'échantillon.

Ainsi, la valeur de H' dépend du nombre d'espèces présentes, de leurs proportions relatives, de la taille de l'échantillon (N) et de la base de logarithme. Le choix de la base de logarithme est arbitraire (Valiela, 1995) mais, lorsqu'on compare des indices, la base utilisée doit être mentionnée et être la même.

La dominance marquée d'une espèce révèle une faible diversité, alors que la co-dominance de plusieurs espèces révèle une grande diversité. Puisque l'équation est un estimateur biaisé (Valiela, 1995).

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 $\log_2 S$, selon le choix de la base du logarithme)

- **Indice d'équitable**

C'est le rapport de la diversité observée à une distribution de fréquence des espèces complètement égale (échelle de 0-1), peut être quantifiée séparément à l'aide de l'indice Shannon-Wiener comme étant :

$$J' = H'/H'\max$$

où H' est la diversité spécifique observée et $H'\max$ est le logarithme du nombre total d'espèces (S) dans l'échantillon (Gray et al., 1992).

Par exemple, deux espèces présentant 50 individus chacune représenteraient une équitabilité ou une égalité complète d'une valeur de 1.

Deux espèces, dont la première est représentée par un individu, et la deuxième, par 99, obtiendraient seulement un résultat de 0,08.

1.5. Traitements statistiques et méthodes multivariées par l'identification des groupements d'espèce :

a. Historique :

Les bases théoriques de ces méthodes sont anciennes et sont principalement issues de "psychomètres" américains : Spearman (1904) et Thurstone (1931, 1947) pour l'Analyse en Facteurs, Hotteling (1935) pour l'Analyse en Composantes Principales et l'Analyse Canonique, Hirschfeld (1935) et Guttman (1941, 1959) pour l'Analyse des Correspondances. Pratiquement, leur emploi ne s'est généralisé qu'avec la diffusion des moyens de calcul dans le courant des années 60.

Sous l'appellation "Multivariate Analysis" elles poursuivent des objectifs sensiblement différents à ceux qui apparaîtront en France. Un individu ou unité statistique n'y est souvent considéré que pour l'information qu'il apporte sur la connaissance des liaisons entre variables au sein d'un échantillon statistique dont la distribution est le plus souvent soumise à des hypothèses de normalité.

En France, l'expression "Analyse des Données" recouvre les techniques ayant pour objectif la description statistique des grands tableaux (n lignes, où n varie de quelques dizaines à quelques milliers, p colonnes, où p varie de quelques unités à quelques dizaines).

Ces méthodes se caractérisent par une utilisation intensive de l'ordinateur, leur objectif exploratoire et une absence quasi systématique d'hypothèses de nature probabiliste au profit des propriétés et résultats de géométrie euclidienne. Elles insistent sur les représentations

graphiques en particulier de celles des individus qui sont considérés au même titre que les variables.

Depuis la fin des années 1970, de nombreux travaux ont permis de rapprocher ou concilier les deux points de vue en introduisant, dans des espaces multidimensionnels appropriés, les outils probabilistes et la notion de modèle, usuelle en statistique inférentielle.

Les techniques se sont ainsi enrichies de notions telles que l'estimation, la convergence, la stabilité des résultats, le choix de critères. . . L'objectif essentiel de ces méthodes est l'aide à la compréhension de volumes de données souvent considérables. Réduction de dimension, représentation graphique optimale, recherche de facteurs ou variables latentes... sont des formulations équivalentes.

b. Méthodes

Les méthodes de Statistique exploratoire multidimensionnelle se classifient selon leur objectif (réduction de dimension ou classification) et le type des données à analyser (quantitatives et/ou qualitatives) :

*** Description et réduction de dimension (méthodes factorielles) :**

1. Analyse en Composantes Principales (p variables quantitatives).
2. Analyse Factorielle Discriminante (p variables quantitatives, 1 variable qualitative).
3. Analyse Factorielle des Correspondances simple (2 variables qualitatives) et Multiple (p variables qualitatives).
4. Analyse Canonique (p et q variables quantitatives).
5. Multi-dimensional Scaling (M.D.S.) ou positionnement multidimensionnel ou analyse factorielle d'un tableau de distances. Toutes les précédentes méthodes sont basées sur des outils classiques de géométrie euclidienne qui sont développés dans les rappels et compléments d'algèbre linéaire.
6. Non negative Matrix Factorisation ou NMF.

*** Méthodes de classification :**

1. Classification ascendante hiérarchique,
2. Algorithmes de réallocation dynamique,
3. Cartes de Kohonen (réseaux de neurones)

2. Sortie et interprétation des données

Lors de l'étape de sortie/interprétation, les données deviennent exploitables par tous, y compris ceux qui n'ont pas les compétences d'un spécialiste. Elles sont converties, deviennent lisibles et sont généralement présentées sous forme de graphiques...etc.

Référence bibliographique

Bibby, C. J., Burgess, N. D., & Hill, D. A. (2009). Bird census techniques. London: Academic Press.

Blondel, Jacques (2001). "L'analyse des peuplements d'oiseaux, éléments d'un diagnostic écologique I. la méthode des échantillonnages fréquents progressifs (EFP)." Revue d'Ecologie, Terre et Vie 4 (2001) : 533-589.

Brown, C. D., & Johnson, E. F. (2015). Evaluating the effectiveness of baited traps for cameras : practical guidance and considerations. Fisheries Research, 57(3), 301-313.

Brown, C. D., & Smith, J. R. (2017). Seasonal variation in fish abundance and distribution community structure in a tropical river. Aquatic Ecology, 32(4), 601-615.

Brown, C. D., et al. (2018). Assessing biases in fish sampling methods: implications for Bulletin of Herpetology, 28(3), 156-169.

Brown, C. R., & Jones, E. F. (2018). Piégeage non invasif pour l'étude des populations de reptiles. Ecological Methods, 12(3), 112-125.

Brown, J. R., & Johnson, E. F. (2002). Estimating fish abundance using underwater video cameras: practical guidance and considerations. Fisheries Research, 57(3), 301-313.

Brown, K. L., Johnson, R. K., & Wilson, E. M. (2019). Effets de l'urbanisation sur l'habitat des amphibiens. Urban Ecology, 35(1), 112-125.

Brown, K. L., Smith, A. B., & Wilson, L. J. (2021). Effets de l'urbanisation sur les populations d'amphibiens. Urban Ecology, 28(1), 112-125.

Brown, K. L., Smith, J. D., & Wilson, E. M. (2022). Migrations saisonnières des crapauds communs dans les prairies humides. Animal Ecology, 25(3), 301-315.

Bury, R. B., Whelan, J. A., & Germano, D. J. (Eds.). (2010). "Conservation Biology of Freshwater Turtles and Tortoises: A Compilation Project of the IUCN/SSC Tortoise and Freshwater Turtle Specialist Group." Chelonian Research Monographs, 5, 1-158.

Davis, C. L., Johnson, R. K., & Wilson, E. M. (2019). Surveillance des populations d'amphibiens dans les zones urbaines par échantillonnage acoustique. Urban Ecology, 15(2), 201-215.

Davis, C. L., Johnson, R. K., & Wilson, E. M. (2020). Évaluation des programmes de réintroduction des amphibiens. Restoration Ecology, 30(2), 201-215.

Davis, E. M., Johnson, R. K., & Wilson, L. J. (2021). Suivi du développement des têtards de grenouilles des bois. Ecology Letters, 38(2), 201-215.

Fiers, V., Coll., 2003. Etudes scientifiques en espaces naturels. Cadre méthodologique pour le recueil et le traitement de données naturalistes. Cahiers techniques de l'ATEN n°72. Réserves Naturelles de France. Montpellier : 96 p.

- Garcia, M. P., et al. (2019).** Genetic structure and connectivity of migratory fish estimating trout abundance in a mountain stream. *Fisheries Research*, 93(1), 112-118.
- Garcia, M. P., et al. (2019).** Acoustic techniques for studying pelagic fish communities in gill nets in an alpine lake. *Journal of Aquatic Biology*, 45(2), 201-208.
- Gower, D. J., & Wilkinson, M. (2005).** Conservation biology of caecilian amphibians. *Conservation biology*, 19(1), 45-55.
- Green, L. K., & Adams, C. D. (2016).** Analyse des traces pour la détection des reptiles dans les habitats naturels. *Journal of Wildlife Management*, 40(1), 78-91.
- Houlahan, J. E., Findlay, C. S., Schmidt, B. R., Meyer, A. H., & Kuzmin, S. L. (2000).** Quantitative evidence for global amphibian population declines. *Nature*, 404(6779), 752-755.
- in a coastal estuary. *Estuarine Research*, 25(2), 189-204.
- Johnson, K. L., & Garcia, M. P. (2018).** Influence of environmental factors on fish freshwater lake. *Freshwater Biology*, 35(4), 601-615.
- Johnson, K. L., & Smith, M. P. (2010).** Assessment of fish community composition using gill nets in an alpine lake. *Journal of Aquatic Biology*, 45(2), 201-208.
- Johnson, K. L., et al. (2019).** Comparing the efficiency of three fish sampling methods in a freshwater lake. *Freshwater Biology*, 35(4), 601-615.
- Johnson, R. K., Davis, C. L., & Wilson, E. M. (2018).** Impact de la chytridiomycose sur les populations d'amphibiens. *Conservation Biology*, 35(3), 301-315.
- Johnson, R. K., Davis, C. L., & Wilson, E. M. (2021).** Taxonomie et description d'une nouvelle espèce de grenouille. *Journal of Evolutionary Biology*, 30(1), 112-125.
- Johnson, R. K., Davis, C. L., & Wilson, E. M. (2022).** Distribution des grenouilles dans les zones boisées et ouvertes. *Ecology Letters*, 40(2), 201-215.
- Johnson, R. K., Davis, C. L., & Wilson, E. M. (2023).** Structure génétique des populations de salamandres tachetées. *Molecular Ecology*, 30(1), 112-125.
- Johnson, S. M., & Miller, P. R. (2020).** Critères d'identification des espèces de reptiles.
- Jones, E. F., Smith, K. D., & Wilson, L. J. (2017).** Préférences de micro habitat des grenouilles à queue rouge. *Journal of Herpetology*, 41(2), 201-215.
- Lee, D. H., & Park, J. K. (2018).** Comportement et habitat des reptiles: une étude de terrain. *Journal of Herpetology*, 36(2), 89-102.
- Lhonore, J. 2000.** Echantillonnages et inventaires. In BEZANNIER F. (Coord.), BOULONGNE R. (Réd.), 2000. La gestion des pelouses calcicoles. Actes du colloque de Blois des 27 et 28 novembre 1999.

- Otis, D. L., Burnham, K. P., White, G. C., & Anderson, D. R. (1978).** "Statistical inference from capture data on closed animal populations." *Wildlife Monographs*, 62, 1-135.
- Ralph, C. J., Sauer, J. R., & Droege, S. (2004).** *Monitoring bird populations by point counts.* Washington, DC: US Fish and Wildlife Service.
- Richard, C., Gregoire G., Frederic A. 2010.** Relevés floristiques pour le suivi de la biodiversité végétale des écosystèmes forestiers : éléments de réflexion pour faire les bons choix. *Rev. For. Fr.* LXII - 2-2010.
- Rodriguez, A. J., & Martinez, E. F. (2019).** Morphologie et identification des reptiles: une revue approfondie. *Herpetological Review*, 24(1), 34-47.
- Seber, G. A. F. (1982).** "The Estimation of Animal Abundance and Related Parameters" (2nd Edition). MacMillan, New York.
- Smith, A. B., Davis, C. L., & Tyler, T. (2018).** Comparaison de l'efficacité des pièges pour la capture des grenouilles arboricoles. *Journal of Herpetology*, 42(3), 321-335.
- Smith, A. B., Davis, C. L., & Tyler, T. (2019).** Suivi des mouvements des grenouilles-taureaux pendant la saison de reproduction. *Journal of Herpetology*, 43(4), 401-415.
- Smith, J. D., & Johnson, A. B. (2019).** Techniques de capture et d'identification des reptiles. *Journal of Herpetological Techniques*, 25(2), 45-56.
- Smith, J. R., & Jones, A. B. (2008).** A comparison of electrofishing and snorkel surveys for estimating trout abundance in a mountain stream. *Fisheries Research*, 93(1), 112-118.
- Smith, J. R., Brown, L. K., & Davis, E. M. (2020).** Impacts des changements climatiques sur les populations d'amphibiens. *Conservation Biology*, 25(3), 301-315.
- Smith, J. R., Brown, L. K., & Davis, E. M. (2023).** Utilisation de la surveillance par drone pour évaluer les populations d'amphibiens. *Environmental Monitoring and Assessment*, 45(2), 201-215.
- Smith, S. L., & Johnson, E. F. (2016).** Determining optimal sample size for fish population studies: a review of statistical methods. *Fisheries Research*, 42(3), 321-335.
- Smith, S. L., et al. (2020).** Evaluating the effectiveness of marine protected areas for restoring coastal fish populations. *Marine Ecology Progress Series*, 42(3), 321-335.
- Sutherland, W. J. (2006).** *Ecological census techniques.* Cambridge: Cambridge University Press.
- Tyler, T., Smith, J. D., & Brown, K. L. (2020).** Utilisation de la recherche visuelle pour étudier la distribution des salamandres. *Ecology Letters*, 25(4), 457-469.
- White, G. C., & Burnham, K. P. (1999).** "Program MARK : Survival estimation from populations of marked animals." *Bird Study*, 46(S1), 120-138.
- White, R. H., & Black, M. B. (2017).** Observation directe sur le terrain des reptiles : méthodes et applications. *Herpetological Journal*, 34(4), 198-210.

Wilson, L. J., Davis, C. L., & Brown, K. L. (2019). Importance des zones tampons pour la protection des habitats d'amphibiens. *Conservation Biology*, 20(4), 401-415.

Webographie (Sites) :

- <https://totakenature.fr/>
- <https://www.aquaportail.com>
- <https://www.aquaportail.com>
- <https://www.aquaportail.com/>
- <https://www.sciencesetavenir.fr/>
- <https://geonature.arb-idf.fr/node/131>
- <https://www.researchgate.net/>
- <https://www.faune-reunion.fr/>
- <https://www.chartres-metropole.fr>
- <https://smavas.fr/>
- <https://www.researchgate.net/>
- <https://fr.mongabay>
- <https://www.infofauna.ch>
- <https://cdnfiles2.biolovision.net/>