

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE ABDERRAHMANE. MIRA DE BFJAIA



FACULTE DES SCIENCE DE LA NATURE ET DE LA VIE
Département du Tronc Commun des Sciences de la Nature et de la Vie

Polycopié de cours de

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

Dr GHERBI-SALMI RACHIDA

Préambule

Public cible : Ce polycopié est destiné aux étudiants de 2^e année Ecologie, étudiant master 2, Doctorants et les chercheurs en Biologie Animal, Zoologie et en écologie et environnement ainsi que les instances publiques dans le domaine de l'Ecologie et Environnement.

Volume horaire global : 45heures (cours), 10 heures (travaux dirigés TD).

Pré -requis : Connaissances de base de biologie végétale et animale (morphologie et anatomie) ainsi que la systématique (Zoologie et botanique). Connaissances de base de l'Ecologie (espèce, population, peuplement, habitat, biogéographie...).

Contenu de cours : Après une introduction sur l'inventaire de la faune et de la flore, ce cours présente les principes généraux d'échantillonnage et les différents types d'échantillonnages (Subjectif et probabilistes). Suivi par l'explication des trois méthodes d'échantillonnage des végétaux (Physionomique, dynamique et phytosociologiques) et les méthodes d'échantillonnage de la faune (les Mammifères, les Oiseaux, les Amphibiens, les Reptiles et les Arthropodes en particulier les Insectes terrestres et aquatiques). La dernière partie du cours est consacré à la présentation de données d'observation et de collecte (échantillonnage) sur le terrain ainsi que les indices écologiques et les tests statistiques nécessaires à l'exploitation des résultats.

Objectif de l'enseignement

Le contenu de cette matière permettra à l'étudiants d'acquérir les différentes techniques d'échantillonnage de la faune et de la flore notamment en milieu forestier et la maîtrise d'utilisation des indices écologiques pour l'exploitation des résultats.

Evaluation : Examen final du cours (75%) et continu (Interrogations TD 25%).

CONTENU DE LA MATIERE

Introduction.....	4
1. Echantillonnage.....	5
• Echantillon	5
1.1. Principes généraux.....	5
▪ Classification des descripteurs.....	5
- Descripteurs qualitatifs	5
- Descripteurs ordinaux ou semi-quantitatifs	6
- Descripteurs quantitatifs :.....	6
- Descripteurs complexes ou synthétiques	6
▪ Choix des descripteurs	6
- Descripteur d'occupation de l'espace-temps	7
- Descripteurs biométriques et démographiques	7
- Descripteur structuraux	7
- Descripteurs systématiques	7
▪ Echelles d'observation	7
1.2. Types d'échantillonnages	8
▪ Echantillonnage subjectif (non probabiliste).....	8
▪ Echantillonnage probabiliste (aléatoire, systématique, stratifié, analyse exhaustive, Echantillonnage mixte)	8
▪ Méthodes d'échantillonnage aléatoire simple (EAS)	8
✓ Protocole de sélection des unités d'échantillonnages.....	9
▪ Méthode d'échantillonnage stratifié	9
✓ Protocole de sélection des unités d'échantillonnage	9
▪ Méthode d'échantillonnage systématique	10
✓ Protocole de sélection des unités d'échantillonnage	10
▪ Echantillonnage mixte.....	11
➤ Comment utiliser une table de nombres aléatoires ?.....	11
- Mise en œuvre sur un exemple	11
2. Méthodes d'échantillonnage et de classification de la végétation	15
2.1. Méthodes physiologiques.....	15
2.2. Méthodes dynamiques	16
2.3. Méthodes phytosociologiques	17

3. Méthodes d'échantillonnage de la faune.....	20
3.1. Mammifères.....	20
3.2. Oiseaux.....	22
3.3. Amphibiens.....	23
3.4. Reptiles.....	25
3.4. Arthropodes (principalement Insectes)	25
3.5. Faune aquatique (principalement les Invertébrés aquatiques)	27
4. Collectes et analyses des données faunistiques et floristiques.....	29
4.1. Présentation des données.....	29
4.2. Applications des différentes méthodes pour l'estimation de la densité et la richesse spécifique (indice de Shannon, indice d'équitable).....	29
4.3. Traitements statistiques des données et application des méthodes multi variées par l'identification des groupements d'espèces.....	30
• Analyse en composantes principales (ACP)	30
• Analyse Factorielle des Correspondances (A.F.C.)	30
Exemple.....	31
Ouvrages utiles ;.....	39

Introduction :

L'inventaire de la flore (espèces végétales) et de la faune (espèces animales) d'un écosystème déterminé a pour objectif de pouvoir prendre les mesures appropriées de conservation et de gestion, les instances de décision doivent disposer en permanence d'une information synthétique et objective sur l'état des effectifs et sur les menaces qui pèsent sur les espèces. Une donnée botanique ou zoologique correspond à 4 informations de base : un nom de taxon, une localisation (la plus précise possible), une date, un observateur.

Inventaire :

« L'inventaire est un recensement le plus exhaustif possible d'un ensemble de données taxonomiques sur une aire géographique précise et durant une période de temps limitée ». Permettant ultérieurement un suivi scientifique et une gestion écologique. **Lhonore (2000)**.

En écologie, il est peut-être impossible de mettre la main sur l'ensemble des individus d'une population. A cause, des contraintes de temps, d'argent ou un manque de personnel qualifié.

- On ne mesure donc pas « tout » qui peut être un système biologique, mais bien « **un fragment** » de l'ensemble, prélevé pour juger de certaines propriétés de ce « **tout** » d'où la nécessité de **l'échantillonnage**.
- Avant d'échantillonner et de relever la végétation ou les animaux, il est nécessaire de se poser les bonnes questions :
Quel est l'objet de mon étude ? Quel contexte ? Quelles hypothèses ? Quels moyens ?
Quelles valorisations ?



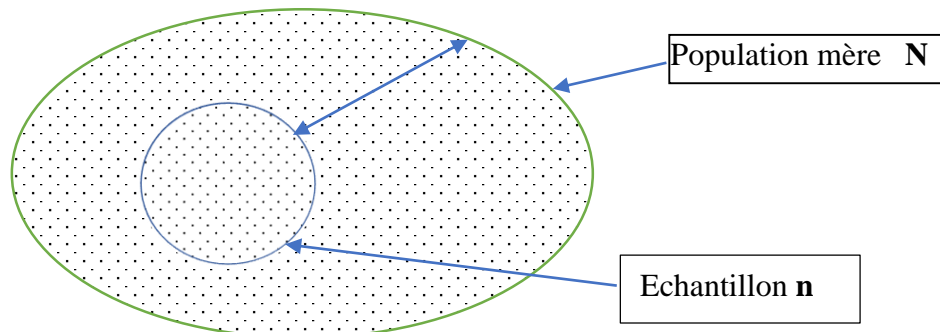
Fig1. Espèces animales et végétale à inventoriées (Photo originale)

1. Echantillonnage :

L'échantillonnage est la procédure par laquelle les échantillons (fragment d'un ensemble concret ou abstrait) sont prélevés. On ne mesure pas le tout d'un système biologique, mais un fragment de l'ensemble (de ce tout) prélevé pour juger de certaines propriétés de ce tout. Il faut donc clairement exprimer de quelles propriétés on veut juger avant de pouvoir concevoir un plan d'échantillonnage.

- **Echantillon** :

Un échantillon est **un fragment** d'un ensemble prélevé pour juger de cet ensemble. De nombreuses méthodes d'observations et de mesures appliquées à de tels fragments peuvent être proposées, adaptés à chaque cas particulier en vue d'obtenir une représentation satisfaisante de l'objet étudié. L'échantillonnage doit être adapté à tester l'hypothèse que l'on a fait, à une échelle spatiale et temporelle donnée, sur la structure ou la dynamique du système biologique étudiée. Il est impératif de prendre le temps de planifier son échantillonnage (Colin 1970). Le nombre d'individus dans l'échantillon est **la taille de l'échantillon**.



1.1. Principes généraux

- **Classification des descripteurs**

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.

- **Descripteurs qualitatifs :**

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

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

- **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.

- **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.

- **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).

▪ **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.

- **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).

- **Descripteurs biométriques et démographiques :**

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

- **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.

- **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.

▪ **Echelles d'observation :**

Après le choix des descripteurs, on choisit l'échelle 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.

Exemple : On étudie un cycle annuel au moyen d'échantillonnages mensuels, hebdomadaire ou journalier, ou bien le sol d'une savane par des prélèvements tous les un kilomètre, tous les 10 mètres, etc.

1.2. Types d'échantillonnages

Il existe deux grandes catégories de techniques (méthodes) d'échantillonnage, les méthodes d'échantillonnage non probabilistes et les méthodes d'échantillonnage probabilistes.

- **Échantillonnage subjectif (non probabilistes) :**

C'est la forme d'échantillonnage probablement la plus ancienne. Elle reste très largement utilisée, du moins dans tout travail préliminaire. 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**. Ce choix sera conditionné par **les connaissances et l'expérience du scientifique** d'où le terme d'**échantillonnage subjectif**. Un choix subjectif, n'est pas aléatoire et ne se fait pas à

« L'emporte-pièce » car les relevés seront d'autant mieux établis que le chercheur dispose d'une expérience éprouvée. Il n'est donc pas de type probabiliste et ne se prête pas aux études statistiques, permettant notamment la vérification.

- **Echantillonnage probabiliste (aléatoire, systématique, stratifié, analyse exhaustive, Echantillonnage mixte) :**

- ✓ L'avantage de la méthode d'échantillonnage probabiliste est qu'elle permet de généraliser les résultats de l'échantillon à l'ensemble de la population en s'appuyant sur une théorie statistique reconnue.
- ✓ Son seul inconvénient est qu'il faut posséder une liste de toutes les unités formant la population avant de procéder à la sélection de l'échantillon.

- a) **Méthodes d'échantillonnage aléatoire simple (EAS) :**

- ✓ **Définition**

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.

✓ **Protocole de sélection des unités d'échantillonnages :**

Il est parfois difficile en écologie d'effectuer un échantillonnage aléatoire simple qui se conforme à la définition. En effet, pour qu'aucune erreur systématique ne s'introduise dans le prélèvement de l'échantillon, il faut :

- a) Dresser la liste complète et sans répétition des éléments de la population.
- b) Les numéroter de **1 à N**.
- c) On choisit au hasard « **n** » nombres différents correspondant en « **n** » unités statistiques qui devront faire parties de l'**échantillon**.
- d) Procéder, à l'aide d'une table de nombres aléatoires, au tirage au sort de « **n** » unités différentes.
- e) On choisit aléatoirement un nombre (dans la table) compris entre **1** et **N**

Exemple : On a une population de poissons de 300 individus numéroté (**N = 300**) et on veut travailler sur un échantillon de 10 individus (**n = 10**).

b) **Méthode d'échantillonnage stratifié :**

Principe du plan : Il est particulièrement utilisé quand l'aire étudiée est hétérogène

✓ **Définition :**

L'échantillonnage stratifié est une technique qui consiste à subdiviser une population hétérogène en sous-populations ou "strates" plus homogènes, mutuellement exclusives et collectivement exhaustives. La **population hétérogène** d'effectif **N** est ainsi découpée en **K** strates plus **homogènes** d'effectif **N_k** de telle sorte que **N = N₁ + N₂ + N₃ + ... + N_K**. Un échantillon indépendant (**n₁ + n₂ + n₃ + ... + n_K**) est par la suite prélevé au sein de chacune des strates en appliquant un plan d'échantillonnage aux choix de l'écologiste.

✓ **Protocole de sélection des unités d'échantillonnage :**

L'application de l'échantillonnage stratifié soulève deux questions : comment construire les strates et quel plan d'échantillonnage adopter dans chacune des strates ?

Construction des strates : La première étape consiste à choisir un **critère de stratification** (taille, poids, âge, ...). Le meilleur stratificateur est la variable étudiée lors d'un recensement antérieur ou alors un autre caractère en corrélation aussi étroite que possible avec la variable étudiée. Le critère de stratification n'est pas obligatoirement une variable quantitative, ça peut être une variable qualitative (peuplements végétaux, bassins versants, districts administratifs, subdivision territoriale, etc).

La 2ème étape nombres de strates : D'une façon générale, l'augmentation du nombre de strates s'accompagne d'une amélioration de la précision (mais au-delà d'un nombre x de strates ≈ 6 , la précision s'avère rarement profitable).

Exemple : Les Nématodes parasites des poissons provoquent des lésions en particulier sur les gonades, ce qui affecte la dynamique des populations des poissons. Une étude sur une population de 200 Sardines ($N= 200$). Pour déterminer les différentes classes de tailles ($N_1 + N_2 + N_3 + N_4 = N$), une étude biométrique est réalisée. Un échantillon de 10 individus ($n=10$) dans chaque classe de taille est pris en confédération afin de calculer les indices parasitologie, Les Sardines une fois numéroté en procède avec la méthode d'échantillonnage aléatoire pour déterminer les n° des sardines qui composent les échantillons de chaque classe ($n_1 + n_2 + n_3 + n_4$).

Les Sardines une fois numéroté en procède avec la méthode d'échantillonnage aléatoire pour déterminer les n° des sardines qui composent les échantillons de chaque classe ($n_1 + n_2 + n_3 + n_4$).

c) **Méthode d'échantillonnage systématique** :

Principe du plan :

Ce type d'échantillonnage consiste à répartir les échantillons de manière régulière.

✓ **Définition** :

L'échantillonnage systématique est une technique qui consiste à tirer au hasard un **ième** élément, situé entre **le premier et le pième** de la population puis à prélever systématiquement le **(i + p)ième, (i + 2p)ième, (i + 3p)ième, ..., (i + (n-1)p) ième élément de la population**. Les rangs des n unités sont ainsi en progression arithmétique dont la base est un nombre aléatoire i et la raison un nombre p calculé de telle sorte que l'échantillon se répartisse uniformément sur toute la population. Contrairement à l'échantillonnage aléatoire simple, les unités ne sont pas prélevées de façon indépendante puisque le choix du 1er élément détermine la composition de tout l'échantillon.

✓ **Protocole de sélection des unités d'échantillonnage** :

Le protocole s'avère très simple lorsque les éléments de la population sont facilement accessibles et en nombre connu. Il suffit de :

- 1) Choisir l'effectif n de l'échantillon
- 2) Calculer la raison p ($p = N/n$)

- 3) Tirer au hasard un **ième** élément que l'on considère comme le premier (dans la table) compris entre **1** et **N**
- 4) Prélever un élément toutes les **p unités**.

Lorsque l'effectif **N** est inconnu et qu'il s'avère difficile d'en estimer un ordre de grandeur, il n'est plus possible de choisir l'effectif **n** de l'échantillon car la valeur de **p** est fixée arbitrairement. Toutefois, si l'on se rend compte pendant l'échantillonnage que la raison **p** est trop petite ou trop grande, on peut intervenir en augmentant à un moment donné la valeur de **p** ou recommencer avec une autre raison. On peut aussi stratifier la population au moment voulu et diminuer la raison **p**. Dans tous les cas on s'assure que les éléments soient uniformément répartis au sein d'une strate de la population.

Exemples 1 : La mineuse des agrumes est un lépidoptère dont la larve creuse des mines dans les feuilles d'agrumes (principalement citronniers, orangers). Afin de lutter contre ce ravageur, un travail de recherche est mené sur une ligne de 100 arbres. L'estimation des dégâts causés par ce ravageur est évaluée sur un échantillon de 10 arbres.

Exemples 2 : La cochenille noire de l'olivier est un insecte piqueur qui prélève la sève, affaiblit les jeunes rameaux et baisse la *photosynthèse*. Pour estimer les dégâts causés par ce ravageur. Un échantillon de 15 arbres est pris en considération sur 150 arbres d'olivier alignés.

Exemples 3 : Pour faire face à l'avancée du désert, l'Algérie a boisé d'Est à l'Ouest, à la porte du désert, **une ceinture** de pin d'Alep (Barrage vert). La chenille processionnaire du pin, forme larvaire d'un papillon de nuit *Thaumetopoea pityocampa*, est une espèce qui s'attaque au pin d'Alep. Afin de lutter contre ce ravageur, un travail de recherche est mené sur une ligne de 150 arbres. L'estimation des dégâts causés par ce ravageur est évaluée sur un échantillon de 15 arbres.

- d) **Echantillonnage mixte :** Les études bibliographiques montrent que l'on peut combiner plusieurs types d'échantillonnages pour les adapter à leur situation sur le terrain.

➤ **Comment utiliser une table de nombres aléatoires ?**

- Mise en œuvre sur un exemple :

Nous allons utiliser la table ci-dessous (obtenue avec le générateur de nombres aléatoires) pour tirer au hasard un échantillon de 10 individus dans une population de 300 individus de

poissons. On suppose que ces 300 individus ont été numérotés de 001 à 300. On choisit la méthode suivante : on lira les 3 derniers chiffres de la troisième colonne de la table, en lisant de haut en bas, en ne retenant que les nombres compris entre 001 et 300, et en rejetant tout nombre qui apparaîtrait pour la deuxième fois (pour ne pas tirer deux fois le même individu). Enfin, on choisit le point d'entrée en décidant de commencer la lecture à la troisième ligne. On obtient le tirage suivant : **{244, 157, 295, 148, 293, 261, 116, 256, 276, 280}** (voir sur la table)

- **Tableau 1. La table de nombres aléatoires (Hill, 1977)**

17406	39516	24449	74015	43890	55118	27902	39548	72071	59327	
73855	89884	56589	48471	36709	11110	31920	17626	67691	93202	
										→
36164	92283	27244	05702	62405	73041	93132	01371	08683	21829	244
78994	18171	59840	62624	74518	99822	00293	88084	30716	53590	
83212	53819	70820	03945	68127	93070	44870	67948	01338	97258	
										→
28619	99766	49157	09339	55573	6683	87189	89254	17652	67314	157
85240	11095	46806	33176	51940	23127	90561	36469	85603	83297	
98448	89051	17846	85123	76892	30908	04175	77862	13924	20099	
46186	14176	89969	37701	11456	20210	32542	32146	77162	18567	
										→
35549	53554	76295	16048	38190	92244	56808	39717	83105	99486	295
34904	46147	60505	54418	78345	50570	58052	81085	26388	10243	
06953	03928	58301	79506	99089	00231	95700	55663	45833	87967	
85680	11023	45747	55475	97488	98531	02054	53841	70698	41772	
										→
99513	65174	23148	88646	24301	27909	83026	50673	75087	61801	148
92336	80844	34686	44894	34011	82172	97959	57568	47239	35986	
53784	79567	64673	68622	87745	02165	94061	09140	63912	24787	
										→
86457	26826	20293	37348	76714	26917	68221	08181	73036	39186	293

											→
26903	50718	03261	22399	19519	03808	82688	93418	75681	96105	261	
17307	67935	72471	95209	78716	21582	93147	80487	23588	97851		
50990	85208	68410	36019	02200	96138	53902	91022	17194	45198		
58143	85738	85761	61751	08933	15180	84858	99232	03398	54860		
81879	91432	09527	18642	87180	60845	07946	86588	49736	28991		
											→
90785	43760	94116	69012	81025	30237	14734	62864	46791	42890	116	
51422	21721	36320	10906	43365	93505	43098	30386	58956	89709		
20687	76356	23689	86264	16603	01099	28498	11893	37805	33857		
											→
78659	31855	47256	96754	41439	89178	40094	04736	21187	17605	256	
87210	22041	37379	18787	31951	66542	24686	05498	37122	48703		
49437	94107	65479	64458	43625	82661	61272	38493	03718	56591		
47320	02588	86954	88908	00179	71192	95219	53372	93975	12165		
											→
67069	05594	51276	02619	31400	33724	32940	50525	86470	75487	276	
60121	55151	38360	63111	39358	23899	10650	30219	88413	62037		
											→
14798	75999	57280	70078	32374	99950	71456	36936	90847	72382	280	
35470	16354	46562	46942	01183	39556	35527	20274	92200	10790		
32561	51024	87417	09435	38956	71939	32282	03727	83126	27549		
58324	47728	86949	84753	66099	01338	59961	00258	13794	08348		
87210	22041	37379	18787	31951	66542	24686	05498	37122	48703		

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

L'inventaire des populations de plantes est un précieux outil d'aide à la prise de décision en matière de gestion des formations végétales.

2.1. Méthodes physionomiques :

Les méthodes les plus anciennes et les plus simples de classification se base sur la physionomie de la végétation ; c'est-à-dire sa structure qualitative, sans référence nécessaire à sa composition floristique. Une végétation est un ensemble de populations de plantes de physionomie déterminée. Cette physionomie est due à la dominance d'un ou plusieurs types biologiques. Elle est la réponse des communautés de plantes à l'action conjuguée du climat, du sol et des facteurs biotiques. Ces unités sont souvent appelées « **Formations végétale** ». (Exemple : forêt, savane, pelouse, prairie, toundra, steppe, désert, etc.). C'est l'unité végétale de physionomie homogène essentielle pour la description du paysage (Géhu, 1987).

- **Structure du groupement :**

La structure résulte de la manière dont les individus des différentes espèces sont disposés les uns par rapport aux autres, tant sur le plan vertical (**stratification**) que sur le plan horizontal (**sociabilité**).

a) **Recouvrement sur le plan vertical (stratification) :**

- ✓ **Les herbacées :** sont composé des espèces d'une hauteur comprise entre **(0 – 0,5 m)** .
- ✓ **Les ligneux bas :** sont composé des espèces d'une hauteur comprise entre **0,5m et 3m**.
- ✓ **Les ligneux hauts :** Ce groupe est composé d'espèces dépassant **3m de hauteur (Fig.2)**.

Schéma

La végétation se présente sous différentes strates. En voici une belle représentation :

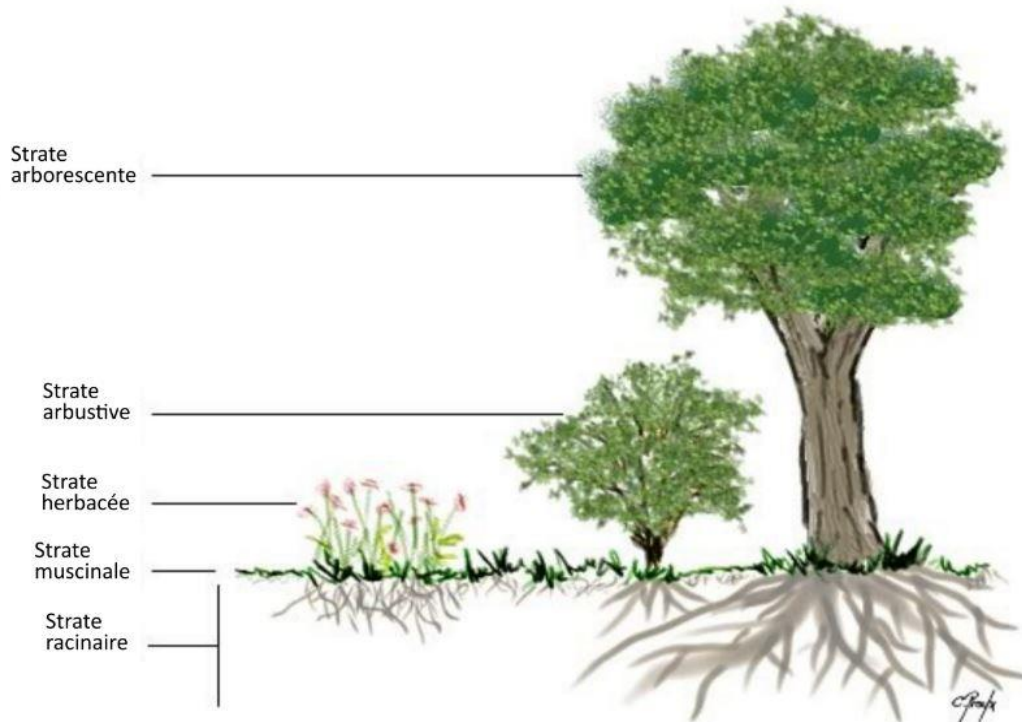


Fig. 2 : Recouvrement sur le plan vertical (stratification)

b) Recouvrement sur le plan horizontal (sociabilité):

- ✓ Fermé avec un recouvrement global **supérieur à 90 %**,
- ✓ Peu ouvert pour des recouvrements compris **entre 75 et 90 %**,
- ✓ Semi-ouvert pour des recouvrements compris **entre 50 et 75 %**,
- ✓ Ouvert pour des recouvrements compris **entre 25 et 50 %**,

2.2. Méthodes dynamiques :

Les communautés végétales ne sont, en générale pas stable. Sur **un sol dénudé** se développe successivement dans le temps une série de communautés végétales, dont chacune prépare les conditions favorables à la suivante. L'ensemble de ces communautés constitue une **succession**. On arrive ainsi pas à pas jusqu'au stade terminal ou **climax**. **Ex : Les séries** aboutissant au foret de *Quercus ilex* en Méditerranée.

Un sol dénudé \Longrightarrow *une succession* \Longrightarrow *climax*

2.3. Méthodes phytosociologique :

- 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** ».
- L'association végétale, unité élémentaire de la phytosociologie « d'individus d'associations » possédant en commun à peu près les mêmes caractères floristiques, statistiques, écologiques, dynamiques, et historiques.

a) **Relevés phytosociologiques**

Le fondement méthodologique de la phytosociologie est le relevé de végétation. C'est un inventaire floristique accompagné d'indices semi-quantitatifs et qualitatifs (abondance-dominance, sociabilité) et de variables analytiques.

- **Les coefficients** : Il existe deux coefficients : L'abondance dominance et la sociabilité
- **L'abondance-dominance :**
- L'abondance est une estimation du nombre des individus de chaque espèce existant dans le relevé. La dominance (nommer couverture) est une évaluation de la surface (ou du volume) qu'occupent les individus de chaque espèce existant dans le relevé (surface couverte). En pratique ces deux caractères sont appréciés selon une échelle mixte.

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

- **La sociabilité:**

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

Echelle de sociabilité (Braun-Blanquet *et al*, 1952)

1 : individus isolés.

2 : individus en touffe.

3 : individus en groupe

4 : individus en colonie.

5 : individus en peuplement

b) **Relevés floristiques :**

Pour étudier la végétation d'une communauté donnée, un échantillonnage rigoureux et représentatif est nécessaire, il se fait en écologie grâce à l'aire minimale (surface des relevés).

• **Aire minimale :**

C'est une surface suffisamment grande pour contenir la quasi-totalité des espèces présentes sur l'individu d'association, (Guinochet, 1973) (Fig. 3).

Dans la pratique, la valeur de l'aire minimale s'apprécie assez facilement ; elle est sensiblement constante pour les divers relevés d'un groupement déterminé, mais varie beaucoup d'un groupement à l'autre (Ozenda, 1982). Cette aire est de l'ordre de 100 à 400 m² pour les groupements forestiers, de 50 à 100 m² pour les formations de matorral (Benabid, 1984), de 20 à 50 m² pour les groupements de prairies, de pelouses et quelques mètres carrés seulement pour les plus denses et homogènes (Ozenda, 1982).

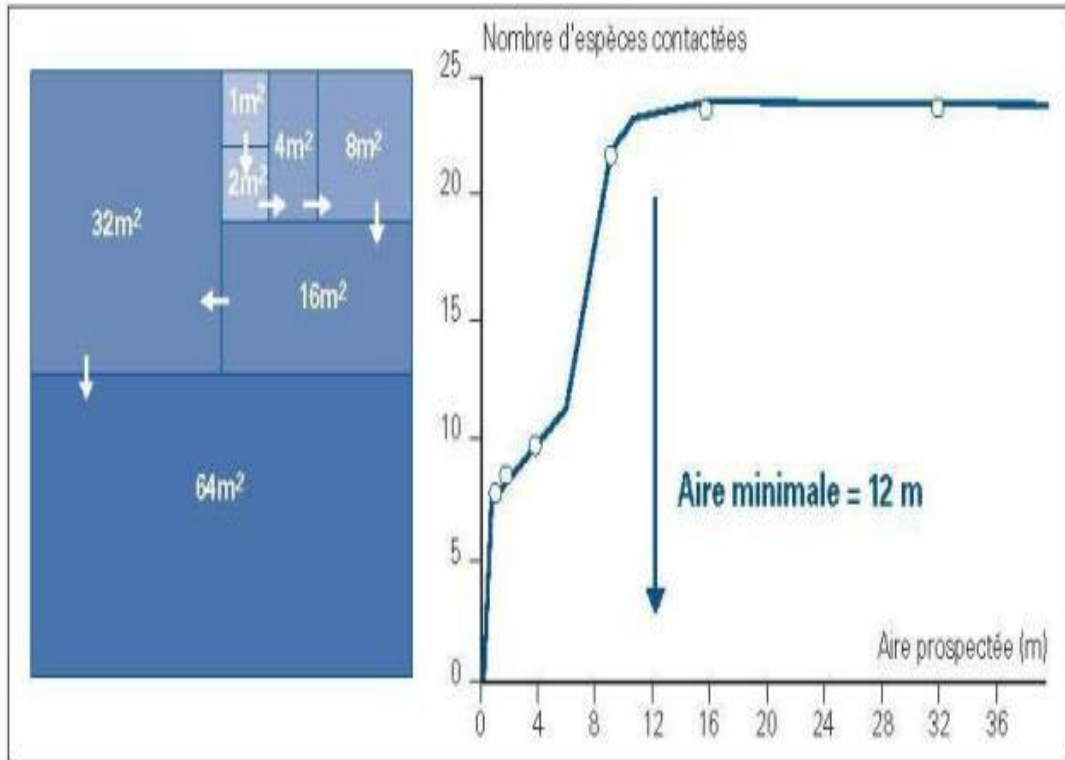


Figure n°26 : Détermination de l'aire minimale dans la RN de la Tourbière de Venec.

(Fig. 3) Méthode de détermination de l'aire minimale.

2. Méthodes d'échantillonnage de la faune

L'inventaire des organismes animaux soulève un certain nombre de difficultés. En effet, contrairement aux végétaux, les animaux sont des organismes mobiles. Le monde animal est très diversifié, impose le recours à des méthodes d'étude adaptées presque à chaque cas.

3.1. Mammifères :

La classe des mammifères est composée de grands mammifères (girafe, lion, lièvre...) et de micro-mammifères (rat, musaraigne, mulot, campagnol, souris, etc.).

3.1.1. Grands mammifères :

Des **méthodes actives et passives** ont été employées pour détecter la présence de grands mammifères.

- **La méthode active** : utilisait l'observation directe des espèces, et consiste à identifier des **traces** et des **bruits**, à étudier des **nids**, des **fèces** et d'autres informations indirectes pour déterminer la présence d'espèces de grands mammifères non volants sur un site donné. En effet, les observations directes et l'identification des traces et des bruits, suivant des parcours quotidiens, sont réalisées dans la nuit en utilisant un projecteur.
- **La méthode d'observation passive** : ont employé **des pièges photographiques** sur chaque site d'étude. Les pièges photographiques sont généralement activés par des détecteurs de **chaleur**. Chaque piège photographique utilise un appareil en mode autofocus, mené d'une pellicule. Par exemple, les appareils sont programmés pour fonctionner de façon continue et pour attendre 20 secondes entre chaque photo. Ils sont placés dans des endroits susceptibles d'être fréquentés par diverses espèces de mammifères, comme *les sites de refuge*, *les sentiers*, *les points d'eau* utilisés par les animaux pour se vautrer et les sites où ils se nourrissent comme ceux avec des arbres fruitiers. Les appareils sont aussi placés à environ 500 m les uns des autres. Dans le cas des mammifères discrets, la méthode des pièges photographiques est peut-être plus efficace que celle de la méthode active (transects), surtout lorsque les observateurs ont des niveaux d'expertise différents.

3.1.2. Micro-mammifères :

L'inventaire de micro-mammifères se réalise par piégeage non vulnérant. Les pièges sont représentés par des **ratières** pour **les rats** et des pièges dits **INRA** pour les autres micro-mammifères type **musaraigne, mulot, campagnol, souris**, etc.) (Fig. 4).

L'appât utilisé est un mélange de beurre de cacahuètes, de flocon d'avoine et d'huile contenue dans les boîtes de sardine. Les 2 types de pièges sont contrôlés après chaque nuit (le matin) et les animaux capturés sont mesurés, identifiés puis relâchés ou conservés pour une identification ultérieure. Pour optimiser les chances de capture et pour avoir des indications sur la localisation des populations, le dispositif est installé en transect (théoriquement le long d'une ligne avec un piège tous les 30 mètres) en couvrant les différents milieux à échantillonner. Les stations de piégeages sont momentanément marquées en effet avec des rubans colorés et les coordonnées sont enregistrées à l'aide d'un récepteur GPS.



Fig. 4. Ratière (à gauche) et piège INRA (à droite)

Les chauves-souris sont capturées avec des **filets standards** (Fig. 5) de six à douze mètres placés de façon favorable, en travers de ruisseaux, dans des lieux de passage présumés en forêt et en lisière de forêt, etc. Les filets, déployés de 18h00 à 23h00-24h00, sont relevés toutes les 30 à 45 minutes. Les animaux sont retirés des filets, identifiés si possible et relâchés. Les individus dont l'identification demeure incertaine, sont conservés vivants durant la nuit dans des sacs de toile de coton et préparés pour examens.



Fig. 5. Filet pour capturer chauves-souris

3.2. Oiseaux :

Les méthodes d'échantillonnage de chaque type d'oiseau sont en relation avec son habitat (foret, milieux ouvert, eau douce, eau marine, falaise...).

3.2. Oiseaux forestiers :

Les oiseaux forestiers ont des ails de petite envergure (Les passereaux) ; ce qui leurs permettre de pénétrer facilement dans la foret.

a) Echantillonnages Fréquentiels Progressifs (E.F.P.) ;

- La méthode des échantillonnages fréquentiels progressifs (E.F.P) est bien adaptée aux milieux forestiers morcelés.
- L'expérimentateur doit avoir une bonne connaissance des oiseaux, notamment leurs manifestations vocales (chants et cris). Pour un habitué des oiseaux, cette méthode est très pratique grâce à sa souplesse d'utilisation et ne nécessite aucune préparation particulière sur le terrain.
- Les écoutes seront réalisées tôt le matin et dans de meilleures conditions météorologiques possibles (absence de pluie et de vent fort).
- On note en absence/présence durant chaque écoute de 20 minutes toutes les espèces entendues et vues.

- . La méthode des Points d'écoutes permet de contacter les oiseaux diurnes chanteurs, notamment les passereaux, mais elle est moins adaptée pour les rapaces et les oiseaux nocturnes.

b) Indices Ponctuels d'Abondance (I.P.A.) :

- La méthode des I.P.A. consiste en des inventaires semi-quantitatifs.
- Il s'agit d'une méthode relative.
- Elle consiste à noter, sur des points d'écoute fixes, tous les contacts visuels et sonores obtenus avec les oiseaux au cours de deux visites, l'une au début (les nicheurs précoces = entre 25 mars et 30 avril) et l'autre à la fin du printemps (les nicheurs tardifs = entre 8 mai et 20 juin).
- Ces points d'écoute sont matérialisés sur le terrain par des repères (piquets métalliques par exemple) pour aider à leur localisation.
- Les relevés devront être effectués à des dates similaires chaque année et faire intervenir, si possible, le même observateur.
- Les observations doivent être réalisées très tôt le matin, dans les 3 à 4 heures après le lever du soleil et dans des conditions météorologiques favorables (proscrire froid, vent fort, forte pluie, brouillard).
- La durée d'observation sur chaque point d'écoute est fixe et de 20 minutes.
- Chaque individu ne devra être compté qu'une fois.
- . Les observations effectuées sont conventionnellement traduites en couples nicheurs selon l'équivalence suivante : un oiseau vu ou entendu criant 0,5 couple. Un mâle chantant : 1 couple. Un oiseau bâtissant : 1 couple. Un groupe familial, un nid occupé : 1 couple

c) La méthode des plans quadrillés :

- La méthode des quadras est qualifiée de méthode absolue, elle est assez précise.
- Elle consiste à délimiter durant la période de reproduction une parcelle dans une zone représentative du milieu à étudier, et la parcourir plusieurs fois afin de recenser les oiseaux nicheurs.
- . Elle est plus précise que les deux méthodes précédentes.

- Cette méthode permet d'avoir les densités des espèces par unité de surface (par convention exprimées en couples aux 10 hectares).
- La surface de la parcelle de recensement devrait se situer entre 40 et 100 ha dans un milieu ouvert, ou entre 10 et 30 ha dans un milieu fermé en fonction du nombre d'espèces étudiées et de leur abondance respective.
- Elle nécessite tout un travail de préparation qui consiste à poser des marques à l'intérieur de la parcelle selon un plan ou quadrillage (pour se retrouver et se repérer).
- Elle est coûteuse en temps
- . Elle nécessite plusieurs passages (ou recensements) durant la saison de nidification pour recenser la plus grande partie des espèces nicheuses.
- Pour chaque contact avec un oiseau, un indice de reproduction sera affecté, selon trois classes :
 - 1) **Indices certains** : construction de nid et/ou transport de matériaux, alarme des adultes, nourrissage des jeunes, nid découvert, observation d'immatures non émancipés.
 - 2) **Indices probables** : observation d'un couple, parade d'un mâle seul ou en couple, accouplement, chant, interaction ou poursuite entre mâles.
 - 3) **Indices possibles** : observation d'un individu d'une espèce.

3.3. Amphibiens :

- La méthode consiste à parcourir le site reproduction plusieurs fois durant la période nuptiale des amphibiens.
- Le site étant déterminé au préalable, cartographié sur un plan précis comportant un quadrillage d'itinéraires que doit suivre l'expérimentateur.
- Cet itinéraire pourra être réalisé au moyen de placettes de suivi dont la localisation (matérialisation sur le terrain au moyen de repères permanents) permettra d'explorer les principaux habitats présents.
- Tous les contacts avec les amphibiens sont reportés sur la carte, permettant ainsi de déterminer les territoires des différentes espèces. Il s'agit soit par :
 - 1) **Détection visuelle** des espèces, notamment celles ne possédant pas un chant puissant et des pontes. Cette recherche (par arpentage de terrain) sera essentiellement crépusculaire et nocturne, mais pourra également associer des visites diurnes. On retient l'effectif le plus élevé de l'observation des individus ou des pontes.

- 2) **Détection auditive** des mâles chanteurs des espèces au chant plus puissant. La recherche sera essentiellement crépusculaire et nocturne, mais elle pourra également associer des visites diurnes. Seuls les mâles chanteurs seront comptabilisés. En admettant un *sex-ratio* équilibré, on comptabilisera 2 individus pour chaque mâle chanteur observé. Excepté les Crapauds communs va jusqu'à 8 mâles pour 1 femelle.

3) **Pièges Amphicapt**

La nasse utilisée, l'Amphicapt, est constituée d'un seau présentant 3 entrées périphériques (Fig. 6). Pour que les animaux entrent, mais ne ressortent pas, des bouteilles sont découpées et insérées dans les ouvertures pratiquées pour constituer de petits entonnoirs. Pour attacher l'Amphicapt à la berge et qu'il reste plus ou moins à l'endroit voulu, il faut une ficelle dont la matière ne se rétracte pas dans l'eau, comme le font les fibres naturelles tel le raphia (figure.5).



Fig. 6 : Piège Amphicapt

3.3.2. **Reptiles**

- L'inventaire et le suivi des populations de reptiles n'est guère aisé à entreprendre car ces animaux sont généralement sous-détectés, en particulier en comparaison avec d'autres groupes taxonomiques.
- La méthode standard préconisée afin d'optimiser la détection des reptiles consiste à placer des plaques refuges (Fig. 7) (éternit, plaques en plastiques, tôles métalliques, etc.) dans des sites potentiellement favorables aux reptiles, y effectuer au minimum quatre visites durant la période d'activité des animaux sous certaines conditions météorologiques, et y chercher les reptiles directement exposés ainsi que ceux qui sont présents sous les plaques refuges.

- Ces dernières sont de grands objets plats, de nature diverse, qui accumulent la chaleur et qui sont prisés par les reptiles. Il s'ajoute à celle-ci, que la recherche systématique des plaques d'origines diverses (abris abandonnés, ruines, dépôts clandestins, etc.) sont à prospecter.
- Les prospections auront lieu préférentiellement entre 10 et 18 heures, lors de conditions météorologiques favorables à l'observation des espèces recherchées : temps doux, alternance de nuages et d'éclaircies, vent faible ou nul, humidité élevée.
- Lorsque des reptiles furent contactés, la classe d'âge, le sexe ainsi que tout autre caractère morphologique permettant une identification individuelle furent notés afin d'estimer le nombre minimum d'individus de chaque espèce observée sur les différents sites.



Figure 7 : Plaques refuges

3.4. Arthropodes (principalement insectes) :

Il existe plusieurs méthodes d'échantillonnage des insectes. Elles dépendent du type de leurs habitats et de leurs comportements. Parmi elles :

a) Pièges enterrés ou pots Barber :

Selon Benkhelil (1991), ce type de piège permet d'étudier et de capturer divers arthropodes marcheurs tels que des coléoptères, des diplopodes ainsi qu'un grand nombre d'insectes volants qui viennent se poser à la surface du piège. Il s'agit d'enfoncer chaque pot de manière à ce que son bord vienne coïncider avec la surface du sol (Fig. 8). En fait

les pots ce sont des boîtes de conserve ou boîte en matière plastique de 10 cm de diamètre et de 15 cm de profondeur. Chaque pot doit être rempli aux trois quarts d'eau additionnée d'un liquide conservateur afin d'empêcher la putréfaction des invertébrés piégés. Nous avons placé 10 pots en ligne séparés par des intervalles réguliers de 10 m. Ils sont retirés du sol avec leur contenu au bout d'une semaine.



Fig. 8 - Mise en place sur le terrain des pots Barber.

b) Capture au filet fauchoir :

Le filet fauchoir est utilisé pour capturer les Orthoptera, les Diptera et les Lepidoptera (Benkhelil, 1991). En fait on va retrouver aussi des Hymenoptera, des Coleoptera et des Dermaptera. Cette méthode consiste à frapper avec force les herbes de façon à déloger les insectes qui s'y trouvent. L'emploi du filet fauchoir (Fig. 9) n'est possible que par temps sec et plusieurs heures après le lever du soleil de manière à attendre l'évaporation de la rosée pour éviter de mouiller la toile (Doumandji, com. pers.). On estime que 10 coups de filet fauchoir permettent de capturer autant d'insectes que sur un mètre carré.



Fig. 9 - Le filet fauchoir.

1.2. Faunes aquatiques (principalement les Invertébrés aquatiques) :

a) Filet Surber (vide de maille 500 μm)

Le filet est utilisé pour les prélèvements de faune benthique (faune aquatique souterraine). Il présente une base délimitée par des tiges métalliques de 20 cm par 25 cm de côté et représentant une surface de 1/ 20^{ème} de m²(Fig.10). Cette surface est prolongée par le filet proprement dit. L'ouverture du filet est placée face au courant. Le substrat est remué à la main au niveau de la surface délimitée par le cadre métallique posé au sol. Les substrats meubles sont ainsi échantillonnés sur une épaisseur de quelques centimètres en fonction de la nature du substrat.



Fig. 10. Filet Suber

b) Filet à main (vide de maille 150 μm)

Afin de compléter les prélèvements faits au Surber, des prélèvements au filet à main seront effectués. En effet, du fait de la faible densité des invertébrés aquatiques souterrains un

risque que les prélèvements standardisés au Suber ne donnent pas une image exhaustive de la faune présente à un endroit donné du cours d'eau. Les prélèvements au filet à main permettent d'échantillonner une surface plus large du substrat selon un protocole à celui employé pour le Suber : raclage du substrat et récolte des particules ainsi mises en suspension dans le filet placé face au courant.

4. Collectes et analyses des données faunistiques et floristiques

4.1. Présentation des données

Une fois les échantillons sont récoltés sur le terrain et déterminés au laboratoire en utilisant des clefs de déterminations et des collections (Herbiers, collection des Insectes...). La liste des espèces identifiées ainsi que leurs effectifs sont consignés dans des tableaux pour des analyses ultérieures. Il est à signaler que les résultats d'une étude sont d'autant plus fiables que le nombre de données à traiter est important. Ce dernier dépend de l'intensité des prélèvements. Plus le nombre d'échantillons est important, plus les résultats seront fidèles à la réalité. Si le nombre d'échantillons est insuffisant, dans le domaine des analyses de pollution par exemple, on peut être amené à déclarer qu'il n'y a pas d'impact alors que l'on n'a pas la quantité d'échantillons nécessaire pour certifier ce « non impact ».

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

- **Richesse totale (S)**

La richesse totale est le nombre total d'espèces que compte un peuplement considéré dans un écosystème donné (Ramade, 1984).

- **Indice de diversité de Shannon-Weaver**

L'indice de diversité de Shannon-Weaver est considéré comme un paramètre écologique important, capable de traduire la diversité des peuplements (Blondel et al., 1973). Bien que cet indice varie directement en fonction du nombre des espèces, les espèces rares pèsent d'un poids beaucoup plus faible que les plus communes (Ramade, 1984).

$$H' = - \sum P_i \lg 2 P_i$$

P_i est la probabilité de rencontrer l'espèce i .

n_i est le nombre des individus de l'espèce i .

N est le nombre total des individus toutes espèces confondues.

- **Indice d'équirépartition ou d'équitabilité**

L'indice d'équirépartition (E) correspond au rapport de la diversité observée (H') à la diversité maximale (H'max) (Ramade, 1984).

$$E = \frac{H'}{H'max} \cdot \frac{H'}{Lg2 S}$$

H' est l'indice de diversité de Shannon -Weaver.

S est la richesse totale.

D'après Ramade (1984), les valeurs de l'équitabilité (E) varient entre 0 et 1. Elles tendent vers 0 quand la quasi-totalité des effectifs correspond à une seule espèce du peuplement et tendent vers 1 lorsque toutes les espèces sont représentées par le même nombre d'individus.

- **La Densité des populations**

La Densité de la population est le nombre d'individus qui occupent une portion d'un territoire ou d'un volume d'eau (Exemple : **individus/m² ou individus/l³**)

Exemple : Si on compte 400 singes sur une forêt de 200km², quelle est la densité de cette population ?

Densité d'une population = Nombre d'individus / Surface ou volume occupé

Densité d'une population = 400 singes / 200km² = 2 singes/km².

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

L'Analyse en Composantes Principales (ACP) et l'Analyse Factorielle des Correspondances (A.F.C.) sont des tests statistiques utilisés pour identifier les groupement d'espèces en fonction du temps ou de l'espace. L'analyse se réalise avec des logiciel statistique (Xlstat, SPSS, [Statistica](#), R....).

- **Analyse en composantes principales (ACP) :**

L'Analyse en Composantes Principales (ACP) est un outil extrêmement puissant de synthèse de l'information, très utile lorsque l'on est en présence d'une somme importante de données quantitatives à traiter et interpréter.

- **Analyse Factorielle des Correspondances (A.F.C.) :**

L'Analyse Factorielle des Correspondances (A.F.C.) Donne une représentation graphique des nuages de points dans un plan formé par des axes pris deux à deux (Blondel 1979).

D'après Dagnelie (1975), c'est une méthode d'analyse multidimensionnelle qui permet d'établir un diagramme de dispersion unique dans lequel apparaissent à la fois chacun des caractères considérés et chacun des individus observés

Exemple :

L'inventaire faunistique des trois stations (Prairie, Milieu de type friche et Vergé d'Agrumes) dans la basse vallée de la Soummam est réalisé par deux méthodes d'échantillonnage **pots barber** et **Filet fauchoir**. Le traitement statistique (**A.F.C.**) des résultats nécessite la numérotation des espèces inventoriées de 001 à n espèces. Puis indiquer la présence (+) ou l'absence (-) des espèces en fonction des stations d'échantillonnage (Tableau 2) (Gherbi-Salmi 2013).

Tableau 2 - Inventaire faunistique global dans les milieux (Prairie, Milieu de type friche et Vergé d'Agrumes) dans la basse vallée de la Soummam.

Classes	Espèces	Prairie	Milieu de type Friche	Vergers d'agrumes
Gasteropoda	001 <i>Helix aspersa</i> Muller, 1774	-	+	-
	002 <i>Helix aperta</i> Born, 1778	-	+	-
	003 <i>Cochlicella ventricosa</i> Draparnaud, 1881	+	+	-
	004 <i>Cochlicella acuta</i>	+	+	-
	005 <i>Theba pisana</i> Muller, 1774	+	+	-
	006 <i>Eobanea vermiculata</i>	+	-	-
	007 <i>Helicella sp.</i>	-	+	-
	008 <i>Helicella pyramidata</i>	-	+	-
	009 <i>Helicella variegata</i> Dacosta, 1778	+	+	-
Arachnida	010 <i>Araneidae sp1</i> ind.	+	+	+
	011 <i>Araneidae sp2</i> ind.	+	+	+
	012 <i>Araneidae sp3</i> ind.	+	+	+
	013 <i>Dysdera sp.</i> ind.	+	-	-
	014 <i>Ricinuleidae sp.</i>	+	-	-
	015 <i>Phalangidae sp.</i>	-	+	+
	016 <i>Oribate sp.</i> ind.	-	+	-
Myriapoda	017 <i>Ixodes sp.</i>	+	-	-
	018 <i>Chilopoda sp.</i> ind.	+	+	+
	019 <i>Scutigera coleoptrata</i> Fabricius	+	+	+
Insecta	020 <i>Blattoptera sp.</i> Ind.	+	-	-
	021 <i>Ectobius sp.</i> Ind.	-	+	-
	022 <i>Mantidae sp.</i> Ind.	-	+	-
	023 <i>Ameles africana</i> Bolivar, 1924	+	-	-
	024 <i>Iris oratoria</i> Linné, 1758	-	+	-

025 <i>Gryllus bimaculatus</i> De Geer, 1773	+	+	+
026 <i>Gryllulus</i> sp.	+	+	+
027 <i>Thliptoblemmus batnensis</i> Finot, 1893	+	-	-
028 <i>Amphistris baetica</i>	-	+	-
029 <i>Odontura algerica</i> Brunner, 1878	+	-	-
030 <i>Platypleis tessellata</i> Charpentier, 1825	-	+	-
031 <i>Acrida turrita</i> Linné, 1758	-	-	+
032 <i>Aiolopus strepens</i> (Latreille, 1804)	-	+	+
033 <i>Aiolopus thalassinus</i> Fabricius, 1781	+	+	+
034 <i>Acrotylus patruelis</i> H.- S., 1838	+	+	-
035 <i>Eyprepocnemis plorans</i> Charp, 1825	-	+	+
036 <i>Platypterna tibialis</i> (Krauss, 1902)	+	+	-
037 <i>Pezotettix giornai</i> Rossi, 1794	+	+	+
038 <i>Calliptamus barbarus</i> Costa, 1836	-	+	+
039 <i>Tmethis</i> sp.	-	+	-
040 <i>Doclostaurus jagoi jagoi</i> , Soltani, 1978	-	-	+
041 <i>Oedipoda fuscocincta</i> Lucas, 1849	-	-	+
042 <i>Pamphagus elephas</i>	-	-	+
043 <i>Forficula</i> sp.	-	+	-
044 <i>Nala lividipes</i> (Dufour, 1828)	-	+	+
045 <i>Anisolabis mauritanicus</i> Lucas, 1846	+	+	+
046 <i>Heteroptera</i> sp.	-	+	+
047 <i>Pyrrhocoris</i> sp.	-	+	-
048 <i>Pyrrhocoris apterus</i> Linné	-	+	+
049 <i>Reduviidae</i> sp.1	+	+	+
050 <i>Reduviidae</i> sp.2	+	-	+
051 <i>Reduviidae</i> sp.3	-	-	+
052 <i>Lygaeidae</i> sp. ind.	+	+	+
053 <i>Sciocoris macrocephalus</i>	-	+	-
057 <i>Carpocoris fuscispinus</i> Bohem	-	+	-
058 <i>Ophthalmicus</i> sp.	-	+	-
059 <i>Coreidae</i> sp. ind.	+	+	-
060 <i>Jassidae</i> sp.1 ind.	+	+	+
061 <i>Jassidae</i> sp.2 ind.	+	+	+
062 <i>Jassidae</i> sp.3 ind.	+	+	+
063 <i>Coleoptera</i> sp. ind.	-	+	-
064 <i>Carabidae</i> sp1 ind.	+	+	+
065 <i>Carabidae</i> sp2 ind.	-	+	+
066 <i>Carabidae</i> (larve)	+	+	+
067 <i>Macrothorax morbillosus</i> Fabricius, 1792	-	+	+
068 <i>Campalita maderae</i> F.ssp.	-	-	+
069 <i>Harpalus</i> sp.	+	+	+
070 <i>Harpalus fulvus</i> Dejean, 1929	+	+	+
071 <i>Acinopus picipes</i> Olivier, 1795	+	+	-
072 <i>Ophonus ardociacus</i> Dejean, 1829	+	-	-

	073 <i>Staphylinidae sp.1</i>	+	+	+
	074 <i>Staphylinidae sp.2</i>	+	+	-
	075 <i>Ciagona eupropia</i>	-	+	-
	076 <i>Lithoborus sp.</i>	-	+	-
	077 <i>Lithoborus anicollis</i>	+	-	+
	078 <i>Geotrupes sp.</i>	+	-	-
	079 <i>Scarabeidae sp.</i>	-	-	+
	080 <i>Messor barbara</i> Linné, 1767	+	+	+
	081 <i>Cataglyphis bicolor</i> Fabricius, 1793	+	+	+
	082 <i>Monomorium sp.</i>	-	+	-
	083 <i>Aphaenogaster testaceo-pilosa</i> Lucas	+	+	+
	084 <i>Aphaenogaster sardoa</i> Mayr.	+	+	-
	085 <i>Tapinoma simrothi</i> Krausse, 1909	+	+	+
	086 <i>Crematogaster scutellaris</i> , vier, 1791	+	+	+
	087 <i>Crematogaster sp.</i>	+	-	-
	088 <i>Pheidole pallidula</i> Nylander, 1848	+	+	+
	089 <i>Tetramorium biskrensis</i> Forel, 1904	+	+	-
	090 <i>Apidae sp.1</i>	-	+	+
	091 <i>Apidae sp.2</i>	+	-	-
	092 <i>Apis mellifera intermissa</i> Linné	+	+	+
	093 <i>Lepidoptera sp1</i>	+	+	+
	094 <i>Lepidoptera sp2</i>	-	+	-
	095 <i>Lycaenidae sp.</i>	-	+	-
<i>Amphibia</i>	096 <i>Discoglossus pictus</i> Otth., 1837	-	+	+
<i>Mammalia</i>	097 <i>Mus musculus</i> Linné	-	-	+
	098 <i>Mus spretus</i> Lataste, 1883	-	+	-

sp. : espèce ; **ind.** : indéterminée

Le tableau 2, montre la liste systématique des espèces animales inventoriées au niveau des trois stations d'échantillonnage, une prairie, un milieu de type friche et un verger d'agrumes. Au total 098 espèces sont déterminées.

Afin de faire une comparaison entre les trois stations d'échantillonnage nous avons choisi l'analyse factorielle des correspondances (**A.F.C.**) qui est appliquée aux nombres des différentes espèces échantillonnées. Le nombre d'observations est de 098 espèces recensées. Et le nombre de variables est de 3 stations, soit une prairie, une friche et un verger d'agrumes.

Nous avons utilisé le logiciel statistique **Xlstat**.

La contribution à l'inertie totale de l'axe 1 est de 56,1 %. Elle est de 43,9 % pour l'axe 2. De ce fait la somme totale correspond à 100 % de l'information. Le tableau III regroupe les observations, les variables ainsi que le pourcentage de présence de chaque espèce.

α - Analyse factorielle des correspondances appliquée aux stations d'étude

Les abréviations des stations sont les suivantes :

Prai : Station 1 (Prairie)

Fri : Station 2 (Friche)

Verg : Station 3 (Verger d'agrumes)

Les contributions des stations à la construction des deux axes sont les suivantes.

Axe 1 : Prairie (Prai) est la station qui contribue le plus à la construction de l'axe 1 avec une valeur de 64,5 %.

Axe 2 : Deux stations, la friche (Fri.) et le verger d'agrumes (Verg) contribuent respectivement avec 38,4 % et 61,5 % dans la construction de l'axe 2. La représentation graphique des stations d'étude montre que la station de type prairie se trouve sur la partie positive de l'axe 1. Cependant la station de type friche se trouve dans le premier quadrant et le verger d'agrumes se trouve dans le quatrième quadrant (Fig. n°11).

β - Analyse factorielle des correspondances appliquée aux espèces animales

La contribution des espèces à la construction des deux axes est la suivante :

Axe 1 : Toutes les espèces échantillonnées qui contribuent à la formation de l'axe 1 interviennent avec un même pourcentage qui est de 1,2 %. Nous pouvons citer comme exemple *Dysdera sp. ind.* (013), *Blattoptera sp. ind.* (020), *Ameles africana* (023) et *Thliptoblemmus batnensis* (027).

Axe 2 : Les espèces échantillonnées qui contribuent le plus à la formation de cet axe avec 2,2 % chacune est à titre d'exemple *Acrida turrata* (031), *Dociostaurus jagoi jagoi* (040), *Reduviidae sp.3 ind* (051), *Campalita maderae* (068). Par contre les autres espèces ne contribuent qu'avec 1,2 %, comme *Reduviidae sp2* (050). Cependant la figure n° 20, montre la représentation graphique de ces espèces, sept groupes apparaissent (**A, B, C, D, E, F, G**). Le groupement **A** qui se trouve dans le premier quadrant, regroupe principalement les espèces spécifiques à la **station de type friche** tels que *Iris oratoria* (024). Le groupement **C** qui se situe dans le troisième quadrant proche de la prairie ne rassemble que les espèces particulières à la **prairie** tels que *Ameles africana* (023). Ainsi le groupement **G** qui se trouve dans le même quadrant que le verger d'agrumes renferme seulement les espèces spécifiques au **verger d'agrumes** comme le cas d'*Oedipoda fuscocincta* (041). Cependant le groupement **B** présente

les espèces échantillonnées à la fois dans la station de type **prairie et celle en friches**. Le groupement **D** ne contient que les espèces échantillonnées à la fois dans la station de type **prairie et dans le verger d'agrumes**. Le groupement **F** contient les espèces échantillonnées simultanément dans **le verger d'agrumes et dans la station en friches**. Enfin le groupement **E** se situant à proximité du point d'intersection des deux axes 1 et 2 contient les espèces échantillonnées communes aux **trois stations**.

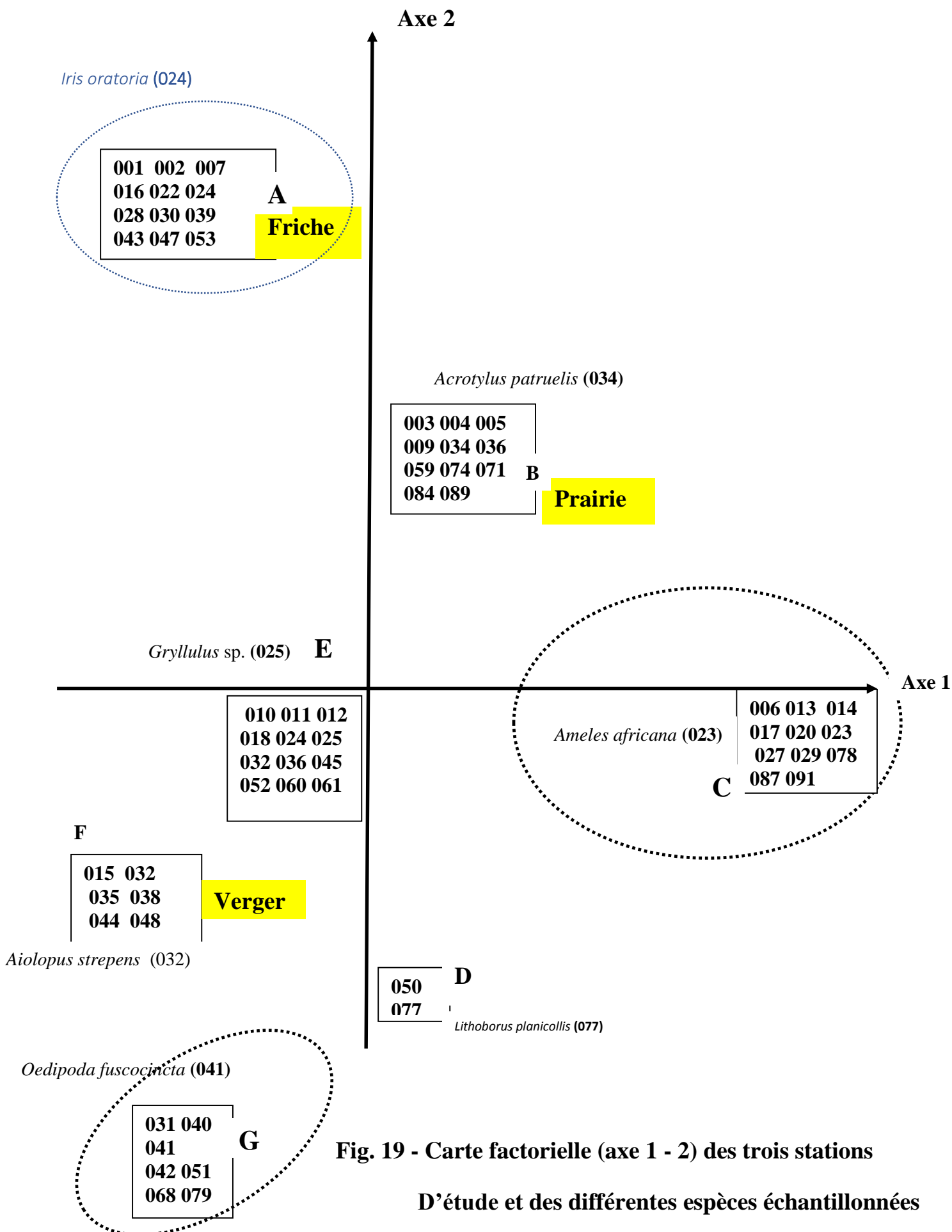


Fig. 19 - Carte factorielle (axe 1 - 2) des trois stations

D'étude et des différentes espèces échantillonnées

Ouvrages utiles

Braun-Blanquet J., Roussine N. & Nègre R., 1952. Les groupements végétaux de la France Méditerranéenne. Dir. Carte Group. Vég. Afr. Nord, CNRS, 292 p.

Benabid A. 1984. Etudes phytosociologiques et phytodynamiques et leur utilité / in Annales de la recherche forestière au Maroc, Vol. 24 n° 1.

Benkhelil M.L., 1991 – *Les techniques de récoltes et de piégeages utilisées en Entomologie terrestre.* Ed. Office publ. Univ., Alger, 68 p.

Blondel J., 1979 – *Biogéographie et Ecologie.* Ed. Masson, Paris, 173 p.

Colin J.P. (1970). Nouveau dictionnaire des difficultés du français. Hachette- Tchou, 857p.

Dagnelie P., 1975 – *Théorie et méthode statistiques, applications agronomiques.* Ed. Presses agronomiques, Gembloux, 362 p.

Géhu J.M., 1987. Des complexes de groupements végétaux à la phytosociologie paysagère Contemporaine. *Inf. Bot. Ital.*, 18 (1-3), 53-83. Firenze.

Gherbi-Salmi R (2013) *Etude de l'Éco éthologie trophique du Héron garde-boeufs Bubulcus ibis Linné, 1758 (Aves, Ardeidae) dans la Kabylie de la Soummam (Bejaia).* Thèse Doctorat, sci Biol., Univ. A. Mira, Bejaia, Algérie. 203 p.

Guinochet M., 1973. *Phytosociologie.* Ed. Masson, Paris, 227 p

Gounot M., 1969. *Méthodes d'étude quantitative de la végétation.* Masson éd., Paris, 314 p.

Hill AB., 1977. A short textbook of medical statistics. Hodder and Stoughton, Londres,
Hellawell J. M., “*Development of a Rationale for Monitoring,*” In: F. B. Goldsmith, Ed.,
Monitoring for Conservation and Ecology, Chapman & Hall, London, 1991, pp. 1-14.
doi:10.1007/978-94-011-3086-8_1

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. Recherches Naturalistes en région Centre. Nature Centre et Conservatoire du Patrimoine Naturel de la Région Centre CDPNE.

Ozenda (P.). 1982. *Les végétaux dans la Biopère.* [compte-rendu] **Revue de Géographie** Alpine . **70-3** pp. 310-311.

Ramade F., 1984 – *Eléments d'écologie, écologie fondamentale.* Ed. Mc Graw-Hill, Paris, 397 p.