



Référentiel Méthodologique Algérien REFMETAL Mammifères

Rapport élaboré sous la direction du :

Ministère de l'Environnement et des Energies
Renouvelables,
Direction de la préservation et de la conservation de la
biodiversité et des écosystèmes,
4, rue des 4 canons. Alger
T +213 (0) 21 43 28 75
F +213 (0) 21 43 2861

Par :

Deutsche Gesellschaft für Internationale Zusammenarbeit (GIZ) GmbH Programme «
Gouvernance Environnementale et Biodiversité (GENBI)» 39, rue Mohamed Khoudi 16606 - El
Biar- Alger
T +213 (0) 21 92 10 57/ (0) 21 92
F +213 (0) 21 92 09 90
Internet: www.giz.de

Auteur : Dr Mehdi Boukheroufa.
Consultant

Date 16/10/2018

*La présente étude est une étude d'expertise, elle représente la synthèse d'informations
recueillies sans être une vue exhaustive de la problématique.
Le contenu de l'étude, les conclusions et les points de vue exprimés constituent des conseils
professionnels du rédacteur et n'engagent en rien la responsabilité de la GIZ.*

SOMMAIRE

Avant - propos	
INTRODUCTION	5
1. présentation des méthodes d'étude des Mammifères	7
1.1. Méthodes directes	7
1.2. Méthodes indirectes	7
2. description des méthodes d'étude par groupe de Mammifères	12
2.1. Pour les Moyens et Grands Mammifères	12
2.1.1. Méthodes directes	12
2.1.1.1. Capture	12
2.1.1.2. Caméras pièges ou pièges photographiques	13
2.1.1.3. Analyse des mortalités dues au trafic routier	14
2.1.2. Méthodes indirectes	15
2.1.2.1. Traces des Mammifères	15
2.1.2.1.1. Empreintes	15
2.1.2.1.2. Laissées, crottes et fèces	26
2.1.2.2. Pièges à poils	29
2.2. Pour les Micromammifères	30
2.2.1. Micromammifères terrestres	30
2.2.1.1. Méthode directe (Capture)	30
2.2.1.2. Méthode indirecte (Identification à partir du régime alimentaire des prédateurs)	35
A. Prélèvement et conservation des laissées	35
B. Traitement et décorticage des laissées	36
C. Identification taxonomique des Micromammifères	39
- A partir de la biométrie crânienne	39
- A partir de la coupe transversale des poils	43
- A partir des empreintes des poils sur gel	45
2.2.2. Méthodes d'étude des Chiroptères	46
2.2.2.1. Capture	47
2.2.2.2. Recherche des gîtes hivernaux et des gîtes estivaux	49
2.2.2.3. Détection des ultrasons	49
3. Quelques notions indispensables sur la stratégie d'échantillonnage	53
3.1. Choix des variables ou descripteurs	56
3.2. Choix des dispositifs de mesure	56

3.3. Principaux types d'échantillonnage	57
3.3.1. Echantillonnage aléatoire simple	57
3.3.2. Echantillonnage systématique	58
4. Estimation de la densité et indice d'abondance de la Mammalogie	60
4.1. Estimation de la densité	60
4.1.1. Méthode de Capture-Marquage-Recapture (CMR)	60
4.1.2. Estimation de la densité par la méthode des pièges photographiques	64
4.2. Indices d'abondance	65
4.2.1. Indice kilométrique d'abondance (I.K.A)	65
4.2.1.1. Ligne-transect (variante de l'IKA)	65
4.2.2. Indice ponctuel d'abondance (I.P.A)	67
4.2.3. Le comptage au moyen de battues (une méthode inspirée des IKA et des IPA)	69
5. Analyse des données relatives à la diversité mammalienne	70
6. Enquêtes ethno zoologiques	75
7. Les erreurs à éviter lors de la réalisation d'une étude	76
7.1. Les erreurs dues aux instruments de mesure	76
7.2. Les erreurs dues à l'organisation	76
7.3. Les erreurs dues à la méthode d'échantillonnage	76
7.4. Les erreurs dues au phénomène de non-réponse	77
7.5. L'erreur d'échantillonnage	77
8. Bilan global des méthodes décrites	78
GLOSSAIRE	82
BIBLIOGRAPHIE	

Avant - propos:

Ce référentiel méthodologique des « Mammifères » a été pensé et élaboré comme un outil de base permettant à ses futurs utilisateurs de disposer d'un ensemble de méthodes normalisées aisément applicable sur terrain, et de choisir ainsi la méthode la plus appropriée. Le document est structuré comme suit :

- Les principales méthodes d'étude, par groupe de Mammifères.
- Des illustrations et des exemples concrets pour chaque type de méthodes
- Les méthodes d'estimation des densités et des indices d'abondance
- Les méthodes d'analyse des données recueillies sur terrain
- Les avantages et les inconvénients de chaque type de méthodes
- Un glossaire définissant tous les termes liés aux méthodes d'étude des Mammifères.

INTRODUCTION

D'une très grande diversité, la classe des Mammifères renferme non seulement des quadrupèdes terrestres (la grande majorité des Mammifères), mais aussi des animaux ailés (les Chiroptères ou chauves-souris), des animaux aquatiques (les Pinnipèdes [otaries, phoques...] les Siréniens [lamantins...] et même des Cétacés [cachalots, orques...]). Elle compte environ 5500 espèces actuellement vivantes, qui se distribuent en 1200 genres, 150 familles et une trentaine d'ordres. Certains spécialistes pensent que 7 000 espèces sont encore inconnues, une partie d'entre elles étant menacées d'extinction (**Ceballos et Ehrlich, 2009**). La taille des espèces varie d'une façon considérable suivant les groupes : les plus grands Mammifères sont marins et appartiennent à la famille des Baleines. (La baleine bleue, *Balaenoptera musculus*). Parmi les Mammifères terrestres, les Ongulés sont les plus grands : l'Eléphant atteint de 3 à 4 m au garrot; la Girafe élève sa tête à plus de 5 m. L'extrême opposé se trouve parmi les Rongeurs, les Chiroptères et surtout les Insectivores ; certaines Musaraignes (telle que *Crocidura etrusca*) n'ont que 3 à 4 cm de long et ne pèsent que quelques grammes (**Kingdon, 2010 ; Aulagnier al., 2008, 2010**) (**Fig.1**)

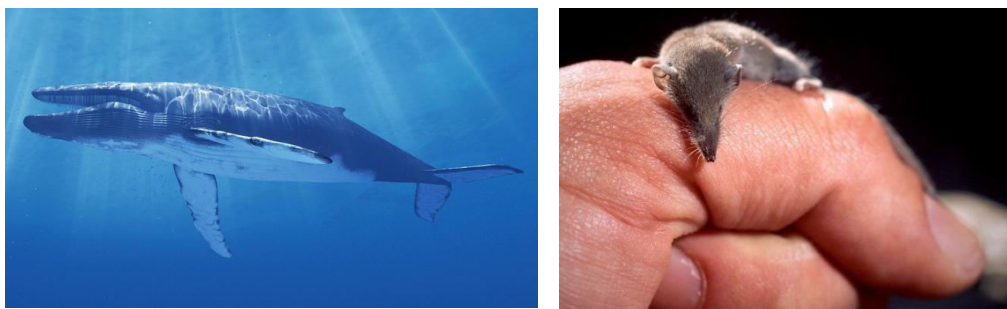


Figure 1 : à gauche : *Balaenoptera musculus* (© : The Robinson Library). à droite : *Crocidura etrusca* (© : steemkr.com)

Tous les Mammifères terrestres sont des animaux vertébrés homéothermes (ils maintiennent leur température interne à un niveau constant). Originellement, ils possèdent un pelage qui recouvre presque entièrement le corps, des mamelles destinées à allaiter les jeunes, un squelette osseux, dont une boîte crânienne qui renferme un cerveau développé, quatre pattes terminées par des pieds à cinq doigts, une queue dans le prolongement de la colonne vertébrale (**Aulagnier et al, 2010**). Les Mammifères sont encore caractérisés par la présence de nombreuses glandes à la surface de leur peau, glandes dont les sécrétions jouent un rôle important dans la communication entre individus, car ils possèdent un odorat très développé. Les dents sont également très particulières, avec une spécialisation d'avant en arrière chez la plupart des espèces (incisives, canines, prémolaires, molaires). Leur nombre, leur taille, leur développement et leur morphologie sont très variables, fortement liés à leur régime alimentaire, et peuvent constituer des critères d'identification. L'autre grand trait partagé par

la plupart des Mammifères est le développement des jeunes dans des organes maternels différenciés (utérus), impliquant une fécondation interne. Bien évidemment, parmi ces espèces, un certain nombre de Mammifères s'écartent de ce plan d'organisation. La plupart des Carnivores présentent tous ces caractères, à l'exception du nombre de doigts, parfois réduit à quatre. À l'opposé, les Cétacés présentent de telles adaptations à la vie aquatique que leur squelette s'écarte profondément de celui du Mammifère type avec la réduction de la ceinture et des membres postérieurs, le développement d'une forte musculature dans la queue et la multiplication de dents toutes identiques et la perte de la plupart des glandes (à l'exception des glandes lactéales). La perte des canines est partagée par tous les Rongeurs, qui connaissent également une réduction, parfois totale, des prémolaires (**KINGDON, 2010**). Même l'homéothermie n'est pas parfaite chez un certain nombre de Rongeurs, de Chiroptères, de Soricomorphes et d'Erinacéomorphes qui présentent la particularité d'abaisser leur température interne lors d'épisodes météorologiques défavorables, réduisant ainsi leur consommation d'énergie, stockée sous forme de graisse (**Mouhoub – Sayah et al., 2006**).

Les Mammifères présentent donc une très grande diversité spécifique, comportementale (espèces diurnes ou nocturnes, Aquatiques, terrestres ou aériennes) et morphologique (de quelques centimètres à plusieurs mètres, et de quelques grammes à plusieurs tonnes). Ajoutons que certaines espèces sont très rares ou très abondantes, d'autres sont endémiques à une région bien précise du globe terrestre ou habitent tout les continents. Cette grande diversité est souvent additionnée à la variabilité même du milieu de vie des espèces. En effet, même si les Mammifères montrent une richesse de comportements complexes, elles varient en plus, selon la saison, les heures du jour et les conditions environnementales.

Un certain nombre de facteurs peuvent avoir une influence sur les modes d'activité des Mammifères. Par exemple, l'abondance ou la pénurie de sources de nourriture prolongent l'activité de nutrition au-delà des périodes normales. À l'automne, beaucoup de Mammifères consacrent plus de temps à se nourrir afin de constituer des réserves d'énergie pour l'hiver. Dans le temps de l'accouplement, aussi bien les mâles que les femelles sont souvent actifs pendant des périodes prolongées. Les Mammifères ont tendance à être moins actifs lorsque les conditions atmosphériques sont défavorables, bien que ces périodes d'inactivité forcée soient souvent suivies d'une augmentation notable d'activité.

Toutes ces caractéristiques rendent l'étude des Mammifères très complexe et expliquent les difficultés que l'on rencontre aussi bien dans l'étude de la biologie individuelle que dans celle des populations. Ainsi, Il est évident que nous ne pourrions pas détailler toutes les méthodes d'étude existantes pour toutes les espèces de Mammifères notamment celles présentes en Algérie. Nous avons donc choisis celles qui sont, selon nous, les plus pertinentes et les plus simples à mettre au point tout en étant conformes aux standards internationaux, et celles qui sont le plus couramment utilisées par la communauté scientifique y compris algériennes.

1. Présentation des méthodes d'étude des Mammifères

Selon **Marchesi et Blant (2008)**, il est possible de se reposer sur deux grands types de méthodes :

1.1. Méthodes directes :

Pour recenser les espèces de Mammifères présentes dans un milieu, il est possible d'employer trois techniques dites « directes ». Il s'agit de la **capture**, de l'**observation** et de l'**analyse génétique**. 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 le plus souvent dans le cadre d'études approfondies et propres à une espèce. A titre d'exemple, des études génétiques ont été réalisées entre 2012 et 2015, sur un grand nombre de canidés y compris ceux du Nord algérien, et ont montré que les Canidés africains sont plus proches du loup gris (*Canis lupus*) et du coyote (*Canis latrans*) que du chacal doré eurasien (*Canis aureus*). C'est pourquoi l'espèce *Canis aureus* (Chacal doré) a vu sa classification taxonomique évoluer vers *Canis anthus* (loup doré d'Afrique) (**Gaubert et al., 2012 ; Bahlk 2015 ; Koepfli et al., 2015**). Compte tenu de leur grande spécificité, les méthodes basées sur l'analyse génétique des Mammifères ne seront pas développées dans le cadre de ce référentiel.

1.2. Méthodes indirectes :

Basées sur les indices de présence des Mammifères (empreintes, laissées, poils, ossements, cadavres...), ces méthodes sont difficiles à mettre en œuvre. Elles nécessitent une grande connaissance des espèces. Toutefois, avec de l'expérience, notamment après avoir confirmé l'existence de certaines espèces par les méthodes directes (piégeage, par exemple), il devient possible d'identifier leur présence par indices. Même si ces méthodes d'étude ne donnent pas de précisions sur l'abondance totale d'une espèce présente dans un milieu donné, elles permettent néanmoins, d'en déduire sa présence, son absence ou même avoir une indication sur sa densité (**Chazel et Chazel, 2008 ; Bang et Dahlström, 2011**).

;

Si l'observation et le comptage visuel est couramment appliqué au recensement de plusieurs espèces de grands Mammifères, cette méthode ne s'applique que rarement aux petites espèces beaucoup moins détectables (les Micromammifères) (**Capt et al., 2015**). De plus, les traces que laissent ces derniers (crottes, empreintes...) sont souvent difficiles à identifier comparativement à celles des grands mammifères. Ces Mammifères de petite taille doivent de ce fait faire l'objet de captures, d'une identification indirecte à partir des régimes alimentaires de leurs prédateurs (rapaces et mammifères prédateurs), ou encore d'une détection sonore (cas des Chiroptères par exemple)...etc. il est donc clair que l'approche scientifique est différente selon que les mammifères soient grands ou petits.

Dans ce sens, nous avons opté pour une description de ces méthodes standardisées chez deux grands groupes de Mammifères, en l'occurrence, les moyens et grands Mammifères et les Micromammifères (terrestres et volants).

A/ Les moyens et grands Mammifères

Les moyens et grands Mammifères représentent une grande variété d'espèces de différents niveaux trophiques allant des herbivores aux carnivores, en passant par les omnivores. Il faut savoir que plus les Mammifères sont grands, plus leur densité est faible et que le nombre d'espèces détectées par unité d'effort est faible. Toutefois, les carnivores jouent un rôle important dans la structuration des populations et leur présence a des répercussions sur l'équilibre des écosystèmes (**Cailly C. et al., 2010**) (**Fig. 2**).

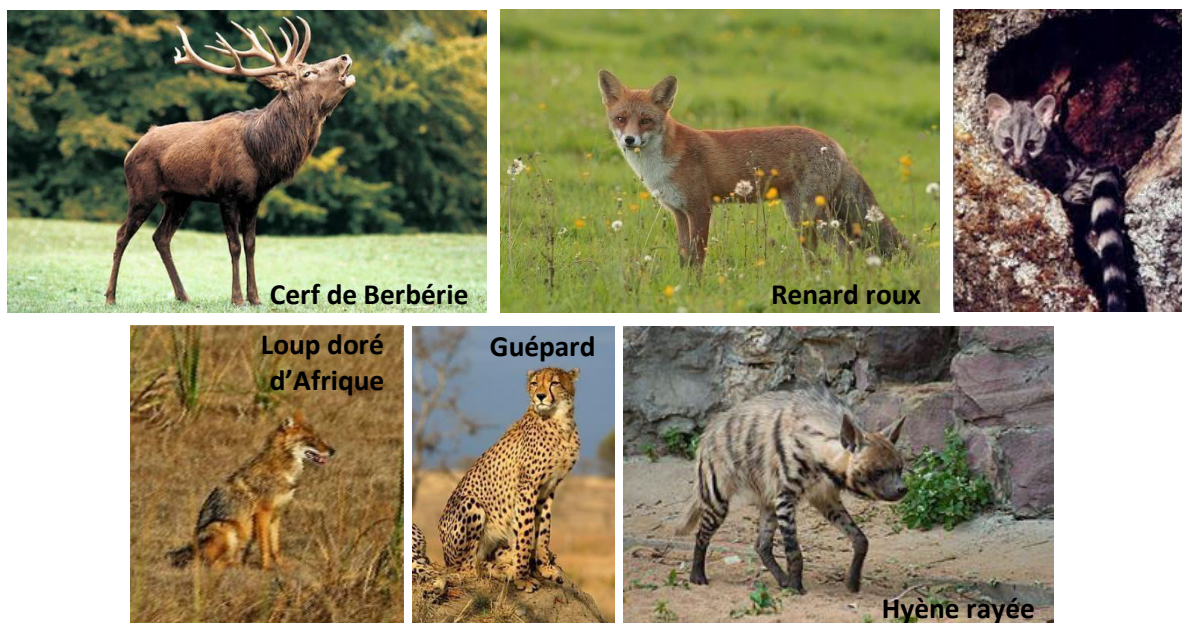


Figure 2. Quelques grands Mammifères d'Algérie (source : Web)

Leur recensement, leur étude écologique ou éthologique (comportementale) se fait par contacts visuels ou par indices de présence (traces, crottes, latrines, nids, reste d'aliments, vocalisations). Au cours des observations directes (contacts visuels), les données suivantes sont notées : l'espèce, le sexe, la taille du groupe, l'activité en cours.... Cependant plusieurs espèces de ce groupe (notamment les carnivores) ont des mœurs discrètes et nocturnes, leur échantillonnage par contacts visuels est de ce fait compliqué. Les indices qu'ils laissent derrière eux sont souvent les seuls témoins de leur présence. Des guides de terrain servent souvent à l'identification des espèces rencontrées ainsi que leurs traces (**Fig. 3**)



Figure 3. Quelques guides à conseiller pour l'étude des Mammifères

B/ Les Micromammifères

Les Micromammifères ne forment pas un groupe au sens taxonomique du terme. Ce mot est généralement utilisé pour les espèces de petite taille pesant moins d'un kilogramme. Ils regroupent environ 3845 espèces (**Wilson et Reeder, 2005**), soit près de 70% des Mammifères occupant l'ensemble du globe. 40% d'entre eux sont des Rongeurs, ce qui fait de cet ordre le plus important, suivis par celui des chiroptères (20 %) puis celui des insectivores terrestres (10 %). Il s'agit d'un groupe d'espèces assez mal connu du fait de la difficulté à les observer dans leur milieu naturel. Leur étude est donc principalement effectuée par piégeage et par identification des ossements et des poils trouvés dans les traces de leurs prédateurs (tels que les pelotes de rejection des rapaces) (fig. 4)

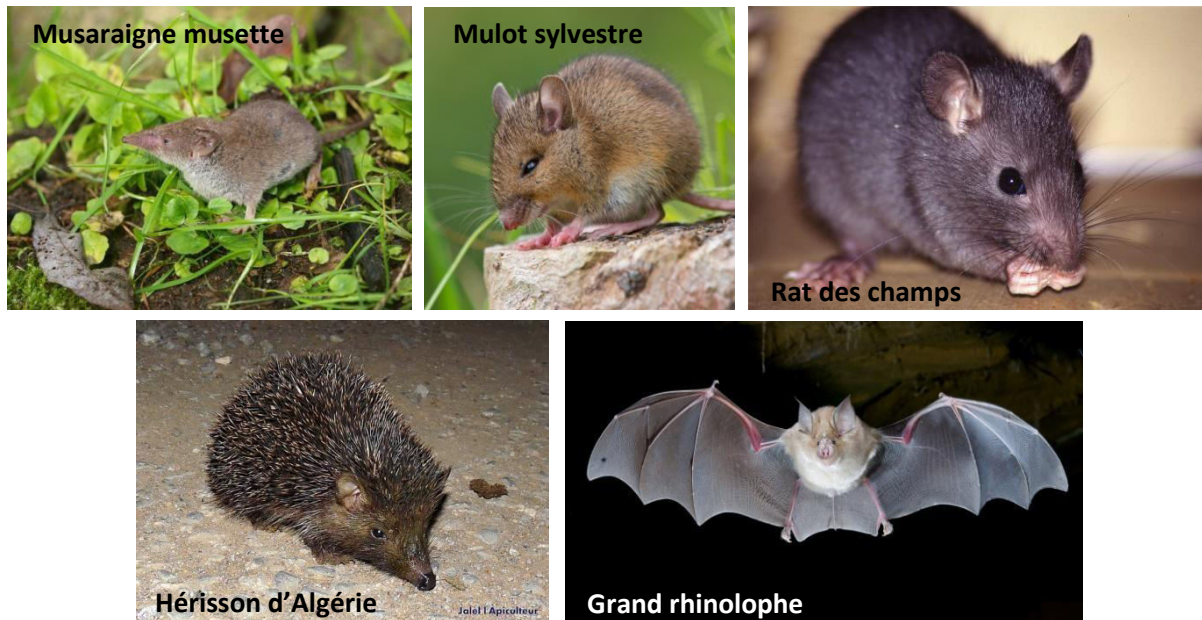


Figure 4. Quelques Micromammifères d'Algérie (source : Web)

2. description des méthodes d'étude par groupe de Mammifères

2.1. Pour les Moyens et Grands Mammifères

La plupart des grands Mammifères passent inaperçu du fait de leurs activité nocturne.

Un bon moyen pour déceler la présence des **Mammifères** (surtout les **Carnivores**) consiste alors à reconnaître les traces et indices qu'ils laissent derrière eux (**crottes, restes de repas, poils, terriers, empreintes...**)

L'observation des traces apporte une mine de renseignements (espèce, taille, poids, sexe, activité...) et nous permet de deviner l'activité de l'animal (chasse, fuite, recherche de nourriture ...). Le comptage à vue de ces Mammifères peut se faire notamment la nuit en utilisant des projecteurs.

2.1.1. Méthodes directes

2.1.1.1. Capture

L'utilisation des pièges (Pièges à œuf, piège grillagés à appât...) peut s'avérer particulièrement efficace pour la capture des Mammifères, notamment les mustélidés (Belette...), des viverridés (Genette...) et ou encore des canidés (Renard...). La capture constitue un excellent moyen pour pouvoir marquer, mesurer ou faire des prélèvements sanguins sur les moyens et grands Mammifères, Cette forme de contrôle direct de ces animaux a pour objectifs de parfaire les connaissances sur leur biologie et de veiller à leur exploitation rationnelle (captures pour transfert en d'autres régions, pour la vaccination et autres thérapeutiques vétérinaires)(**Helmut et al., 1960**). Ces connaissances étant indispensables pour faire évoluer les méthodes de gestion qui les concernent. Il ne faut néanmoins pas perdre de vue le fait que la plupart de ces espèces sont protégées et que leur manipulation requiert des précautions et des autorisations auprès des organismes concernés (Fig. 5 et 6).





Figure 5. Boîte tombante en chêne (dimensions 1 x 1 m) (en haut à gauche), piège à fauves (en haut à droite) et un piège à œufs (en bas)



Figure 6. pièges grillagés pour les prédateur de moyenne taille (à gauche : une Genette et à droite ; un Renard)

2.1.1.2. Caméras pièges ou pièges photographiques

Cette méthode consiste à placer un piège photographique sur un arbre, devant un passage supposé de la Mammofaune (coulées par exemple). Le piège peut être laissé de plusieurs jours à plusieurs semaines. Un capteur de mouvement détecte le passage d'animaux (le plus souvent de nuit), et déclenche alors une série de photos faites à l'aide d'une lumière infrarouge (aucun flash n'est employé pour ne pas effrayer les animaux). L'appareil photo est ensuite retirées après la session de piégeage et les photos de la carte mémoire sont ensuite extraites et analysées pour identifier les différentes espèces photographiées. Le suivi des populations mammaliennes par les pièges photographiques, est l'une des méthodes les plus fiables et les plus efficaces pour échantillonner une grande quantité d'espèces (**Wacher et al., 2004 ; Rovero et al., 2010 ; O'Connell et al., 2011 ; Ancrenaz et al., 2012 ; in Zurkinder, 2017 ; Rovero et Zimmermann, 2016**) (Fig. 7).



Figure 7. Caméra piège fixée sur un tronc d'arbre (Camera Chasse MMS Grand Angle - Piège Photo 12MP HD 1080p LED IR Invisibles 20M) et une photo d'un Daim prise par cette caméra (le 08/11/2014 à 10h46). (source : Web)

2.1.1.3. Analyse des mortalités dues au trafic routier

Cette technique de recensement consiste à collecter des données par l'observation directe de cadavres en effectuant des relevés le long des axes routiers. En effet, les Mammifères sont souvent victimes de collisions routières, notamment sur les grands axes de transports. Ces impacts se produisent fréquemment avec certaines espèces qui se dispersent sur de larges aires au cours de la nuit pour chasser, c'est le cas des carnivores comme le Renard roux (*Vulpes vulpes*) ou encore des organismes anthropophiles qui ont tendance à s'urbaniser, tels que les Hérissons (*Atelerix algirus*) (Mouhoub – Sayah, 2009 ; Cahill, 2011 ; JNCC et Defra, 2012 ; Johnson *et al.*, 2012 ; García et Puig, 2014) (Fig. 8).

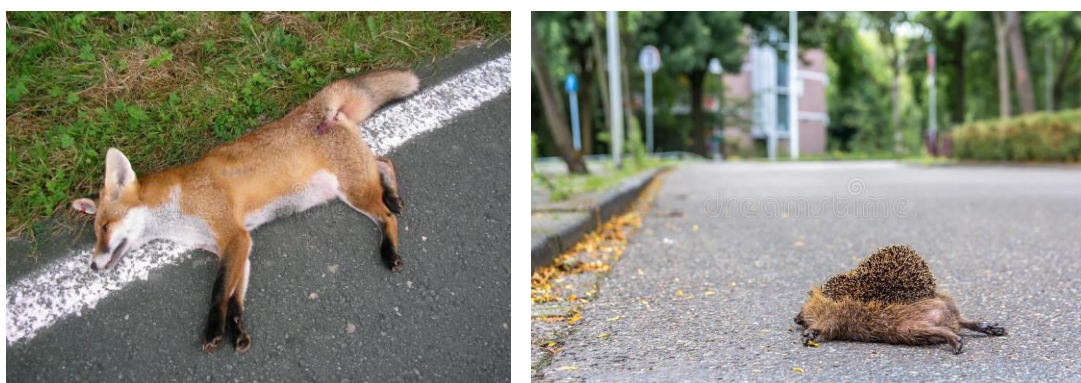


Figure 8. Photographies d'un renard et d'un hérisson victimes du trafic routier (© Dreamstime)

L'inconvénient avec cette méthode est que la découverte de cadavres, accessibles et identifiables, n'est pas toujours possible. Mais elle a l'avantage d'être relativement facile à mettre au point et génère une grande masse de données. Plusieurs travaux réalisés sur la mortalité du hérisson due au trafic routier ont permis d'étudier, à partir de cadavres ; les

périodes, les conditions météorologiques et les emplacements favorables aux déplacements des hérissons. L'étude de **Mouhoub - Sayah et al., (2009)** réalisée dans la vallée du Soummam en Algérie sur le Hérisson d'Algérie (*Atelerix algirus*) (459 hérissons tués), a permis de noter les points suivants :

- au printemps, la majorité des hérissons se déplacent entre les sites d'hivernage et d'estivage
- les mâles effectuent de nombreux déplacements de mars à juillet pendant la période de rut
- les femelles changent souvent de quartier juste avant la mise-bas
- les subadultes se dispersent massivement au début du printemps
- une partie des juvéniles se dispersent au cours de l'automne
- la majorité des déplacements s'effectue lors d'un changement des conditions atmosphériques à la fin d'une période de haute pression et de vent du nord
- les zones urbaines sont plus densément peuplées par les hérissons que les zones forestières et surtout que les zones agricoles
- les périphéries urbaines, les lisières de forêts, les cours d'eau et les haies jouent un rôle important dans le choix des voies de déplacement.

2.1.2. Méthodes indirectes

2.1.2.1. Traces des Mammifères

2.1.2.1.1. Empreintes

Pour déterminer une empreinte de Mammifère, il y a lieu d'en distinguer trois catégories (tab. 1, 2 et 3):

- Celles laissant une marque avec des doigts (les Plantigrades)
- Celles qui présentent des pelotes digitales (les Digitigrades)
- Celles constituées par un sabot (les Ongulés).

L'identification des Mammifères par ces différentes catégories est incontournable et constitue la première étape d'étude (**Fig. 9, 10 et 11**). Bien que les méthodes indirectes basées sur l'identification des empreintes soient très utiles, les conditions dans lesquelles sont trouvées ces traces sont importantes, puisque des traces peu visibles sur des substrats

durs ne sont parfois pas identifiables, et peuvent s'estomper avec le temps et le changement de conditions environnementales (Marchesi *et al*, 2008).

Tableau 1. Description des trois grandes catégories d'empreintes de Mammifères selon Bang et Dahlström (2011) modifié par Boukheroufa (présent travail)

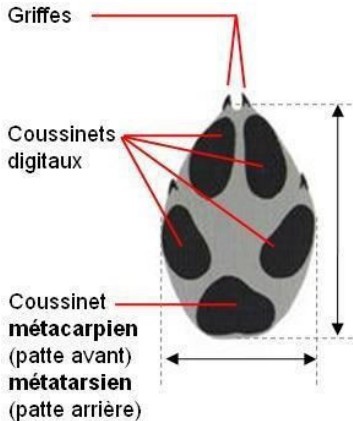
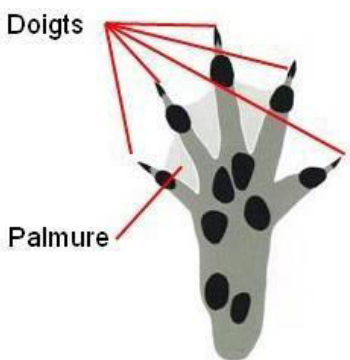
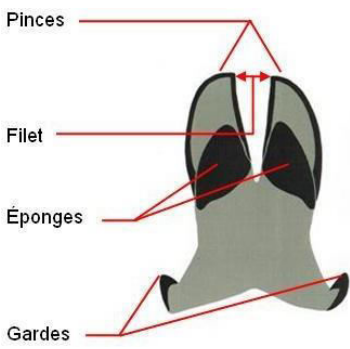
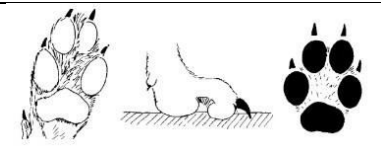
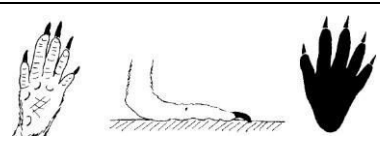
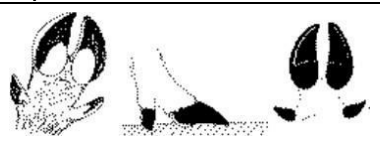
LES DIGITIGRADES	LES PLANTIGRADES	LES ONGULES
 Griffes Coussinets digitaux Coussinet métacarpien (patte avant) métatarsien (patte arrière) Mensurations d'une empreinte (en Poitiers)	 Doigts Palmure	 Pincés Filet Éponges Gardes

Tableau 2. Description des Mammifères selon leurs empreintes. Source : SVT Barcelo. Modifié par Boukheroufa (présent travail)

LES DIGITIGRADES	LES PLANTIGRADES	LES ONGULES
Ce sont généralement des carnivores comme les félins (chat, lynx...) ou les canidés (renard, chien, loup...)... Lynx caracal  ©es.reinoanimalia.wikia.com Renard roux  ©leparisien.fr Cécile Bloch Copyright 11(C) Loup doré d'Afrique  © Cécile Bloch	Ce sont généralement des insectivores (exemple : hérisson) ou des Rongeurs (exemple : mulot). Mulot sylvestre  © Aube-nature Hérisson  ©2018 Réserve de chasse de Tlemcen. Conception Naltis Musaraigne  © Abat Extermination	Ce sont généralement des herbivores domestiques (vache, mouton, cheval...) ou sauvages (cerf, chamois, chevreuil...) ou des ongulés omnivores (sangliers) Sanglier  ©Paysan Breton Cerf  ©heimatverein-moehnesee.de
Caractéristiques de l'empreinte		
Plante et doigts sont recouverts de coussinets ou pelotes qui laissent des empreintes caractéristiques.	La patte reposant entièrement sur le sol, l'empreinte à une forme de main ouverte.	L'adaptation à la course a entraîné une réduction du nombre des doigts. L'implantation plus ou moins haute sur la patte des doigts postérieurs réduits fait qu'ils s'impriment ou pas selon les espèces.
		
Critères de détermination		
-Taille de l'empreinte -Nombre de pelotes -Forme et disposition des pelotes -Présence ou non de griffes	-Taille de l'empreinte -Nombre de doigts -Forme de l'empreinte -Présence ou non de palmures	-Taille de l'empreinte -Nombre de doigts ou ongles -Largeur et taille des doigts -Forme et taille des éponges -Présence ou non de gardes -Taille du filet -Forme des pinces

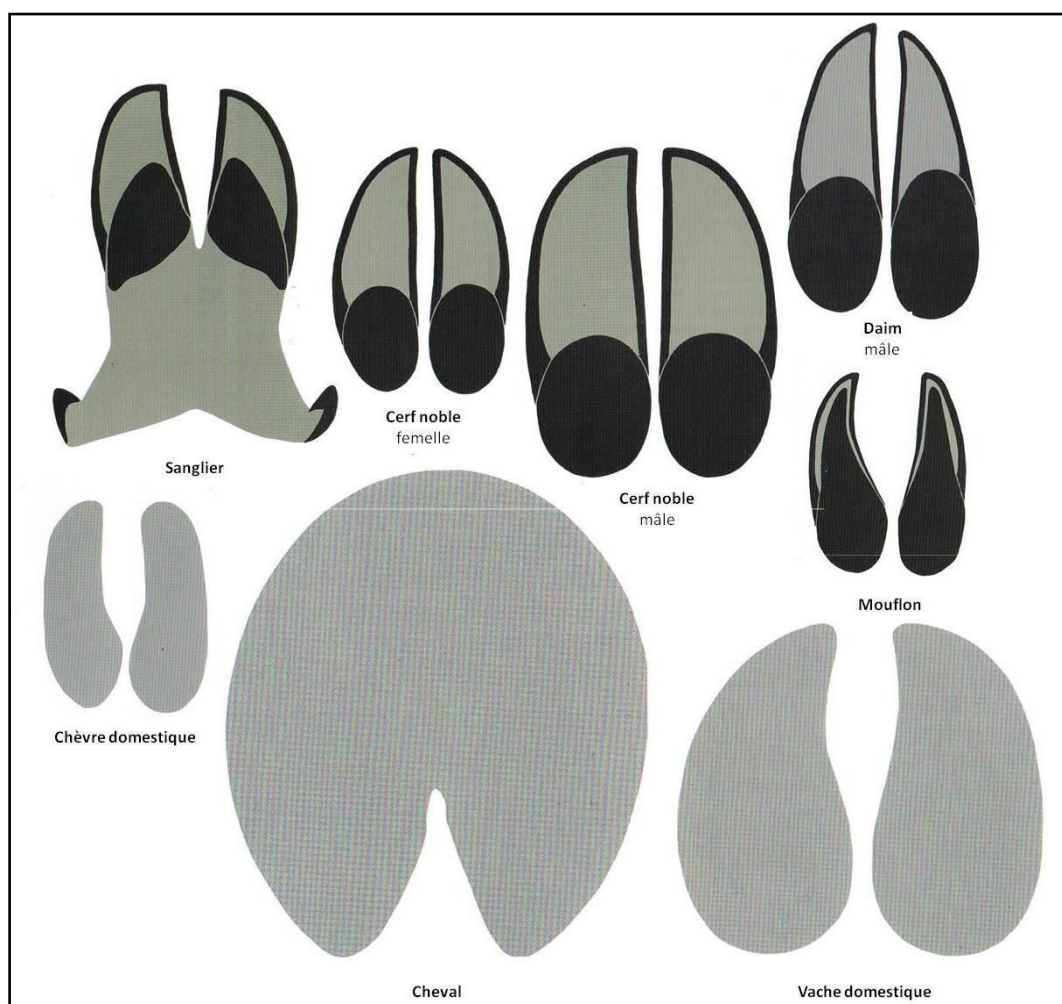


Figure 9. Empreintes de quelques Ongulés d'Algérie (rapport des dimensions entre les espèces respecté). Bang et Dahlström (2011). Adaptation : Boukheroufa (présent travail)

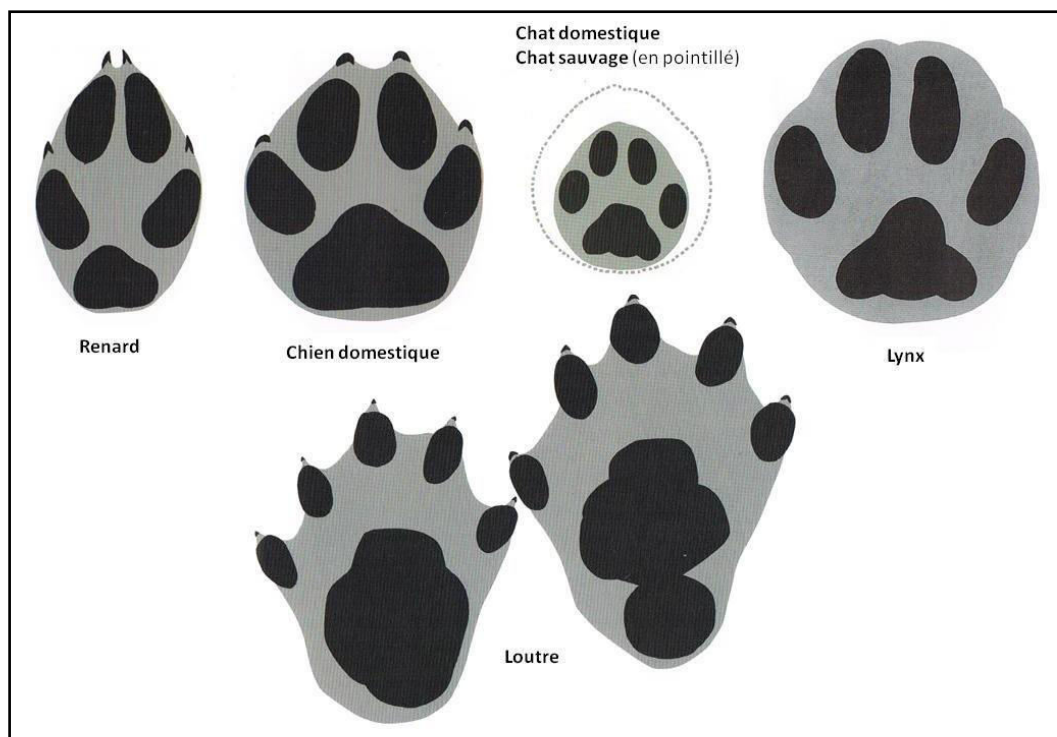


Figure 10. Empreintes de quelques digitigrades carnivores (rapport des dimensions entre les espèces respecté). Bang et Dahlström (2011). Adaptation : Boukheroufa (présent travail)

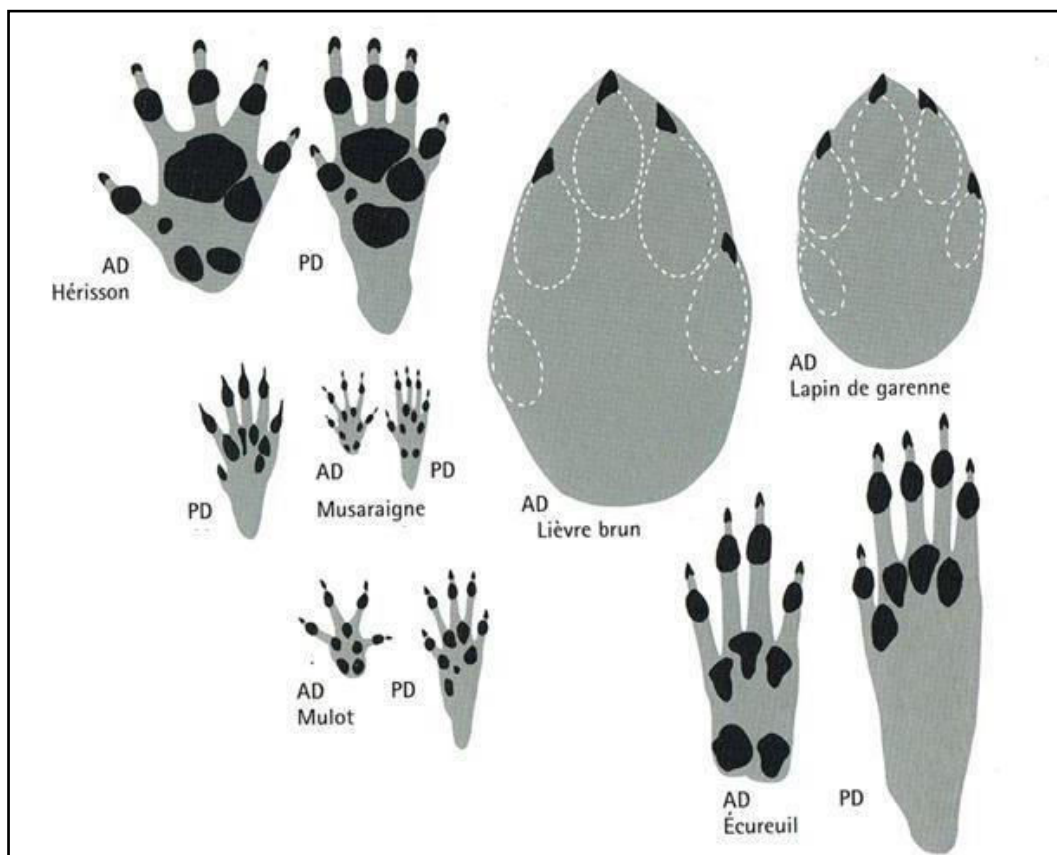


Figure 11. Empreintes de quelques plantigrades Rongeurs et Insectivores (Rapport des dimensions entre les espèces respecté). Bang et Dahlström (2011). Adaptation : Boukheroufa (présent travail)

A partir des catégories d'empreintes, Il conviendra ensuite de rechercher, le nombre de doigts présents dans chaque pata (pates postérieurs [PP] et pates antérieures [PA]), en utilisant les clés de déterminations de **Chazel et Chazel (2008) (Fig. 12)** :

- **Pour les PLANTIGRADES**

- ☐ **1^{ère} catégorie** : 5 doigts au PA et au PP.
 - ☐ **Sans palmure**
Exemple : musaraignes, hérisson, porc-épic...
 - ☐ **Avec palmure**
Ragondin, castor (n'existent pas en Algérie)
- ☐ **2^{ème} catégorie** : 4 doigts au PA et 5 au PP.
 - ☐ **Sans palmure**
Exemple : écureuil, rat, mulot, souris ...
 - ☐ **Avec palmure**
Rat musqué (n'existe pas en Algérie)

- **Pour les DIGITIGRADES**

- ☐ **1^{ère} catégorie** : 4 pelotes au PA et au PP
 - ☐ **Griffes apparentes**
 - ☐ **Pelote plantaire bien marquée**
Exemple : renard, chacal...
 - ☐ **Pelote plantaire peu ou pas marquée**
Lièvre, lapin...
 - ☐ **Griffes non apparentes**
Exemple : chat sauvage, lynx...
- ☐ **2^{ème} catégorie** : 5 pelotes au PA et au PP.
 - ☐ **Griffes apparentes**
 - ☐ **Avec palmure**
Exemple : loutre...
 - ☐ **Sans palmure**
Belette...
 - ☐ **Griffes non apparentes**
Exemple : Genette...

- Pour les ONGULES

☐ **1^{ère} catégorie** : empreintes à 4 éléments (2 grands ongles avec 2 gardes)

☐ **Empreinte à 4 éléments**

Exemple : sanglier

☐ **Empreinte à 2 éléments**

☐ **Sabots à bords convexes**

☐ **Empreinte rectangulaire**

Exemple : cerf, daim, mouflon, chèvre...

☐ **Empreinte en forme de « cœur »**

Exemple : chevreuil (n'existe pas en Algérie)

☐ **Sabots à bords concaves**

Exemple : chamois (n'existe pas en Algérie)

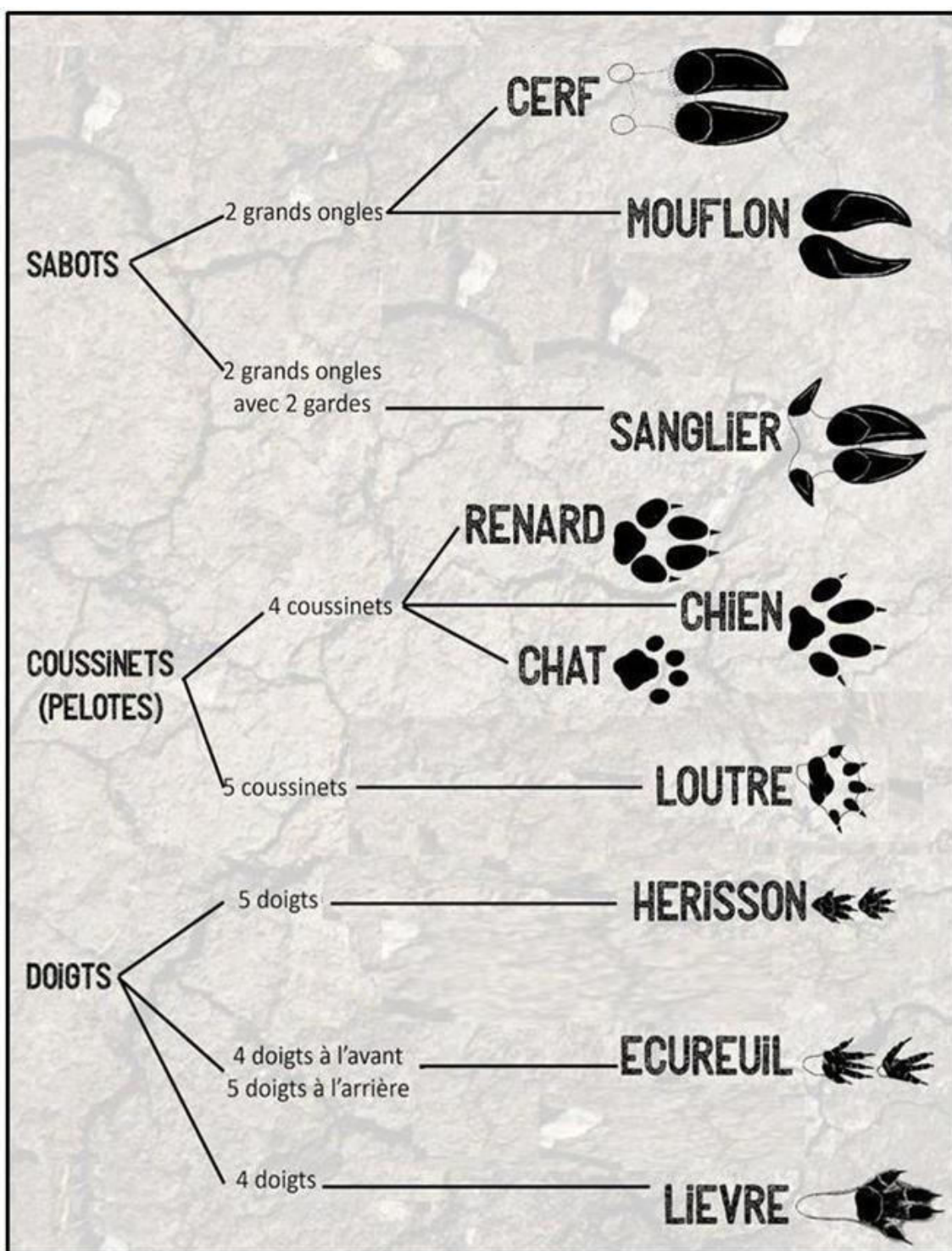


Figure 12. Clé de détermination simplifiée de quelques empreintes de Mammifères en fonction du nombre de doigts (Les proportions ne sont pas respectées). © Alban Cambe / <http://natureaventuresurvie.blogspot.fr>. Modifié par Boukheroufa (présent travail).

Par ailleurs, les dimensions des pattes antérieures postérieures sont différentes pour la plupart des mammifères et il convient également d'en tenir compte (Tab. 4).

Tableau 4. Dimensions des empreintes de quelques Mammifères d'Algérie. (M : mâle, F : femelle). Source : Chazel et Chazel (2008). Synthèse Boukheroufa (présent travail)

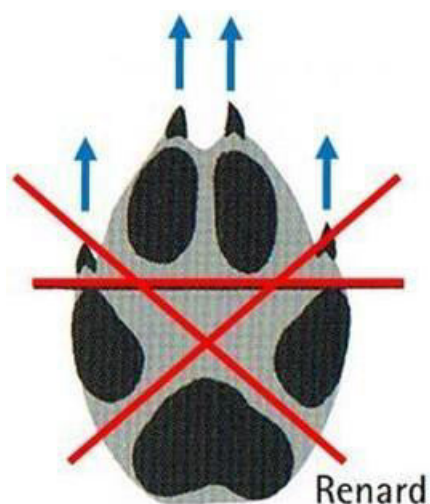
Espèces	Dimensions (mm)			
	Pate antérieure (PA)		Pate postérieure (PP)	
	Longueur	Largeur	Longueur	Largeur
Hérisson d'Algérie (<i>Atelerix algirus</i>)	35 - 40	35 – 40	35 - 40	35 – 40
Porc-épic (<i>Hystrix cristata</i>)	60 - 100	60 – 90	90 - 120	70 - 90
Belette (<i>Mustela nivalis</i>)	10 - 16	10 – 12	25 - 35	15 - 23
Mangouste ichneumon (<i>Herpester ichneumon</i>)	28 - 32	27 – 31	30 - 38	27 - 31
Genette commune (<i>Genetta genetta</i>)	33 - 42	23 – 27	30 - 41	23 - 30
Loup doré d'Afrique (<i>Canis anthus</i>)	65 - 75	60 – 63	58 - 65	50 - 55
Renard roux (<i>Vulpes vulpes</i>)	50 - 63	34 – 54	50 - 65	39 - 51
Lapin de garenne (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	27 - 35	20 – 25	35 - 40	25 - 25
Cerf élaphe (<i>Cervus elaphus</i>)	M : 70 – 120 F : 70 - 110	58 – 75 45 – 52	65 – 110 65 - 105	58 – 75 39 - 55
Loutre d'Europe (<i>Lutra lutra</i>)	52 - 65	55 – 65	69 - 89	58 - 80

QUELQUES CAS PARTICULIERS

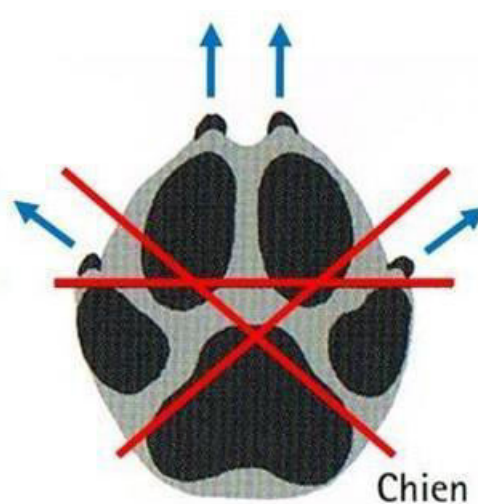
Les empreintes de renard et de chien peuvent se confondre, toutefois on peut les distinguer à partir de certaines caractéristiques (voir tableau 5 et figure 13 suivants):

Tableau 5. Différences entre les empreintes de renard et de chien

Renard	Chien
Griffes fines et pointues	Griffes grosses et arrondies
On peut tracer des lignes qui ne coupent pas les pelotes	Pas réalisable
Empreinte de forme plutôt ovale	Empreinte plutôt ronde
Griffes dirigées vers l'avant	Griffes plutôt dirigées en étoile



Renard



Chien

Figure 13. source : Bang et Dahlström (2011). Modifié par Boukheroufa
Renard (© : Poules et Cie) Chien (© : pixabay)

Autre exemple, on peut distinguer l'empreinte du Sanglier de celle du Cerf, entre autre, par la présence de grandes éponges plus ou moins marquées. (**Fig. 14**):

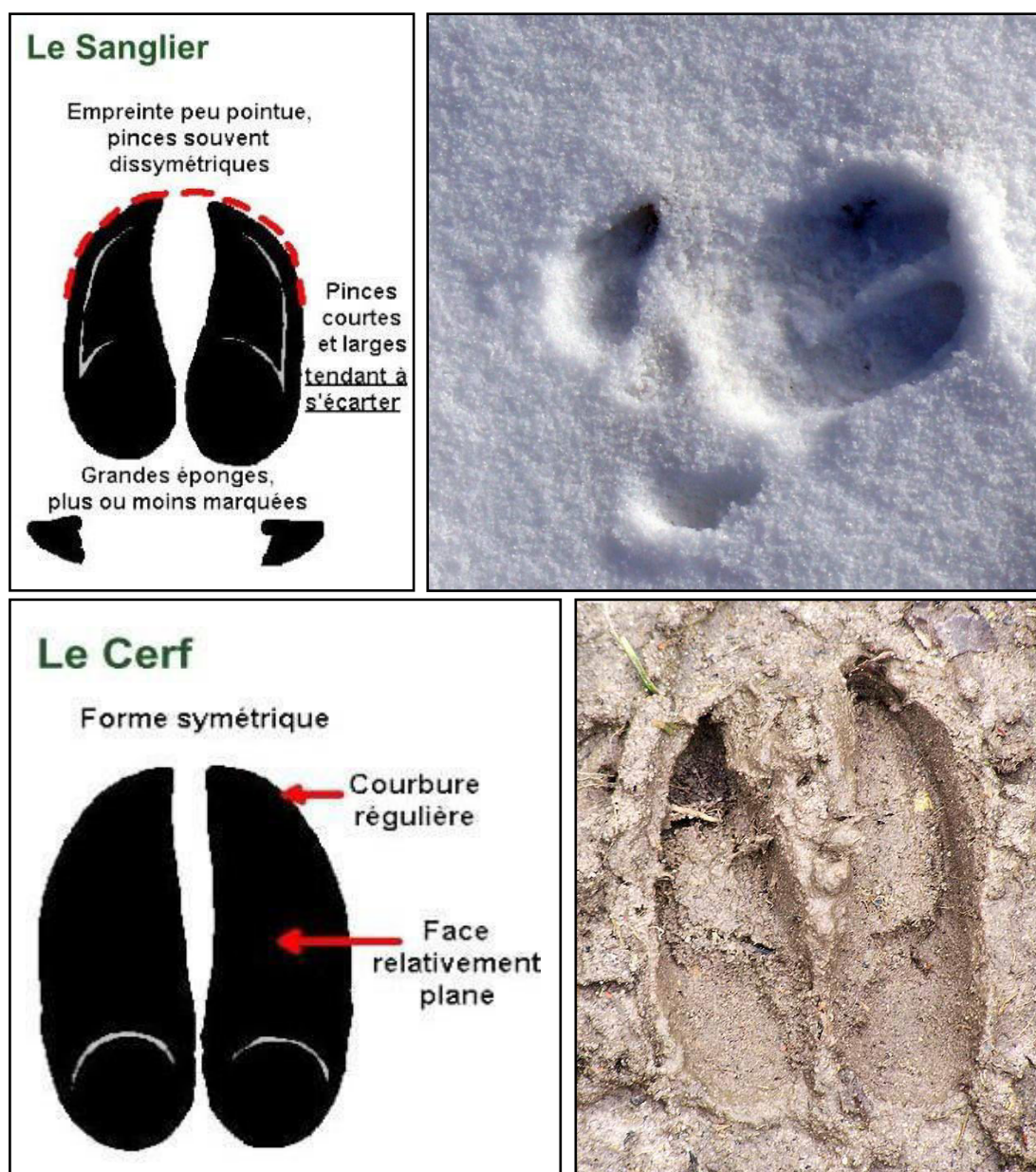


Figure 14. Le Cerf (© : François Ribeau) Sanglier (© : Visoflora)

2.1.2.1.2. Laissées, crottes et fèces

Pour distinguer les crottes entre elles, plusieurs critères peuvent être pris en considération ; la taille, l'odeur, les caractéristiques morphométriques et le lieu de dépôt des crottes (**Macdonald, 1980 ; Bang et Dahlström, 1991**). la Genette commune (*Genetta genetta*), par exemple, se distingue facilement des autres prédateurs par des crottes d'un diamètre moyen de 13.1 ± 1.5 mm, et d'une longueur moyenne de 138.6 ± 23.4 mm, le plus souvent déposées sur des sites de défécation privilégiés en hauteur, ce sont des escarpements rocheux appelés crottiers (**Roeder, 1980 ; Lozé, 1984 ; Livet et Roeder, 1987**). (**Fig.15**). D'autres mammifères, tels que le Loup doré d'Afrique et le Chacal déposent leurs crottes à ras le sol, plutôt en bordure de chemins (**Fig. 16**).



Figure 15. crottes de Genette commune (*Genetta genetta*) sur un rochet (le crottier).
© Boukheroufa



Figure 16. Crotte du Loup doré d'Afrique (*Canis anthus*). © Boukheroufa

La confusion entre les crottes du loup et celles du renard par exemple n'est pas fréquente puisque les excréments de ce dernier sont plus petits, contiennent rarement des fragments d'os, composés essentiellement par des restes de petits mammifères et des résidus de fruits et contiennent souvent des fragments d'insectes (**Ansorge, 2015**).

Pour commencer, il faut tout d'abord photographier ces indices et en prendre la mesure (paramètre indispensable pour pouvoir déterminer l'espèce). Pour cela, il faut mettre à côté de la crotte, une règle, une page de votre carnet à petits carreaux (5 x 5 mm) ou un objet quelconque afin de mieux apprécier les dimensions (**Tab. 6 ; Fig. 17**) La collecte des fèces est une opération très délicate. En effet, les crottes sont une source de contamination par les germes pathogènes (échinococcose, rage...), il est donc impératif de n'avoir aucun contact direct avec la crotte. C'est pourquoi elle doit être introduite dans un sachet hermétique à l'aide de deux baguettes en bois, prélevés sur place et abandonnées par la suite.

Tableau 6. Dimensions des laissées (crottes, fèces, épreintes) de quelques Mammifères d'Algérie. Source : Chazel et Chazel (2008). Synthèse Boukheroufa (présent travail)

Espèces	Dimensions (mm)	
	Longueur	Diamètre
Porc-épic (<i>Hystrix cristata</i>)	21 - 29	10 – 15
Belette (<i>Mustela nivalis</i>)	25 - 50	2 - 3
Mangouste ichneumon (<i>Herpestes ichneumon</i>)	45 - 80	8 - 12
Genette commune (<i>Genetta genetta</i>)	100 - 250	15 – 20
Loup doré d'Afrique (<i>Canis anthus</i>)	60 - 120	15 - 25
Renard roux (<i>Vulpes vulpes</i>)	48 - 80	13 – 22
Lapin de garenne (<i>Oryctolagus cuniculus</i>)	0,6 - 12	0,6 - 12
Cerf élaphe (<i>Cervus elaphus</i>)	18 - 25	12 - 20
Loutre (<i>Lutra lutra</i>)	≈ 40 – 60	≈ 30 – 60



Figure17. Quelques crottes de mammifères. © Chazel et Chazel (2008)

2.1.2.2. Pièges à poils

Autre technique utilisée pour la récolte des poils des moyens et grands Mammifères consiste à installer des dispositifs très simples sur leur zones de passage, comme des fils barbelés ou des bouts de moquette fixés sur un support à hauteur des animaux (**fig. 18**).



Figure 18. Pièges à poils pour moyens et grands Mammifères

2.2. Pour les Micromammifères

2.2.1. Micromammifères terrestres

2.2.1.1. Méthode directe (Capture)

Pour les organismes de petite taille et assez similaires morphologiquement, la capture est un dispositif qui permet de manipuler et de décrire avec précision chaque individu. La capture se fait en utilisant différents types de pièges qui doivent être choisis en fonction des espèces étudiées et des objectifs de recherche.

Certains pièges tuent l'animal au moment de la capture (pièges dits vulnérants : tapettes, pièges à pinces ou à mâchoires, pièges à glue...), tandis que d'autres le capture sans provoquer de dommages corporels (pièges dits non vulnérants : nasses grillagées à bascule ou à détente, pièges à parois pleines à bascule avec ou sans boîte-dortoir associée...). En outre, on peut utiliser d'autres types de pièges destinés au départ pour d'autres classes d'animaux mais qui s'avèrent efficaces pour la capture des Micromammifères tels que :

- les pièges fosses ou pièges Barber, destiné à la base aux insectes rampants (scarabées...), qui donnent d'excellents résultats notamment pour la capture des musaraignes. **(Fig.19)**
- les filets japonais (ou filets ornithologiques), destinés à la capture des oiseaux et qui sont beaucoup utilisés pour la capture des Chiroptères **(Fig.20)**.

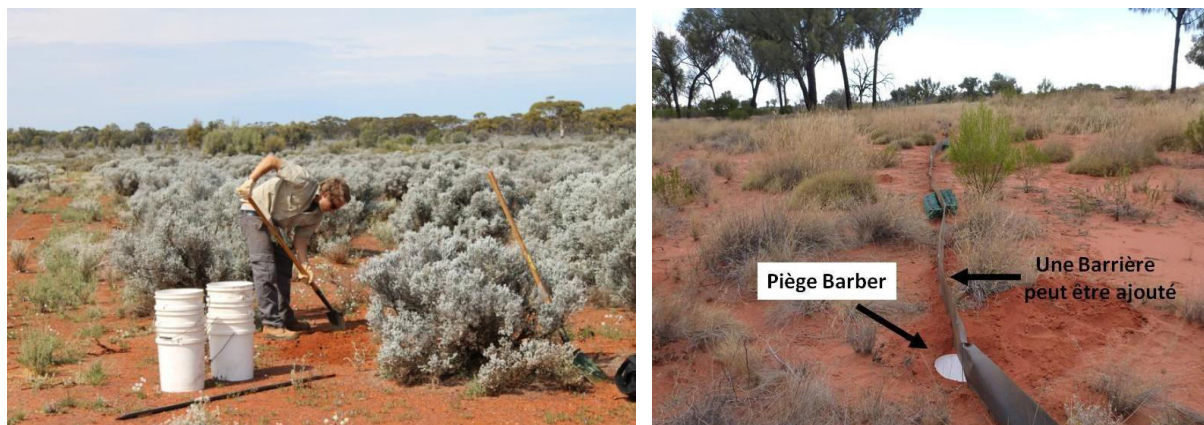


Figure 19. Piège fosse pour la capture des musaraignes

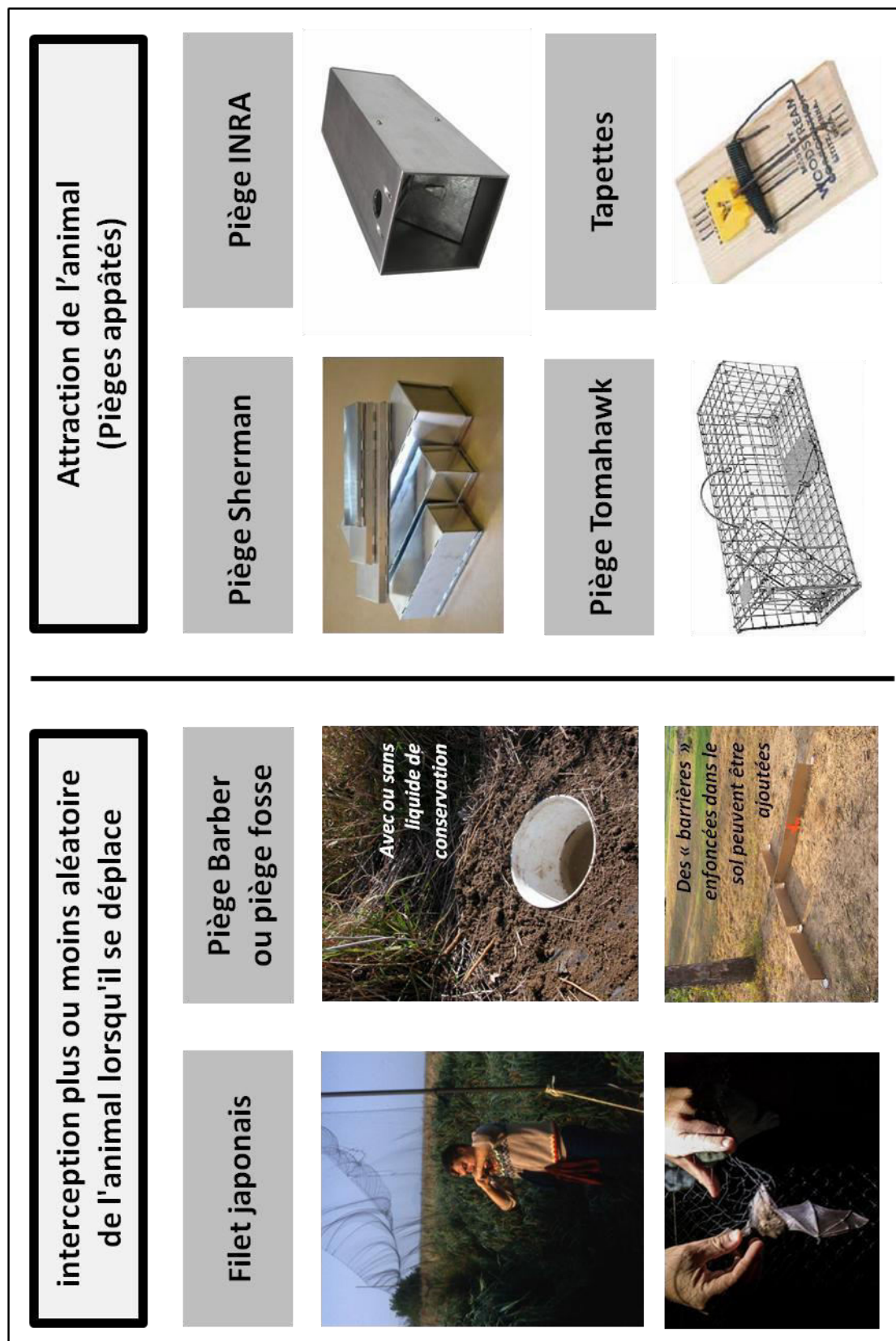


Figure 20. Quelques pièges pour Micromammifères

Ces pièges peuvent être donc très différents :

Selon l'espèce, on doit adapter :

- L'appât (ex fruit, graine, viande, poisson etc...). (**Fig. 21**)
- Le type de piège (en bois, en métal, en grillage etc...)
- La taille du piège qui soit la plus adaptée à la taille de l'animal (**Fig. 22**)

Selon les besoins de l'étude;

- Si l'on souhaite avoir l'animal vivant (ex utilisation des pièges Sherman)
- Faire des prélèvements d'organes (ex utilisation des tapettes)
- Capture d'un seul individu à la fois (ex : pièges Sherman)
- Capture de plusieurs animaux simultanément (ex : pièges Tomahawk)



Figure 21. Pièges appâtés. Ici, avec du beurre de cacahuètes

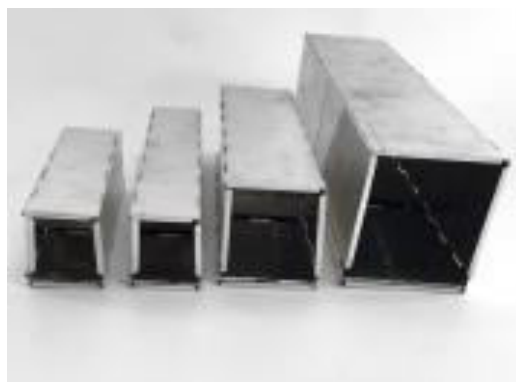


Figure 22. Pièges Sherman de différents formats

dans leur étude sur l'Inventaire des petits vertébrés terrestres de quelques localités du Nord Algérien, Amrouche-Larabi *et al.*, (2015) ont utilisé deux types de pièges : les pièges Sherman et les pots enterrés (pièges fosse ou Barber). Les pièges Sherman ont été appâtés avec de la farine, de l'huile d'olive, des sardines et des figues sèches. Les appâts étaient vérifiés tous les matins et remplacés de façon systématique au moins tous les 3 jours. Les pots Barber, étant des pièges à interception, ils ne nécessitaient pas d'appât. Pour chaque session de piégeage, cette équipe a utilisé 30 pièges Sherman et 20 pots Barber disposés en ligne (ligne transect) de 100 à 150 m avec un espace entre chaque piège d'environ 5 m. Les pièges Sherman sont restés en place 6 nuits chaque mois pour la localité de Boukhalifa et 12 nuits consécutives lors de chaque session de piégeage pour les autres localités. (voir : la partie « estimation de la densité et indices d'abondance » page 56). Ces méthodes de piégeage ont permis de capturer 328 micromammifères terrestres appartenant à 11 espèces différentes (rats, hérissons, musaraignes, souris..etc).

Même si elle est parfois dommageable pour les espèces, la capture des Micromammifères terrestres est indispensable pour effectuer des mensurations approfondies, nécessaires à l'identification des espèces de morphologie assez semblable. De plus, Ces mensurations donnent un ordre de grandeur de la taille des animaux que les planches des guides ont tendance à homogénéiser.

Les mensurations sont délicates à effectuer, il est donc nécessaire d'adopter toujours la même méthode et le même choix (pinceau caudal ou non, ongles ou non..), pour palier aux variations souvent enregistrées. Les mensurations des individus d'une espèce peuvent être très variables d'une population à l'autre. Des fourchettes sont donc plus réalistes. Le dimorphisme sexuel est généralement peu marqué chez les Mammifères ; mais dans le cas de différence de taille manifeste, les mensurations des deux sexes sont données séparément.

Dans l'absolu, les mensurations effectuées en général sont :

- **TC** : longueur tête + corps, prise du bout du museau à la base de la queue
- **Q** : longueur de la queue, prise de la base à l'extrémité du pinceau de poils terminal.
- **Pp** : longueur du pied postérieur, prise du talon au bout des ongles.
- **Or** : longueur de l'oreille, depuis l'orifice auditif jusqu'à l'extrémité du pavillon
- **Cil** : longueur condylo-incisive pour certaines espèces telles que les Crocidures).
- **P** : poids.
- **Hc** : hauteur coronoïde (pour les musaraignes)
- **RoM** : largeur du rostre au niveau de la M¹
- **Rms** : longueur de la rangée molaire supérieure (pour certains Rongeurs)

Il est à noter que la manipulation des Micromammifères doit se faire avec précaution en évitant de se faire mordre. Beaucoup d'entre eux peuvent être porteurs de zoonoses (rage, virus d'Ebola etc...) qu'ils peuvent transmettre à l'homme par morsure ou par contacts de fluides biologiques (**Fig. 23**).

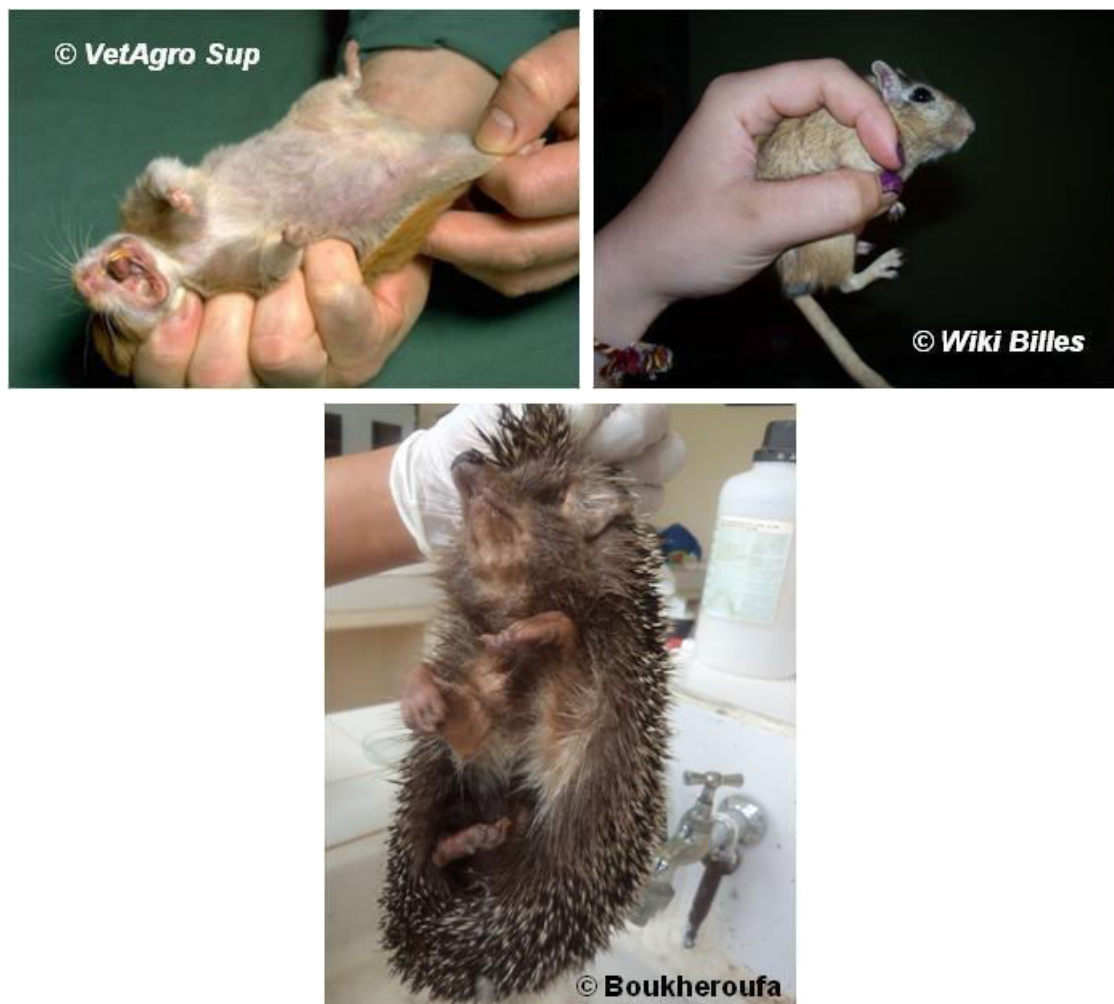


Figure 23. En haut : Manipulation de Rongeurs. En bas : Manipulation d'un insectivore (Hérisson d'Algérie)

2.2.1.2. Méthode indirecte (Identification à partir du régime alimentaire des prédateurs)

Les Micromammifères jouent un rôle de premier plan dans l'écologie de plusieurs espèces. Étant à la base de la chaîne alimentaire, ils sont souvent considérés comme le garde-manger de nombreux Mammifères carnivores ou d'oiseaux de proie. L'analyse du régime alimentaire des prédateurs, à travers, leurs laissées (pelotes de réjection d'oiseaux et crottes de Mammifères (Fig 23), permet non seulement d'identifier les Micromammifères, de les quantifier mais également d'analyser leur distribution spatio-temporelle (**Lasnier, 1995**).

La technique de collecte et d'analyse des laissées a pour avantage de ne pas modifier la structure du peuplement de prédateurs, contrairement à celle de la collecte des tubes digestifs par exemple, qui impose des prélèvements dommageables pour la faune. Elle permet également l'identification des Micromammifères consommés par l'utilisation d'un protocole simple, de bonnes clefs de caractérisation taxonomique, et d'un matériel de laboratoire approprié.

En Algérie, de nombreux auteurs ont décrit le régime alimentaire de plusieurs espèces prédatrices via l'utilisation de la méthode coprométrique. Citons par exemple celles réalisées sur le régime alimentaire de la Genette commune (*Genetta genetta*) : **Desmet et al., (1988)**, **Delibes et al., (1989)**, **Hamdine (1991)**, **Hamdine et al., (1993)**, **Mansour et al., (2005)** et **Boukheroufa et al., (2009)**.

A- Prélèvement et conservation des laissées

Outre les crottes de mammifères, les pelotes de réjection des rapaces tels que la Chouette chevêche et la Chouette effraie, constituent également un excellent matériel de base pour l'identification des micromammifères. Les Rapaces déposent leurs pelotes généralement au pied des vieux bâtiments, des arbres creux, dans les vergers et les granges, dans les greniers, sous les préaux ou les falaises.



Figure 24 : pelotes de rejection d'une Chouette effraie prélevées du grenier de la station biologique d'El Mellah dans le Parc National d'El Kala.
© Boukheroufa M

Comme décrit précédemment, La collecte des fèces est une opération très délicate, qui doit se faire avec grande minutie pour éviter tout risque de contamination par les germes pathogènes (échinococcose, rage...). Il est donc indispensable d'insister sur le fait qu'il ne doit y avoir aucun contact direct avec la crotte et d'utiliser un matériel d'appoint trouvé sur terrain pour récolter les crottes (baguettes en bois prélevées sur place puis jetées), et les introduire chacune dans des sacs hermétiques (sacs zip de préférence).

Les laissées prélevées sur le terrain doivent subir un processus de stérilisation pour éliminer les germes pathogènes susceptibles d'y être présents. Cette étape peut se faire de deux manières : soit mises dans l'alcool à 70° durant 48 heures (**Hamdine et al, 1993**) ou dans une étuve à 80° C durant 24 heures (**Boukheroufa et al., 2009**) afin d'éliminer les germes.

B- Traitement et décortilage des laissées

Le décortilage des laissées reste une opération délicate du fait que les restes de proies sont très fragmentés, particulièrement les débris osseux où la dentition se trouve, la plupart du temps, isolée et sans lien avec la mandibule. A cet effet, la technique la plus adéquate reste celle du décortilage par voie humide. Le principe de cette technique est basé sur la séparation des éléments contenues dans une crotte immergée dans de l'eau. Cette technique comprend quatre étapes (**Fig. 25**):

1^{ère} étape : macération de la crotte dans un flacon pendant 48 heures, cette opération permet de ramollir la crotte.

2^{ème} étape : dilacération de la crotte à l'aide d'une pince et d'une aiguille lancéolée.

3^{ème} étape : Les crottes sont lavées à l'eau chaude et au détergent au dessus d'un tamis de maille de 0.25 mm de diamètre afin de les dégraisser et de les débarrasser des impuretés, puis séchées pendant 24 à 36 heures à une température de 50°C.

4^{ème} étape : séparation des poils et des ossements des Micromammifères des autres constituants (plumes, débris d'invertébrés, végétaux...)

RÉCOLTE DES FÈCES

Récolte des fèces avec le maximum de précaution et les mettre directement dans des flacons stérilisables (type Nalgène de chez OSI)

**STÉRILISATION**

Stériliser pendant 24h à une température de 80°C

**TREMPAGE**

Dilacérer grossièrement, recouvrir d'eau et laisser tremper pendant 24 à 48 heures.

**LAVAGE**

laver soigneusement à l'eau Courante avec un tamis de Maille = 0.5 mm

**SÉCHAGE**

Entre 24 et 72 heures, suivant le Volume du fèces, à une température de 50 à 60°C

TRI

Séparer les poil et les ossements des autre éléments.

IDENTIFICATION DES MAMMIFÈRES

- Biométrie crânienne
- Empreinte et coupe transversale des poils
- Analyse génétique



Figure 25. Protocole du traitement et du décortilage des fèces des carnivores (inspiré de celui de Quéré, 1993). © Boukheroufa M

C- Identification taxonomique des Micromammifères

L'identification taxonomique des Micromammifères trouvés dans les laissées, repose sur l'examen de la biométrie crânienne, la coupe transversale et l'empreinte des poils récupérés (Saint – Girons et Petter, 1965).

- A partir de biométrie crânienne

Les restes osseux sont triés et soigneusement examinés afin de caractériser les différentes espèces de Micromammifères et de les dénombrer. On peut distinguer :

* Les Rongeurs

Se distingue des autres Micromammifères par une dentition incomplète, Ils ne possèdent que deux incisives de forte taille à chaque mâchoire. (Fig. 26 et 27).

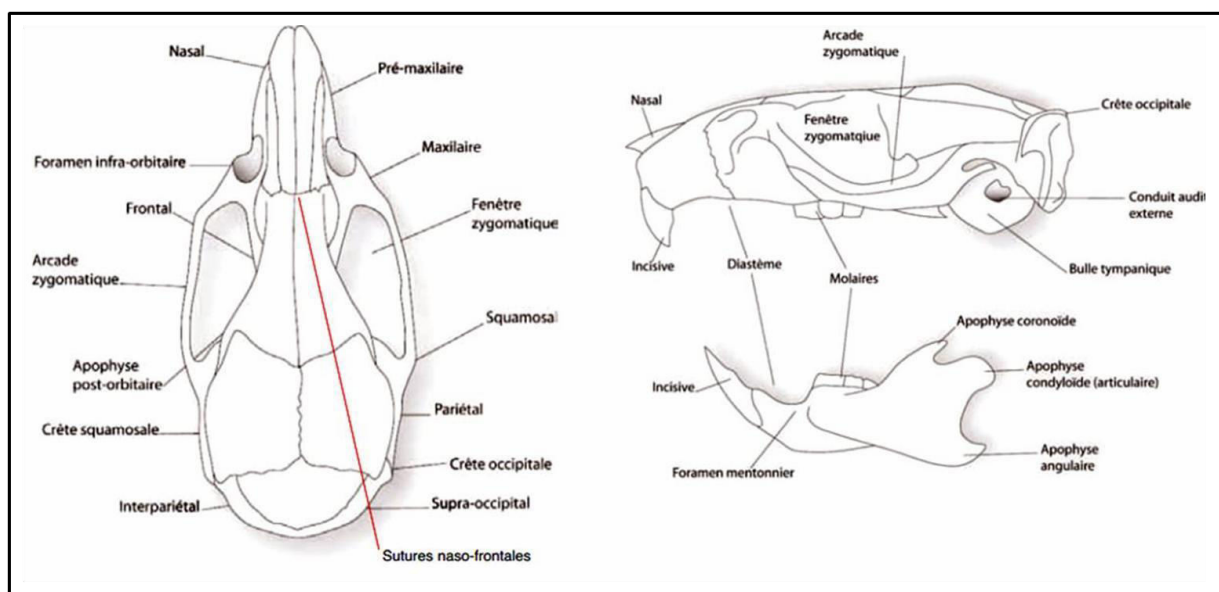


Figure 26 : Morphologie d'un crâne type d'un rongeur (Vue de profil et de dessus) (Couzi, 2011).

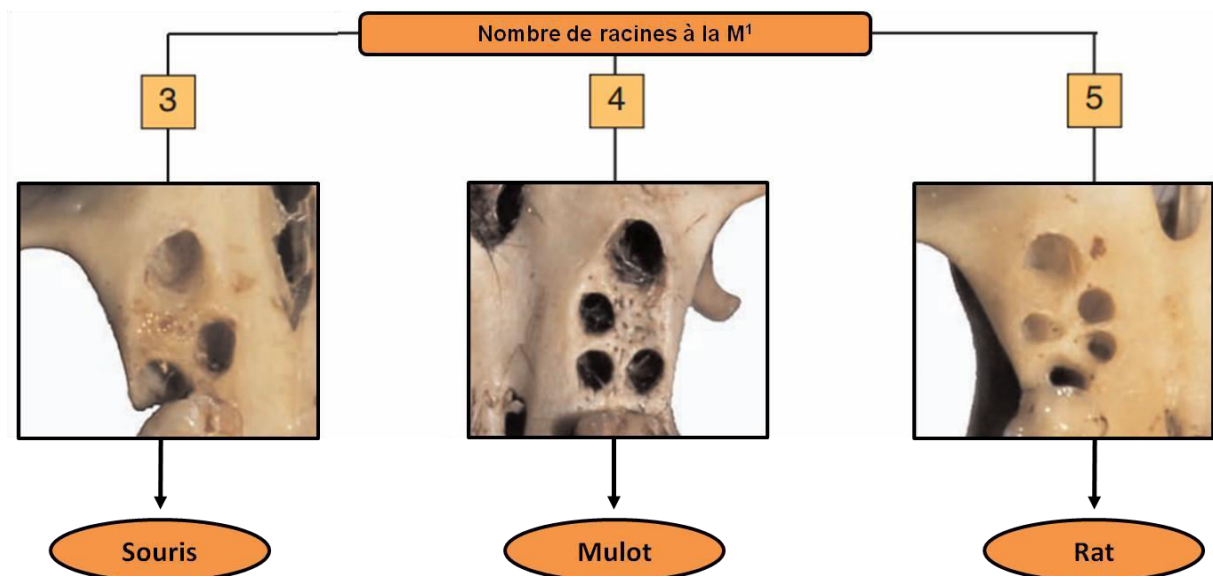


Figure 27 : Identification du Genre des Rongeurs sous la loupe à partir, par exemple, du nombre de racines de la Molaire n°1 (M¹). Après avoir retirée la dent. (Couzi, 2011)

* Les insectivores

Sont caractérisés par un crâne de forme allongé et une dentition complète (**Fig.28**). La distinction entre les différentes espèces s'effectue en fonction du nombre de dents et de la taille des prémolaires. A titre d'exemple, le genre *Crocidura* se détermine par les trois dents à une pointe (unicuspides) ou des prémolaires qui sont de tailles différentes. La P1 est plus grande (P1 étant la première prémoilaire), alors que la P2 et P3 sont de taille égale (**Poitevin et al., 1986**). Les unicuspidés suivent la première incisive en forme de crochet.

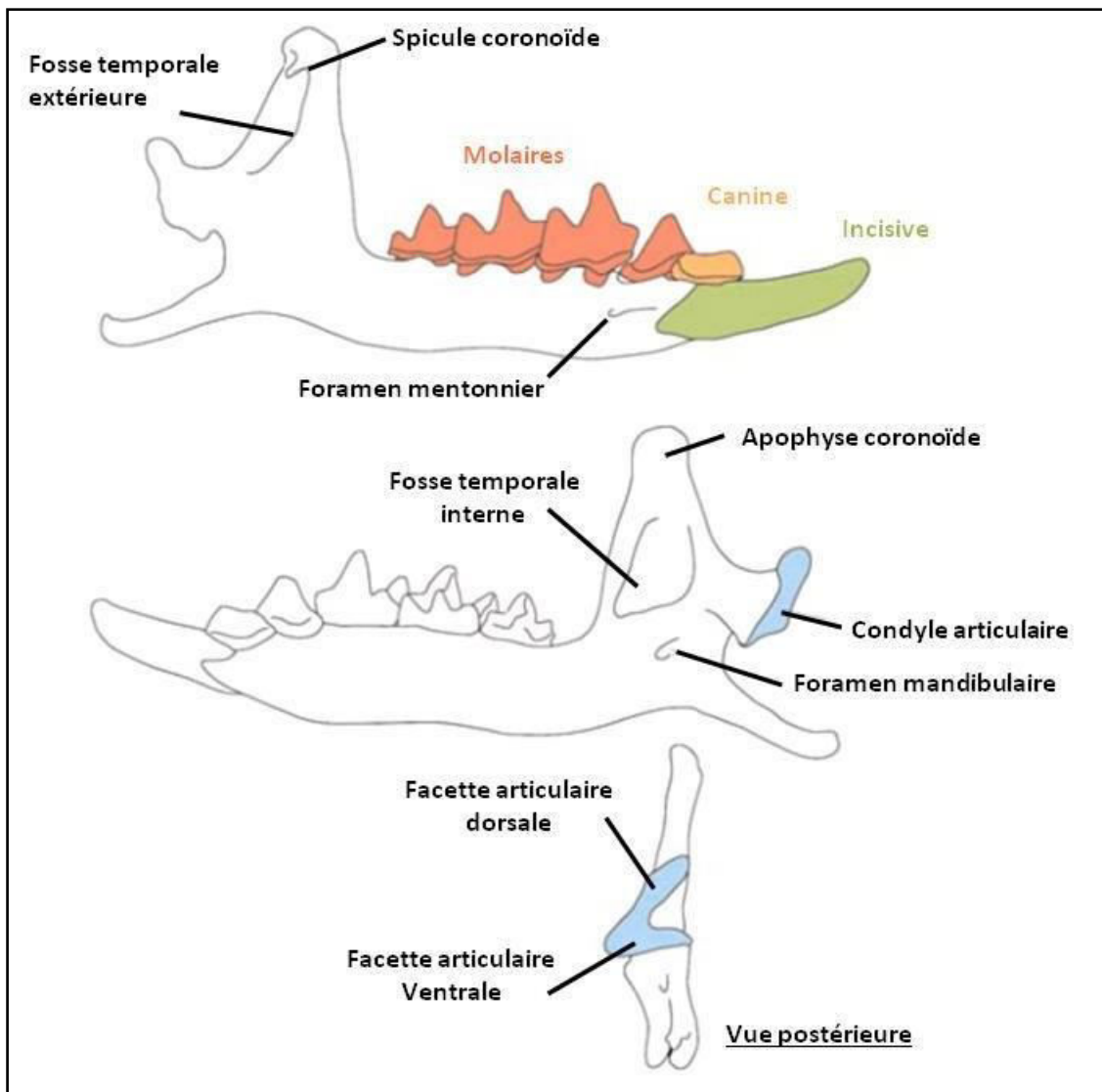


Figure 28. Mandibule type d'un insectivore (*Crocidura*, *Musaraigne*). Dentition inférieure. (Couzi, 2011).

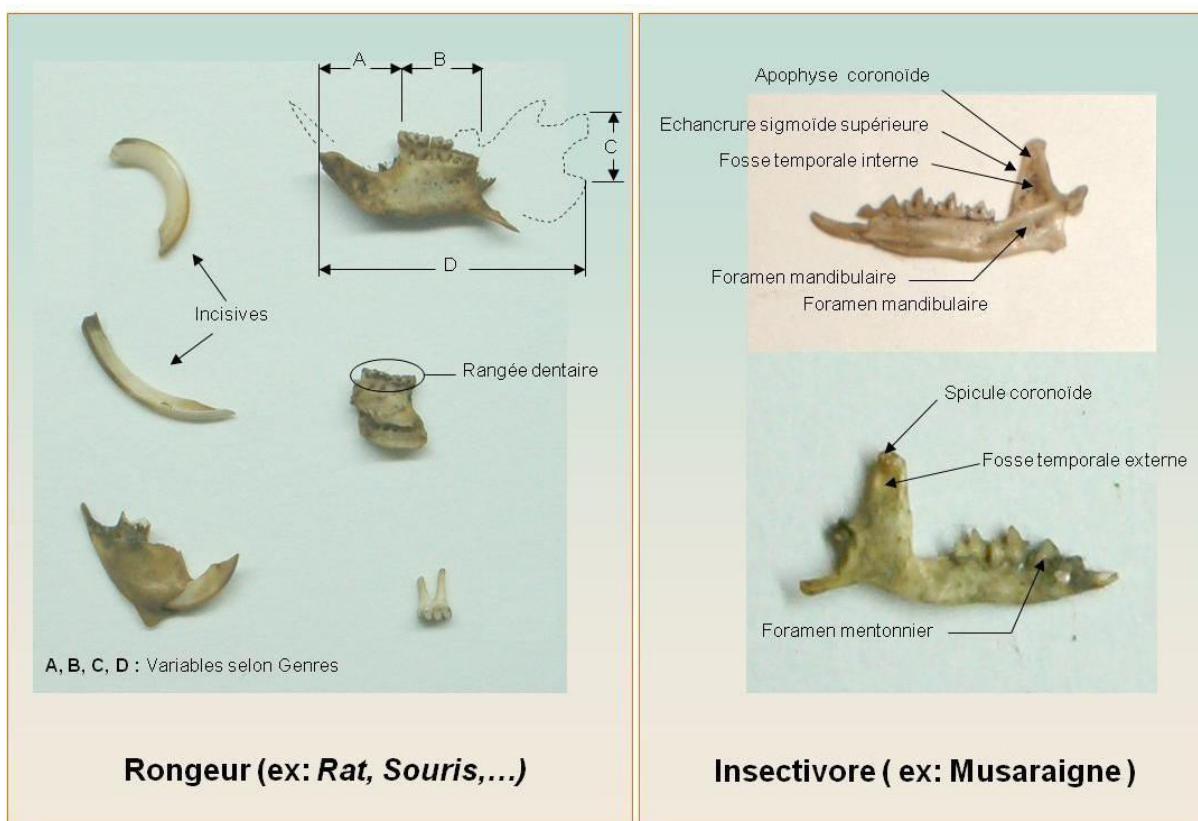


Figure 29. Ossements de Micromammifères consommés par la genette commune (*Genetta genetta*). Boukheroufa et al., (2009)



Figure 30. fragments de crânes de Rongeurs consommés par la Chouette effraie (*Tyto alba*). © Boukheroufa 2013

- A partir de la coupe transversale des poils

L'identification des Micromammifères proies, peut également se faire à partir de la coupe transversale des poils contenus dans les fèces et les pelotes de réjection (**fig.31**).



Figure 30. Les différentes formes de poils observées au microscope (in Damange, 1999).

Pour obtenir ces coupes transversales, il y a lieu d'appliquer une technique qui se rapproche à la technique histologique conventionnelle. Elle consiste d'abord à engager chaque échantillon de poil dans une gaine plastique semi – rigide de diamètre intérieur de 0.76 mm et de 1.22 mm à l'extérieur. Ces gaines subissent ensuite un protocole d'histologie : fixation, déshydratation, imprégnation à la paraffine, coupes des blocs et réhydratation. Les coupes sont montées entre lame et lamelle dans une goutte de Baume du Canada. L'épaisseur des coupes doit être 40 à 60 μ . L'observation au microscope permet de montrer des sections transversales nettes dont les caractéristiques sont utilisées pour identifier les genres taxonomiques de micromammifères. (**Fig. 32**)

La même étude menée par **Boukheroufa et al., (2009)** a fait ressortir, à partir de la coupe transversale des poils de Micromammifères, 4 Genres taxonomiques, à savoir :

- **Rattus** : Les coupes de poils sont facilement reconnaissables par une structure transversale monoconcave
- **Mus** : Une structure transversale monoconcave mais à bords pointus ;
- **Apodemus** : La structure transversale est triconcave ;
- **Crocidura** : La structure transversale est carrée

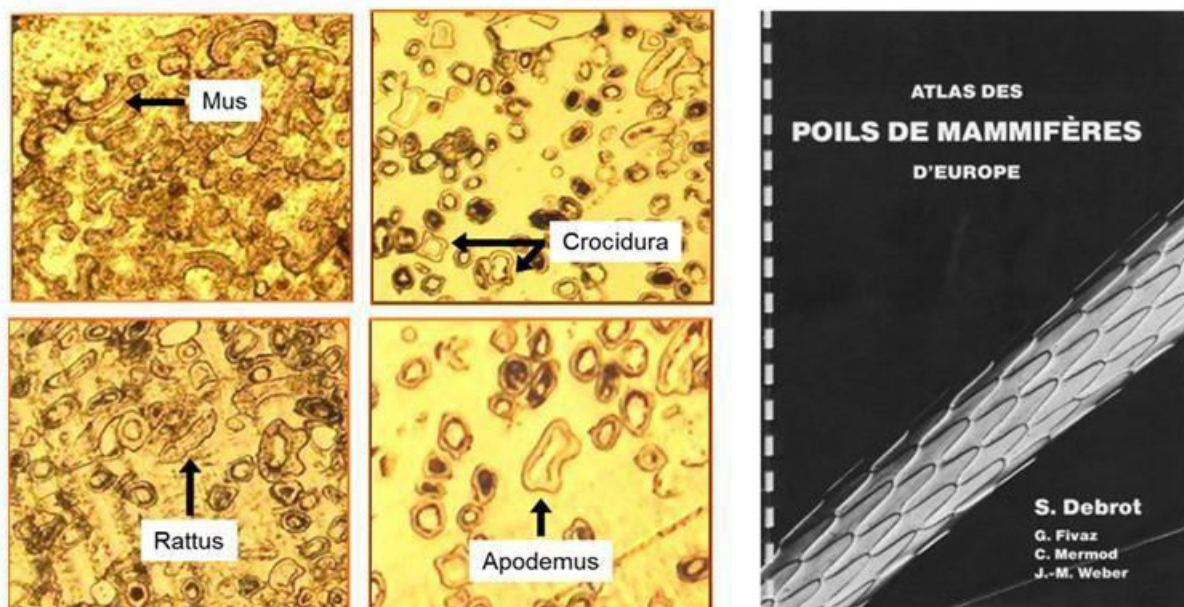
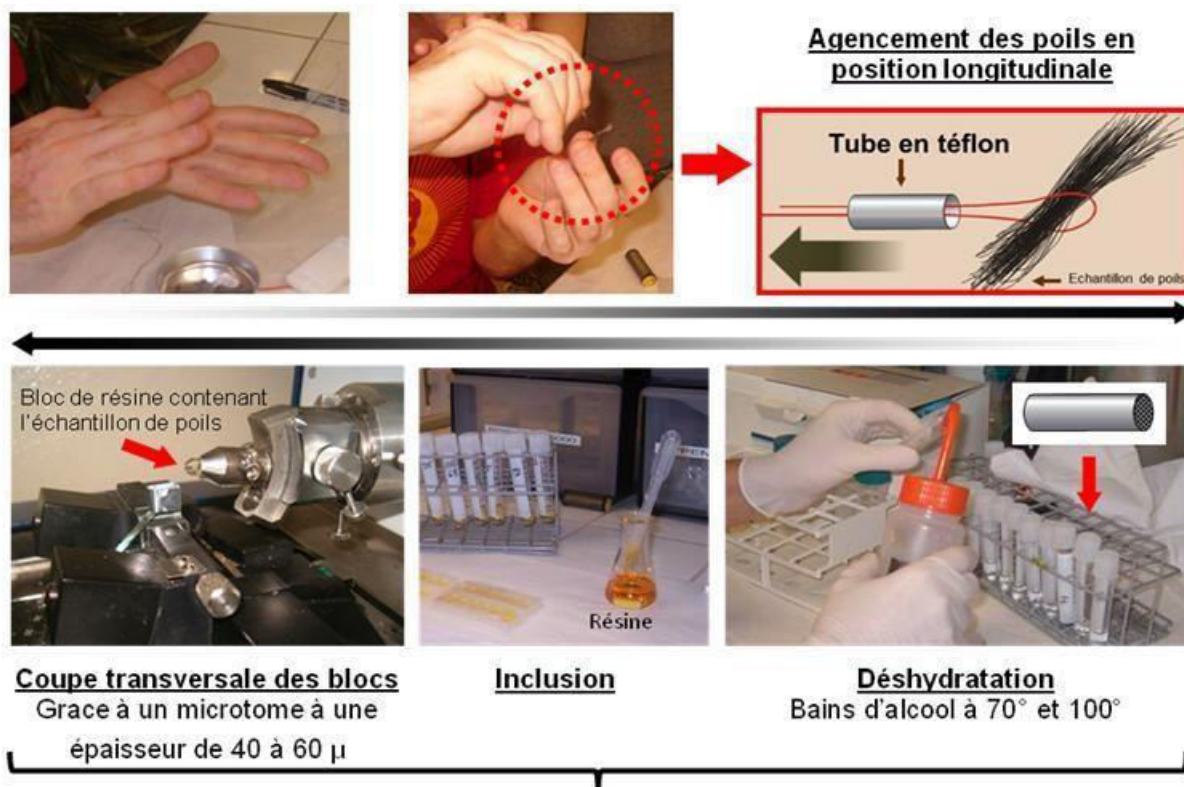


Figure 32. Protocole d'analyse de poils de Micromammifères trouvés dans les fèces de la Genette commune. Résultat : Différentes formes de poils (coupe transversale / sous microscope) de 4 Genres de Micromammifères. (Boukheroufa et al., 2009)

- A partir de l'empreinte des poils sur gel

Il est possible d'identifier les Micromammifères à partir de l'empreinte laissée par un poil sur un milieu adéquat, par exemple : gélatine à 5% (**Day, 1966**), agar, vernis à ongle (**Twigg, 1975**), acétate de polyvinyle (**Brunner & Coman, 1974**), polyester, celloïdine... Quel que soit le support utilisé, la technique reste la même : elle consiste à étaler un film du milieu choisi sur une lame de verre, y déposer les poils et les retirer délicatement lorsque le substrat s'est durci, ou a séché (**Fig. 33**). L'identification taxonomique se fait ensuite sous microscope en utilisant les clés de détermination de **Debrot et al., (1981)**.

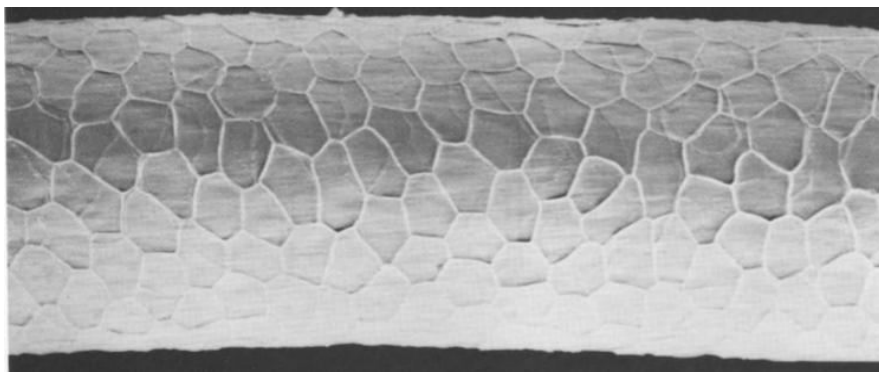


Figure 33. Empreinte sur gel de gélatine à 5% d'un poil de mouflon, au microscope photonique (Debrot et al., 1981)

2.2.2. Micromammifères volants (Chiroptères)

Les chauves-souris appartiennent à la classe des mammifères et en présentent donc toutes les caractéristiques. Elles sont homéothermes, couvertes de poils, vivipares et allaitent leurs petits. Elles possèdent une denture et une articulation de la mâchoire semblables à celles des autres mammifères. Mais les chauves-souris présentent quelques adaptations exceptionnelles qui les différencient de tous les autres mammifères (**Dietz et al., 2009**) :

- Un vol actif : grâce à leurs doigts qui sont inclus dans le patagium (membrane alaire). C'est pour cette raison que l'ordre des chauves-souris s'appelle Chiroptera, ce qui indique qu'elles « volent avec leurs mains ».
- L'écholocation ultrasonore, qui les a affranchis de la vue, donc de la lumière du jour, et leur a permis de chasser en pleine nuit en s'orientant uniquement grâce aux échos de leurs cris.
- Une multiplicité de niches écologiques

Toutes ces particularités font qu'il existe de nombreuses méthodes pour l'étude des chiroptères. En règle générale, pour mener efficacement des prospections sur le terrain, il est absolument nécessaire de tenir compte des cycles biologiques des espèces. La Figure 34 illustre de manière simplifiée le cycle biologique annuel des chauves-souris.

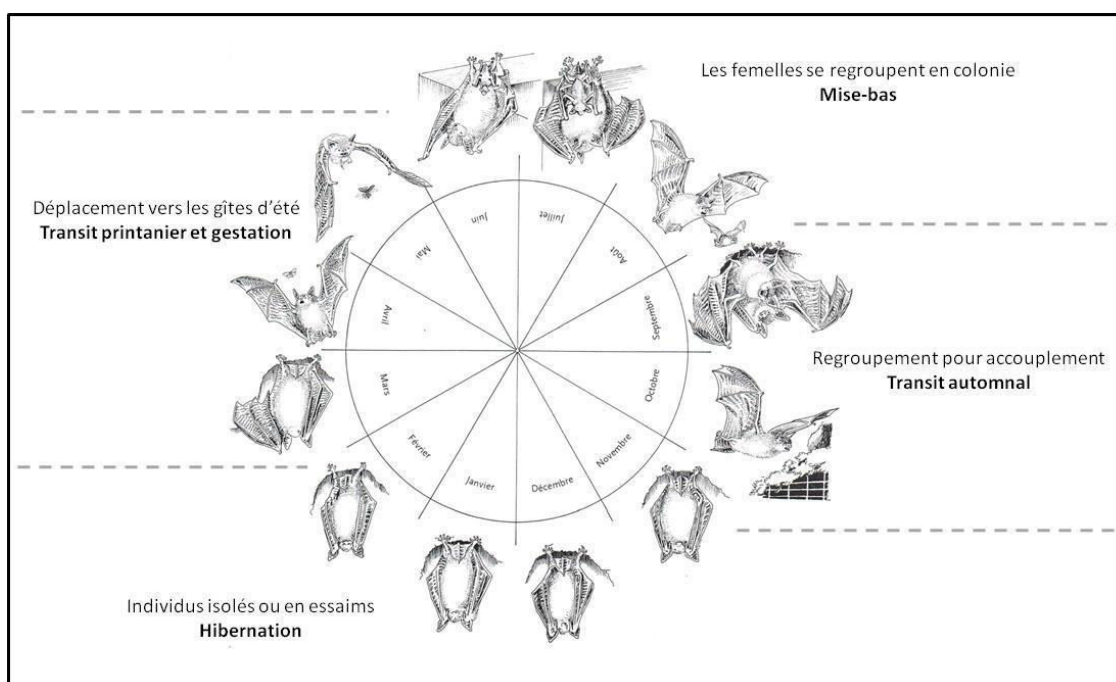


Figure 34. Cycle biologique annuel, simplifié, des Chiroptères.
D'après : *Braun et Weick, (1994). Modifié par Boukheroufa (présent travail).*

En fonction du cycle biologique des espèces, 3 types de méthodes d'inventaire pour les peuvent être envisagés.

2.2.2.1. Capture

Pour capturer les Chiroptères, on utilise le plus souvent des filets japonais (**Tuttle, 1974; Kunz et Kurta, 1988**). Ces filets sont généralement installés au niveau des milieux de chasse des Chiroptères. Sur le terrain, les filets peuvent être utilisés pendant toute la nuit, mais sont néanmoins plus efficaces lors des premières heures après la tombée de la nuit, jusqu'à environ 1h du matin (**Mitchell-Jones & McLeish, 2004**).

Il est recommandé de ne pas utiliser cette technique pendant la période s'étalant de fin mai à la mi juillet où les femelles peuvent être gestantes, allaitantes voire même en train de porter leurs nouveaux nés. De même, il faut éviter de capturer les jeunes qui commencent tout juste à voler. L'objectif principal étant d'identifier l'espèce, pour ce faire, une nuit de capture mensuelle pendant la période août - octobre est suffisante surtout si plusieurs filets sont utilisés par km², soit au total 3 campagnes (**Mitchell-Jones & McLeish, 2004**). L'utilisation des filets doit se faire dans de bonnes conditions climatiques, à savoir lors de nuits sans vent et sans pluie. Une fois les filets installés, une surveillance régulière est indispensable pour éviter que les animaux capturés ne se blessent (**CCPA, 2003**).

Ainsi, ces sessions de capture requièrent un investissement considérable, avec la participation d'observateurs confirmés et l'utilisation d'un matériel bien spécifique.

Une fois les spécimens capturés, il est possible de prendre un certain nombre de mesures nécessaires à l'identification des espèces de Chiroptères (Fig.35).

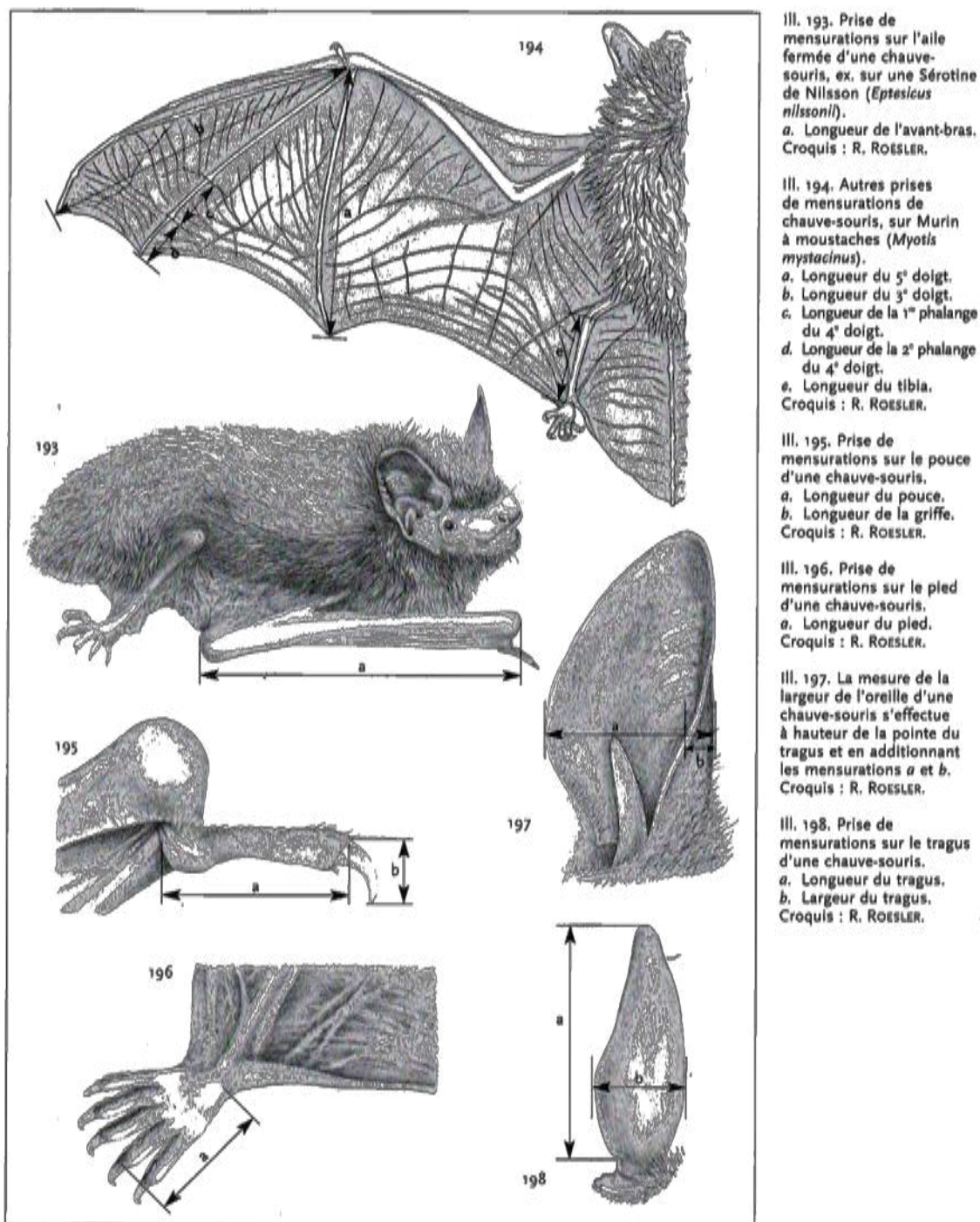


Figure 35. Mensurations et caractères distinctifs des chiroptères. d'après : Dietz et al., (2009). Croquis : R. Roesler.

2.2.2.2. Recherche des gites hivernaux et des gites estivaux

Durant l'hiver et la fin du printemps, les chauves-souris se regroupent pour respectivement hiberner et mettre bas. Les grottes, carrières souterraines, ponts, ruines, arbres creux, mais aussi les habitations telles les greniers ou les caves sont susceptibles de les abriter. On prendra soin de mentionner si les sites échantillonnés constituent des territoires de chasse, des sites d'hivernage, de parturition ou de « swarming ». Ces derniers ont probablement une fonction capitale dans la reproduction (**Kerth et al., 2003**). On peut distinguer :

Les gites hivernaux :

La période de prospection a lieu pendant la phase d'hibernation soit de novembre à février. Toute perturbation a pour effet de faire sortir la chauve-souris de son état de torpeur. Celle-ci se met alors immédiatement à voler et à dépenser une grande quantité d'énergie, ce qui peut s'avérer fatal (**Fenton, 1983**). Afin de ne pas perturber les chauves-souris pendant leur phase d'hibernation, les prospections seront limitées au strict minimum afin de recueillir les données nécessaires. Généralement une seule visite est recommandée entre mi-janvier et mi-février (**Bat Conservation Trust, 2007**)

Les gites estivaux

La période de prospection a lieu pendant la phase de gestation des femelles soit de mai à août. Les prospections devront avoir lieu de jour entre 08h00 au plus tôt et 17h00 au plus tard (pendant les heures de faible activité des chauves-souris), afin de limiter au maximum les perturbations humaines, les visites des différents sites (2 visites par an au plus) devront être effectuées au maximum par 2 personnes.

2.2.2.3. Détection des ultrasons

La plupart des sons émis par les Chiroptères sont inaudibles pour l'oreille humaine d'où la nécessité de les capter pour les analyser à l'aide d'un matériel spécifique. Il existe plusieurs types d'analyse de sons et donc plusieurs types de détecteurs.

Les détecteurs ont été inventés pour permettre l'enregistrement des signaux ultrasonores sur le terrain et sont donc composés d'un microphone extrêmement sensible aux vibrations. Les signaux perçus passent dans un circuit électronique dont le rôle principal est de ramener une gamme de fréquences ultrasonores (de 20 à 200 kHz) dans les limites de l'audible (2 à 20 kHz). L'**hétérodyne**, et l'**expansion de temps** sont les deux techniques de transformation

des signaux ultrasonores les plus couramment utilisées par les biologistes (**Parsons et al., 2000**). Le choix d'une technique va bien sûr varier en fonction du matériel employé sur le terrain et des objectifs de l'étude

A) La détection hétérodyne

Elle se base sur la comparaison du son initial émis par la chauve-souris avec le son interne et modulable de l'appareil. Le signal restitué par le détecteur résulte de la différence de ces deux sons et est donc totalement artificiel. Bien qu'on puisse identifier l'espèce émettrice dans certains cas particuliers, ce type de détecteur ne permet généralement de détecter que la présence de groupe d'espèce (tels que les murins ou Genre *Myotis*).

B) La détection par expansion de temps

Elle consiste à enregistrer les émissions ultrasonores dans une mémoire digitale et à restituer la séquence au ralenti, ce qui la rend audible aux oreilles humaines. Le son peut être analysé de façon fine car la structure, le rythme et l'intensité du signal sont conservés. Bien que le détecteur à expansion de temps soit très coûteux, son utilisation est recommandée car il permet un enregistrement des fréquences de toutes les espèces de Chiroptères et donc une fiabilité des données obtenues.

Le détecteur d'ultrasons le plus couramment utilisé est le modèle **Pettersson** (Pettersson D240X...). Ce détecteur combine les modes hétérodyne et expansion de temps. Les sons expansés peuvent faire l'objet d'analyses sur ordinateur, permettant ainsi d'augmenter les possibilités d'identification. Le logiciel **Batsound** de Pettersson Electronic® est le plus utilisé (**Tanguy et Gourdain, 2011**) (**Fig. 36**).



Figure 36. Détecteur ultrasons de chauves-souris, modèle : PETTERSSON (à gauche) et logiciel Batsound de Pettersson Electronic® (à droite)

Les chiroptères ont fait l'objet de nombreux travaux en Algérie ces 10 dernières années (Ahmim et Moali, 2011, 2013 ; Bendjeddou et al., 2013, 2014a, 2014b ; Farfar *et al.*, 2017). A titre d'exemple, l'utilisation des méthodes précédemment décrites a permis à Farfar et al., (2017) d'identifier 12 espèces appartenant à 04 familles (Rhinolophidae, Miniopteridae, Vespertilionidae, et Molossidae) dans différentes localités du Parc National d'El Kala (**fig.37**)



Figure 37: Les chauves souris identifiées dans le Parc National d'El Kala, par Farfar et al., (2017). A – *Rhinolophus hipposideros*, B – *Rhinolophus ferrumequinum*, C – *Rhinolophus euryale*, D – *Rhinolophus mehelyi*, E – *Miniopterus schreibersii*, F – *Myotis punicus*.

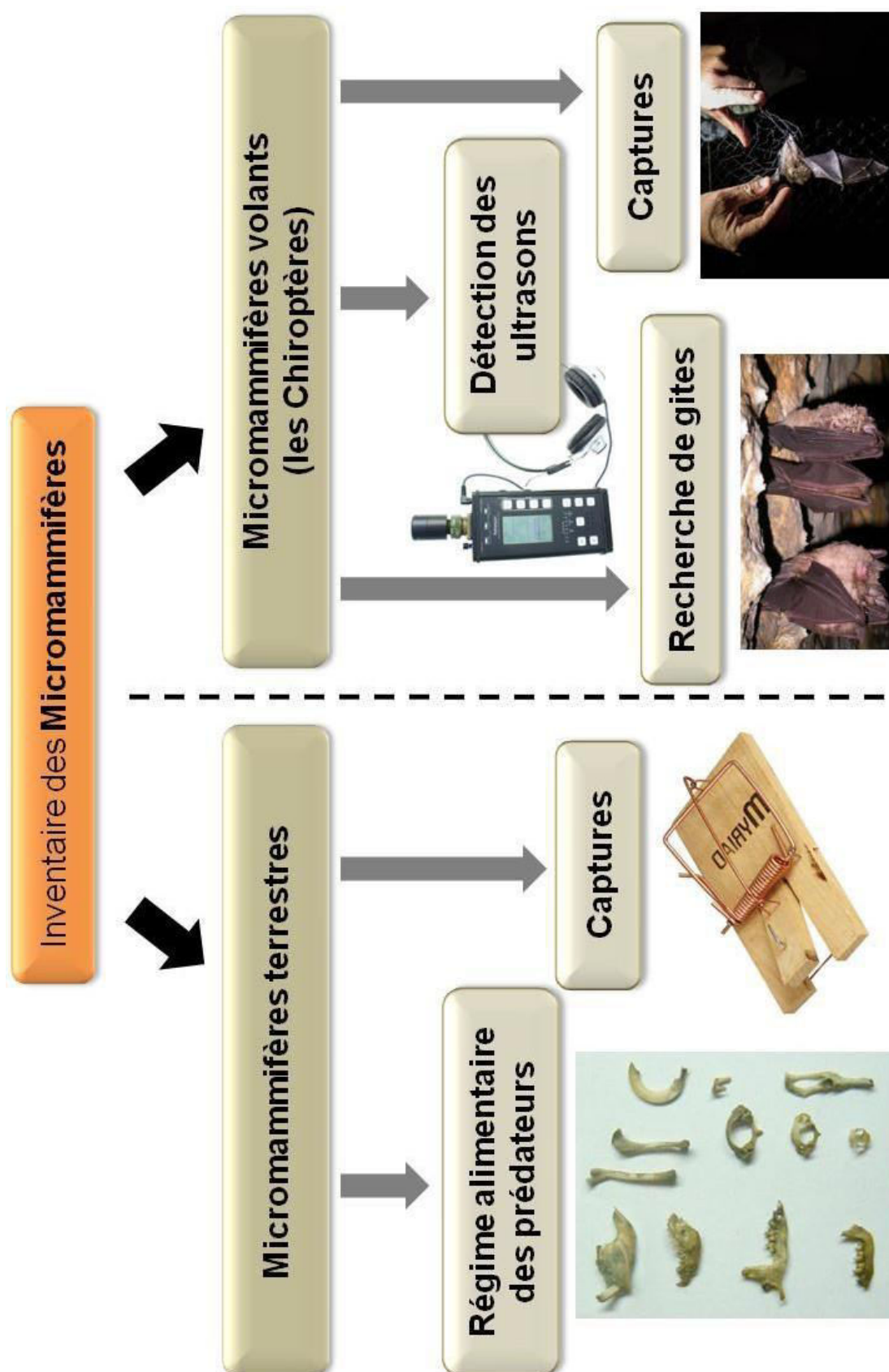
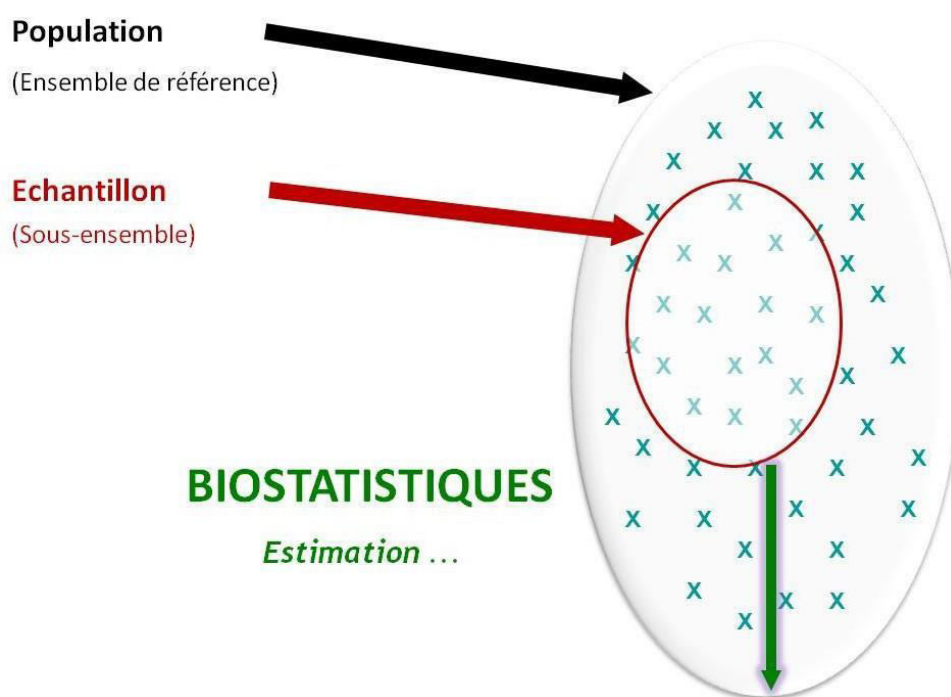


Figure 38 : synthèse des différentes méthodes d'étude de micromammifères terrestres et volants. Conception Boukheroufa

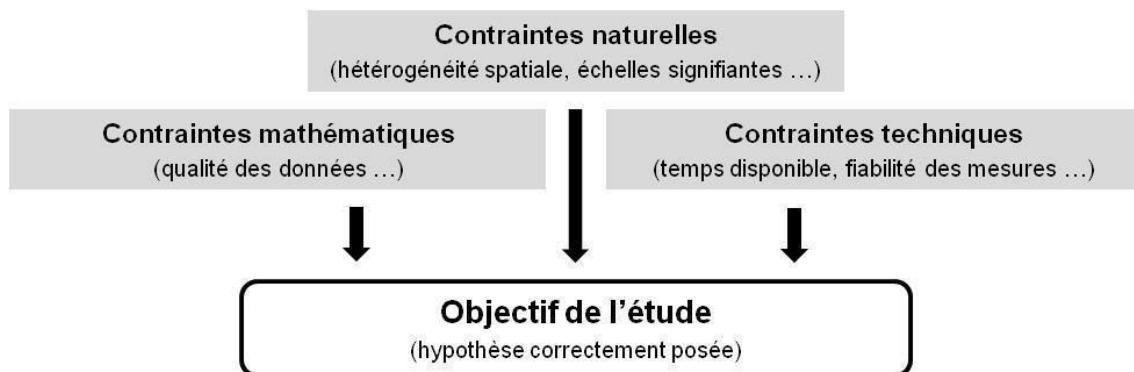
3. Quelques notions indispensables sur la stratégie d'échantillonnage

Quel que soit La méthode utilisée pour étudier la Mammofaune (directe ou indirecte), le premier problème qui se posera toujours est celui de la stratégie d'échantillonnage à adopter, car on a rarement la possibilité d'étudier l'ensemble d'une vaste population à l'échelle d'un continent ou plus modestement d'une région. Il faut donc savoir comment opérer pour caractériser, qualitativement et quantitativement, les espèces qui vivent sur la surface prospectée, de façon à obtenir une image aussi proche que possible de la réalité.

L'échantillonnage est la procédure par laquelle les échantillons sont prélevés. De nombreuses procédures sont possibles, chacune ayant des avantages et des inconvénients. Discuter des méthodes possibles, et arrêter des choix, est donc un élément stratégique essentiel dans une démarche scientifique descriptive, c'est pourquoi la notion de stratégie d'échantillonnage est si importante.



La notion d'échantillonnage est liée à celle de stratégie, qui doit assurer le meilleur compromis entre l'objectif de l'étude et les contraintes naturelles, techniques et mathématiques.



Travailler sur un échantillon plutôt que sur l'ensemble de la population présenterait donc des avantages, dans la mesure où les études sont en général moins coûteuses et plus rapides. En plus, il est recommandé de travailler sur une portion de la population dans le cas d'espèces rares ou qui sont très sensibles au dérangement. Il est rarement possible de travailler sur l'ensemble des individus d'une grande population (phénomènes de dynamique ; mortalité, natalité, émigration, immigration... et contraintes d'observation ; espèces nocturnes, farouches...)

Cependant, si l'échantillon n'est pas constitué de manière aléatoire, il peut ne pas être représentatif de la population c'est-à-dire ne pas posséder les mêmes caractéristiques que la population que l'on souhaite étudier. Les résultats obtenus sur l'échantillon ne peuvent alors être extrapolés à la population. L'étude est dite biaisée et non valide.

Il est donc primordial de **monter un bon plan d'échantillonnage** et faire les bons choix tels que le choix des variables et des instruments de mesure tout en tenant compte de la réalité du terrain (**fig. 39**).

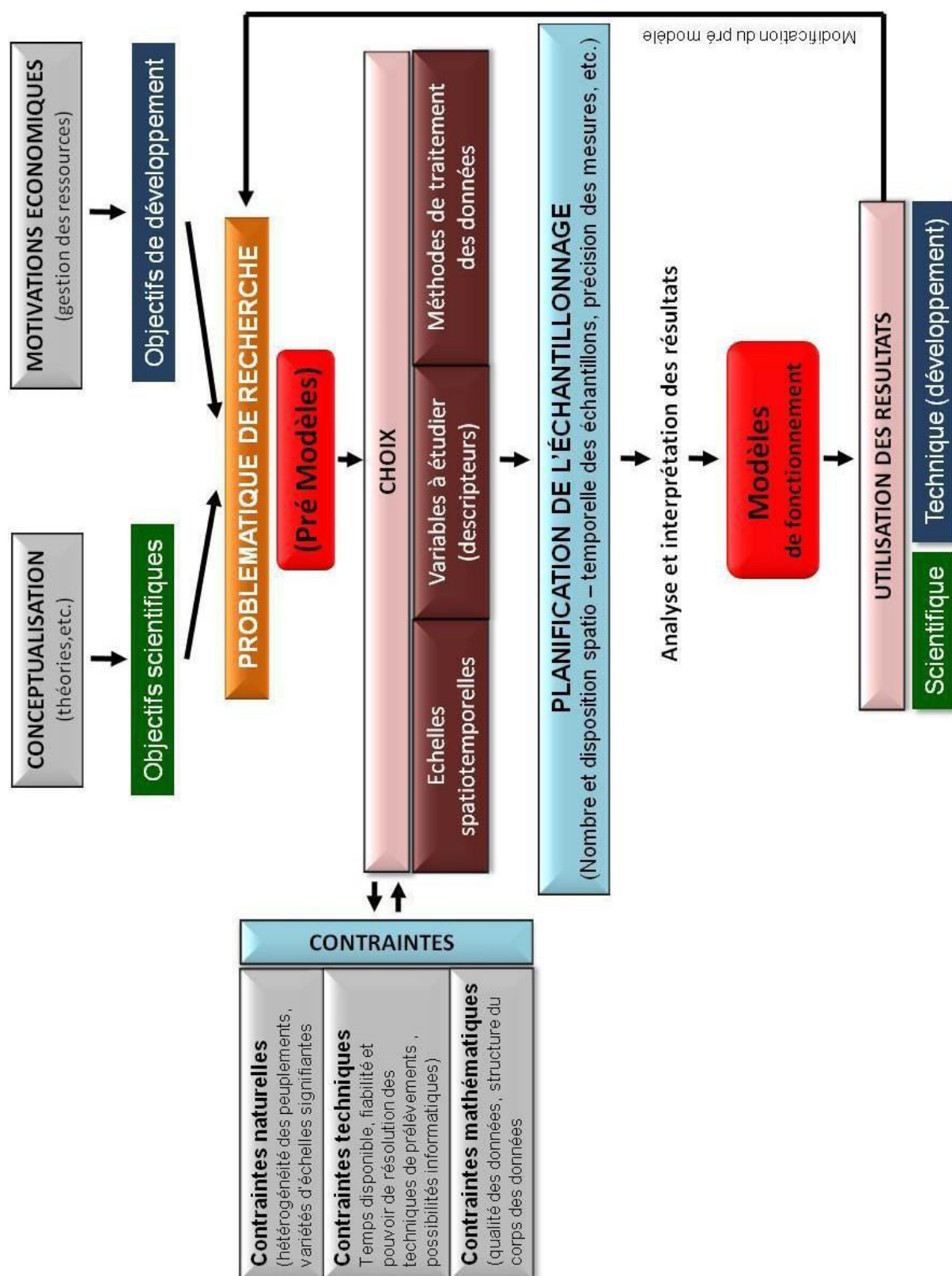


Figure 39 : Le déroulement d'une problématique de recherche. D'après : Frontier (1983). Modifié par Boukheroufa (présent travail).

3.1. Choix des variables ou descripteurs

Les descripteurs utilisés en écologie sont extrêmement divers. La bonne variable doit répondre à un certain nombre de critères :

- **Complétude** : choix d'un ensemble de variables qui permet de décrire toutes les situations
- **Pertinence** : si l'information apportée répond aux objectifs et est conforme au pré modèle
- **Indépendance** : absence de redondance entre les variables
- **Validité** : dans quelle mesure la variable correspond au concept étudié (ex. hétérogénéité paysagère)
- **Manque à gagner** : au détriment de quelle partie de l'étude se fait l'ajout d'une nouvelle variable?

3.2. Choix des dispositifs de mesure (Fig 40)

- **Fidélité** : la multiplication des mesures du même élément dans des conditions semblables fournit des résultats identiques
- **Justesse** : absence d'erreur systématique (biais)
- **Sensibilité** : pouvoir de résolution = plus petite différence détectable

Précision = Fidélité + Justesse + Sensibilité

Un instrument est valide lorsqu'il mesure vraiment ce qu'il est censé mesurer !



Figure 40. La Précision de la mesure dépend de la précision de l'instrument

Il existe différents types d'échantillonnage. Nous avons choisi, deux méthodes, qui résument selon nous, le principe de base des méthodes d'inventaires des populations animales y compris la Mammofaune dans les zones homogènes :

3.3. Principaux types d'échantillonnage

3.3.1. Echantillonnage aléatoire simple

L'échantillonnage aléatoire simple est le type d'échantillonnage le plus courant, il 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 taille **n** présente la même probabilité d'être constitué (**Fig. 41**)

Le principe est le suivant :

- Définir la zone d'intérêt
- Choisir des coordonnées (x,y) aléatoires pour chacun des points d'échantillonnage
- Conserver les points d'échantillonnage qui se trouvent dans la zone d'intérêt
- Les points sont aléatoirement placés dans la zone d'intérêt

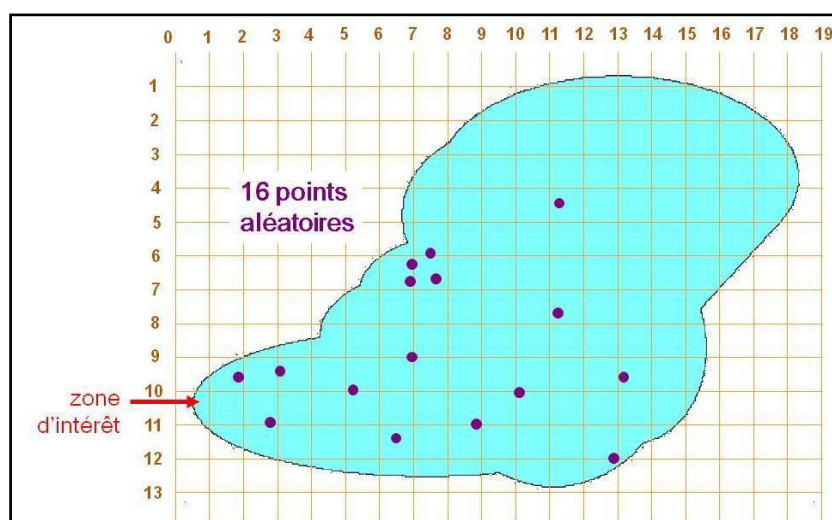


Figure 41. Principe de l'échantillonnage aléatoire simple. Conception Boukheroufa

Avantages

- En théorie, on peut extrapoler les résultats et les appliquer à la zone entière
- Il est facile d'ajouter de nouveaux points

Désavantages

- Les sites peuvent être agglutinés
- Il n'est pas garanti que la couverture spatiale soit bonne

3.3.2. Echantillonnage systématique

Consiste à tirer au hasard un $i^{\text{ème}}$ élément, situé entre le premier et le $p^{\text{ème}}$ de la population puis à prélever systématiquement le $(i+p)^{\text{ème}}$, $(i+2p)^{\text{ème}}$, $(i+3p)^{\text{ème}}$, ..., $(i+(n-1)p)^{\text{ème}}$ élément de la population. L'échantillon est alors réparti uniformément sur toute la population. Et contrairement à l'échantillonnage aléatoire simple, les unités ne sont pas prélevées de façon indépendante puisque le choix du premier élément détermine la composition de tout l'échantillon.

Cette méthode est appropriée pour les répartitions spatiales et temporelles (représentations cartographiques) (**Fig. 42**).

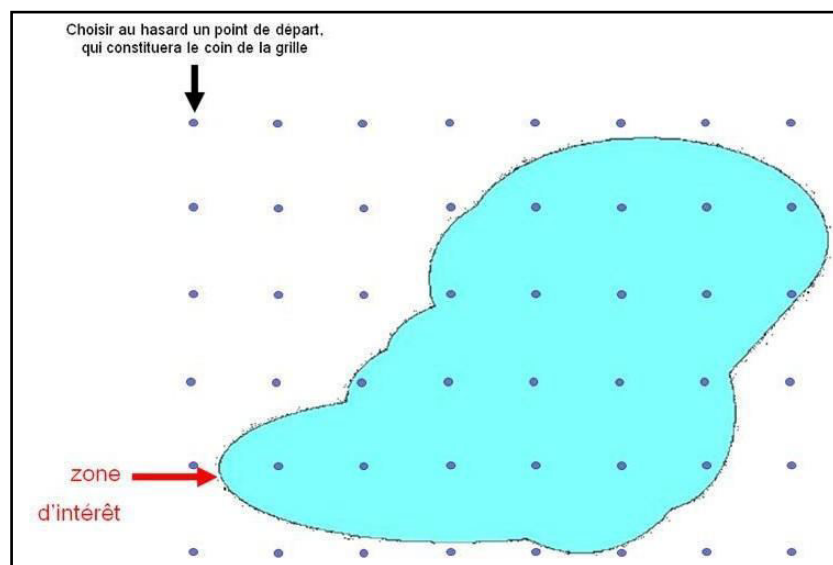


Figure 42. Principe de l'échantillonnage systématique. Conception Boukheroufa

Avantages

- Bonne couverture spatiale
- Permet d'éviter l'agglutination des points (de suréchantillonner certaines zones)

Désavantages

- Difficile d'ajouter ou de remplacer des sites
- Ne permet pas l'échantillonnage proportionnel
- Pas réellement aléatoire

- ❖ L'échantillonnage aléatoire simple peut être, par exemple, utile pour la répartition des points d'écoute des animaux en milieu forestier
- ❖ L'échantillonnage systématique peut être également réalisé le long d'un itinéraire avec des points successifs (exemple : un piège chaque 10 m) ou dans le temps (exemple : un comptage chaque 2 heures).

A quel rythme se rendre sur le terrain...

Bien sûr plus on se rend sur le terrain, sur une zone, un secteur donné, plus on a de chance de contacter le plus grand nombre d'espèces. Si l'on veut optimiser la récolte de données, une fréquence d'investigation tous les quinze jours à partir de la mi-mars quel que soit le domaine naturaliste sur une zone visée serait une bonne base. Bien sur celle-ci peut être très variable suivant les disponibilités de chacun (contraintes) et de la méthode choisie.

Quoi noter sur le terrain ...

Pour l'ensemble des données lorsque vous êtes sur le terrain, il faudra noter impérativement plusieurs renseignements.

- La date
- Le nom du ou des observateurs
- La localisation précise (coordonnées GPS, altitude, localité,...)
- L'espèce si c'est possible, une description ou mieux la photo
- Le milieu (prairies, sous-bois ...etc.)
- Le nombre d'individus ou une fourchette si les effectifs sont nombreux...

4. Estimation de la densité et indice d'abondance de la Mammalogie

En règle générale, l'abondance d'une population animale peut être estimée soit par comptage direct des individus soit à partir d'indices de présence (empreintes, crottes,...). En répétant les échantillonnages dans le temps, les indices d'abondance (tels que l'indice kilométrique d'abondance « IKA » et l'indice ponctuel d'abondance « IPA ») et les estimations de l'abondance, permettent de surveiller l'évolution d'une population (**Gese, 2001**). Les méthodes directes, telles que la méthode de Capture - Marquage – Recapture « CMR », permettent de déduire une abondance absolue (**Baldwin et al., 2005**).

4.1. Estimation de la densité

4.1.1. Méthode de Capture-Marquage-Recapture (CMR)

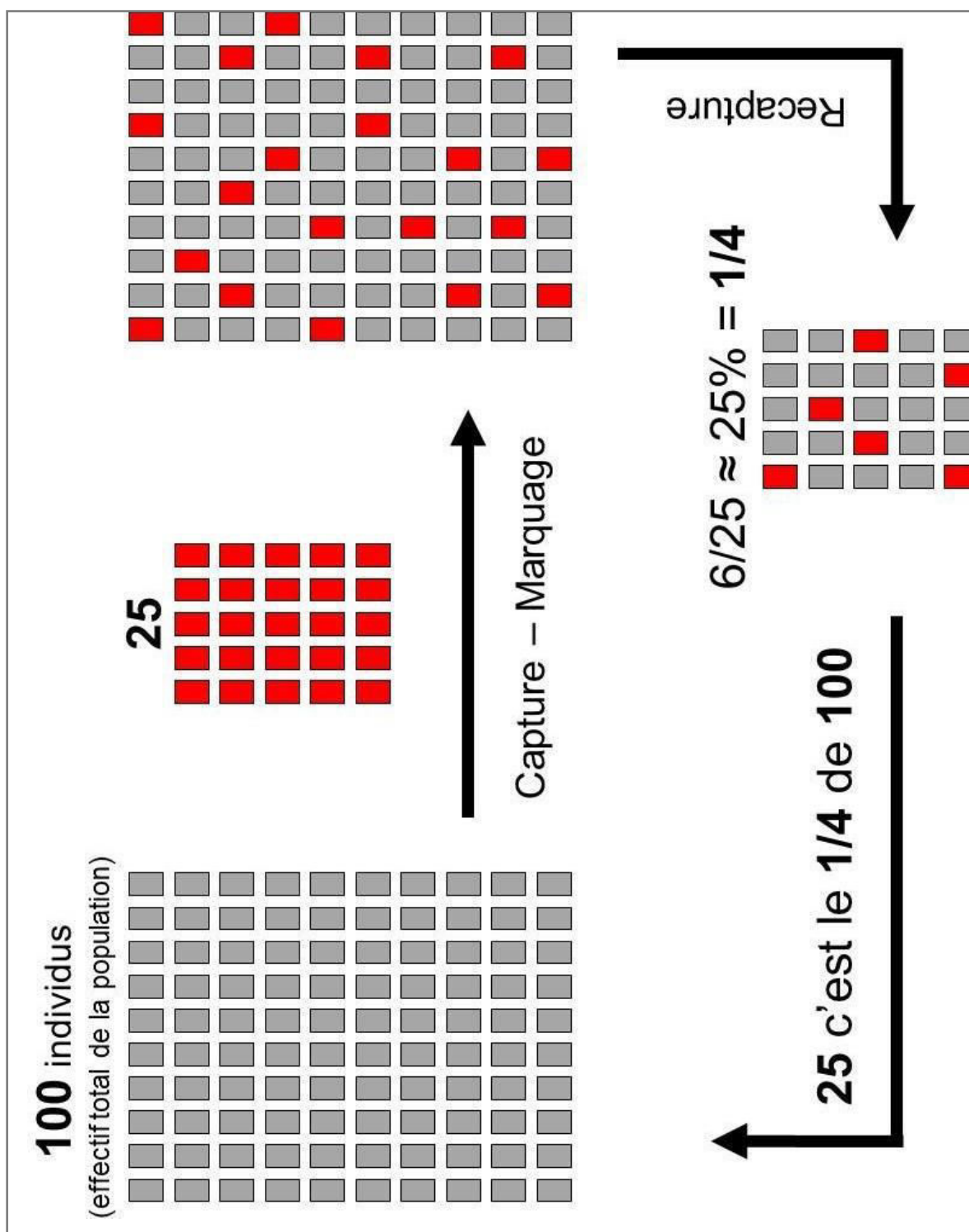
Nous avons vu que le piégeage était un outil d'échantillonnage qui permettait de déterminer sans ambiguïté les espèces présentes et capturables du milieu étudié. Cependant, au-delà de la simple détermination spécifique, l'analyse des événements survenant sur les pièges permet d'établir des indices d'abondance. Mieux encore, lorsque la capture est associée à un marquage de l'animal selon diverses méthodes, les captures successives d'individus marqués donnent accès à des informations supplémentaires sur la densité, la dynamique des populations, les structures sociales et familiales, les comportements et les déplacements. Enfin s'il est correctement planifié et si les protocoles sont appliqués avec rigueur, le piégeage permet des comparaisons fondées entre espèces, milieux ou saisons

La CMR (capture/marquage/recapture) est une méthode internationale de référence, couramment utilisée en écologie pour estimer la taille et la densité d'une population animale en diminuant le plus possible le biais du a sa sous-estimation ou sa sur-estimation.

Lors de la capture on marque les individus. Sur une population totale de **N** individus on en capture **T**, ils sont relâchés une fois marqués, au moment de la recapture **t** individus sont déjà marqués sur les **n** capturés. Un simple produit en croix permet de faire une estimation de la population : $N = (T \times n)/t$

Pour cette méthode on est obligé d'admettre que :

- ☐ un individu capturé une fois a autant de chances de se faire capturer à nouveau ;
- ☐ les individus marqués se mélangent de façon homogène aux autres ;
- ☐ le taux de mortalité des individus marqués n'est pas différent des autres ;
- ☐ la population est stable entre les deux captures.



**Figure 43 : la méthode « CMR » illustrée.
Exemple : Conception Boukheroufa (présent travail)**

Cette méthode implique le respect de 4 conditions de base:

Condition	Problème	Solution
1. La population doit être fermée , c'est-à-dire pas d'immigration/émigration, pas de mortalité/natalité	Les animaux bougent et meurent !!!	Conduire l'étude sur une très courte période et maximiser la surface échantillonnée par rapport au déplacement moyen de l'espèce ciblée
2. Tous les individus doivent avoir la même probabilité de capture	Les variations comportementales individuelles, l'âge et le sexe des individus sont tous des facteurs qui influencent la probabilité de capture	Séparer les individus en différentes classes (âge, sexe) et analyser ces différents groupes séparément
3. La capture et la manipulation ne doivent pas modifier la probabilité de recapture d'un individu	Certains animaux deviennent enclins au piégeage, particulièrement sur les sites appâtés. Ceci tend à sous-estimer la population. L'inverse est aussi vrai, causant un problème de sur-estimation	• Appâter les pièges et laisser ouvert quelques jours avant la campagne de piégeage, de manière à favoriser une habitude égale des individus face à l'appât. • Utiliser des méthodes qui minimisent le stress pendant la détention (nourriture hydratante et abri dans le piège) • Pendant la manipulation (limiter le temps de contention et éviter les blessures à l'animal)
4. Le marquage doit être discriminant et permanent	Un animal peut parvenir à se débarrasser d'une marque (grattage, déplacement dans la végétation). La probabilité de perte est augmentée lorsque les campagnes de capture sont très espacées	Double marquage (exemple: 1 étiquette sur chaque oreille) ou utiliser 2 méthodes de marquage complémentaires (étiquette + tatouage)

Il existe une panoplie de méthodes de marquage des Mammifères dans un contexte de capture-marquage-recapture. La liste suivante est non exhaustive et décrit les méthodes les plus courantes :

1) Mutilations

- Poinçonnage du pavillon de l'oreille
- Coupe de poils (motifs)
- Stigmatisation
- Tatouage
- Amputation des phalanges (ciseaux droits, coupe ongle...)

2) Coloration

- Peinture sur le pelage
- Produits décolorants

3) Étiquettes

- Marque numérotée sur l'oreille. Pour les petits Mammifères, il est usuel d'utiliser les étiquettes en acier de type Monel 1005-1 (National Band & Tag Co., Newport, KY).
- Transpondeurs (PIT tag = *passive integrated transponders* ; Schooley *et al.* 1993). Petites capsules cylindriques contenant une microplaquette programmée avec un code d'identification unique. La capsule est insérée dans l'animal par injection sous- cutanée. Un lecteur portatif à proximité de l'animal marqué permet de décoder le numéro de la puce, et donc de fournir. Méthode certes couteuse, mais très approprié pour les études longitudinales (**Fig. 44**).



Figure 44. de gauche à droite; peinture pour le pelage, étiquette sur l'oreille et transpondeur

4.1.2. Estimation de la densité par la méthode des pièges photographiques

Les pièges photographiques précédemment cités en page 11, sont un moyen idéal pour parvenir à estimer la densité d'une population car ils fonctionnent de jour comme de nuit, durant plusieurs semaines, permettant ainsi de détecter des espèces rares et cryptiques comme les carnivores, dont ils fournissent la preuve de la présence par des images, le tout pour un coût total relativement faible (l'achat de pièges photographiques est coûteux mais de la main d'œuvre et du temps sont économisés lors de la phase de terrain) (**Rovero et al., 2010 ; O'Connell et al., 2011 ; Ancrenaz et al., 2012**). Ils ont également l'avantage de donner des résultats rapides, nécessitent un effort de recherche modeste, sont facilement mis en place (*in* **Zurkinden, 2017**) et c'est en plus, une méthode non intrusive pour la faune, causant un minimum de dérangement (**Rovero et Zimmermann, 2016**).

En règle générale, les caméras doivent être placées dans une localisation qui maximise les chances de détectabilité de l'espèce recherchée. Ainsi, le maillage de la zone d'échantillonnage doit être inférieur au plus petit domaine vital de l'une des espèces cibles (*in* **Zurkinden, 2017**). Par exemple, si les caméras sont trop distantes les unes des autres, il risque d'y avoir des espaces suffisamment grands pour contenir le domaine vital d'un individu qui demeurerait non échantillonné, ce qui résulterait dans la non-détection de cet individu et donc, dans une sous-évaluation de la densité. Ainsi, plus il y a de caméras dans le domaine vital d'un individu, plus il aura de chances de le détecter. De ce fait, le placement et l'espacement approprié des caméras dépendra de la compréhension de l'utilisation du territoire et des mouvements des espèces étudiées (**O'Connell et al. 2011**).

Diverses méthodes ont été développées afin d'estimer la densité d'une population animale étudiée. L'une des plus robustes est celle de la capture – recapture, mais elle requiert l'identification individuelle (identification de chaque individu uniquement sur photos : exemple : à partir des différents motifs du pelage, cicatrices de blessures...) au sein d'une même espèce (**Karanth, 1995 ; Karanth et Nichols, 1998 et Karanth et al., 2004 et 2006**). Cette méthode se déroule suivant le même principe que la CMR (**tab. 7**).

Tableau7 : même principe des deux méthodes d'estimation des abondances, par la CMR et les pièges photographiques. Selon Boukheroufa, présent travail.

Méthode	Déroulement		
CMR	Capture d'un individu (piégeage)	Marquage (exemple : étiquette)	Recapture du même individu (piégeage)
Piège photographique	Capture d'un individu (1 ^{ème} photo)	Identification de l'individu sur photo	Capture du même individu (2 ^{ème} photo)

4.2. Indices d'abondance

Il est possible de comparer les abondances relatives des espèces entre elles en utilisant des indices d'abondance tels que l'IKA, l'IPA et les Ligne-transect

Exemple : Les pièges permettent une localisation assez précise des espèces sur le site étudié. Ils permettent d'estimer des abondances s'ils sont positionnés selon un transect.

4.2.1. Indice kilométrique d'abondance (I.K.A)

Mis au point par **Blondel, Ferry et Frochot (1970)**. Le principe consiste à parcourir une ligne L (itinéraire rectiligne de 500 à 1000 mètres) préalablement définie en scrutant de part et d'autre de l'axe (environ 50 m) pour la détection éventuels animaux.

4.2.1.1. Ligne-transect (variante de l'IKA)

La méthode des **I.K.A.** nécessite que le milieu soit **homogène** ce qui est **rarement le cas** dans la plupart de nos paysages. Une variante à cette méthode est de réaliser des itinéraires échantillons, appelés **lignes transect**, sur des **distances plus courtes**, en notant les différentes espèces sur une distance limitée. Cette distance est la plupart du temps de 50 m de part et d'autre de l'axe de progression. Ainsi, il est possible de comparer les indices d'abondance obtenus entre espèces (**fig. 45 et 46**).

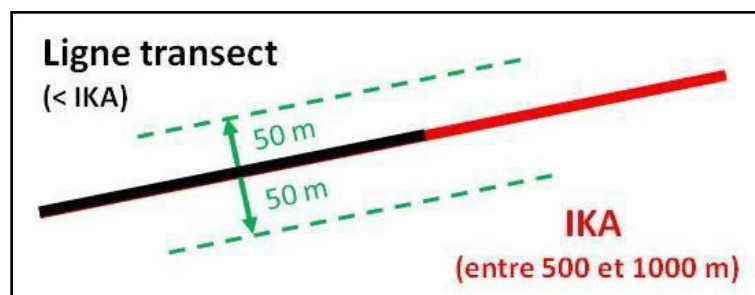


Figure 45. Itinéraires d'abondance (IKA et Ligne transect).
Conception Boukheroufa (présent travail)

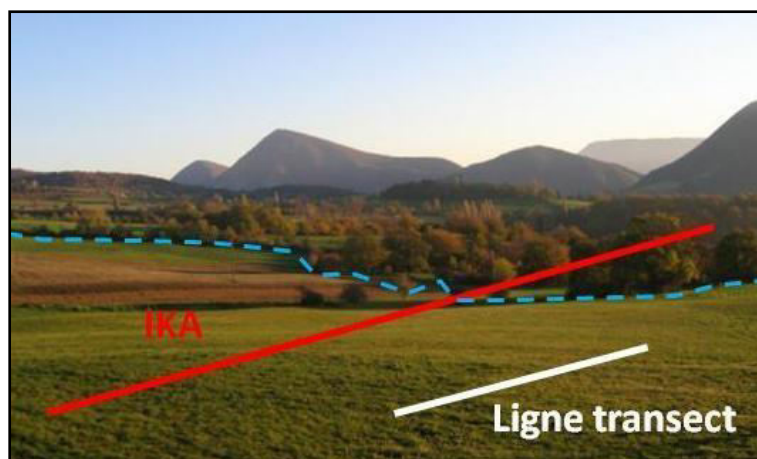


Figure 46. Utilisation des indices d'abondances en fonction de l'hétérogénéité du milieu. Dans ce cas la ligne transect est plus adaptée (Conception Boukheroufa)

Les méthodes d'étude peuvent être très différentes d'une espèce à l'autre. Le choix de mettre en place des programmes de capture ou d'observation directes sera dépendant du niveau de connaissance déjà acquis. Pour les grands mammifères tels que le Cerf élaphe, l'état et la répartition des populations sont généralement bien connus des forestiers. Toutefois, si des données d'effectifs s'avéraient nécessaire, des techniques de comptage au phare, à partir d'un véhicule et / ou des battues pourraient être organisées

Exemple : Utilisation de l'IKA pour le suivi des populations de cervidés

Le suivi des populations de cervidés tel que le Cerf de barbarie (*Cervus elaphus barbarus*) peut être réalisé par la méthode IKA selon le principe suivant : La méthode consiste à dénombrer les cerfs observés la nuit à l'aide de deux phares portatifs sur des circuits prédéfinis, parcourus plusieurs fois en voiture.

Le déclenchement des opérations intervient au démarrage de la végétation herbacée et avant le débourrement des arbres.

Le suivi est réalisé chaque année à la même période et dans les mêmes conditions d'observation pour rendre les données comparables et interprétables sur plusieurs années. Pour chaque circuit, quatre personnes prennent place à bord d'un véhicule : un conducteur, un passager à l'avant qui note les observations et aide à l'identification des animaux, deux observateurs à l'arrière du véhicule, munis de phares et de jumelles, qui éclairent chacun un côté du circuit. L'objectif est de recueillir des indices d'évolution des populations. (Source : Fédération Départementale des Chasseurs de la Haute-Vienne) (**fig. 47**).



Figure 47: individus observés la nuit lors du suivi d'une population de cerfs par la méthode IKA. Sources : Fédération Départementale des Chasseurs de la Haute-Vienne

4.2.2. Indice ponctuel d'abondance (I.P.A)

Cette méthode a été mise au point par **Ferry et Frochot (1958)** à la base pour étudier les populations d'oiseaux. Mais elle se prête parfaitement à certaines études sur les Mammifères. Le principe de l'IPA est le suivant : Sur un territoire donné, on commence par répartir des points (ou stations) sur lesquels l'observateur va se placer, en position fixe pendant 20 mn, pour réaliser ses comptages. Les points doivent être distants de 300 à 500 mètres (distance de détectabilité) pour éviter les risques de double comptage. Ils doivent également permettre de couvrir de manière représentative l'ensemble des milieux présents sur le territoire étudié. L'objectif de l'IPA était de pallier à certaines restrictions de la méthode des I.K.A., en particulier en supprimant les contraintes liées à la linéarité du parcours et à l'homogénéité du milieu prospecté (**Fig. 47**).

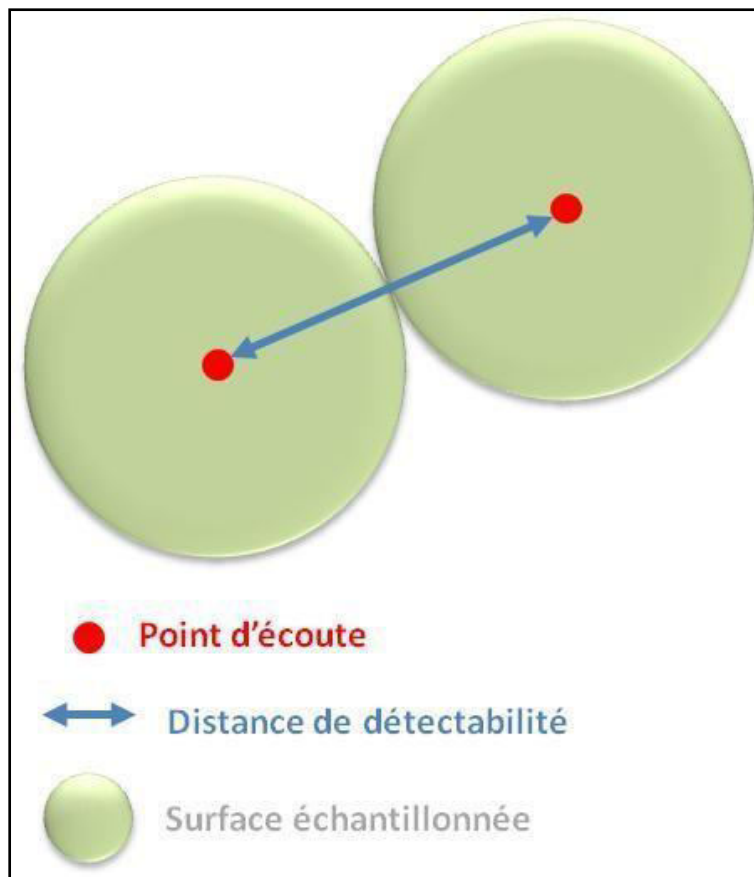


Figure 48 : le respect de la distance de détectabilité entre deux points d'écoutes.
(Conception Boukheroufa)

Cet indice (IPA) à été utilisé par :

- Un **bureau d'études national spécialisé dans l'aménagement du territoire** qui avait présenté en décembre 2014, un projet d'étude de classement de la forêt de Béni Salah (wilaya de Guelma) en réserve protégée. par le biais de 38 stations d'écoute, il a été recensé une centaine de spécimens de cerfs de Barbarie qu'il est urgent de préserver.
- **Abdoulaye et Aissa (2015)** dans leur étude sur La biologie de reproduction des cerfs de Barbarie (*Cervus elaphus barabrus*) dans le parc d'El Feidja et la réserve de Mhebès sur des populations qui vivent respectivement en état de captivité et semi captivité . Les observations à l'aide de jumelles binoculaires (Pentax 10'42 DCF HR11) et d'une jumelle monoculaire (Nikon 16-48'60 P) sont effectuées durant deux heures à l'aube et au crépuscule, périodes les plus propices à l'observation des ongulés sauvages, au niveau de deux points fixes, le premier proche d'une grande clairière et le deuxième au niveau d'un poste vigil. Plusieurs informations relatives à la biologie des cerfs ont été notées. Il s'agit du nombre de femelles gestantes, du nombre de faons et du nombre de femelles suivies par des faons. Toutes ces données sont capitales dans l'estimation des taux de fécondité, de natalité et de survie des juvéniles, ainsi que dans la phénologie de reproduction.

4.2.3. Le comptage au moyen de battues (une méthode inspirée des IKA et des IPA)

Le comptage au moyen de battues est une des méthodes le plus souvent utilisées pour dénombrer les Antilopes dans des milieux difficilement accessibles. Mais nécessite cependant de réunir une main-d'œuvre importante (**Hosley et al., 1936; Morse, 1943; O'Roke et Hamerstron, 1948**). Elle donne d'excellents résultats pour les animaux dont l'habitat rend toute autre méthode de recensement très aléatoire. La zone où se fera la battue sera choisie selon l'état du terrain, soit au hasard, soit comme représentative de l'ensemble de la région étudiée. Cette technique a l'avantage d'être facile et fournit non seulement l'effectif de la population mais aussi la sex-ratio. Celle-ci nécessite la constitution et la mise en place de deux types d'observateurs :

- Observateurs mobiles

Un secteur est attribué à chaque rabatteur qui doit noter la direction de fuite de l'animal aperçu et aussi l'heure d'observation pour permettre une synthèse de toutes les données.

- Observateurs à l'affût

En plus des observateurs mobiles, un autre groupe d'observateurs fixes est constitué. Distants d'environ 200 m, positionnés dans une clairière juste avant que le premier groupe se mette en action. Ceux-ci sont tenus de noter tous les animaux passant devant eux (le lieu, l'heure, le sexe de l'animal, sa vitesse et la direction de déplacement).

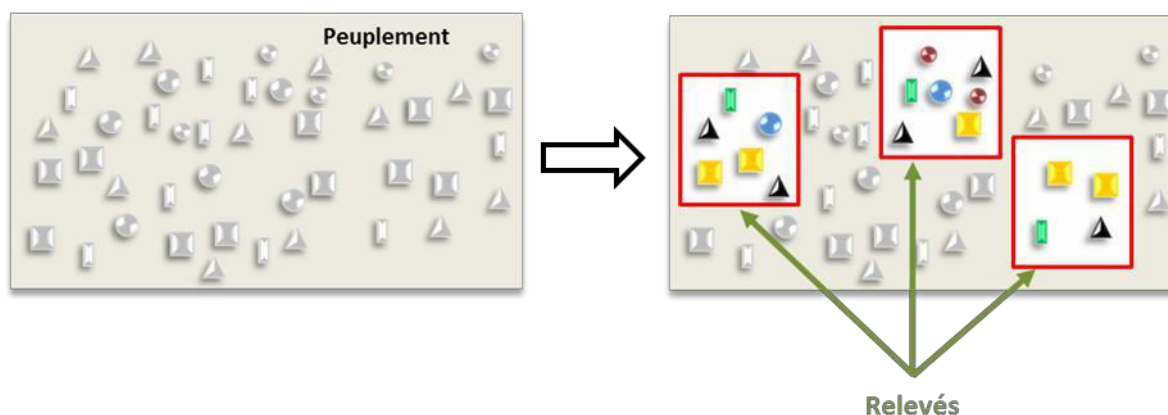
L'un des inconvénients avec cette mobilisation est que des biais « observateurs » peuvent être introduits. Le rassemblement et l'analyse des données doivent donc être réalisés avec beaucoup de rigueur.

Les protocoles appliqués aux ongulés présentent tout de même des avantages puisqu'ils permettent également de faire un inventaire d'autres espèces observées au cours du suivi. Cependant, le succès de ces suivis dépend étroitement des conditions climatiques, d'une préparation antérieure adaptée et d'une large participation.

5. Analyse des données relatives à la diversité mammalienne

Au-delà de l'identification taxonomique et du dénombrement des espèces mammaliennes, on peut caractériser les peuplements par un certain nombre de paramètres de structures tels que la richesse totale, la richesse moyenne, la fréquence relative, la fréquence d'occurrence et l'indice de diversité de Shannon. Ces paramètres sont calculés à partir de l'ensemble des relevés prélevés sur terrain constituant un échantillon représentatif de la population cible.

EXEMPLE :



Richesse totale « S »

La richesse totale d'un peuplement est le nombre total d'espèces de ce peuplement. C'est le nombre total d'espèces contactées au cours d'une série de n relevés réalisés dans un milieu.

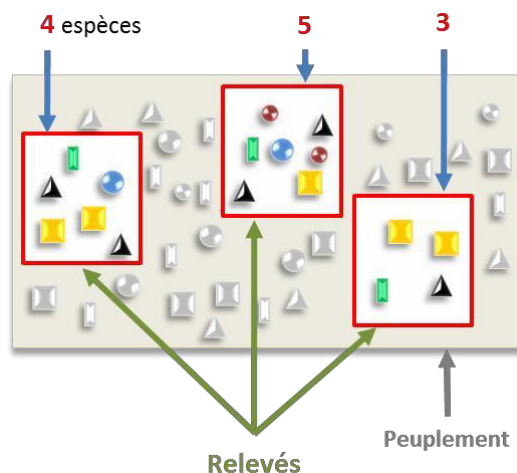
EXEMPLE : S = 5



Richesse moyenne « s »

La richesse moyenne d'un peuplement est la moyenne des richesses par relevé. Ce paramètre n'accorde qu'un faible poids aux espèces rares et n'exprime, par conséquent, que le nombre d'espèces que l'on peut considérer comme représentatives d'un milieu donné.

EXEMPLE : s = 4 ((4+5+3)/3 = 4)



Homogénéité des peuplements « T »

Le degré d'homogénéité globale intra-biotop d'un peuplement est mesuré à partir de l'écart de la richesse moyenne par rapport à la richesse totale. Plus cet écart est important et plus le peuplement est hétérogène ; Cette hétérogénéité étant surtout conditionnée par le nombre d'espèces rares présentes dans le biotope échantillonné. **$T=100 \text{ s/S}$** . T augmente avec le degré d'homogénéité du peuplement.

EXEMPLE : $(T = 100 (4 / 5) = 80 \%)$

Nombre d'apparition (N.A)

Il se définit comme étant le nombre de fois qu'on rencontre une espèce dans l'ensemble de la population.

EXEMPLE :

N.A  = **3**

N.A  = **2**

N.A  = **1**

Fréquence d'occurrence ou Indice de présence (I.P en %)

L'indice de présence exprime le nombre d'apparition d'une espèce sur le nombre total des relevés :

$$I. P = \frac{N. A}{N_t} \times 100$$

ou : **N. A** : Nombre d'apparition
N_t : Nombre total des relevés

EXEMPLE :

$$\text{I.P.} \quad \text{🟡} \quad 3 / 3 = 1 \times 100 = \textbf{100 \%}$$

$$\text{I.P.} \quad \text{🌐} \quad 2 / 3 = 0,67 \times 100 = \textbf{67 \%}$$

Abondance (Ab)

L'Abondance se définit comme étant l'effectif total d'une espèce i (nombre d'individus)

EXEMPLE :

$$\text{Ab} \quad \text{🔴} \quad = \textbf{2}$$

$$\text{Ab} \quad \text{🟡} \quad = \textbf{5}$$

Fréquence relative ou Abondance relative ou Proportion de l'espèce i (Pi)

C'est l'Abondance d'une espèce i par rapport à l'Abondance totale du peuplement. Elle est exprimée en pourcentage.

$\text{F. R.} = \frac{\text{Ab}}{\text{Ab}_t} \times 100$	ou : Ab : Abondance de l'espèce i Ab_t : Abondance totale du peuplement
---	--

EXEMPLE :

$$\text{F.R.} \quad \text{🟡} \quad 5 / 17 = 0.29 \times 100 = \textbf{29 \%}$$

Biomasse :

Poids des organismes vivants exprimé soit en poids frais, soit en poids sec, soit en carbone organique. La biomasse peut être évaluée pour une superficie déterminée, pour une espèce ou un groupe d'organismes déterminé.

Indice de diversité de Shannon (H'):

L'indice de diversité permet d'exprimer la structure d'un peuplement et la façon dont les individus sont répartis entre diverses espèces.

$$H' = - \sum P_i \log_2 P_i \quad \text{où : } P_i : \text{la fréquence relative de l'espèce } i \text{ (proportion de l'espèce } i)$$

$$\log_2(P_i) = \log_{10}(P_i) / \log_{10}(2)$$

Cette diversité est encore appelée : diversité intra – biotope ; elle mesure le niveau de complexité du peuplement. Plus les espèces sont nombreuses, plus leur abondances sont voisines et plus la diversité du peuplement est élevée (**Fig 49**).

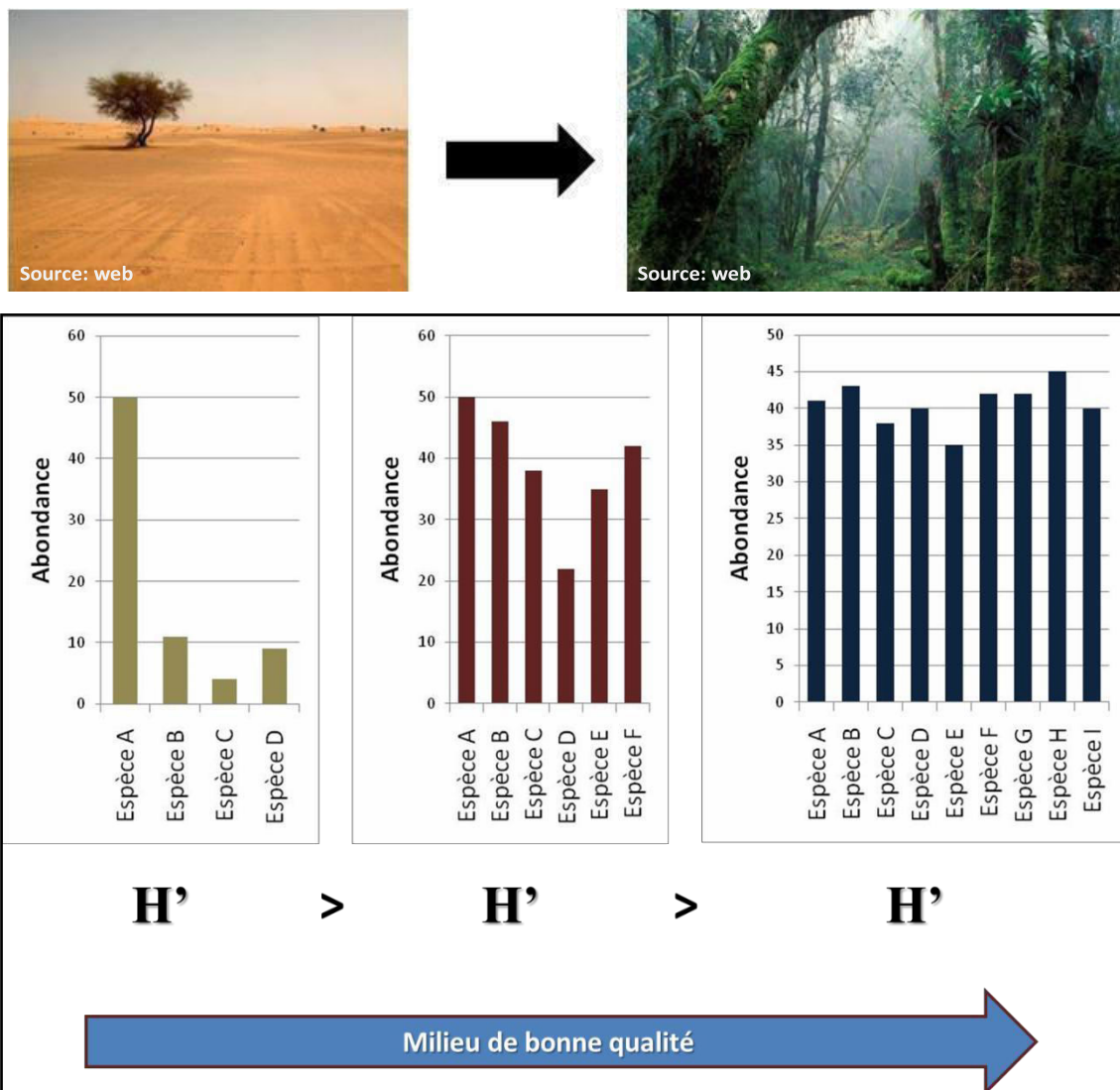


Figure 49 : variation de la valeur de H' selon la structure des peuplements.

Conception Boukheroufa (présent travail).

La diversité maximale $H'_{\max}$ est fonction du nombre total des espèces du peuplement

$$H_{\max} = \log_2 S \quad \text{où : } S : \text{Nombre total des espèces du peuplement.}$$

Equirépartition ou Equitabilité (E) :

Le calcul de l'équitabilité nous permet de distinguer dans quelle mesure les diversités (H') respectives aux items alimentaires se rapprochent de leur diversité maximale ($H_{\max}$), laquelle correspond à l'équilibre stable compatible avec le milieu. L'indice d'équitabilité est donné par la formule suivante:

$E = \frac{H'}{H_{\max}} \times 100$	où : H' : diversité de SHANNON $H_{\max}$: diversité maximale
--------------------------------------	---

Amplitude d'habitat « AH »

L'amplitude d'habitat d'une espèce est une mesure de la plasticité écologique d'une espèce vis à vis d'un descripteur du milieu.

AH est bornée par la valeur -1- lorsque l'espèce n'est présente que dans un seul milieu (auquel cas elle sera qualifiée de **spécialiste**), à n = nombre total de milieux (auquel cas elle sera qualifiée de **généraliste**).

$AH = e^{H'}$	avec $H' = - \sum P_i \ln P_i$ P_i étant la proportion de l'espèce « i » dans le milieu.
---------------	--

6. Enquêtes ethno zoologiques

Il est intéressant de compléter les études sur les Mammifères par des enquêtes ethno zoologiques (interviews) qui permettent de recueillir des informations supplémentaires sur les espèces existantes ou disparues. De même, il serait fortement intéressant de valoriser les savoirs locaux par des enquêtes ethno-zoologiques afin de les intégrer dans la conception de nouveaux programmes de conservation (**Bodson, 1981 ; Cisse et al., 2004**).
(Tab. 8)

Tableau 8: Exemple d'une partie d'un questionnaire utilisé dans le cadre d'une enquête ethno zoologique sur la biologie du Hérisson d'Algérie (Boukheroufa, 2017)

Questions	Réponses (libres ou orientées)
Es ce que vous avez déjà vu des hérissons dans votre région ?	Oui / Non
A quel moment de la journée vous les voyez le plus souvent ? (préciser l'heure approximative si c'est possible)	Matin / Après-midi / Soir / Nuit
A quel moment de l'année vous les voyez le plus souvent ? (saison ; début, milieu, fin...)	Hiver / Printemps / Eté /Automne
Où voyez-vous le plus les hérissons ? (période)	Forêt, terres agricoles,...
Nombre maximal de hérissons observés ensemble (période / lieu)	
Pensez-vous que le nombre de hérissons a augmenté ou diminué depuis 10 ans	augmentation / diminution
D'après vous pourquoi ??	
Que mange-t-il ? (période / lieu)	
Comment il se déplace (période / lieu)	En solitaire / en couple / en groupe / en famille
Période d'hibernation	
es ce que vous avez déjà trouvé des Nids d'hibernation ? si oui, où: (près d'un cours d'eau, dans des milieux ouverts.....)	
Quels sont les matériaux de construction des nids d'hibernation	
Période de reproduction	
Nombre de portées /an	
Nombre de jeunes /portée	
Particularités remarquables (physiques, comportementales...)	
Attributs sexuels	
Quels sont, selon vous, les prédateurs du hérisson dans votre secteur	
Pensez-vous que le nombre de ces prédateurs a augmenté ou diminué depuis 10 ans	augmentation / diminution

7. Les erreurs à éviter lors de la réalisation d'une étude

Les méthodes d'échantillonnage peuvent être sources d'erreurs. Un certain nombre d'erreurs pourront être éliminées, certaines pourront être réduites, mais d'autres persisteront.

7.1. Les erreurs dues aux instruments de mesure

Il est nécessaire d'identifier et de quantifier les erreurs dues aux instruments de mesure pour une bonne interprétation des résultats et pour réaliser des éventuelles comparaisons fiables.

Les sources d'incertitudes de mesure sont :

- instabilité des appareils. Si ceux-ci fonctionnent sur la tension du secteur, de légères fluctuations de cette dernière font varier les mesures.
- fluctuation des conditions ambiantes. De légères vibrations, mêmes imperceptibles, affectent les appareils de grandes sensibilités.
- erreur de lecture. Evaluer correctement la position d'une aiguille sur un cadran ou la position du ménisque sur une burette.
- imprécision de la grandeur à mesurer. Un cube dont les arêtes sont arrondies ou irrégulières entraînerons des erreurs de calcul du volume.

7.2. Les erreurs dues à l'organisation

- Ce sont les erreurs qui se glissent lors de la collecte des données.
 - *Est-ce que les consignes ont été respectées?*
 - *Les enquêteurs ont-ils agi de la même façon?*
- Pour éviter ces erreurs il faut utiliser les mêmes instruments, les mêmes conditions.

7.3. Les erreurs dues à la méthode d'échantillonnage

- Il faut toujours vérifier, à la lumière des objectifs de l'étude statistique, que la méthode d'échantillonnage est adaptée.
- En particulier éviter la surreprésentation de certaines parties de la population.

7.4. Les erreurs dues au phénomène de non-réponse

Même avec la meilleure méthode d'échantillonnage, il se présente toujours un certain nombre de non-répondants, ce qui peut entacher la représentativité de l'échantillon et amener des conclusions erronées.

7.5. L'erreur d'échantillonnage

- Le fait d'étudier un échantillon plutôt qu'un autre engendre forcément une erreur.
- Cette erreur appelée erreur d'échantillonnage est inévitable.

8. Bilan global des méthodes décrites

Au terme de la description des méthodes d'étude directes et indirectes de la Mammofaune, il nous a paru intéressant de dresser des tableaux comparatifs sur les avantages et les inconvénients de leur utilisation, en nous inspirant de quelques travaux menés en Algérie sur les moyen et grands Mammifères (**Tab.9**), sur les Micromammifères terrestres (**Tab.10**), et sur les Chiroptères (**Tab.11**).

Tableau 9: description des méthodes utilisées par les mammalogues algériens avec une comparaison entre avantages et inconvénients de chaque type de méthodes pour les moyens et grands Mammifères

	MÉTHODE	Réff.	AVANTAGES	INCONVÉNIENTS
Moyens et grands Mammifères	Indices de présence	- Amroun et al, 2006 - Hamdine <i>et al.</i>, 1993 - Boukheroufa <i>et al.</i>, 2009 - Amroun <i>et al.</i>, 2014 - Marchesi et al, 2008 - Wacher et al., 2005 - Kerboub & Bounaceur, 2016 - Eddine et al., 2017 - Wacher et al., 2005 - Oubellil (2010°	☐ Identification précise pour certaines espèces grâce aux traces, empreintes, fèces ou encore habitats caractéristiques	☐ Le pouvoir discriminant des Indices de présence s'estompent avec le temps et le changement de conditions environnementales ☐ Les empreintes sur des substrats durs sont difficilement identifiables
	Observations directes	- Kerboub & Bounaceur, 2016 - Wacher et al., 2005 - De Smet et al., 2007 - Gaubert et al., 2012	☐ Identification fiable	☐ Longues prospections de terrain ☐ Connaissance du terrain (délimitation d'itinéraires pertinents), ☐ préparation préalable indispensable (équipes, emplacement) ☐ Connaissances naturalistes indispensables ☐ Matériel spécifique pour les hurlements (bande son enregistrée) ☐ Réalisable sur une zone réduite

	Observations des ongulés sauvages "Affût" ou "Indice ponctuel d'abondance"	- Abdoulaye et Aissa, 2015. - Parc National des Ecrins, 2008	☐ Ne nécessite pas d'équipe ☐ Matériel nécessaire basique (jumelles, fiche de terrain)	☐ Observation assez aléatoire ☐ Longues prospection de terrain ☐ Identification pas toujours possible (observations brèves) ☐ Réalisable sur une zone réduite
	Observations ongulés sauvages "affût" et approche combine	- Parc National des Ecrins, 2008 - Maillard et al, 2007 - ONCFS ^a , 2010	☐ Identification fiable ☐ Equipes mobiles augmentent la probabilité d'observation ☐ Matériel nécessaire basique (jumelles, fiche de terrain, montre)	☐ Travail en équipe, participants nécessaires (biais d'observateurs) ☐ Préparation préalable indispensable (équipes, emplacement) ☐ Analyses des observations longues ☐ Longues prospections de terrain ☐ Réalisable sur une zone réduite
	Observations cerfs "Indice nocturne"	- ONCFS ^b , 2010	☐ Observations généralement concluantes (mœurs nocturnes pour la plupart et approche plus facile avec des véhicules) ☐ Observations fortuites d'autres Mammifères	☐ Préparation préalable indispensable (équipes, emplacement) ☐ Longues prospections de terrain ☐ Travail en équipe (au moins 3 personnes : conducteur, passager avec phare, observateur avec fiche de terrain) ☐ Mammifères pas toujours identifiable (contacts brefs) ☐ Réalisable sur une zone réduite
	Protocole de Prospection loutre	Reuther et al, 2000	☐ Protocole basé sur indices indirects (plus facile à appliquer que les observations directes de présence) ☐ Indices de présence caractéristique de la loutre ☐ Matériel basique (jumelles, cuissardes ou waders, carte IGN)	☐ Longues prospections de terrain ☐ Préparation préalable (étude des milieux favorables) ☐ Zones non marquées (sans épreintes) pas forcément inoccupée ☐ Réalisable sur une zone réduite

	Pièges photographiques	- Kerboub & Bounaceur, 2016 - De Smet et al., 2007 - Wacher et al., 2005	☐	☐
--	------------------------	--	--------------------------	--------------------------

Tableau10 : description des méthodes utilisées par les mammalogues algériens avec une comparaison entre avantages et inconvénients de chaque type de méthodes pour les Micromammifères terrestres

	MÉTHODE	Références	AVANTAGES	INCONVÉNIENTS
Micromammifères	Analyse des régimes alimentaires des prédateurs	- Walravens, 1981 - Hamdine <i>et al.</i>, 1993 - Boukheroufa <i>et al.</i>, 2009 - Boukheroufa <i>et al.</i>, 2015 - Amroun <i>et al.</i>, 2014 - Eddine <i>et al.</i>, 2017	☐ Permet de connaître le régime alimentaire des rapaces Tout en étudiant la répartition des espèces de petits mammifères. ☐ Méthode facilement accessible si l'on dispose d'une loupe binoculaire et d'une clé de détermination ☐ Technique "douce", n'infligeant pas de stress comme les techniques de piégeage ou de mortalité supplémentaires ☐ Permet l'identification de nombreux petits mammifères	☐ Ne permet pas de dire avec précision où se trouvait l'animal avant sa capture ni la période au cours de laquelle l'animal était présent ☐ Analyse parfois longue du contenu des pelotes ☐ Découverte des pelotes souvent fortuite
	Pièges petits Mammifères	- Khidas. K. 1993. -Amrouche-Larabi <i>et al.</i>, 2015 - Boudin, 2007 - Dutouquet <i>et al.</i>, 2009 - Ghawar <i>et al.</i>, 2015. - Drouai <i>et al.</i>, 2018.	☐ Manipulation ☐ Prise de mesures ☐ Identification fiable	☐ Matériels spécifiques et coûteux ☐ Longues prospections de terrain ☐ Échec de captures possibles ☐ Connaissances naturalistes spécifiques indispensables ☐ Réalisable sur une zone réduite

Tableau 11 : description des méthodes utilisées par les mammalogues algériens avec une comparaison entre avantages et inconvénients de chaque type de méthodes pour les Micromammifères volants (chiroptères)

	MÉTHODE	ÉTUDES	AVANTAGES	INCONVÉNIENTS
Chiroptères	Étude des Chiroptères par la capture au filet	- Ahmim M. & Moali A., 2011 - Ahmim M. & Moali A., 2013 - Bendjedou <i>et al.</i>, 2014a - Bendjedou <i>et al.</i>, 2014a - Bendjedou <i>et al.</i>, 2014b - Tuttle, 1974 - Kunz & Kurta, 1988 - Marchetti <i>et al.</i>, 2010 - Loumassine <i>et al.</i>, 2017 -Farfar <i>et al.</i>, 2017	☐ Captures possibles des espèces à faible émission ultrasonore ☐ Identification toujours possible ☐ Connaissance du statut reproducteur, sexe ratio, état de santé...	☐ Filets souvent détectés par les Chiroptères ☐ Capture difficile des espèces de haut vol ☐ Stress important pour les chauves-souris ☐ Mobilité impossible ☐ Nécessité d'une autorisation de capture et de personnel de qualité
	Recherche des gîtes	- GCP, 2010 - CCPA, 2003 - Loumassine <i>et al.</i>, 2017	☐ Permet de découvrir des sites diurnes et Méthode assez chronophage notamment sites de reproduction ☐ Méthode peu coûteuse en terme financier Peu d'investissement matériel et de compétences techniques requises.	☐ Méthode assez chronophage ☐ Résultats aléatoires
	Détection des ultrasons chez les chiroptères		☐ Mobilité ☐ Inventaires quantitatifs et qualitatifs	☐ Espèces de faible émission difficilement détectées ☐ Identifications parfois difficiles (selon méthode et matériel)

GLOSSAIRE

- **Abondance** : Paramètre d'ordre quantitatif servant à décrire une *population*. Le dénombrement exhaustif d'une *population*, animale ou végétale, est généralement impossible. Par extension, elle désigne un nombre d'individus dans une catégorie donnée : *population*, *recrutement*, *stock*, rapportée à une unité de temps ou de surface. (α). On parle d'« *abondance spécifique* » pour désigner le nombre d'individus par espèce sur une surface déterminée.
- **Aire de répartition (d'une espèce)** : Zone délimitant la répartition géographique d'une espèce vivante, qui inclut la totalité de ses populations. On parle aussi de « biogéographie » d'une espèce (ou d'une population).
- **Aire protégée** : Espace géographique clairement défini, reconnu, consacré et géré, par tout moyen efficace, juridique ou autre, afin d'assurer à long terme la conservation de la nature ainsi que les services écosystémiques et les valeurs culturelles qui lui sont associés.
- **Variable aléatoire** : la variable aléatoire est une fonction définie sur l'ensemble des résultats possibles d'une expérience aléatoire, telle qu'il soit possible de déterminer la probabilité pour qu'elle prenne une valeur donnée ou qu'elle prenne une valeur dans un intervalle donné. Il peut donc exister une loi définissant les états d'une variable aléatoire. En ce sens, le mot « aléatoire » n'a pas de connotation avec le « hasard ».
- **Biodiversité** : La diversité biologique se rapporte à la variété et à la variabilité parmi les diverses formes de vie et dans les complexes écologiques dans lesquels elles se rencontrent." Il y a quatre niveaux de biodiversité : les individus d'une population, les individus d'une métapopulation (population de populations), les espèces et les écosystèmes
- **Biométrie** : Discipline scientifique ayant pour objet l'étude des distributions de taille (longueur, poids...) dans les populations d'êtres vivants.
- **CMR (Capture/Marquage/Recapture)** : Est une méthode internationale de référence, couramment utilisée en écologie pour estimer la taille et la densité d'une population animale en diminuant le plus possible le biais du a sa sous-estimation ou sa sur- estimation.
- **Cohorte** : Représente un niveau intermédiaire entre les classes et les ordres (Ramade, 2009).
- **Communauté** : Représente un système au sein duquel des organismes vivants partagent un environnement commun et interagissent (Ramade, 2009).

- **Densité** : Est une mesure du nombre d'individus ou d'habitants occupant une surface donnée. Elle est le plus souvent exprimée en individus par unité de surface (par exemple, habitants/km²).
- **Diversité spécifique** : Est un paramètre biologique qui rend compte du nombre d'espèces différentes autochtones, des biodiversités ou de la diversité dite biologique, rencontrées dans un écosystème donné. C'est une mesure de la caractérisation de la biodiversité d'une région.
- **Echantillonnage** : Est la procédure par laquelle les échantillons sont prélevés. De nombreuses procédures sont possibles, chacune ayant des avantages et des inconvénients.
- **Echolocation ou écholocalisation** : Consiste à envoyer des sons et écouter leur écho pour localiser, et dans une moindre mesure, identifier les éléments d'un environnement. Elle est utilisée par certains animaux comme les chauves-souris.
- **Ecologie** : Science qui étudie les conditions d'existence des êtres vivants dans leur milieu ; c'est-à-dire : les rapports de ces espèces à leur environnement et entre elles (on en exclut généralement l'espèce humaine).
- **Ecosystème** : Ensemble des êtres vivants (*Biocénose*), des éléments non vivants et des conditions climatiques et géologiques (*Biotopes*) qui sont liés et interagissent entre eux et qui constitue une unité fonctionnelle de base en écologie.
- **Espèce** : Ensemble de tous les individus semblables ayant en commun des caractères morphologiques et physiologiques héréditaires et qui sont capables de se reproduire entre eux en engendrant des individus.
- **Ethnozooologie** : Partie de l'ethnobiologie qui traite des rapports entre un groupe humain et la faune.
- **Habitat** : C'est le milieu dans lequel vit une espèce ou un groupe d'espèces animales ou végétales (ex. : tourbières, roselières d'estuaire, chênaies, ...). Ce sont des zones terrestres ou aquatiques possédant des caractéristiques biogéographiques et géologiques particulières et uniques.
- **Homéothermie** : Propriété par laquelle les Vertébrés à sang chaud maintiennent constante leur température corporelle.
- **IKA (Indice Kilométrique d'Abondance)** : Mis au point par **Blondel, Ferry et Frochot (1970)**. Le principe consiste à parcourir une ligne L (itinéraire rectiligne de 500 à 1000 mètres) préalablement définie en scrutant de part et d'autre de l'axe (environ 50 m) pour la détection éventuels animaux.
- **Indice de diversité** : Coefficient traduisant le degré de diversité d'une communauté. Son expression est fonction de deux paramètres : le nombre d'espèces et le nombre

d'individus par espèce. Il existe une multitude d'indices mais le plus couramment utilisé est celui de Shannon et Weaver (1949). Il exprime l'importance relative du nombre des espèces abondantes dans un milieu donné. Ainsi, plus la proportion des espèces rares est forte et celle des espèces abondantes réduite, plus l'indice de diversité est grand. L'indice est minimum quand tous les individus appartiennent à la même espèce ; il est maximum quand chaque individu représente une espèce distincte.

- **Mammifère Insectivore** : C'est un Mammifère qui se nourrit essentiellement d'insectes.
- **IPA (Indice Ponctuel d'Abondance)** : Le principe de l'IPA est le suivant : Sur un territoire donné, **on commence par répartir des points** (ou stations) sur lesquels l'observateur va se placer, en position fixe pendant 20 mn, pour réaliser ses comptages. Les points doivent être **distants de 300 à 500 mètres** (distance de détectabilité) pour éviter les risques de double comptage. Ils doivent également permettre de couvrir de manière représentative **l'ensemble des milieux présents sur le territoire étudié**.
- **Mammalogie** : Science qui étudie les origines, le comportement, le régime alimentaire, la génétique, et la dynamique des populations des Mammifères.
- **Méthode de collecte** : Désigne un ensemble de techniques, de savoir-faire et/ou d'outils spécifiques mobilisés de manière logique (règles, étapes et principes) pour collecter des données associées à un paramètre à observer ou à un facteur écologique à prendre en compte. Une méthode se définit par rapport à une cible. Dans le cadre d'un protocole, elle doit être reproductible dans le temps et dans l'espace. Elle peut être encadrée pour son utilisation par le paramétrage de facteurs externes au protocole pouvant influencer la fiabilité des données récoltées (facteurs climatiques locaux dans le cadre d'un inventaire d'espèce par exemple).
- **Méthodes directes** : Pour recenser les espèces de Mammifères présentes dans un milieu, il est possible d'employer trois techniques dites « directes ». Il s'agit de la **capture**, de l'**observation** et de l'**analyse génétique**.
- **Méthodes indirectes** : Basées sur les indices de présence des Mammifères (empreintes, laissées, poils, ossements, cadavres...)
- **Niche écologique** : Peut se définir la place et la spécialisation d'une espèce à l'intérieur d'un peuplement. Elle correspond à l'ensemble des paramètres qui caractérisent les exigences écologiques (climatiques, alimentaires, reproductives, etc.) propres à une espèce vivante et qui la différencient des espèces voisines d'un même peuplement.
- **Omnivore** : Qualifie une espèce qui se nourrit de toutes sortes d'aliments. Le porc est omnivore, le cheval et la majorité des ruminants sont herbivores, les félins et les animaux de la famille des loups, par exemple, sont carnivores. Dans le domaine aquatique, la dorade, le murex, le squalé sont carnivores; la baleine, les vers filtreurs sont « omnivores »

», en ceci qu'ils se nourrissent soit d'élément dissous dans l'eau, soit de proies vraiment beaucoup plus petites que l'animal en question.

- **Peuplement** : Ensemble des espèces animales et/ou végétales qui vivent dans un espace géographique donné. Ensemble de populations d'espèces différentes
- **Piège photographique** (camera trap en anglais) : Appareil photographique sous forme de boîtier que l'on fixe à un arbre ou à un piquet et qui a pour but de photographier/filmer les animaux sauvages. Le choix de pièges photographiques sur le marché est très large et il en existe plusieurs types : avec ou sans déclencheur, détecteur de mouvement et/ou de chaleur, avec flash ou infrarouge, etc.)
- **Pièges non vulnérants** : Pièges qui capturent les micromammifères sans provoquer de dommages corporels (nasses grillagées à bascule ou à détente, pièges à parois pleines à bascule avec ou sans boîte-dortoir associée...)
- **Pièges vulnérants** : Pièges qui tuent l'animal lors de sa capture (tapettes, pièges à pinces ou à mâchoires, pièges à glue...)
- **Population** : Groupe d'individus de la même espèce occupant un espace donné à un instant donné et ayant la possibilité de se reproduire entre eux
- **Probabilité de détection** : Est la probabilité qu'un individu est capturé au moins une fois durant K occasion de capture durant un suivi
- **Protocole** : Un plan d'étude détaillé expliquant comment les données doivent être collectées, organisées et analysées afin de mettre en évidence les éléments structurants des patrons et des processus écologiques (protocole de processus), ou plus largement de répondre à une question scientifique. Dans le cadre d'un protocole de suivi, l'objectif est de détecter des changements et si possible d'en inférer la cause. Un protocole permet de s'assurer que les phénomènes détectés ne sont pas le résultat d'un biais intrinsèque au protocole et/ou à la (les) méthode(s) de collecte.
- **Région d'étude** : Région dans laquelle se trouve la zone d'étude, dont les informations permettent de placer le contexte.
- **Richesse spécifique** (= diversité spécifique) : Nombre d'espèces d'un groupe systématique donné dans un écosystème déterminé. C'est le niveau le plus fréquemment utilisé en écologie appliquée à la protection de la nature et de ses ressources
- **Mammifère Rongeur** : C'est un mammifère caractérisé par la possession d'une seule paire de dents incisives en forme de ciseau dans chaque mâchoire, entre lesquelles et les dents molaires, il existe une lacune très prononcée. Exemple : le rat,
- **Succès de capture** : représente l'effort nécessaire pour obtenir une image de l'espèce cible.
- **Taux de détection** : Est calculé comme le ratio d'évènements par unité d'effort.

- **Variable** : Terme indéterminé qui, dans une relation ou une fonction, peut être remplacé par divers termes déterminés qui en sont les valeurs.

BIBLIOGRAPHIE

- **ABDOULAYE, A. O. & AISSA, P. (2015).** Biologie de reproduction du cerf de Barbarie (*Cervus elaphus barbarus*, Bennett, 1833) en captivité dans le parc d'El Feidja et dans la réserve de Mhebes, en Tunisie. *Afrique SCIENCE* 11(1) (2015) 167 - 174
- **AHMIM M. & MOALI A. (2011).** The diet of the Maghrebian mouse-eared bat *Myotis punicus* (Mammalia, Chiroptera) in Kabylia, Northern Algeria. *Ecologia Mediterranea*, 37: 45–51.
- **AHMIM M. & MOALI A. (2013).** The diet of four species of horseshoe bat (Chiroptera: Rhinolophidae) in a mountainous region of Algeria: evidence for gleaning. *Hystrix*, n. s., 24: 174–176.
- **AMROUCHE-LARABI L , DENYS C , BOUKHEMZA M , MESSAOUD BENSIDHOUM M, HAMANI A , NICOLAS V, KHIFER L & MAMOU R. (2015).** Inventaire des petits vertébrés terrestres de quelques localités du Nord Algérien. *Travaux de l'Institut Scientifique, Série Générale*, N° 8, 85-95
- **AMROUN, M. ; GIRAUDOUX , P. ; DELATTRE, P., (2006).** a comparative study of the diets of two sympatric carnivores - the golden jackal (*canis aureus*) and the common genet (*genettagenetta*) in kabylia, algeria. *mammalia*, 70 (3-4): 247-254
- **AMROUN, M., BENSIDHOUM, M., DELATTRE, P. & GAUBERT, P. (2014).** Feeding habits of the common Genet (*Genetta genetta*) in the area of Djurdjura, north of Algeria. *Mammalia* ; 78(1): 35–43
- **ANCRENAZ, M. ROSS, A.J.H.J. SOLLMANN, R. ET WILTING, A. (2012).** Handbook for wildlife monitoring using camera-traps. BBEC II Secretariat, 83p.
- **BAHLK, S.H. (2015).** Can hybridization be detected between African wolf and sympatric canids? Master of Science Thesis. Center for Ecological and Evolutionary Synthesis Department of Bioscience Faculty of Mathematics and Natural Science, University of Oslo, Norway. 69 pp.
- **BANG, P & DAHLSTRÖM, P. (2011).** Guide de la trace d'animaux, les indices de présence de la faune sauvage. *ed. Delachaux et Nieslté. Pp. 264.*
- **Bat Conservation Trust. 2007.** Bat Surveys – Good Practice Guidelines. Faber Maunsell – AECOM. 87p.
- **BENDJEDDOU M. L., BAKHOUCHE B. & BOUSLAMA Z., (2014a).** A new locality for *Tadarida teniotis* (Rafinesque, 1814) (Mammalia, Chiroptera, Molossidae) in Algeria. *Natura Rerum*, 3: 37-39.
- **BENDJEDDOU M. L., BERKANE E., ABIADH A., SCARAVELLI D. & BOUSLAMA Z., (2014b).** Roost characteristics of Maghrebian mouse-eared bats *Myotis punicus* (Chiroptera, Vespertilionidae) in northeastern Algeria. *Hystrix*, n. s., 25: 26.
- **BENJEDDOU M. L., BITAM I., ABIADH A., BOUSLAMA Z. & AMR Z. (2013).** Some new records of arthropod ectoparasites of bats from north-eastern Algeria. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 6: 324–327.

- **BLONDEL, J., FERRY, C., FROCHOT, B. (1970).** La méthode des Indices Ponctuels d'Abondance (I.P.A.) ou des relevés d'abondance par "stations d'écoute". *Alda*, 38 : 55-71.
- **BODSON, L. (1981).** L'apport de l'ethnozoologie à l'explication des auteurs grecs et latins, LEC 49 1981 239-249
- **BOUKHEROUFA, M. SAKRAOUI, F. BENTAYEB, Y. NAFIR, A. & BENYACOU, S. (2015).** Reproduction monitoring of Algerian hedgehog *Ateleris algirus* (Lereboullet, 1842) (Erinaceidae, Mammalia) during spring, in Righia (National Park of El Kala, northeast Algeria). *Advances in Environmental Biology*. 9(14) : 97-103.
- **BOUKHEROUFA, M., SAKRAOUI, F., BENYACOU, S., GIRAUDOUX, P., & RAOUL, F. (2009).** ecologie alimentaire de la genette commune (*genettagenetta*) dans un ecosys-teme forestier du parc national d'el kala (nord-est algerien). *mesogée*. 65 : 83 - 90
- **BRAUN & WEICK, (1994).** Fledermaüse brauchen Freunde. Führer zu Ausstellungen, 12, 48 p. Museum am FriedrichsplatzKarlsruhe.
- **BRUNNER, H. & COMAN, B. J. (1974).** The identification of Mammalian Hair. *Inkata Press*, Melbourne.
- **CAHILL S., LLIMONA F., TENES A., CARLES S., CABAÑEROS L., 2011.** Radioseguimiento post recuperación de erizos europeos (*Erinaceus europaeus* Linnaeus, 1758) en el Parque Natural de la Sierra de Collserola (Barcelona). *Galemys* 23: 63–72.
- **CAPT, S., BLANC, M. & MARCHESI, P. (2015).** *Bull. Murithienne* 132 / 2014 : 113-119.
- **CCPA (2003).** Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : Chauves-Souris. Conseil Canadien de Protection des Animaux. http://www.ccac.ca/fr/CCAC_Programs/Guidelines_Policies/GDLINES/Wildlife/Bats_Final_20May03_Fr.pdf
- **CEBALLOS, G. & EHRLICH, P. R. (2009).** Discoveries of new mammal species and their implications for conservation and ecosystem services. *Proceedings from the National Academy of Sciences*, 106, 3841-3846.
- **CHALINE, J., BAUDVIN, H., JAMMOT, P & SAINT-GIRONS, M. C. (1974).** les proies des rapaces. doin, paris.
- **CISSE, B., LUCHINI, S. & MOATTI, J-P. (2004).** Les effets des politiques de recouvrement des coûts sur la demande de soins dans les Pays en Développement : les raisons de résultats contradictoires. *Revue française d'économie*, Volume 18, Numéro 4 p. 111 – 149.
- **COMMITTEE ON THE STATUS OF ENDANGERED WILDLIFE IN CANADA (2002).** « Assessment and Update Status Report on the Blue Whale *Balaenoptera musculus* »
- **COUZI, L. (2011).** Faune Aquitaine. Org. Identifier les petits mammifères non-volant Erinaceomorpha, Soricomorpha, Rodentia d'Aquitaine (Version 1.1). Cistude Nature et la LPO Aquitaine. réf. 0017-FA2011. Pp : 26.
- **DAMANGE, J. P. (1999).** technique d'analyse et d'etude de la predation chez les carnivores. application aux cas de martres *foina* et de *mustelaerminea*. diplôme d'etude et de recherche. univ. de bourgogne. 41 p.

- **DAY, M. G. (1966).** identification of hair and feather remains in the gut and faeces of stoats and weasels. *J. Zool. Lond.* 148: 201-217.
- **DEBROT S, FIVAZ G, MERMOD C. & WEBER J-M. (1982).** Atlas des poils de Mammifères d'Europe. Neuchâtel: *Institut Zoologique Universitaire*.
- **DELIBES, M., RODRIGUEZ, A. & PARRENO, F. F. (1989).** Food of the Common Genet (*Genetta genetta*) in northern Africa. *J. Zool. Lond.* 218 : 321-326.
- **DESMET, K. & HAMDINE, W. (1988).** Densités de Genettes (*Genetta genetta* Linné, 1758) en yeuseraie algérienne. *Mammalia*, 52 (4) : 604-607.
- **DIETZ, C., VON HELVERSEN, O. & NILL, D. (2009).** L'encyclopédie des Chauves-souris d'Europe et d'Afrique du Nord. Ed. delachaux et niestlé. 400 p.
- **DUTOUQUET, L., MAILLARD, J-F., NISSER, J. (2009).** Inventaire des micromammifères et d'étude de faisabilité d'une dératisation sur le rocher du Diamant (Martinique).
Site internet.
http://www.oncfs.gouv.fr/IMG/pdf/Rapport_deratisation_rocherdiamant.pdf.
- **EDDINE, A., MOSTEFAI, N., DE SMET, K., KLEES, D., ANSORGE, A., KARSSENE, Y., NOWAK, C. & VAN DER LEER, P. (2017).** Diet composition of a newly recognized canid species, the African golden wolf (*Canis anthus*), in northern Algeria. *Annales Zoologici Fennici* 54 : 347-356.
- **FARFAR, A. Mohammed., BENDJEDDOU, L., BOUSLAMA, Z., METALLAOUI, W., Amara KORBA, R., AMR, Z. & Abu BAKER, M. A. (2017).** Bats of the El Kala Biosphere Reserve, northeastern Algeria (Chiroptera). *Lynx*, n. s. (Praha), 48:79–92
- **FENTON, M.B. (1983).** Just Bats. University of Toronto Press. Toronto. 165p.
- **FRONTIER, S. (1983).** L'échantillonnage de la diversité spécifique. *In*: Stratégies d'échantillonnage en écologie, *Ed :Masson-Presses de l'université Laval*. Paris. pp 416-436.
- **GARCIA-RODRIGUEZ, S. & PUIG-MONTSERRAT, X. (2014).** Algerian hedgehog (*Atelerix algirus* Lereboullet, 1842) habitat selection at the northern limit of its range. *Galemys*, 26 : 49-56.
- **GAUBERT, P., BLOCH, C., BENYACOU, S., ABDELHAMID, A., PAGANI, P., DJAGOUN, C.A.M.S., COULOUX A. & DUFOUR, S. (2012).** Reviving the african wolf *Canis lupus lupaster* in North and West Africa: A mitochondrial lineage ranging more than 6,000 km wide. *PLoS ONE* 7. E42740.
- **GCP (2010).** Les techniques d'étude des chiroptères sur le terrain. Groupe Chiroptères de Provence. Site GCP. <http://www.gcprovence.org/ci.php>.
- **HAMDINE, W. (1991).** Ecologie de la genette (*Genetta genetta*) dans le Parc National du Djurdjura. Station : Tala-Guilef. *Thèse de Magister*, I. N. A. El-Harrach : 105 p.
- **HAMDINE, W., THEVENOT, M., SELLAMI, M. & DE SMET. K. (1993).** régime alimentaire de la genette (*genettagenetta*, L.) dans le parc national du djurdjura, algerie. *mammalia*. 57 n° 1 : 9-18.

- **JOHNSON, L., PONS, G.X. & ROIG-MUNAR, F.X. (2012).** L'eriçó africà, *Atelerix algirus* (Lereboullet, 1842) (Erinaceidae), i els passos de bestiar canadencs del Cap de Cavalleria (Es Mercadal, Menorca). *Boll. Soc. Hist. Nat. Balears*, 54: 139-148. ISSN 0212-260X. Palma de Mallorca.
- **KARANTH, K.U. & NICHOLS, J.D. (1998).** Estimation of tiger densities in India using photographic captures and recaptures. *Ecology*: 11p.
- **KARANTH, K.U. (1995).** Estimating tiger *Panthera tigris* populations from camera trap data using capture-recapture models. *Biology Conservation*: 5p.
- **KARANTH, K.U. NICHOLS, J.D. KUMAR, N.S. & HINES, J.E. (2006).** Assessing tiger population dynamics using photographic capture-recapture sampling. *Ecology*: 13p.
- **KARANTH, K.U. NICHOLS, J.D. KUMAR, N.S. LINK, W.A. & HINES, J.E. (2004).** Tigers and their prey: Predicting carnivore densities from prey abundance. *PNAS*: 5p.
- **Kerth G., Kiefer A., Trappmann C. & Weishaar M., (2003).** High gene diversity at swarming sites suggest hot spots for gene flow in the endangered Bechstein's bat. *Conservation Genetic* 4: 491-499.
- **KOEPFLI, K., POLLINGER, J., GODINHO, R., ROBINSON, J., LEA, A., HENDRICKS, S., SCHWEIZER, R. M., THALMANN, O., SILVA, P., FAN, Z., YURCHENKO, A. A., DOBRYNIN, P., MAKUNIN, A., CAHILL, J. A., SHAPIRO, B., ÁLVARES, F., BRITO, J. C., GEFFEN, E., LEONARD, J. A., HELGEN, K. M., JOHNSON, W. E., O'BRIEN, S. J., VALKENBURGH, B. V. & WAYNE, R. K. (2015).** Genome-wide Evidence Reveals that African and Eurasian Golden Jackals Are Distinct Species. *Current Biology* 25 : 58-65.
- **KUNZ T.H. & KURTA A. (1988).** Capture methods and holding devices. *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats* (dir. T.H. Kunz), pp. 1-29. Washington DC : Smithsonian Institution.
- **LASNIER, J-B. (1995).** Etude de l'impact de la gestion d'une zone humide sur les populations de micromammifères par le régime alimentaire de la chouette effraie *Tyto alba*. Rapport Tour du Valat
- **LIVET, F. & ROEDER, J.-J. (1987).** la genette (*genetta genetta*, linnaeus, 1758). *encyclopediedes carnivores de france*, 16 : 31 p.
- **LOZE, I. (1984).** Régime alimentaire et utilisation de l'espace chez la genette (*genettagenetta*). D. E. A. de biologie du comportement, universite de paris viii.
- **MARCHESI, P., BLANT, M. & CAPT, S. (2008).** Mammifères de suisse. Clés de détermination. *Fauna Helvetica*. Centre suisse de cartographie de la faune. Société suisse de biologie de la faune.
- **MARCHETTI, E., SERVANT, C. & QUEKENBORN, D. (2010).** Suivi télémétrique de chiroptères : synthèse préliminaire. Groupe Chiroptères de Provence
- **MOUHOUB-SAYAH, C. (2009).** Ecophysiologie du Hérisson d'Algérie *Atelerix algirus* Lereboullet, 1842 (Mammalia, Insectivora) dans quelques stations du Djurdjura et dans la vallée de la Soummam. *Thèse de Doctorat d'Etat en Sciences Agronomiques. Ecole Nationale Supérieure Agronomique – El Harrach - Alger* . 142 p.

- **O'CONNELL A.F. NICHOLS J.D. & KARANTH K.U. (2011).** Camera Traps in Animal Ecology: Methodes and Analyses. Springer, London, 279p.
- **OUBELLIL, D. (2010).** Sélection de l'habitat et écologie alimentaire du chacal dore (*Canis aureus algirensis*) dans le parc national de Djurdjura. Thèse de magister pp 86 -123
- **POITEVIN, F. CARALAN, J. FONS, R. & CROSSET, H. (1986).** Biologie évolutive des populations ouest-europeennes de crocidures. 1. critère d'identification et repartition biogeographique de *crocidura russula* (hermann, 1780) et *crocidura suaveolens* (pallas, 1811). *rev. ecol. (terre et vie)* vol. 41 : 300-314.
- **ROEDER, J. J. (1980).** Les emplacements de défécation chez la Genette. *Rev. Ecol. (Terre Vie)*. 34 : 485-494.
- **ROVERO F. & ZIMMERMANN F. (2016).** CAMERA Trapping for Wildlife Research. Exeter: Pelagic Publishing, UK, 232p.
- **ROVERO, F. TOBLER, M. & SANDERSON, J. (2010).** Camera trapping for inventorying terrestrial vertebrates. In Eymann, J. Degreef, J. Häusser, C. Monje, J.C. Samyn, Y. et VandenSpiegel, D. (editors) Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories and monitoring. Abc Taxa, pp. 100–128.
- **SAINT GIRON, M.C. (1973).** Les mammifères de France et de Bnelux. Ed. doin., Paris., 481p.
- **SAINT-GIRONS, M. C. & PETTER, F. (1965).** Les Rongeurs du Maroc. *Travaux de l'inst. Scient. Cherifien. Serie. Zool. 31, Rabat.* 55p
- **TANGUY A., ET GOURDAIN P. (2011).** Guide méthodologique pour les inventaires faunistiques des espèces métropolitaines terrestres (volet 2) – Atlas de la Biodiversité dans les Communes (ABC). MNHN – MEDDTL. 195 p
- **TUTTLE M.D. (1974).** An improved trap for bats. *Journal of Mammalogy* 55 :475-477.
- **WACHER, T. J., NEWBY, J., HOUSTON, W., SPEVAK E., BARMOU, M. & ISSA A. (2004).** Sahelo–Saharan Interest Group Wildlife Surveys. Termit & Tin Toumma, Niger (February–March 2004). ZSL Conservation Report No. 5. London: The Zoological Society of London. iii + 70 pp.
- **WALRAVENS, E. (1981).** Clé de détermination des crânes de micromammifères du Benelux. <http://www.afblum.be/bioafb/clecrane/clecrane.htm>
- **WILSON, D.E. & REEDER, D.M. (2005).** *Mammal Species of the World: A Taxonomic and Geographic Reference*. Third Edition. *The Johns Hopkins University Press, Baltimore*.
- **ZURKINDEN, D. (2017).** Etude de l'abondance relative et de la structure d'une communauté de carnivores dans un écosystème de forêt sèche sur une base de données de pièges photographiques. Thèse de Bachelor of Sciences HES-SO en Gestion de la Nature. Pp : 138

