



**Muséum
national
d'Histoire
naturelle**



Direction de la Recherche, de l'Expertise et de la Valorisation
Direction Déléguée au Développement Durable, à la Conservation de la Nature et à l'Expertise

**Service du Patrimoine Naturel
&
Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage**

Audrey Savouré-Soubelet, Sandrine Ruetter,
Patrick Haffner, Guillaume Rousset



**Proposition de protocoles de suivi
de la Martre (*Martes martes*), de
la Belette (*Mustela nivalis*) et
du Putois (*Mustela putorius*)**

Le Service du Patrimoine Naturel (SPN) Inventorier - Gérer - Analyser - Diffuser

Au sein de la direction de la recherche, de l'expertise et de la valorisation (DIREV), le Service du Patrimoine Naturel développe la mission d'expertise confiée au Muséum national d'Histoire naturelle pour la connaissance et la conservation de la nature. Il a vocation à couvrir l'ensemble de la thématique biodiversité (faune/flore/habitat) et géodiversité au niveau français (terrestre, marine, métropolitaine et ultra-marine). Il est chargé de la mutualisation et de l'optimisation de la collecte, de la synthèse et la diffusion d'informations sur le patrimoine naturel.

Placé à l'interface entre la recherche scientifique et les décideurs, il travaille de façon partenariale avec l'ensemble des acteurs de la biodiversité afin de pouvoir répondre à sa mission de coordination scientifique de l'Inventaire national du Patrimoine naturel (code de l'environnement : L411-5).

Un objectif : contribuer à la conservation de la Nature en mettant les meilleures connaissances à disposition et en développant l'expertise.

En savoir plus : <http://www.mnhn.fr/spn/>

Directeur : Jean-Philippe SIBLET

Adjoint au directeur en charge des programmes de connaissance : Laurent PONCET

Adjoint au directeur en charge des programmes de conservation : Julien TOUROULT

L'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage (ONCFS)

L'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage est un établissement public de référence en matière de gestion durable de la faune sauvage et de ses habitats. Les missions de l'établissement sont définies par les lois chasse de 2000 et 2003 et la loi développement des territoires ruraux (loi DTR) de 2005. Elles concernent :

- la surveillance des territoires et la police de l'environnement et de la chasse,
- des études et des recherches sur la faune sauvage et ses habitats,
- l'appui technique et le conseil aux administrations, collectivités territoriales, gestionnaires et aménageurs de territoires,
- l'évolution de la pratique de la chasse selon les principes du développement durable et la mise au point des pratiques de gestion des territoires ruraux respectueuses de l'environnement,
- l'organisation et la délivrance de l'examen du permis de chasser.

La mise en œuvre des missions de l'Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage est cadrée par un contrat d'objectifs triennal validé par les deux ministères de tutelle : le ministère de l'Ecologie et le ministère de l'Agriculture.

L'ONCFS est composé de 6 directions dont la direction des Etudes et de la Recherche qui prépare et conduit la politique de connaissance, d'études, d'expérimentation et de recherche appliquée à la gestion des espèces et des habitats.

En savoir plus : <http://www.oncfs.gouv.fr/>

Directeur des Etude et de la Recherche de l'ONCFS : Pierre MIGOT

Adjoint Directeur des Etude et de la Recherche de l'ONCFS : Guillaume ROUSSET



Porté par le SPN, cet inventaire est l'aboutissement d'une démarche qui associe scientifiques, collectivités territoriales, naturalistes et associations de protection de la nature en vue d'établir une synthèse sur le patrimoine naturel en France. Les données fournies par les partenaires sont organisées, gérées, validées et diffusées par le MNHN. Ce système est un dispositif clé du SINP et de l'Observatoire National de la Biodiversité.

Afin de gérer cette importante source d'informations, le Muséum a construit une base de données permettant d'unifier les données à l'aide de référentiels taxonomiques, géographiques et administratifs. Il est ainsi possible d'accéder à des listes d'espèces par commune, par espace protégé ou par maille de 10x10 km. Grâce à ces systèmes de référence, il est possible de produire des synthèses quelle que soit la source d'information.

Ce système d'information permet de mutualiser au niveau national ce qui était jusqu'à présent éparpillé à la fois en métropole comme en outre-mer et aussi bien pour la partie terrestre que pour la partie marine. C'est une contribution majeure pour la connaissance, l'expertise et l'élaboration de stratégies de conservation efficaces du patrimoine naturel.

En savoir plus : <http://inpn.mnhn.fr>

Proposition de protocoles de suivi de la Martre, de la Belette et du Putois.

Audrey Savouré-Soubelet, SPN, Chargée d'étude « Mustélidés ».

Sandrine Ruelle, ONCFS, Chef de projet de l'équipe « Petits carnivores » du CNERA PAD.

Patrick Haffner, SPN, Chef du pôle « Espèces » & expert Mammifères.

Guillaume Rousset, ONCFS, Directeur adjoint des Etudes et de la Recherche.

Référence du rapport conseillé : Savouré-Soubelet A., Ruelle S., Haffner P. & Rousset G. 2011. Proposition de protocoles de suivi de la Martre (*Martes martes*), de la Belette (*Mustela nivalis*) et du Putois (*Mustela putorius*). Muséum national d'histoire naturelle – Service du Patrimoine naturel et Office national de la chasse et de la faune sauvage. 45p.

1^{ère} de couverture : *Mustela nivalis* dans la forêt de Bialowieza, Pologne. P. Gourdain.

Martes martes. G. Gayet.

4^{ème} de couverture : *Mustela putorius*. G. Gayet

Piège photo. A. Savouré-Soubelet

INTRODUCTION	5
PRESENTATION DES ESPECES ETUDIEES	8
LA MARTRE, <i>MARTES MARTES</i>	8
LA BELETTE, <i>MUSTELA NIVALIS</i>	8
LE PUTOIS, <i>MUSTELA PUTORIUS</i>	9
GENERALITES APPLICABLES A CHAQUE TECHNIQUE	11
NOMBRE DE DISPOSITIFS	11
LIEU DE POSE - ÉCHANTILLONNAGE	11
DUREE DE L'ÉTUDE	11
PERIODE DE POSE	12
APPATS	12
ANALYSE DES RESULTATS.....	12
FICHE DE SUIVI	13
LES DIFFERENTES TECHNIQUES	14
TUNNELS A TRACES	14
<i>Matériel</i>	14
<i>Méthode</i>	14
<i>Résultats</i>	16
<i>Estimation des coûts</i>	16
APPAREILS PHOTOGRAPHIQUES AUTOMATIQUES	18
<i>Matériel</i>	18
<i>Méthode</i>	18
<i>Résultat</i>	19
<i>Estimation des coûts</i>	19
TUBES CAPTEURS DE POILS.....	21
<i>Matériel</i>	21
<i>Méthode</i>	21
<i>Résultat et analyse génétique</i>	22
<i>Estimation des coûts</i>	23
RECOLTE DE FECES.....	25
<i>Matériel</i>	25
<i>Méthode</i>	25
<i>Résultat et analyse génétique</i>	25
<i>Estimation des coûts</i>	26
ANALYSE GENETIQUE	27
<i>Méthode</i>	27
<i>Résultat</i>	27
MISE EN PLACE DU PROTOCOLE EXPERIMENTAL	29
METHODE.....	29
<i>Estimation des coûts</i>	29
DISCUSSION	30
CONCLUSION :	32
BIBLIOGRAPHIE	33
OUVRAGES ET PUBLICATIONS :	33
SITES INTERNET	38
ANNEXES	39
1 : FICHE DE SUIVI DES DIFFERENTS DISPOSITIFS.....	39
2 : IDENTIFICATION DE QUELQUES EMPREINTES DE CARNIVORES.....	40
3 : EXEMPLES DE PHOTOGRAPHIES DE CARNIVORES ISSUES D'APPAREILS PHOTOGRAPHIQUES AUTOMATIQUES	42
4 : IDENTIFICATION DES POILS DE MARTRE, BELETTE, PUTOIS	43

Introduction

➤ La problématique concernant les espèces susceptibles d'être classées nuisibles, et en particulier la Martre (*Martes martes*), la Belette (*Mustela nivalis*) et le Putois (*Mustela putorius*) s'inscrit dans différents cadres. Pour la Martre et le Putois, les éléments à prendre en compte pour l'évaluation de l'état de conservation au niveau européen et national (suivant la Directive Habitat Faune Flore, annexe V) devraient permettre de s'assurer que les prélèvements réalisés sur ces espèces ne sont pas de nature à mettre en danger l'état de conservation favorable des espèces¹.

Pour les trois espèces, au niveau départemental, les motifs précisés dans la réglementation française pour justifier du classement « nuisible » sont de quatre types² :

- dans l'intérêt de la santé et sécurité publiques,
- pour prévenir les dommages importants aux activités agricoles, forestières et aquacoles,
- pour la protection de la faune et de la flore
- pour prévenir les dommages importants à d'autres formes de propriété.

Différentes circulaires ministérielles rappellent aux préfets que, pour le classement de ces espèces, il convient de disposer de données suffisantes sur le niveau de population, sur les dégâts qu'elles occasionnent ou sont susceptibles d'occasionner et sur leur localisation géographique dans le département.

➤ Dans tous les cas, la mise en place d'outils de suivi, basés sur des indicateurs simples permettant de fournir des informations susceptibles d'orienter les prises de décisions aux échelles nationales et départementales permettrait d'éclairer utilement les débats.

Mais ces espèces sont discrètes, essentiellement nocturnes et le plus souvent présentes à densités faibles de sorte qu'il n'existe pas à ce jour de méthode standardisée permettant d'estimer l'évolution des effectifs de ces espèces, même à une échelle fine. D'autre part, les

¹ Les deux espèces sont classées dans l'annexe III ("espèces de faune protégées") de la convention relative à la conservation de la vie sauvage et du milieu naturel de l'Europe dite convention de Berne (décret n° 90-756 du 22 août 1990) de même que le putois, le blaireau, l'hermine, la fouine, le chat sauvage et le lynx en ce qui concerne les carnivores. A ce titre, la convention précise que "l'exploitation de ces espèces doit être réglementée de manière à maintenir l'existence de ces populations hors de danger" (voir notamment les articles 7 à 9). L'article 9 de la Convention de Berne prescrit qu'« à condition qu'il n'existe pas d'autre solution satisfaisante et que la dérogation ne nuise pas à la survie de la population concernée les états peuvent déroger aux dispositions des articles 6, 7 et 8 pour les motifs suivants :

- protéger la flore et la faune,
- prévenir des dommages importants aux cultures, au bétail, aux forêts, aux pêcheries, aux eaux et aux autres formes de propriété,
- protéger la santé, la sécurité publique, la sécurité aérienne ou d'autres intérêts publics prioritaires. »

Martre et putois sont mentionnées dans l'annexe V de la Directive 92/43/CEE du 21 mai 1992 concernant la conservation des habitats naturels ainsi que de la faune et de la flore sauvages dite Directive Habitats en tant qu'"espèces animales et végétales d'intérêt communautaire dont le prélèvement dans la nature et l'exploitation sont susceptibles de faire l'objet de mesures de gestion". L'article 16 prescrit notamment qu'« à condition qu'il n'existe pas d'autres solutions satisfaisantes et que la dérogation ne nuise pas au maintien, dans un état de conservation favorable, des populations des espèces concernées dans leur aire de répartition naturelle, les Etats peuvent déroger aux articles 12, 14 et 15 de la directive pour des motifs très voisins de ceux prévus par la directive sur la conservation des oiseaux. »

² Le piégeage des populations animales s'appuie sur l'article L. 427-9 du Code de l'Environnement qui indique que "un décret en Conseil d'Etat désigne l'autorité administrative compétente pour déterminer les espèces d'animaux malfaisants ou nuisibles que le propriétaire, possesseur ou fermier peut, en tout temps, détruire sur ces terres et les conditions d'exercice de ce droit." Dans ce cadre, en application de l'article R227.6 du Code de l'environnement, la liste des espèces susceptibles d'être classées nuisibles est fixée au niveau national par l'arrêté ministériel du 30/09/1988. Elle comprend à ce jour 6 espèces d'oiseaux et 9 espèces de mammifères parmi lesquels figurent la martre, le putois et la belette. Le préfet détermine parmi les espèces figurant sur la liste nationale celles qu'il convient de classer nuisibles localement sur tout ou partie du département. Ce classement est annuel et vaut pour l'année cynégétique (1^{er} juillet au 30 juin). Cette liste est établie après avis du Conseil départemental de la chasse et de la faune sauvage (selon l'article R227.6 du Code rural, pour les trois motifs présentés).

connaissances acquises sur ces trois espèces et leurs particularités écologiques conduisent à des analyses différentes pour chaque espèce et les outils de connaissance et de suivi à développer sont différents. Par exemple, l'étude des fluctuations interannuelles des populations de belettes sera peu informative à court terme car les populations de belettes fluctuent en fonction des fluctuations de leur principale proie, le Campagnol des champs, *Microtus arvalis* (voir travaux de Delattre, 1983, 1984, 1987).

➤ Faute de méthode standardisée simple d'application, l'acquisition de connaissances sur l'évolution de l'aire de répartition des populations de carnivores est le seul outil simple, actuellement applicable à l'échelle nationale qui peut permettre de définir le statut d'une espèce en fonction de l'évolution dans le temps de l'aire de présence de chaque espèce et en tenant compte des prélèvements réalisés les années précédentes. Ainsi, des cartes de répartition (présence/absence) des espèces, cumulant les données de piégeage et les observations faites par des informateurs fiables, selon un protocole bien défini sont une aide précieuse. Dans ce contexte, l'ONCFS s'emploie à assurer le suivi patrimonial des petits carnivores et réalise des enquêtes nationales de répartition, publiées régulièrement (RUETTE *et al.*, 2008) et mises en ligne sous Carmen. Mais, ce type de données n'est souvent pas suffisant pour statuer sur les niveaux de populations à une échelle départementale et sur un pas de temps court, voire annuel.

De nombreuses techniques ont été étudiées pour détecter la présence de ces espèces (Tunnel à traces : ZIELINSKI et TRUEX, 1995 ; HELON *et al.*, 2002 ; FONTANA *et al.*, 2007 ; MARCHESI *et al.*, 2009 ; FONTANA *et al.*, 2009. Appareils photographiques automatiques : LYRA-JORGE *et al.*, 2008 ; MORUZZI *et al.*, 2002 ; ROGEON, 2011. Tubes capteurs de poils : SCOTT ET CRAIG, 1988 ; LYNCH *et al.*, 2006 ; ZIELINSKI *et al.*, 2006 ; MARTIN, 2007. Récolte de fèces : KOHN *et al.*, 1999 ; ZUERCHER *et al.*, 2003 ; DALEN *et al.*, 2004). Les progrès techniques, notamment en matière de piégeage photographique et en génétique, permettent d'envisager des études sous un jour nouveau. Dans ce projet, nous faisons le point sur les différentes méthodes envisageables, avec leurs avantages et inconvénients et proposons un protocole à tester pour définir celle qui permettrait de suivre une population à l'échelle d'un département. Cependant, afin de limiter de nombreux biais lors des tests de ces protocoles, l'étude de faisabilité se fera sur une région agricole.

Un grand nombre d'études (BULL *et al.*, 1992 ; ZIELINSKI et KUCERA, 1995 ; MACDONALD *et al.*, 1998 ; FORESMAN et PEARSON, 1998 ; MARCHESI *et al.*, 2004 ; GOMPPER *et al.*, 2006 ; HARRISON, 2006 ; HARRINGTON *et al.*, 2008a ; LONG *et al.*, 2008) se sont déjà intéressées à la comparaison et l'évaluation de ces méthodes de suivi. Nos tests vont donc se concentrer sur des questions d'ordre plus pratique (nombre de jour nécessaire par méthode, nombre de transects, nombre de dispositifs par transects, coût de l'étude...) afin de pouvoir trouver un compromis entre l'aspect économique et l'intérêt scientifique de ces différentes méthodes et de déterminer celle qui permettra d'obtenir les résultats les plus fiables dans le contexte français. Notamment, nous savons que les protocoles se basant sur des tunnels à traces ou des appareils photographiques automatiques sont moins onéreux que ceux combinant la récolte de fèces ou de poils avec une analyse génétique des données récoltées mais les résultats obtenus ne parviennent pas à la même précision. En effet, ces dernières méthodes permettent d'obtenir un indice d'abondance relative fiable, basé sur une reconnaissance individuelle tandis que les tunnels à traces et les appareils photographiques automatiques

ne peuvent se limiter qu'à l'espèce. L'indice d'abondance relative sera alors estimé à partir du pourcentage de transects visités par espèce.

Ainsi, à la suite d'une brève description des espèces ciblées et d'un paragraphe portant sur la justification de certains critères choisis pour l'ensemble des protocoles – tels que le nombre de dispositifs à mettre en place, les lieux et les temps de pose *etc.* – nous présenterons les différentes méthodes de suivi de ces mustélidés.

Enfin, nous réfléchirons à la mise en place d'un protocole expérimental permettant de **tester simultanément et dans les mêmes conditions ces différentes techniques afin de pouvoir les comparer et choisir celui répondant au mieux à notre problématique.**

Présentation des espèces étudiées

La Martre, *Martes martes*

Poids : 1,2 à 2,5 kg pour le mâle et 0,8 à 1,4 kg pour la femelle.

Longueur du corps : 48 à 56 cm pour le mâle et 36 à 45 cm pour la femelle ; queue de 17 à 28 cm.

Description : pelage brun avec une bavette jaune-orangée sur la gorge descendant entre les pattes antérieures. Queue brune touffue. Pelotes digitales recouvertes de poils. Truffe généralement noire.

Habitat préférentiel: dépendante de la présence d'arbres (PEREBOOM, 2006), la Martre fréquente aussi bien des forêts de conifères, de feuillus que des forêts mixtes mais également des paysages où la fragmentation forestière est importante (RUETTE *et al.*, 2005). Très bien adaptée aux conditions hivernales rudes, elle habite des massifs forestiers de plaine comme de montagne.

Son domaine vital, variant d'une dizaine à plusieurs centaines d'hectares (MERGEY, 2007), se compose d'une surface boisée minimale de 30 hectares (ONC, 1986). Sa limite altitudinale correspond à celle de la forêt. Son territoire compte de nombreux gîtes qui se trouvent majoritairement à la cime des arbres – de préférence à plus de 15 mètres de haut (LABRID, 1987) – dans des cavités de troncs ou dans de vieux nids d'oiseaux et d'écureuils.

L'accouplement s'effectue au milieu de l'été (Tab.1), mais la femelle ne met bas qu'en mars/avril grâce à un phénomène d'ovo-implantation différé. Sa portée compte en moyenne 2 à 4 jeunes qui commencent à s'activer à partir de 8 semaines et quittent leur mère à la fin de l'été ou au début de l'automne (LABRID, 1986).

Tab 1. Schéma récapitulatif de la reproduction de la Martre, d'après Ruette *et al.*, 2008.

	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Novembre	décembre
Martre			Mise bas			Sortie jeunes	Rut		Emancipation			

La stratégie de reproduction de la Martre est lente : la maturité sexuelle est atteinte à 1-1,5 ans, il y a une portée par an, la fécondité est modeste et la durée de vie assez longue (LABRID, 1986).

La Belette, *Mustela nivalis*

Poids : 60 à 170 g pour le mâle et 35 à 900 g pour la femelle.

Longueur du corps : 18 à 23 cm pour le mâle et 16 à 19 cm pour la femelle ; queue de 4 à 6,5 cm.

Description : pelage brun roussâtre sur le dessus et blanc sur le dessous. Queue courte et de couleur uniforme.

Habitat préférentiel : la Belette fréquente tous types de milieux, à condition qu'il y ait des rongeurs, mais semble moins abondante dans les grandes forêts et en haute montagne. Elle peut s'observer fréquemment près des habitations, sur les chemins, le long des murs, des haies et des broussailles.

La taille de son domaine vital varie en fonction du sexe et de la disponibilité des ressources alimentaires mais reste comprise entre 10 et 30 hectares (DELATTRE, 1987). La Belette utilise les terriers de rongeurs répartis sur l'ensemble de son territoire pour gîter.

Le rut a lieu au printemps et la gestation dure environ un mois (Tab.2). L'apparition d'un second œstrus à la fin de la lactation laisse imaginer qu'une deuxième portée pourra voir le jour la même année. Les jeunes (entre 2 et 10 par portée) commencent à sortir dès 4 semaines, s'émancipent à partir de 12 semaines et sont sexuellement matures à 4 mois (DELATTRE, 1987).

Tab 2. Schéma récapitulatif de la reproduction de la Belette, d'après Ruetta et al., 2008.

	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Novembre	décembre	
Belette			PS	Rut	Période secondaire (PS)								
	Période secondaire			Mise bas		Période secondaire							
	Période secondaire				Sortie des jeunes			Période secondaire					
	Période secondaire							Emancipation		Période secondaire			

Les populations de belettes ont pour principale caractéristique démographique d'être dépendante de celles des campagnols des champs, leurs proies principales qui fluctuent en fonction du cycle pluriannuel dont le rythme varie de 2 à 4 ans selon les régions. La fluctuation des populations de belette suit de façon synchrone celle des rongeurs. Cette adaptation démographique demande des capacités de reproduction rapide pour répondre numériquement à l'augmentation rapide des proies.

Le Putois, *Mustela putorius*

Poids : 0,750 à 1,7 kg pour le mâle et 0,3 à 0,85 kg pour la femelle.

Longueur du corps : 38 à 46 cm pour le mâle et 32 à 37 cm pour la femelle ; queue de 10 à 16 cm.

Description : pelage beige jaunâtre sur le dos et les flancs et noir sur le ventre et les membres. Masque facial noir, plus ou moins marqué, avec des bandes claires sur le museau, le front et la bordure des oreilles.

Habitat préférentiel : préférant les milieux humides, le Putois a toutefois su s'adapter aux milieux les plus diversifiés tant que la présence de l'eau, sous forme dormante ou courante, est confirmée. Il se retrouve en effet aussi bien en milieux ouverts qu'en milieux moyennement boisés. Dans les grands massifs forestiers, il ne sera présent qu'en lisière et au bord des cours d'eau. Enfin, il fréquente couramment les abords des habitations humaines (ROGER et al., 1988).

Son domaine vital peut atteindre une centaine d'hectares à l'intérieur desquels il établira son gîte dans des endroits très variés : souche creuse, tas de branchage ou encore terrier abandonné.

Tab 3. Schéma récapitulatif de la reproduction du Putois, d'après Ruetta et al., 2008.

	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Aout	Septembre	Octobre	Novembre	décembre
Putois			Rut	Mise bas	Sortie des jeunes			Emancipation				

Le rut du Putois se situe généralement entre mars et avril. La femelle, après une gestation de 40 à 42 jours, donne naissance en mai/juin à une portée constituée de 1 à 12 jeunes. Une seconde portée pourra voir le jour si le sevrage de la première se termine

rapidement. A un mois, les jeunes jouent à l'extérieur du nid et ils quittent leur mère deux mois après, en septembre/octobre (Tab. 3). Ils atteignent leur maturité sexuelle à l'âge de 10-11 mois (ROGER *et al.*, 1988).

Le Putois présente des potentialités de reproduction élevées avec un nombre important de jeunes par portée (5 à 10), une croissance rapide, une maturité sexuelle précoce (1 an) et une possibilité de portée de remplacement (en cas d'échec de la reproduction ou de perte de jeunes). La dynamique de population du Putois se situe entre celle des mustélidés à démographie rapide telle que la belette et à celle des espèces à démographie plus lente comme la Martre. Elle reste encore mal connue, en particulier les taux de survie par classe d'âge et de sexe.

Généralités applicables à chaque technique

Nombre de dispositifs

Le nombre de dispositifs (tunnels à traces, appareils photographiques, tubes capteurs de poils) se calque sur une étude concernant les petits mustélidés effectuée récemment en Suisse (MARCHESI *et al.*, 2004 ; 2009). Dans leurs études, MARCHESI *et al.* plaçaient 10 tunnels à traces par km² et une centaine par région biogéographique. Cette méthode s'avérant concluante, nous nous en sommes inspirés et proposons la pose de 100 dispositifs par région agricole, tenant ainsi compte des fortes disparités géographiques existantes en France au sein d'un même département.

Afin d'avoir plusieurs réplifications, nous avons choisi de poser 5 dispositifs par transect et obtenir ainsi 20 transects différents par région agricole.

Lieu de pose - Echantillonnage

Les transects seront tracés à proximité de sentier afin de minimiser le temps passé sur le terrain (GESE, 2001 ; BULL *et al.*, 1992 ; KING, 1994 ; GOMPPER *et al.*, 2006). De plus, les sentiers correspondent à des écotones et sont donc des lieux de passages privilégiés de la faune. En revanche, ce choix de zones favorables devra être pris en compte lors de l'interprétation des résultats.

Les transects seront distants d'au moins 3 km les uns des autres afin d'éviter de traverser plusieurs fois le domaine vital d'un même individu (WILSON et DELAHAY, 2001). Nous proposons de répartir ces transects de façon systématique sur l'ensemble de la zone définie.

Durée de l'étude

La durée de l'étude doit être choisie avec précaution et constituer un compromis entre la précision et la sensibilité recherchée (Fig. 1) (NAMS et GILLIS, 2003).

Quatre à cinq semaines semblent une durée suffisante pour cette étude (MARCHESI *comm. pers.*) qui devra être répétée tous les ans, à la même période et aux mêmes emplacements, afin de pouvoir comparer les résultats obtenus d'une année sur l'autre. Une attention particulière doit être accordée à l'interprétation des résultats concernant l'évolution des populations de Belette, celles-ci subissant naturellement des fluctuations interannuelles assez importantes. En effet, son cycle de fluctuation ayant un pas de temps d'environ 4-5 ans, l'étude devrait donc partir sur une durée de 8 à 10 ans... ce qui engendrera d'autres problèmes tels que les modifications des paysages.

L'objectif principal de cette étude n'est pas de comparer les résultats obtenus d'une année à l'autre (trop de biais rentreraient en compte) mais de noter une évolution des

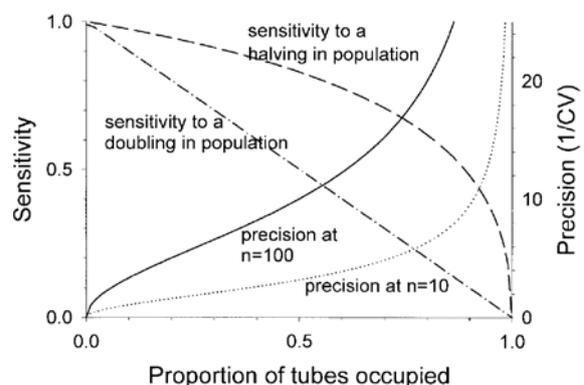


Fig. 1 : Variation de la précision relative et de la sensibilité de l'indice de suivi en fonction de la proportion de tube positif. La sensibilité mesure la variation de l'indice de suivi par rapport au changement de population. Des valeurs élevées de la sensibilité et de la précision sont souhaitées-cela se produit pour une proportion intermédiaire de tube occupé. Source : Nams et Gillis, 2003.

populations au fil du temps, elle devra donc être répétée plusieurs années de suite avant de pouvoir conclure et durer au minimum 3 ans pour la Martre et le Putois.

Période de pose

Certains dispositifs à mettre en place sont moins efficaces en hiver (MARCHESI *et al.*, 2009). En effet, l'humidité joue un rôle néfaste sur les tunnels à traces et sur les tubes capteurs de poils. De même, la période de sortie des jeunes et de leur émancipation, s'étendant du mois de juin à octobre (Tab. 4), ne semble pas la plus pertinente pour évaluer un indice d'abondance car risque de surestimer la taille de la population. La période optimale pour tester ces différents dispositifs semble donc être entre mars et mai. Cette période semble être également adaptée pour la récolte de fèces le long de transect (HELDER *comm. pers.*) car en été les mustélidés se nourrissant principalement de fruits et d'insectes, leurs excréments sont moins facilement identifiables.

Tab. 4. Schéma récapitulatif de la reproduction de la Martre, la Belette et du Putois, d'après Ruetta *et al.*, 2008.

	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre	
Martre			Mise bas			Sortie des jeunes	Rut	Emancipation					
Belette			PS	Rut	Période secondaire (PS)								
			Période secondaire (PS)			Mise bas	Période secondaire (PS)						
			Période secondaire (PS)			Sortie des jeunes		Période secondaire (PS)					
			Période secondaire (PS)						Emancipation	Période secondaire			
Putois			Rut	Mise bas		Sortie des jeunes	Emancipation						

Appâts

Appâter les différents dispositifs présente plusieurs inconvénients. D'une part, l'appât attire tous les rongeurs présents dans les alentours, polluant alors les différents dispositifs, alors qu'il n'augmente pas de manière significative le nombre de contact des mustélidés (MARCHESI *comm. pers.*). De plus, au printemps/été, le nombre de proie disponible augmente entraînant un attrait moindre de l'appât (BULL *et al.*, 1992).

D'autre part, la pose d'appât n'est pas propice pour un protocole s'intéressant à des abondances. En effet, le dispositif risque d'avoir un effet attractif, attirant plusieurs fois un même individu (THOMPSON et FLEMING, 1994 ; ALLEN *et al.*, 1996). Enfin, le champ de diffusion d'un appât étant rarement connu, nous ignorons alors les limites de la zone prospectée.

Par ailleurs, pour augmenter la probabilité de contacter les espèces ciblées en les attirant visuellement, il est possible d'accrocher un bout de papier aluminium sur une branche au-dessus des dispositifs (MAC DANIEL *et al.*, 2000). Ce principe d'appât visuel est régulièrement utilisé par les piégeurs (Roques *comm. pers.*) et ne devrait pas avoir d'effet sur la recapture de mêmes individus (pas de récompense).

Analyse des résultats

Une fois que les différents échantillons récoltés sont analysés, l'indice d'abondance d'une espèce peut être estimé. Deux possibilités s'offrent à nous en fonction des techniques utilisées.

Premièrement, l'échantillon permet une identification au niveau de l'espèce (tunnels à traces, appareils photographiques automatiques). Dans ce cas, nous pourrions calculer **un indice d'abondance relative**.

L'abondance relative est une mesure du nombre d'individus d'une espèce présente dans un échantillon par rapport à un autre échantillon séparé dans l'espace ou le temps (WILSON et DELAHAY, 2001). Elle est habituellement exprimée sous la forme d'un indice calculé à partir de la fréquence de signes par unité standardisée d'effort d'échantillonnage. Cet indice correspond donc dans notre étude au pourcentage de transect positif par région agricole, un transect étant considéré comme positif lorsque des indices de l'espèce cible sont présents sur au moins un des 5 dispositifs qui le constitue.

Cet indice, comparé d'une année à l'autre, donnera des informations quant à la tendance évolutive des espèces étudiées (BEIER et CUNNINGHAM, 1996 ; WILSON et DELAHAY, 2001) en posant l'hypothèse suivante : plus une espèce est abondante, plus le nombre de transect positif sera élevé.

Deuxièmement, l'analyse de l'échantillon permet une identification au niveau de l'individu (tubes capteurs de poils, récolte de fèces). L'indice d'abondance relative pourrait alors être estimé à partir de modèle de capture-marquage-recapture. Cette technique permet d'estimer les probabilités de survie et de recapture des individus afin d'incorporer ces valeurs dans des modèles permettant de calculer les effectifs réels de la population (MARBOUTIN, 2005). Mais, une limite importante à l'application de tels modèles est le nombre de captures et recaptures.

Fiche de suivi

Quelques soient le dispositif utilisé, pour que les données puissent être traitées et analysées, certaines informations sont indispensables. Ainsi, pour chaque station, il faudra remplir la fiche présentée en annexe 1 en notant les informations suivantes :

- Date du relevé.
- Type de dispositif.
- Localisation du dispositif avec :
 - Le département prospecté.
 - Le numéro et les coordonnées du transect.
 - Le numéro et les coordonnées de la station.
- Nom de la personne qui a relevé.
- Nom de la personne qui identifie les indices.
- Informations sur le milieu de pose.
- Informations sur les indices relevés.

Les différentes techniques

Tunnels à traces

Le tunnel à traces (Fig. 2) est une boîte allongée et ouverte des deux côtés. Au milieu de cette boîte se trouve un tampon imbibé d'encre et entouré de part et d'autre de feuilles de papier vierge. L'animal attiré par l'effet tunnel, entre dans la boîte, s'imbibe les pattes sur le tampon et laisse ses empreintes sur le papier.

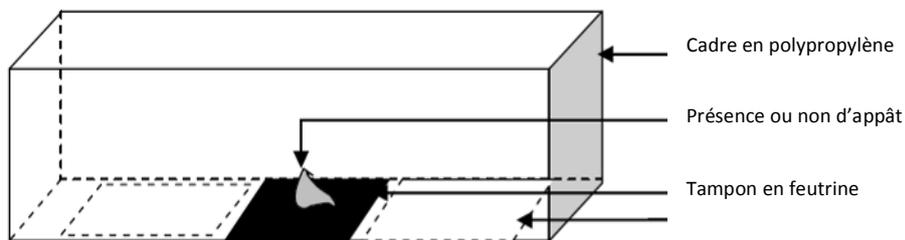


Fig. 2. Schéma et photographie d'un tunnel à trace. Source : A. Savouré-Soubelet

Matériel

- Polypropylène.
- Feutrine pour le tampon.
- Papier kraft pour récupérer les empreintes.
- Encre : 80 g de nitrate de fer + 120 g de polyéthylène glycol (PEG 300/400) + 40 g de détergent neutre (nonidet) et 30 g d'eau.
- Révélateur : acide tannique et éthanol à 75%.
- Outils : vis, écrous, punaises, cutter.

Méthode

Choix des matériaux et dimension du tunnel :

Plusieurs produits existent pour l'identification des traces. La suie, l'encre et le talc sont les plus régulièrement utilisés mais il existe aussi des colorants alimentaires (NATIONAL POSSUM CONTROL AGENCIES, 2007). L'utilisation de l'encre et de la suie permettent d'effectuer des mesures sur 88% des traces contre 45% pour le talc (BELANT, 2003). L'encre étant plus facile à utiliser (BELANT, 2003), nous avons opté pour ce produit.

Le choix de la dimension du tunnel doit combiner la volonté de contacter la plus grande espèce ciblée, c'est à dire la Martre, avec la disponibilité du matériau.

ZIELINSKI et KUCERA proposèrent en 1995 des tunnels de dimensions 813x254x254 mm (Lxlxh) pour suivre les petits mammifères. Par la suite ces dimensions ont varié en fonction des études. Ainsi, LOUKMAS *et al.* (2003) utilisent des tunnels de 810x230x230 mm, MARCHESI *et al.* (2004) ont contacté la Belette et le Putois avec des tunnels de 1000x160x120 mm et travaillent aujourd'hui avec des tunnels de 1000x145x185 mm, FONTANA *et al.* (2007) ont ciblé le Putois grâce à des tunnels de 750x260x400 mm tandis que BULL *et al.* (1992) ont travaillé sur la Martre avec des tunnels de 800x220x220 mm.

Nous utiliserons du polypropylène alvéolé pour la fabrication des tunnels car ce matériau est léger, peu coûteux, flexible et moins cher que le bois de taille similaire (GOMPPER *et al.*, 2006).

Ce matériau étant vendu par plaque de 1200x1600 mm et de 3 mm d'épaisseur (*il faudra tester si cette épaisseur est suffisante ou si le tunnel semble trop fragile*), nous avons opté pour la fabrication de boîte de dimension 800x250x250 mm afin de pouvoir fabriquer deux tunnels par plaque.

Fabrication du tunnel :

Couper la plaque de polypropylène de 1200x1600 mm en deux dans le sens de la largeur afin d'obtenir deux plaques de 800x1200 mm. A partir de chaque plaque, former un parallélépipède de dimension 800x250x250 mm.

Les 200 mm restant, et recouvrant la surface d'un côté, vont permettre de fixer la boîte à l'aide de vis et d'écrous (Fig. 3).



Fig.3 : Montage d'un tunnel à traces. Source : Gompper et al., 2006.

Au centre de la boîte, poser la feutrine préalablement coupée en format A5 (= demi A4) que nous fixerons à l'aide de punaises (*il faudra tester si l'épaisseur choisie suffit ou s'il est préférable de l'augmenter*). De part et d'autre de cette feutrine, fixer de la même manière les feuilles A4 de kraft, face rugueuse vers le haut, et bien séparées de la feutrine (KING et EDGAR, 1977). Celles-ci auront été au préalable pulvérisées avec le révélateur afin de limiter leurs manipulations et de voir directement les traces (MARCHESI *comm. pers.*) Grâce à ce produit, les feuilles pourront se conserver indéfiniment.

Il est possible de faire deux fentes, à l'aide d'un cutter, avant le papier pour éviter l'entrée d'eau (NAMS et GILLIS, 2003).

Fabrication de l'encre :

Mélanger, au-dessus d'une source de chaleur, 80 g de nitrate de fer avec 120 g de polyéthylène glycol, 40 g de détergent (nonidet, nonylphenyl polyéthylène glycol) et 30 ml d'eau, sans porter à ébullition. Manipuler ces produits avec précaution car le nonidet est irritant pour les yeux et la peau (classe de toxicité 5). *Il faudra tester quelle quantité est nécessaire pour l'étude.*

Une fois refroidie, l'encre se conserve indéfiniment dans un récipient fermé. Ce récipient doit être en verre car il y a des risques de réaction avec certains plastiques (MARCHESI *comm. pers.*) et doit être ouvert périodiquement afin de dégazer le produit. L'encre résiste à l'évaporation de 10 à 30 jours selon la disposition du tunnel et le climat (KING et EDGAR, 1977).

Fabrication du révélateur :

Verser 5 g d'acide tannique dans 100 ml d'éthanol à 75 %. Mélanger cette solution et la pulvériser sur la face rugueuse du papier kraft. Cette pulvérisation doit s'effectuer à l'extérieur ou sous une hotte. Un mètre carré de papier kraft nécessite une pulvérisation de 30 ml (KING et EDGAR, 1977), soit il faut environ 2 ml pour une feuille A4 donc 4 ml par tunnel ou 400 ml par région agricole.

Pose des tunnels :

Tracer 20 transects de 400 mètres, distant d'au moins 3 km les uns des autres, à proximité de sentier. Sur chaque transect, poser un tunnel tous les 100 mètres et relever sa

position à l'aide d'un GPS. Les tunnels seront camouflés avec le branchage et les feuilles présents sur le terrain. Une fois fixé, ajouter de l'encre sur la feutrine en faisant attention de ne pas en mettre sur les feuilles de papier kraft.

Un transect contient donc 5 tunnels et une région compte 20 transects.

Les tunnels doivent être posés pendant quatre à cinq semaines à partir du mois de mars.

Une visite hebdomadaire et à jour fixe de chaque tunnel est nécessaire pour récupérer et remplacer les feuilles de papier kraft. Pour chaque feuille récupérée, il est important de remplir la fiche qui correspond (annexe 1).

Cette étude devra être répétée tous les ans et les emplacements des tunnels devront rester similaires d'une année sur l'autre afin de pouvoir comparer le pourcentage de tunnels visités.

Résultats

Les différentes traces obtenues peuvent être identifiées par un spécialiste (annexe 2). Pour différencier les *mustela* des *martes*, il est possible d'utiliser des analyses discriminantes (FONTANA *et al.*, 2007 ; 2009). Ces analyses permettent aussi de distinguer les traces du vison de celles du putois (HARRINGTON *et al.*, 2008b). Ensuite, l'utilisation de l'encre, permettant une lecture précise des empreintes, pourrait permettre la distinction entre les traces de Martre et de Fouine, la première ayant des pelotes digitales poilues (SIDOROVICH, 1999 ; MARCHESI *et al.*, 2008). Des tests sur le terrain s'avèrent indispensables pour vérifier que ces distinctions soient possibles.

Après identification des différentes empreintes, l'indice d'abondance relative d'une espèce pourra être estimé. Il correspond au pourcentage de transect positif sachant que nous considérons un transect comme positif lorsque des empreintes d'une espèce cible sont présentes sur au moins un des tunnels qui constitue ce transect (WARRICK et HARRIS, 2001 ; GRAHAM, 2002).

A condition d'atteindre un certain taux de détection (MUNZING et GAINES, 2008) ce pourcentage, comparé d'une année à l'autre, donnera des informations quant à la tendance évolutive des espèces étudiées en posant l'hypothèse suivante : plus une espèce est abondante, plus le nombre de transect positif sera élevé.

Estimation des coûts

Matériaux :

Polypropylène blanc de 3 mm d'épaisseur, L=160x120 cm : <http://www.sigma-signalisation.com/catalogue/82/matieres-et-plaques/polypropylene-alveolaire---lisse.htm>

- 35,60 € les 10 plaques → 1,78€/tunnel.
- 168,5 € les 50 plaques → 1,685€/tunnel.

200 feuilles de papier kraft : <http://www.lekraft.fr/PBSCProduct.asp?itmID=2034143>

- 14,90 € les 250 feuilles de 90 g → 0,119€/tunnel.

50 A4 de feutrine (1/2 A4 par tunnel) : <http://www.cartoscrap.com/index.php/Feuille-de-feutrine-A4-1mm-Cocoa-Brown/Fiche-produit-detaillee.html>

- 25 € les 50 → 0,25 €/tunnel.

Encre (tarif hors taxe, d'après un devis de verre Vagner) :

- 31,6 € les 500 g de nitrate ferrique.
- 38,5 € le litre de polyéthylène glycol.
- 36,1 € le litre de détergent.

Révélateur (tarif hors taxe, d'après un devis de verre Vagner) :

- 46,70 € les 250 g d'acide tannique. Besoin de 20 g par région agricole → 3,736 €/ région agricole.
- 19,1 € les 5 l d'éthanol à 75%. Besoin de 400 ml par région agricole → 1.528 €/ région agricole.

Main d'œuvre (estimer à partir de la littérature et à vérifier sur le terrain) :

Fabrication des 100 tunnels :

- 1 jour x 1 technicien.

Pose et vérification des tunnels :

- 2 jours x 2 techniciens pour poser la totalité des tunnels.
- 4 passages par technicien si le test dure 5 semaines.

Soit 20 jours technicien au total.

Détermination des empreintes et rapport :

- 5 jours ingénieur (détermination de 400 feuilles).

Tunnel à traces	Coût par tunnel (€)	Coût par région agricole (€)
Matériau		
Tunnel	1,685	168,5
Papier kraft	0,119	14,9
Feutrine	0,25	25
Encre	?	Min : 106,2
Révélateur	0,053	5,264
Total	2,602	319,86
Main d'œuvre		
Fabrication		1 tech ³ x 1 jour = 238
Pose		2 tech x 2 jours = 952
Vérification		2 tech x 2*4 jours = 3808
Analyse des résultats et rapport		1 ingé ³ x 5 jours= 2090
Total		7088
TOTAL FINAL		7407,86

³ D'après la circulaire ONCFS, barème 2011 : coût des agents technique de l'Environnement ONCFS 238/j et ingénieurs 418/j.

Appareils photographiques automatiques

Les appareils photographiques automatiques permettent de détecter les passages d'animaux. En effet, chaque mouvement se situant dans le champ de vision de l'appareil est repéré par un capteur infrarouge qui déclenche alors la prise de vue (GESE, 2001).

Grâce aux avancées de la technologie, ces appareils permettent aujourd'hui de contacter de petites espèces telles que la Belette (GONZALES ESTEBAN *et al.*, 2004) et deviennent financièrement accessible à un plus grand nombre.

Matériel

- Appareil photographique de suivi de la faune.
- Système de protection contre le vol (boîtier de sécurité et cadenas conseillés).
- Piles.
- Carte SD.
- Outils : tournevis, pince, marteau, clous, vis.
- Eventuellement ordinateur portable pour lire la carte SD.

Méthode

Choix du matériel :

L'appareil photographique Bushnell Trophy Cam XLT 119435 ou 119455 semble être un bon compromis entre le prix et les performances qu'il offre (ROGEON, 2011 ; BASLES *comm. pers.*). En effet, en plus de cibler assez largement les espèces (de la petite à la grande faune), il possède un écran LCD (pour le modèle 119455) permettant de vérifier directement les clichés effectués lors du test, sinon il sera utile d'amener un ordinateur portable. De plus son flash vision nocturne infrarouge à 32 LED n'émet aucune lumière visible, lui assurant donc une grande discrétion.

Pose des appareils photographiques :

Idéalement, la pose d'appareil photographique devrait suivre le même protocole que celui appliqué aux autres techniques, c'est-à-dire tracer 20 transects de 400 mètres à proximité de sentier et distant d'au moins 3 km les uns des autres. Sur chaque transect, poser un appareil photographique tous les 100 mètres et relever sa position à l'aide d'un GPS. Un transect contient donc 5 appareils photographiques et une région compte 20 transects. Il faut donc disposer de 100 appareils par région agricole.

Cependant chaque appareil photographique coûtant environ 300 €, cette technique s'avère très onéreuse. De plus la pose de plusieurs appareils les uns à la suite des autres augmente considérablement le risque de vol. Il serait donc opportun de réduire le nombre d'appareil photographique et d'en poser soit un seul par transect soit un à chaque extrémité du transect.

L'appareil photographique est fixé à un arbre à plus d'un mètre du sol. Il est important de vérifier qu'aucune branche ou végétation trop haute ne soit dans le champ de vision de l'appareil pour ne pas que celui-ci se déclenche au moindre coup de vent (MOEN et LINDQUIST, 2006 ; BROWN et GEHRT, 2009 ; ROGEON, 2011).

Afin de vérifier que le champ de l'appareil couvre la zone ciblée, des tests doivent préalablement être effectués en passant devant l'appareil pour le déclencher. Les clichés seront visionnés sur l'écran LCD, ou l'ordinateur portable, et si le champ visé ne convient

pas, des morceaux de bois pourront servir à caler différemment l'appareil photographique. Une fois positionné, l'appareil sera fixé par une sangle passant dans le boîtier de sécurité et autour de l'arbre. L'appareil peut alors être mis en marche avant de refermer le boîtier de protection et de le cadenasser (ROGEON, 2011).

Les appareils photographiques doivent être posés pendant quatre à cinq semaines à partir du mois de mars.

Une visite tous les 15 jours et à jour fixe de chaque appareil est nécessaire pour vérifier l'état de la batterie, vider la carte mémoire mais surtout pour être sûr qu'aucun problème technique ne soit survenu. Effectivement, il est possible que certains de ces appareils soient détériorés ou volés.

Cette étude devra être répétée tous les ans. Les emplacements des appareils devront rester similaires d'une année sur l'autre afin de pouvoir comparer le pourcentage de photographie prise par espèce.

Résultat

Après identification des différentes photographies (annexe 3), l'indice d'abondance relative d'une espèce pourra être estimé. Il correspond au pourcentage de transect positif sachant que nous considérons un transect comme positif lorsqu'au moins un des appareils du transect a pris une photographie de l'espèce cible.

Ce pourcentage, comparé d'une année à l'autre, donnera des informations quant à la tendance évolutive des espèces étudiées en posant l'hypothèse suivante : plus une espèce est abondante, plus le nombre de transect positif sera élevé.

Les résultats obtenus devront être traité avec précaution car les taux de visites par espèces peuvent se révéler assez faible. Notamment, l'ONCFS a testé cette technique pour contacter la Martre en Bresse durant les 4 semaines de Juillet et n'a obtenu que 5% de réussite en termes de nuits-pièges.

Estimation des coûts

Matériaux:

Appareil photographique :

www.piegephotographique.fr/boutique/category.php?id_category=11

- Bushnell Trophy Cam XLT 119455 : 330 €.
- Bushnell Trophy Cam XLT 119435 : 270 €.

Système de protection contre le vol :

www.piegephotographique.fr/boutique/product.php?id_product=3

- Câble Python autobloquant noir : 50 €/appareil.

Piles : www.ruedespiles.com

- 5 € les 4 piles AA Duracell plus. Besoin de 8 piles par appareils et changement tous les 15 jours → 20 €/appareil.

Carte SD 2Ga : www.piegephotographique.fr/boutique/category.php?id_category=6

- 20 €/appareil.

Main d'œuvre :

Pose et vérification des appareils :

- 2 jours x 2 techniciens pour poser la totalité des appareils.

- 2 passages par technicien si le test dure 5 semaines.
- Soit 12 jours technicien : $[(2 \times 2) + (2 \text{ passages} \times 2 \text{ techniciens} \times 2 \text{ jours})]$.

Détermination des photographies :

- 2 jours x 2 techniciens.
- Analyse des résultats et rapport : 1 jour x 1 ingénieur.

Capture photo	Coût par station (€)	Coût par région agricole (€)	Coût par région agricole (€)	Coût par région agricole (€)
Matériau		Pose de 100 appareils	Pose de 40 appareils	Pose de 20 appareils
Appareil photo	330	33000	13200	6600
Câble de protection	50	5000	2000	1000
Piles	20	2000	800	400
Cartes SD	20	2000	800	400
Total	420	42000	16800	8400
Main d'œuvre				
Pose		2 tech ⁴ x 2 jours = 952	2 tech ⁴ x 2 jours = 952	2 tech ⁴ x 2 jours = 952
Vérification		2 tech ⁴ x 4 jours = 1904	2 tech ⁴ x 4 jours = 1904	2 tech ⁴ x 4 jours = 1904
Analyse des résultats et rapport		1 tech ⁴ x 2 jours + 1 ingé ⁴ x 1 jour = 894	1 tech ⁴ x 2 jours + 1 ingé ⁴ x 1 jour = 894	1 tech ⁴ x 2 jours + 1 ingé ⁴ x 1 jour = 894
Total		3750	3750	3750
TOTAL FINAL		45750	20550	12150

⁴ D'après la circulaire ONCFS, barème 2011 : coût des agents technique de l'Environnement ONCFS 238/j et ingénieurs 418/j.

Tubes capteurs de poils

Il existe deux techniques courantes consistant à capter les poils : le paillason et le tube capteur. Le paillason utilise essentiellement le comportement de marquage par frottement et concerne donc plus spécifiquement les félidés. Le tube capteur quant à lui peut cibler toutes les espèces, la seule limite étant fixée par la taille du tube.

Le tube capteur (Fig.4) est un tunnel ouvert des deux côtés, et dont les extrémités sont recouvertes de ruban adhésif double face. Le carnivore, de nature curieuse, attiré par l'effet tunnel entrera dans le tube et, passant sous le ruban adhésif, laissera quelques poils.

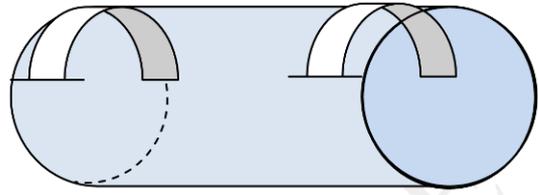


Fig.4 : Schéma d'un tube capteur de poils. A. Savouré-Soubelet

Matériel

- Gaine striée souple.
- Ruban adhésif double face.
- Dissolvant.
- Outils : clous, marteau, cutter, pince à épiler.

Méthode

Choix des matériaux et dimension du tube :

Deux diamètres de tube seront utiles afin de contacter la Belette ainsi que le Putois et la Martre. Ceux-ci doivent être définis en fonction de la corpulence des animaux et de la disponibilité des matériaux.

D'après DELATTRE (1987), la Belette peut passer dans des trous de 15 mm de diamètre pour la femelle et de 20 mm pour le mâle. Lors de l'expérimentation des tubes capteurs, MARTIN (2007) a contacté le Putois et la Fouine avec des tubes de 100 mm de diamètre et 200 mm de longueur.

Nous utiliserons des tubes de gaine souple, utilisé pour l'isolation des câbles électriques, pour la fabrication des tubes capteurs car ce matériau est plus léger et moins cher que les tubes en PVC et se coupe facilement avec un cutter (Source Internet : MARTIN, 2010).

La gaine souple se trouve facilement pour des diamètres de 40 mm et 100 mm. Nous avons donc choisi ces diamètres pour contacter la Belette d'un côté, le Putois et la Martre de l'autre, et nous avons opté pour des tubes de longueur de 200 mm.

Fabrication du tube :

Couper les gaines souples tous les 200 mm (MARTIN, 2007) à l'aide d'un cutter. Nous avons donc besoin de 20 mètres de gaine souple par région agricole pour la fabrication de tous les tubes. A l'entrée et à la sortie du tube, coller du ruban adhésif double face aux parois en prenant soin de laisser la protection sur le côté à l'air libre.

Pose des tubes

Tracer 20 transects de 400 mètres à proximité de sentier et distant d'au moins 3 km les uns des autres. Sur chaque transect, poser un tube de 40 mm de diamètre et un tube de 100 mm de diamètre tous les 100 mètres et relever sa position à l'aide d'un GPS. Les tubes

seront fixés au sol à l'aide de clous et camouflés avec le branchage et les feuilles présents sur le terrain. Une fois fixé, ôter la protection du ruban adhésif.

Un transect contient donc 2x5 tubes et une région compte 20 transects.

Les tubes doivent être posés pendant quatre à cinq semaines à partir du mois de mars.

Une visite hebdomadaire et à jour fixe de chaque tube est nécessaire pour récupérer les poils accrochés et remplacer le ruban adhésif. Chaque échantillon récolté sera stocké séparément dans une enveloppe ou seront notés le nom de la personne ayant prélevé l'échantillon, la date de la récolte, les coordonnées du tube et le numéro du transect. Cet échantillon sera par la suite analysé génétiquement afin d'identifier l'espèce ou l'individu à qui il appartient.

Si la récupération des poils s'avère trop délicate sur le terrain (risque de perdre ou d'abimer des poils), ne pas hésiter à récupérer la bande adhésive, la recouvrir de sa bande de protection (papier siliconé) et prélever les échantillons une fois rentré.

Cette étude devra être répétée tous les ans à la même époque. Les emplacements des tubes devront rester similaires d'une année sur l'autre afin de pouvoir comparer le pourcentage de tubes visités.

Résultat et analyse génétique

Dans un premier temps, les poils récoltés doivent être observés au microscope optique ou à la loupe binoculaire afin de trier les différents poils et ne sélectionner que les poils de jarre de carnivore. En effet, les poils de carnivores présentent des caractéristiques communes – poils fusiforme, médulla réticulée à réticulo-cloisonnée, écailles lancéolées et/ou pavimenteuses, coupe transversale ovale ou ronde – nous permettant de les différencier des poils des autres mammifères (SOUBELET, 2010 ; SAVOURE-SOUBELET, à paraître ; Annexe 4).

A partir des poils sélectionnés, deux solutions s'offrent à nous, impliquant obligatoirement une analyse génétique. En effet, les nombreuses difficultés rencontrées lors de l'identification de ces poils et l'incapacité à différencier avec certitude certaines espèces à travers leur simple observation microscopique (SOUBELET, 2010), nous forcent à passer par l'analyse génétique pour avoir des résultats fiables.

Cette analyse génétique présente deux niveaux ; elle peut soit se limiter à l'identification de l'espèce, soit identifier les différents individus ayant laissés des poils.

Dans le premier cas, l'indice d'abondance relative d'une espèce sera déterminé, comme pour les méthodes précédentes, à partir de la proportion de transect ayant eu au moins une visite de cette espèce (BERTOLINO *et al.*, 2009). Cet indice, comparé d'une année à l'autre, donnera des informations quant à la tendance évolutive des espèces étudiées en posant l'hypothèse suivante : plus une espèce est abondante, plus le nombre de transect positif sera élevé.

Dans le second cas, l'identification individuelle permet d'estimer un indice d'abondance, fiable et comparable d'une année à l'autre, à partir d'un modèle de capture-marquage-recapture, si le nombre de captures et recaptures est suffisant (50 prélèvements au minimum par espèce).

Dans les deux situations, le traitement du poil est similaire mais seul ceux possédant encore leur bulbe pourront être analysés car ce sont les cellules de ce follicule pileux qui contiennent l'ADN (MORIN *et al.*, 2001).

Une fois retirés du ruban adhésif, les poils peuvent être conservés à température ambiante dans des enveloppes sans aucun traitement particulier (LEONARD *et al.*, 2008), avec ajout de gel dessiccateur (MAINGUY et BERNATCHEZ, 2007) ou dans de l'éthanol à 96° pour préserver l'ADN dans les meilleures conditions (MICHAX *comm. pers.*). Dans tous les cas il est important de ne pas utiliser de formol, ce produit désagrègeant l'ADN.

Cependant, même s'ils ont été récoltés et conservés dans des conditions idéales, les échantillons de poils ne fournissent en général qu'une très petite quantité d'ADN, de l'ordre du pictogramme (TABERLET *et al.*, 1996 ; MORIN *et al.*, 2001). Il est donc indispensable de récolter plusieurs poils pour un même échantillon. De plus, le nombre de poils utilisés a un effet significatif sur le nombre d'erreur associés à l'amplification de l'ADN (MAINGUY et BERNATCHEZ, 2007). En outre, afin de maximiser le succès de cette amplification, ROON *et al.* (2003) soulignent l'importance d'analyser les échantillons à l'intérieur d'une période de six mois.

Estimation des coûts

Matériaux :

Gaine PVC souple :

- <http://www.bricoman.fr/Magasin-Bricolage/materiaux/elements-de-construction/branchements-exterieurs/9289/Gaine-pre-manchonee-TPC.aspx> : référence 259826, Ø = 40 mm, L= 25 m : 12.90 € → 0,129 € /tube.

- <http://www.castorama.fr/store/Gaine-PVC-souple--100-mm-6-m-PRDm802799.html> : Réf : 802799
Ø = 100 mm, L= 6 m : 11,50 €, Il faut 4 gaines pour fabriquer 100 tubes. → 0,46 €/tube.

Ruban adhésif double face :

- <http://www.castorama.fr/store/Adhesif-double-face-extra-fort-50-mm-CASTO-PRDm734591.html> : référence 734591

L = 5 m : 4,1 €, nous imaginons avoir besoin de 40 mètres de ruban adhésif pour l'ensemble des tubes d'un région agricole (une moyenne de 2x10cm par tubes), le ruban étant changé à chaque visite, l'étude nécessite 160 mètres de ruban adhésif → 0,656 €/tube.

Main d'œuvre :

Fabrication des 100 tubes :

- 1 jour x 1 technicien

Pose des tubes et vérification des tubes :

- 1 jour x 2 techniciens pour poser la totalité des tubes.
- 2 jours x 2 techniciens par semaine pour vérifier la totalité des tubes.
- 4 vérifications par techniciens si le test dure 5 semaines.
- Soit 18 jours techniciens : [(1x2) + (2x2) x4].

Analyse des résultats :

Les tarifs présentés ci-après nous ont été communiqué à titre informatif par M. Michaux du laboratoire CBGP et M. Quenette travaillant avec le laboratoire LECA et sont donc susceptibles d'évoluer.

- Détermination de l'espèce :
 - *Laboratoire CBGP* : 30 € par échantillon et 50 € si l'ADN est fortement dégradé.
 - *Laboratoire LECA* : 8,27 € par échantillon si l'extraction et l'amplification sont infructueuses et 40,25 € par échantillon si l'amplification est fructueuse.
- Détermination de l'individu :
 - *Laboratoire CBGP* : 100 € par échantillon
 - *Laboratoire LECA* : 132,73 € par échantillon si la détermination a pu s'effectuer à partir de 4 amplifications indépendantes pour chaque marqueur moléculaire ; 221,52 € par échantillon si la détermination a nécessité 8 amplifications.
- Définition des marqueurs génétiques si l'espèce n'a pas encore été étudiée : 5000 € pour le laboratoire CBGP.
- Analyse des résultats et rapport : 5 jours x 1 ingénieur

Tube à poils	Coût par station (€)	Coût par région agricole (€)
Matériau		
Tube	0,589	58,9
Ruban adhésif	1,312	131,2
Analyses génétiques		100 € par échantillon pour identification individuelle = 15000 ⁵
Total	1,245	15190,1
Main d'œuvre		
Fabrication		1 tech ⁶ x 1 jour = 238
Pose		2 tech ⁶ x 1 jour = 476
Vérification		2 tech ⁶ x 2*4 jours = 3808
Analyse des résultats et rapport		5 jours x 1 ingé ⁶ = 2090
Total		6612
TOTAL FINAL		21802,1

⁵ Nous étudions trois espèces et avons besoin au minimum de 50 prélèvements par espèces pour la CMR.

⁶ D'après la circulaire ONCFS, barème 2011 : coût des agents technique de l'Environnement ONCFS 238/j et ingénieurs 418/j.

Récolte de fèces

Cette méthode consiste à récolter des fèces le long de transects préalablement tracés afin de pouvoir identifier par la suite, grâce à l'analyse génétique des excréments, l'espèce ou l'individu qui est passé. De nombreuses études ont déjà testé ce principe (FORAN *et al.*, 1997 ; KOHN *et al.*, 1999 ; PALOMARES *et al.*, 2002 ; ZUERCHER *et al.*, 2003 ; DALEN *et al.*, 2004 ; KUROSE *et al.*, 2005).

Matériel

- Sac de congélation type ziploc.
- Gants en latex.

Méthode

Tracer 20 transects de 2000 mètres (MESSENGER et BIRKS, 2000 ; Helder *comm. pers.*) le long de sentier, afin de ne pas être gêné par la végétation et repérer rapidement les fèces. Ces transects doivent être distants d'au moins 3 km les uns des autres. Ils seront parcourus à pied pour rechercher les fèces des espèces cibles, en portant plus particulièrement l'attention sur les rochers, troncs *etc.* qui sont des lieux de défécation privilégiés des carnivores.

Une visite hebdomadaire et à jour fixe de chaque transect est nécessaire pour récupérer les fèces. Cette visite s'effectuera pendant quatre à cinq semaines à partir du mois de mars car, en été, la plupart des mustélidés se nourrissent majoritairement de fruits et d'insectes ce qui rend leurs fèces plus difficilement différenciables.

Chaque échantillon récolté sera stocké séparément dans un sac congélation sur lequel seront noté le nom de la personne ayant prélevé l'échantillon, la date de la récolte et les coordonnées du transect prospecté. Cet échantillon sera par la suite analysé génétiquement afin d'identifier l'espèce ou l'individu à qui il appartient.

Cette étude devra être répétée tous les ans à la même époque. Les emplacements des transects devront rester similaires d'une année sur l'autre afin de pouvoir comparer le pourcentage de fèces récolté ou d'étudier l'évolution de l'indice d'abondance.

Résultat et analyse génétique

Les fèces sont récoltées dans le but d'extraire l'ADN issu des cellules épithéliales de l'intestin entraînées lors du tractus intestinal de l'animal qui a déféqué (LEONARD *et al.*, 2008). En effet, des doutes trop importants persistent dans l'identification macroscopique des excréments (DAVISON *et al.*, 2001 ; LYNCH *et al.*, 2006 ; BALESTRIERI *et al.*, 2010).

Une fois l'ADN extrait des fèces, une identification spécifique ou individuelle peut être effectuée.

Si nous nous limitons au niveau de l'espèce, l'indice d'abondance relative sera déterminé, comme pour les méthodes précédentes, à partir de la proportion de transect ayant eu au moins une visite de cette espèce. Cet indice, comparé d'une année à l'autre, donnera des informations quant à la tendance évolutive des espèces étudiées en posant l'hypothèse suivante : plus une espèce est abondante, plus le nombre de transect positif sera élevé.

Dans le second cas, l'identification individuelle permet d'estimer un indice d'abondance, fiable et comparable d'une année à l'autre, à partir d'un modèle de capture-marquage-recapture.

Dans les deux situations, différentes précautions sont à respecter lors du prélèvement de ces excréments afin d'éviter toute contamination extérieure. La récolte doit se faire avec des gants à usage unique, ou en utilisant le sac de congélation à l'envers comme un gant, pour ne pas parasiter l'échantillon (LEONARD, 2004). Une fois prélevé, celui-ci sera conditionné dans un sac de congélation qui devra être placé par la suite dans un congélateur. Il est primordial de respecter la chaîne du froid en évitant les phases de congélation/décongélation car elles dégradent l'ADN (LEONARD *et al.*, 2008).

Malgré toutes ces précautions et bien que la concentration moyenne d'ADN est bien plus importante dans les fèces que dans les poils – 192 pg contre 4,4 pg (MORIN *et al.*, 2001) – sa qualité va dépendre de nombreux facteurs extérieurs sur lesquels nous ne pourrions pas influencer. En effet, les ultras violets, le lessivage, les bactéries et les champignons du sol accélèrent sa dégradation par fragmentation (MIQUEL, 2008). Il faut donc être le plus vigilant possible lors du prélèvement afin de limiter la perte de qualité.

Estimation des coûts

Matériaux :

Sac congélation :

- <http://www.ooshop.com/WebForms/Catalogue/RechercheResult.aspx?MS=ziploc> : 20 sacs pour : 3,06 €.

Gants latex :

- <http://www.materielmedical.fr/A-10025167-gants-examens-latex-non-steriles-poudres.aspx> : boîte de 100 gants : 5 €.

Main d'œuvre :

Parcours des 20 transects de 2000 m :

- 3 jours x 2 techniciens pour parcourir l'ensemble des transects.
- 5 passages par technicien si l'étude dure 5 semaines.
- Soit 30 jours techniciens [(3x2) x 5]

Analyse génétiques :

Cf. coût estimé pour l'analyse génétique des poils.

Analyse des résultats et rapport :

- 5 jours x 1 ingénieur

Récolte de fèces	Coût par région agricole
Matériau	
Sacs congélation x 100	15,3
Gants latex x 100	5
Analyses génétiques	100 € par échantillon pour identification individuelle = 15000
Total	15020,3
Main d'œuvre	
Vérification	2 tech ⁷ x 3*5 jours = 7140
Analyse des résultats et rapport	5 j x 1 ingé ⁷ = 2090
Total	9230
TOTAL FINAL	24250,3

⁷ D'après la circulaire ONCFS, barème 2011 : coût des agents technique de l'Environnement ONCFS 238/j et ingénieurs 418/j.

Analyse génétique

Les poils et les fèces laissés par les individus contiennent une signature génétique (ADN) pouvant être décodée par des techniques moléculaires qui se sont fortement développées ces dernières années (MAINGUY et BERNATCHEZ, 2007). Ces analyses consistent à sélectionner et décrypter certaines séquences de la molécule d'ADN qui doivent être uniques et indépendantes afin de « pouvoir, à la fois, confirmer par leur similitude l'appartenance d'un individu à une espèce, et caractériser par leur variabilité au sein de l'espèce l'individu comme étant unique » (MIQUEL, 2008).

L'analyse de l'ADN mitochondrial permet de déterminer l'espèce et sa lignée d'origine tandis que les microsatellites (=régions hypervariables) de l'ADN nucléaire sont mis à profit pour identifier l'individu (DUCHAMP *et al.*, 2003).

Méthode

Après extraction et purification de l'ADN des cellules du bulbe des poils ou des cellules épithéliales contenues dans les fèces, celui-ci subit une amplification de certaines zones précises afin de pouvoir les lire et les comparer d'une espèce à l'autre ou d'un individu à un autre (MIQUEL, 2008).

Imaginé par Mullis, cette amplification s'effectue grâce à une réaction de polymérisation en chaîne, dit PCR (Fig.5). Cette technique se divise en trois étapes. Dans un premier temps, l'ADN doit être dénaturé pour obtenir des matrices simples brins. Cette dénaturation est réalisée à des températures élevées pour rompre les liaisons hydrogène entre les deux brins. La deuxième étape permet à des amorces spécifiques de s'hybrider aux ADN simples brins afin de pouvoir synthétiser le brin complémentaire lors de la troisième phase qui est celle de l'élongation.

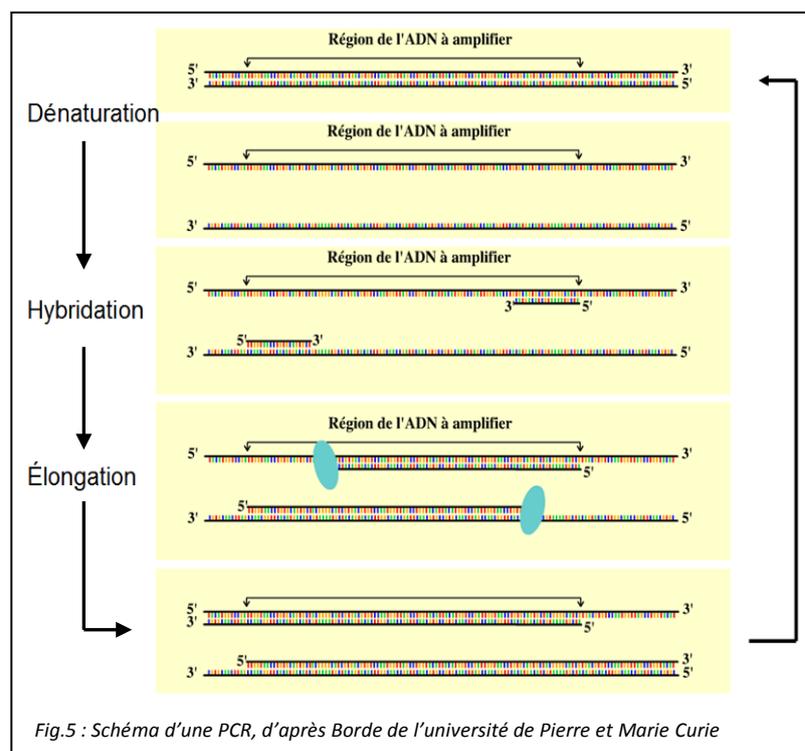


Fig.5 : Schéma d'une PCR, d'après Borde de l'université de Pierre et Marie Curie

La répétition de ces étapes assure une duplication exponentielle de la séquence d'ADN recherchée.

L'ADN ainsi amplifié sera séquencé afin d'identifier l'espèce ou l'individu.

Résultat

Une fois l'ADN séquencé, sa lecture permet une identification individuelle. L'abondance des individus d'une population pourra alors être estimée grâce à des modèles de capture-marquage-recapture, couramment appelé CMR (BURNHAM *et al.*, 1987, POLLOCK *et al.*, 1990, LEBRETON *et al.*, 1992). Le principe de cette méthode est simple : un certain nombre

d'individu est contacté lors du premier relevé. Lors des prochains relevés, des individus déjà contactés auront de nouveau laissés de leur ADN. Le pourcentage d'animaux recontacté lors du deuxième relevé devrait alors être le même que le pourcentage d'individu dans la population.

Cette méthode repose sur plusieurs hypothèses (POLLOCK *et al.*, 1990). D'une part, la population étudiée doit être fermée, c'est-à-dire de taille et de composition constante durant la période d'investigation. D'autre part, les individus ont tous la même probabilité d'être contacté et recontacté.

Une approche unifiée des méthodes CMR est maintenant proposée, à travers le développement de modèles multi-états et multi-événements (POLLOCK, 1991 ; LEBRETON *et al.*, 1992 ; LEBRETON *et al.*, 2002 ; POLLOCK, 2000 ; PRADEL, 2005 ; CHOQUET *et al.*, 2008).

Mise en place du protocole expérimental

Afin de déterminer la méthode la plus adaptée et offrant le meilleur compromis entre l'aspect économique et l'intérêt des résultats pour suivre l'évolution des populations de la Martre, de la Belette et du Putois au cours du temps, les différents protocoles présentés ci-dessus doivent être testés simultanément et dans les mêmes conditions sur une zone d'étude, où les espèces sont *a priori* abondantes. Ce test sera aussi l'occasion de vérifier si les trois espèces peuvent être suivies avec les mêmes dispositifs ou non. Enfin, les analyses génétiques devront également être testées (marqueurs microsatellites spécifiques développés récemment pour la Martre, COLLI *et al.*, 2011 ; en cours de développement pour la fouine, Ruetta *comm. pers.*).

Méthode

Dans chaque région agricole, tracer 20 transects d'une longueur de 400 mètres à proximité d'un sentier afin de faciliter la pose et ainsi de diminuer les coûts de l'étude. Ces transects devront longer le maximum de milieux potentiellement propices à la présence des espèces ciblées (milieu forestier, cours d'eau, plaine...) afin d'augmenter les chances de les contacter. Une formation préalable à la pose devra être proposée.

Chaque transect doit être au minimum distant de 3 kms afin qu'ils recouvrent tous un domaine vital différent.

Sur chaque transect installer 5 stations disposées tous les 100 mètres. Une station se compose **d'un tunnel à traces, d'un tube capteur de poils de 40 mm de diamètre et d'un de 100 mm de diamètre, et d'un appareil photographique automatique** qui seront posés selon les méthodes présentées précédemment. Les coordonnées de chaque station doivent être relevées et le transect numéroté.

Un morceau d'aluminium, jouant le rôle d'appât visuel, peut être accroché à une branche de la station afin d'augmenter la probabilité de contacter les espèces ciblées.

Le long du sentier situé à proximité de ce transect, parcourir un second transect de 2000 mètres pour récolter les fèces des espèces ciblées.

Afin de pouvoir comparer ces différentes méthodes, il est important de noter le temps mis lors de la préparation des différents dispositifs, de leurs mises en place sur le terrain, de leurs vérifications, ainsi que le temps nécessaire à l'analyse des échantillons récoltés.

Estimation des coûts

Trois coûts différents sont proposés en fonction du nombre d'appareil photographique utilisé.

Méthode	Coût par région agricole et par an (€)	Coût par région agricole et par an (€)	Coût par région agricole et par an (€)
Tunnel à traces	7408	7408	7408
Capture photo (x100/x40/x20)	45750	20550	12150
Tube à poils	21802	21802	21802
Récolte de fèces	24250	24250	24250
TOTAL	99210	74010	65610

Discussion

➤ Le classement de la Martre, du Putois et de la Belette en tant qu'espèces susceptibles d'être classées nuisibles fait l'objet de nombreux débats. Ces espèces sont particulièrement discrètes, nocturnes et difficiles à observer. Ainsi, les études portant sur ces espèces s'avèrent toujours lourdes à mettre en place. De plus, il n'existe pas de méthode validée permettant le suivi des tendances des effectifs de ces espèces à l'échelle départementale.

➤ Outre le suivi des populations de ces espèces, deux autres types de données techniques peuvent alimenter les discussions en CDCFS (Commission Départementale de la Chasse et de la Faune Sauvage), et concernent :

- **l'estimation des prélèvements par piégeage,**

- **l'évaluation de l'importance des dégâts causés par ces espèces.**

Les outils à développer devraient être simples, applicables à une échelle départementale et sensibles à des fluctuations interannuelles.

➤ En ce qui concerne **le suivi des populations de ces espèces**, rappelons que l'acquisition de connaissances sur l'évolution de l'aire de répartition des populations de carnivores est le seul outil simple, actuellement applicable à l'échelle nationale qui peut permettre de définir le statut d'une espèce en fonction de l'évolution dans le temps de l'aire de présence de chaque espèce et en tenant compte des prélèvements réalisés les années précédentes. Ainsi, des cartes de répartition (présence/absence) des espèces, cumulant les données de piégeage et les observations faites par des informateurs fiables, selon un protocole bien défini sont une aide précieuse. **Mais, ce type de données n'est souvent pas suffisant** pour statuer sur les niveaux de populations à une échelle départementale et sur un pas de temps court, voire annuel.

➤ En ce qui concerne **l'estimation des prélèvements par piégeage**, la nouvelle réglementation mise en place en 2007 doit permettre d'avoir connaissance des pratiques du piégeage, qui pourrait reposer sur des indicateurs simples (nombre et la répartition par commune des piègeurs réellement en activité, nombre et la répartition par commune des prises effectuées pour chaque espèce). Ces indicateurs mesurés au niveau départemental, permettent de préciser l'enjeu des débats pour chaque espèce et fournissent des informations pertinentes sur l'impact que peut représenter le piégeage sur les espèces visées (% de communes avec prises, nombre de captures au km², ...). Cependant, il existe plusieurs biais. Notamment, un biais dans la fiabilité des résultats (des erreurs dans l'identification de certaines espèces persistent qu'il conviendrait de quantifier, C. Roques *comm. pers.*) mais également un biais de récolte (sur- ou sous-déclaration des prises) qui est difficile à mesurer. La nouvelle réglementation en place devrait permettre d'estimer annuellement le nombre de piègeurs agréés actifs et donc de calculer la proportion de piègeurs agréés n'ayant pas transmis de bilans.

La question de l'utilisation d'indices basés sur les données de piégeage est récurrente en matière de gestion des prélèvements des espèces susceptibles d'être classées nuisibles. **Mais de nombreux facteurs sont susceptibles de biaiser ces données et rendent difficiles les exploitations des données de piégeage** (voir étude ONCFS Loiret et Cher, en 1999 ; RUETTE *et al.*, 2003). Les travaux de l'ONCFS se sont orientés vers une meilleure compréhension de l'impact des prélèvements sur les populations et donc des études de dynamique des populations (RUETTE *et al.*, 2005). Les paramètres démographiques (taux de

survie, causes de mortalité) des mustélidés sont très peu connus. La connaissance des caractéristiques démographiques, associées aux caractéristiques des prélèvements effectués sur ces espèces pourrait permettre : (1) d'estimer l'incidence des prélèvements dans la dynamique de population de ces espèces, (2) de fixer la gamme possible de prélèvements compatibles avec le maintien des populations et (3) d'examiner dans quelle mesure des indicateurs simples de la structure des prélèvements, comme la structure d'âge ou le sex-ratio des animaux capturés pourraient refléter le degré d'exploitation des populations.

➤ En ce qui concerne **l'évaluation de l'importance des dégâts causés par ces espèces**, l'estimation quantitative précise, fiable et non contestable des dommages causés aux activités humaines, à la faune ou la flore par l'une ou l'autre des espèces susceptibles d'être classées nuisibles nécessite la mise en place d'une méthodologie lourde. L'évaluation de la part relative des différents prédateurs à l'origine des dégâts reste particulièrement délicate même pour des spécialistes (STAHL *et al.*, 2002). **Seule une capture du prédateur réalisée immédiatement après un dégât permettrait une identification non contestable.** S'il apparaît possible de proposer des méthodes d'évaluation des dégâts sur les élevages (aspect quantitatif, toutes espèces confondues : exemple étude sur la volaille de Bresse, en 1999, STAHL *et al.*, 2002), ce n'est pas le cas pour les espèces gibier relâchées et la faune sauvage en général. En effet, différentes études ont montré que l'enlèvement des prédateurs pouvait se traduire par une augmentation de la réussite de reproduction (effet immédiat) mais qu'en revanche les effectifs de gibier en automne ou au début du printemps sont moins régulièrement favorisés, probablement en partie, du fait d'une mortalité compensatoire. De plus, la littérature scientifique abonde d'exemples montrant des interactions entre l'impact des prédateurs sur les proies et des facteurs biologiques comme la qualité du milieu pour la proie (présence d'un couvert végétal non dégradé limitant la prédation sur les nids d'anatidés par exemple), la densité de la proie (existence d'un « puit de prédation » à faible densité), la présence de maladies (surreprésentation des animaux malades ou parasités parmi les animaux tués par les prédateurs), le climat (captures plus faciles par les prédateurs), l'abondance des ressources alternatives pour les prédateurs. Il n'existe donc pas de règles générales permettant de prédire à coup sûr que tel ou tel prédateur ou communauté de prédateurs a un effet sur les effectifs d'une proie donnée dans une situation donnée et chaque situation particulière doit être examinée en détail. Aucune méthodologie simple à mettre en œuvre ne peut être proposée pour quantifier précisément l'influence de l'une ou l'autre de ces espèces sur les proies.

Conclusion :

Afin d'améliorer l'instruction du classement nuisible ou non de la Martre, du Putois et de la Belette, il apparaît que trois voies sont envisageables :

1. approfondir la connaissance sur les fluctuations des effectifs des populations de ces espèces, en complément des dispositifs existants (cartes de présence/absence produites par l'ONCFS) ;
2. exploiter les données des piégeurs, en dépassant le simple bilan annuel des prises pour s'engager dans une quantification et une analyse spatialisée de la pression de piégeage, qui couplée aux études de dynamique des populations, pourrait permettre de répondre à l'impact du piégeage sur les populations ;
3. introduire des indicateurs (avec la profession agricole par exemple) permettant de caractériser les dégâts produits par ces espèces.

La présente note propose de mettre en place une expérimentation qui permettra d'appréhender la plus-value potentielle, par rapport à l'existant, des méthodes envisagées sur le premier volet.

Il conviendrait également d'examiner les pistes de progrès sur les deux autres volets afin d'être en mesure *in fine* de proposer l'approche la plus pertinente permettant de répondre au besoin de l'administration d'une amélioration de l'instruction des classements nuisibles ou non de ces espèces.

Bibliographie

Ouvrages et publications :

- ALLEN L., ENGEMAN R. & KRUPA H. 1996. Evaluation of three relative abundance indices for assessing dingo populations. *Wildlife research* 23: 197-206.
- BALESTRIERI A., REMONTI L., RUIZ-GONZÁLEZ A., GÓMEZ-MOLINER B.J., VERGARA M. & PRIGIONI C. 2010. Range expansion of the pine marten (*Martes martes*) in an agricultural landscape matrix (NW Italy). *Mammalian biology* 75: 412–419.
- BEIER P. & CUNNINGHAM S.C. 1996. Power of track surveys to detect changes in cougar populations. *Wildlife society bulletin* 24 (3): 540-546.
- BELANT J.L. 2003. Comparison of 3 tracking mediums for detecting forest carnivores. *Wildlife Society Bulletin* 31 (3): 744-747.
- BERTOLINO S., WAUTERS L., PIZZUL A., MOLINARI A., LURZ P. & TOSI G. 2009. A general approach of using hair-tubes to monitor the European red squirrel: A method applicable at regional and national scales. *Mammalian biology* 74: 210-219.
- BROWN J. & GEHRT S.D. 2009. *The basics of using remote cameras to monitor wildlife*. The Ohio State University. 8p.
- BULL E.L., HOLTHAUSEN R.S. & BRIGHT L.R. 1992. Comparison of three techniques to monitor marten. *Wildlife Society Bulletin* 20 (4): 406-410.
- BURNHAM K.P., ANDERSON D.R., WHITE G.C., BROWNIE C. & POLLOCK K.H. 1987. *Design and analysis methods for survival experiments based on release-recapture*. American Fisheries Society Monograph 5. 437p.
- CHOQUET R., ROUAN L. & PRADEL R. 2008. Program E-SURGE: a software application for fitting multievent models. Modelling demographic processes in marked populations. D. L. T. e. a. (eds), *Environmental and Ecological Statistics*: 845- 865.
- COLLI L., CANNAS R., DEIANA A.M. & TAGLIAVINI J. 2011. Microsatellite Variability of Sardinian Pine Martens, *Martes martes*. *Zoological Science* 28(8): 580-586.
- DALÉN L., GÖTHERSTRÖM A. & ANGERBJÖRN A. 2004. Identifying species from faeces. *Conservation genetics* 5: 109-111.
- DAVISON A., BIRKS J.D.S., BROOKES R.C., MESSENGER J.E. & GRIFFITHS H.I. 2001. Mitochondrial phylogeography and population history of pine martens *Martes martes* compared with polecats *Mustela putorius*. *Molecular Ecology* 10: 2479-2488.
- DELATTRE P. 1987. *Encyclopédie des Carnivores de France*. 11-12. La Belette (*Mustela nivalis*, Linnaeus, 1766) et l'Hermine (*Mustela erminea*, Linnaeus, 1758). S.F.E.P.M., Puceul, 73p.
- DUCHAMP C., LEONARD Y., ROULAND P. & MARBOUTIN E. 2003. *Les premiers résultats des analyses génétiques individuelles sur les loups*. ONCFS. Quoi de neuf, bulletin d'information du réseau loup 10. 34p.
- FONTANA R., LANZI A., GIANAROLI M., AMOROSI F. & LELLI E. 2007. Utilization of tracking plates to verify the presence of the European polecat (*Mustela putorius*) in the Northern Apennines. *Hystrix the Italian Journal of Mammalogy* 18 (1): 91-97.

- FONTANA R., LANZI A., LELLI E. & ARMAROLI E. 2009. On the use of tracking-plates to verify the presence of the European polecat (*Mustela putorius*). *Hystrix the Italian Journal of Mammalogy* 20 (1): 79-82.
- FORAN D.R., CROOKS K.R. & MINTA S.C. 1997. Species identification from scat: an unambiguous genetic method. *Wildlife society bulletin* 25 (4): 835-839.
- FORESMAN K.R. & PEARSON D.E. 1998. Comparison of proposed survey procedures for detection of forest carnivores. *Journal of Wildlife Management* 62: 1217-1226.
- GESE E.M. 2001. Monitoring of terrestrial carnivore population. in Gittleman J. L., Funk S. M., Macdonald D. W. & Wayne R. K., editors. *Carnivore conservation*. Cambridge University, Cambridge University Press, London. 372-396.
- GOMPPER M.E., KAYS R.W., RAY J.C., LAPOINT S.D., BOGAN D.A. & CRYAN J.R. 2006. A Comparison of Noninvasive Techniques to Survey Carnivore Communities in Northeastern North America. *Wildlife Society Bulletin* 34 (4): 1142-1151.
- GONZÁLES-ESTEBAN J., VILLATE I. & IRIZAR I. 2004. Assessing camera traps for surveying the European mink, *Mustela lutreola* (Linnaeus, 1761) distribution. *European Journal of Wildlife Research* 50: 33-36.
- GRAHAM I.M. 2002. Estimating weasel *Mustela nivalis* abundance from tunnel tracking indices at fluctuating field vole *Microtus agrestis* density. *Wildlife biology* 8: 279-287.
- HARRINGTON L.A., HARRINGTON A.L. & MACDONALD D.W. 2008a. Estimating the relative abundance of American mink *Mustela vison* on lowland rivers: evaluation and comparison of two techniques. *European Journal of Wildlife Research* 54: 79-87.
- HARRINGTON L.A., HARRINGTON A.L. & MACDONALD D.W. 2008b. Distinguishing tracks of mink *Mustela vison* and polecat *M. putorius*. *European Journal of Wildlife Research* 54: 367-371.
- HARRISON R.L. 2006. A Comparison of Survey Methods for Detecting Bobcats. *Wildlife Society Bulletin* 34 (2): 548-552.
- HELON D.A., ANDERSON J.T. & OSBOURNE J.D. 2002. Comparison of interior versus roadside scent station placement to determine carnivorous mammal presence. *Game and Wildlife Science* 19 (4): 303-312.
- KING C.M. & EDGAR R.L. 1977. Techniques for trapping and tracking stoats (*Mustela erminea*); a review, and a new system. *New Zealand Journal of Zoology* 4: 193-212.
- KING C.M. 1994. *Monitoring and control of mustelids on conservation lands*. Wellington, New Zealand. Department of conservation technical series 3. 36p.
- KOHN M.H., YORK E.C., KAMRADT D.A., HAUGHT G, SAUVAJOT R.M. & WAYNE R.K. 1999. Estimating population size by genotyping faeces. *Proceedings of the Royal Society of London B*. 266: 657-663.
- KUROSE N., MASUDA R. & TATARA M. 2005. Fecal analysis for identifying species and sex of sympatric Carnivores: a non-invasive method for conservation on the Tsushima Island, Japan. *Journal of Heredity* 96 (6): 688-697.
- LABRID M. 1986. *Encyclopédie des Carnivores de France*. 9. La Martre (*Martes martes*, Linnaeus, 1758). S.F.E.P.M., Puceul, 22p.

- LABRID M. 1987. La Martre (*Martes martes*) et la Fouine (*Martes foina*) : utilisation de l'espace et du temps, et régime alimentaire de deux mustélidés sympatriques en milieu forestier. Thèse présidée par Jaisson P. Paris. 161p.
- LEBRETON J.D. & PRADEL R. 2002. Multistate recapture models: modeling incomplete individual histories. *Journal of Applied Statistics* 29 (1-4): 353-369.
- LEBRETON J. D., BURNHAM K. P., CLOBERT J. & ANDERSON D. R. 1992. Modeling survival and testing biological hypotheses using marked animals: a unified approach with case studies. *Ecological Monographs* 62 (1): 67-118.
- LÉONARD Y. 2004. Collecte des excréments : Rappel sur quelques précautions nécessaires in : LEONARD Y., DUCHAMP C. & MARBOUTIN E. ONCFS. *Quoi de neuf, bulletin d'information du réseau loup* 12. p4.
- LEONARD Y., DUCHAMP C., MARBOUTIN E. & MORIS P. 2008. *Les résultats du suivi des loups par la génétique*. ONCFS. *Quoi de neuf, bulletin d'information du réseau loup* 18. 28p.
- LONG R.A., MACKAY P., ZIELINSKI W.J. & RAY J. 2008. *Non-invasive survey methods for Carnivores*. Island Press. 385p.
- LOUKMAS J.J., MAYACK D.T. & RICHMOND M.E. 2003. Track plate enclosures: box designs affecting attractiveness to riparian mammals. *American Midland Naturalist* 149: 219-224.
- LYNCH A.B., BROWN M.J.F. & ROCHFORD J.M. 2006. Fur snagging as a method of evaluating the presence of a small carnivore, the pine marten (*Martes martes*). *Journal of Zoology* 270: 330-339.
- LYRA-JORGE M.C., CIOCHETI G., PIVELLO V.R. & MEIRELLES S.T. 2008. Comparing for sampling large and medium-sized mammals: camera traps and track plots. *European Journal Wildlife Research* 54: 739-744.
- MACDANIEL G.W., MACKELVEY K.S., SQUIRES J.R. & RUGGIERO L.F. 2000. Efficacy of lures and snares to detect lynx. *Wildlife society bulletin* 28 (1): 119-123.
- MACDONALD D.W., MACE G. & RUSHTON S. 1998. *Proposals for future monitoring of British mammals*. Department of the Environment, Transport and the Regions. Joint Nature Conservation Committee. London – Peterborough. 374p.
- MAINGUY J. & BERNATCHEZ L. 2007. L'analyse de l'ADN sans manipulation des animaux : un outil incontournable pour la gestion et la conservation des espèces rares ou élusives. *Le naturaliste canadien* 131 (1) : 51-58.
- MARBOUTIN E. 2005. *L'estimation des effectifs de loups en France : la génétique et les mathématiques au secours de la biologie* in : LEONARD Y, DUCHAMP C. & MARBOUTIN E. ONCFS. *Quoi de neuf, bulletin d'information du réseau loup* 13 : 9-10.
- MARCHESI P., BLANT M. & MADDALENA T. 2009. *Test de tunnels à traces pour l'Hermine et la Belette dans trois régions de Suisse (hiver 2008-2009)*. Faune-concept-Communauté d'étude de la faune sauvage. Drosera SA. 20p.
- MARCHESI P., BLANT M. & CAPT S. 2008. *Fauna helvetica 21, Mammifères Identification. Mammifères de Suisse – Clés de détermination*. CSCF & SSBF, Neuchâtel. 396p.
- MARCHESI P., MADDALENA T., BLANT M. & HOLZGANG O. 2004. *Situation des petits carnivores en Suisse et bases pour un programme de monitoring national*. Faune Concept, Office

- fédéral de l'environnement des forêts et du paysage. Section chasse et faune sauvage. 66p.
- MARTIN A. 2007. Expérimentation et évaluation d'une technique d'étude des mammifères sauvages : les tubes capteurs. *Arvicola* 18 (1) : 17-22.
- MERGEY M. 2007. *Réponses des populations de Martres d'Europe à la fragmentation de l'habitat : mécanismes comportementaux et conséquences*. Doctorat de l'Université de Reims Champagne-Ardenne. 211 p.
- MESSENGER J.E. & BIRKS, J.D.S. 2000. *Monitoring the very rare pine marten populations in England and Wales*. In : Griffiths H.I. (ed.) *Mustelids in a modern world. Management and conservation aspects of small carnivore: human interactions*. Blakhuys Publishers, Leiden: 217-230.
- MIQUEL C. 2008. *L'analyse génétique au Laboratoire d'Ecologie Alpine* in : LEONARD Y., DUCHAMP C., MARBOUTIN E. & MORIS P. Les résultats du suivi des loups par la génétique. ONCFS. Quoi de neuf, bulletin d'information du réseau loup 18 : 5-8.
- MOEN R. & LINDQUIST E.L. 2006. Testing a remote camera protocol to detect animals in the Superior National Forest. NRR Technical Report No. NRR/TR-2006-28. 15p.
- MORIN P.A., CHAMBERS K.E., BOESCH C. & VIGILANT L. 2001. Quantitative polymerase chain reaction analysis of DNA from non-invasive samples for accurate microsatellite genotyping of wild chimpanzees (*Pan troglodytes verus*). *Molecular ecology* 10: 1835-1844.
- MORUZZI T.L., FULLER T.K, DEGRAAF R.M., BROOKS R.T. & LI W. 2002. Assessing remotely triggered cameras for surveying carnivore distribution. *Wildlife society bulletin* 30 (2): 380-386.
- MUNZING D. & GAINES W.L. 2008. Monitoring American marten on the east-side of the north cascades of Washington. *Northwestern Naturalist* 89: 67-75.
- NAMS V.O. & GILLIS E.A. 2003. Changes in tracking tube use by small mammals over time. *Journal of Mammalogy* 84 (4): 1374-1380. 2003.
- NATIONAL POSSUM CONTROL AGENCIES. 2007. Pest mustelids, monitoring and control. 32p.
- ONC. 1986. La Martre (*Martes martes*). *Bulletin mensuel* 104, Fiche 33.
- PALOMARES F., GODOY J.A., PIRIZ A., O'BRIEN S.J. & JOHNSON W.E. 2002. Faecal genetic analysis to determine the presence and distribution of elusive carnivores: design and feasibility for the Iberian lynx. *Molecular ecology* 11: 2171-2182.
- PEREBOOM V. 2006. *Mode d'utilisation du milieu fragmenté par une espèce forestière aux habitudes discrètes, la Martre des pins Martes martes*. Thèse de doctorat dirigée par Lodé T. Ecole doctorale d'Angers. 75p.
- POLLOCK K. H. 2000. Capture-Recapture Models. *Journal of the American Statistical Association* 95 (449): 293-296.
- POLLOCK K. H. 1991. Modeling Capture, Recapture and Removal Statistics for Estimation of Demographic Parameters for Fish and Wildlife Populations: Past, Present and Future. *Journal of the American Statistical Association* 86 (413): 225-238.
- POLLOCK K. H., NICHOLS J. D., BROWNIE C. & HINES J. E. 1990. Statistical inference for capture-recapture experiments. *Wildlife Society Monographs* 107: 1-97.

- PRADEL R. 2005. Multievent: an extension of multistate capture-recapture models to uncertain states. *Biometrics* 61: 442-447.
- ROGEON G. 2011. *Fiche technique d'aide à la mise en œuvre d'un suivi de la faune par piégeage photographique*. Muséum national d'Histoire naturelle, Service du Patrimoine naturel. Paris 9p.
- ROGER M., DELATTRE P. & HERRENSCHMIDT V. 1988. *Encyclopédie des carnivores de France. 15. Le Putois (Mustela putorius Linnaeus, 1758)*. S.F.E.P.M., Puceul. 38 p.
- ROON D.A., WAITS L.P. & KENDALL K.C. 2003. A quantitative evaluation of two methods for preserving hair samples. *Molecular ecology notes* 3: 163-166.
- RUETTE S., ALBARET M., VANDEL J.M. & LÉGER F. 2008. *Suivi des petits Carnivores en France : analyse des données des carnets de bord récoltés entre 2001 et 2005 par les Services Départementaux de l'ONCFS*. Rapport interne ONCFS. 51p.
- RUETTE S., VANDEL J.M., GAYET G. & ALBARET M. 2005. *Caractéristiques paysagères et habitat diurne de la martre dans une zone de Bresse*. ONCFS, Rapport scientifique 2005 : 62-67.
- RUETTE S., STAHL P. & ALBARET M. 2003. Factors affecting trapping success of foxes, stone martens and pine martens. *Wildlife Biology* 9 (1):11-19.
- SAVOURE-SOUBELET A. A paraître. *Atlas d'identification des poils de Carnivores de Midi-Pyrénées*. *Nature Midi-Pyrénées*.
- SCOTT D.J. & CRAIG S.A. 1988. Technical note: Improved Hair sampling tube for the detection of rare Mammals. *Australian Wildlife Research* 15 (4) : 469-472.
- SIDOROVICH V.E. 1999. How to identify mustelids tracks. *Small carnivore Conservation* 20: 22-27.
- SOUBELET A. 2010. *Validation de protocoles de collecte de données sur les petits carnivores de la région Midi-Pyrénées afin de cartographier leur répartition*. Rapport de stage. Université de Toulouse III. 139p.
- STAHL P., RUETTE S. & GROS L. 2002. Predation on free-ranging poultry by mammalian and avian predators: field loss estimates in a French rural area. *Mammal Review* 32 (3):227-234.
- TABERLET P., GRIFFIN S., GOOSSENS B., QUESTIAU S., MANCEAU V., ESCARAVAGE N., WAITS L.P. & BOUVET J. 1996. Reliable genotyping of samples with very low DNA quantities using PCR. *Nucleic Acids Research* 24 (16): 3189-3194.
- THOMPSON J.A. & FLEMING P.J.S. 1994. Evaluation of the efficacy of 1080 poisoning of red foxes using visitation to non-toxic baits as an index of Fox abundance. *Wildlife research* 21 (1): 27-39.
- WARRICK G.D. & HARRIS C.E. 2001. Evaluation of spotlight and scent-station surveys to monitor kit fox abundance. *Wildlife society bulletin* 29 (3): 827-832.
- WILSON G.J. & DELAHAY R.J. 2001. A review of methods to estimate the abundance of terrestrial carnivores using field signs and observation. *Wildlife research* 28: 151-164.
- ZIELINSKI W.J. & KUCERA T.E. 1995. *American marten, Fisher, Lynx and Wolverine: survey methods for their detection*. Albany. 163p.

ZIELINSKI W.J., SCHLEXER F.V., PILGRIM K.L. & SCHWARTZ. 2006. The efficacy of wire and glue hair snares in identifying mesocarnivores. *Wildlife society bulletin* 34 (4): 1152-1161.

ZIELINSKI W.J. & TRUEX R.L. 1995. Distinguishing tracks of marten and fisher at track-plate stations. *J. Wildlife Management* 59 (3): 571-579.

ZUERCHER G.L., GISPON P.S. & STEWART G.C. 2003. Identification of carnivore faeces by local peoples and molecular analyses. *Wildlife society bulletin* 31 (4): 961-970.

Sites Internet

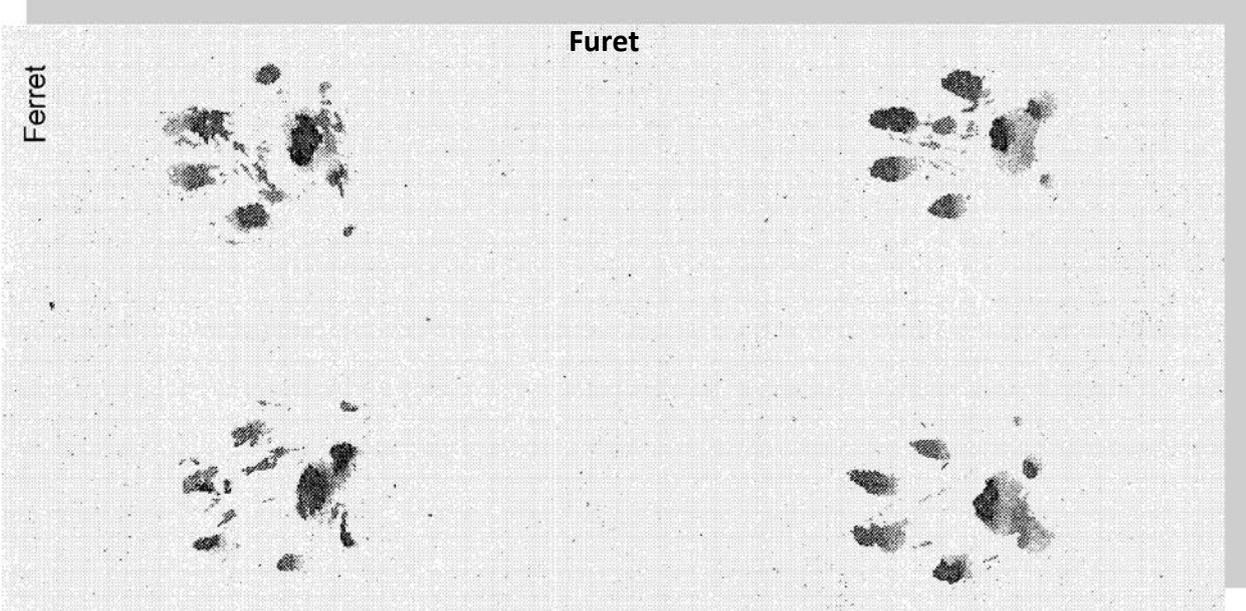
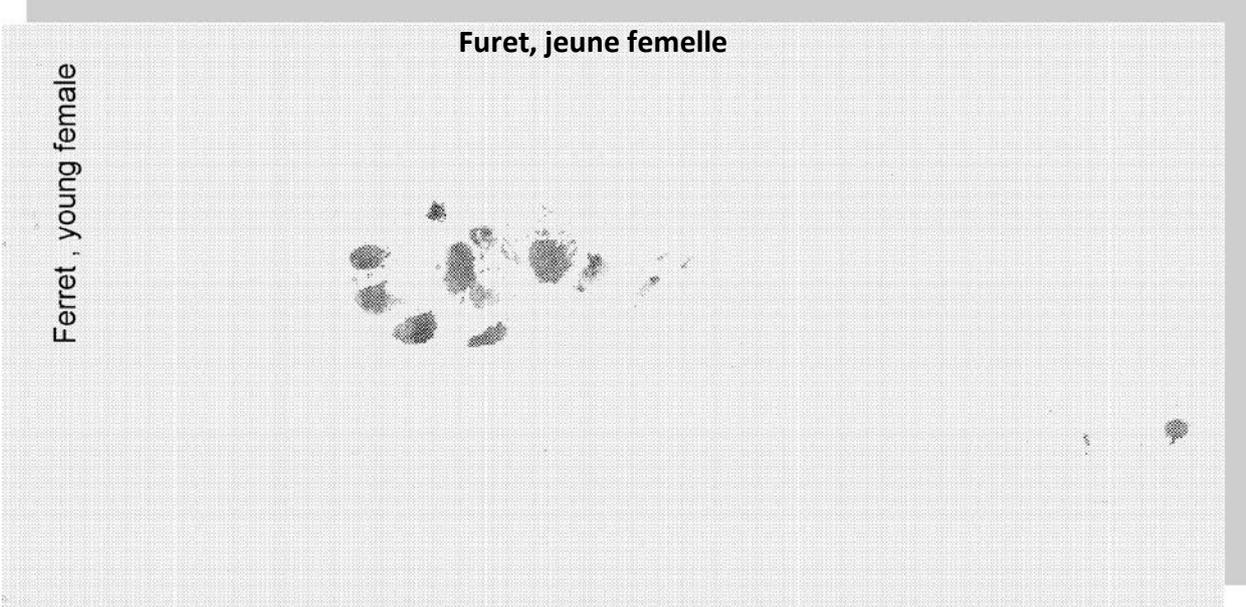
MARTIN A. 2010. Une étude des petits mammifères terrestres sauvages d'un parc urbain ; expérimentation de la technique des « tubes capteurs » au Parc des Beaumont de Montreuil, Seine-Saint-Denis. [Consultation : mars 2011], disponible : <http://www.europe-solidaire.org/spip.php?article18129>

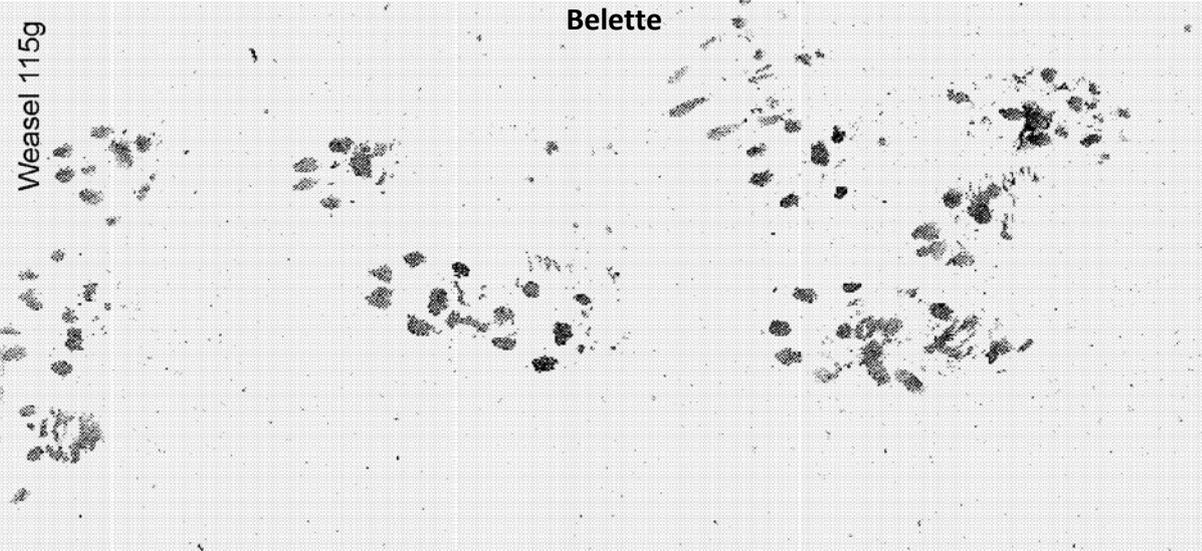
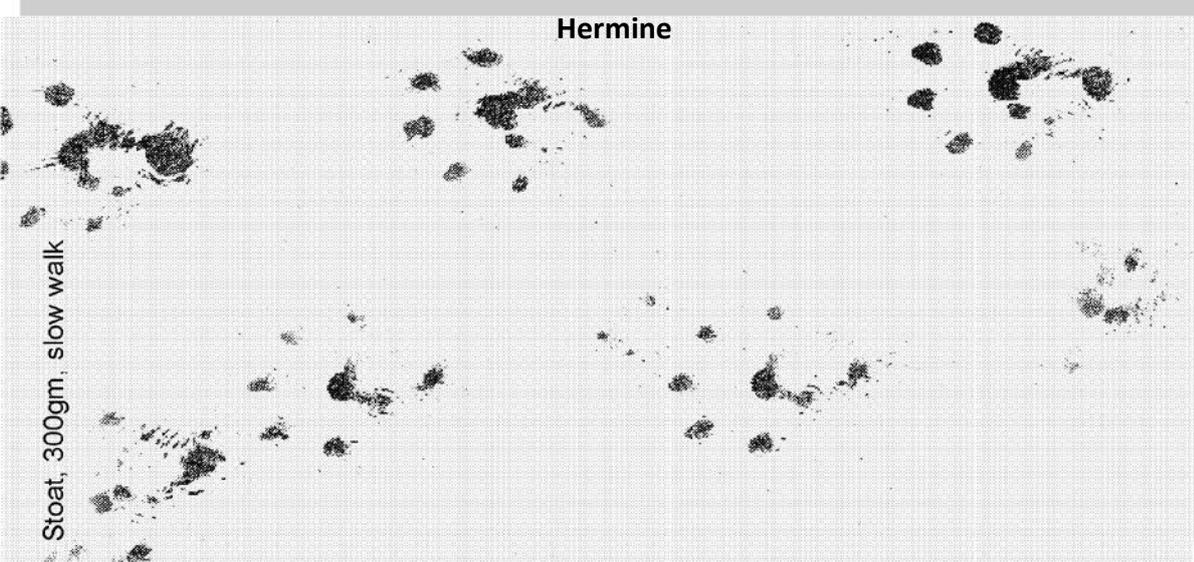
Annexes

1 : Fiche de suivi des différents dispositifs

Suivi national des mustélinés									
Fiche à remplir									
Date :								Commune :	
Type de dispositif mis en place :		<input type="checkbox"/> Tunnel à traces	<input type="checkbox"/> Tube capteur de poils	<input type="checkbox"/> Appareil photo	<input type="checkbox"/> Récolle de fèces				
Département prospecté :									
Numéro du transect (de 1 à 20) :									
Coordonnées du transect étudié : de _____ à _____									
Nom du vérificateur :									
Nom de l'identificateur :									
Environnement :									
<input type="checkbox"/> Milieu forestier		<input type="checkbox"/> Milieu ouvert		<input type="checkbox"/> Milieu humide		<input type="checkbox"/> Autres :			
<input type="checkbox"/> Milieu non urbanisé		<input type="checkbox"/> Milieu peu urbanisé		<input type="checkbox"/> Milieu très urbanisé		<input type="checkbox"/> Autres :			
Numéro du dispositif	Coordonnées du dispositif	Nombre d'indices trouvés	Nombre d'indices identifiables	Espèces identifiées	Remarques				
1									
2									
3									
4									
5									

2 : Identification de quelques empreintes de Carnivores (Gillies & Williams)





3 : Exemples de photographies de Carnivores issues d'appareils photographiques automatiques



Photographies de a) Blaireau *Meles meles* ; b) Renard *Vulpes vulpes* ; c) Putois *Mustela putorius* ; d) Genette *Genetta genetta* ; e) Chat forestier *Felis sylvestrus*.
Crédit photo : G. Rogeon, J.J. Poupinel

4 : Identification des poils de Martre, Belette, Putois

Martre	<i>Martes martes</i>	Mustélidés
--------	----------------------	------------

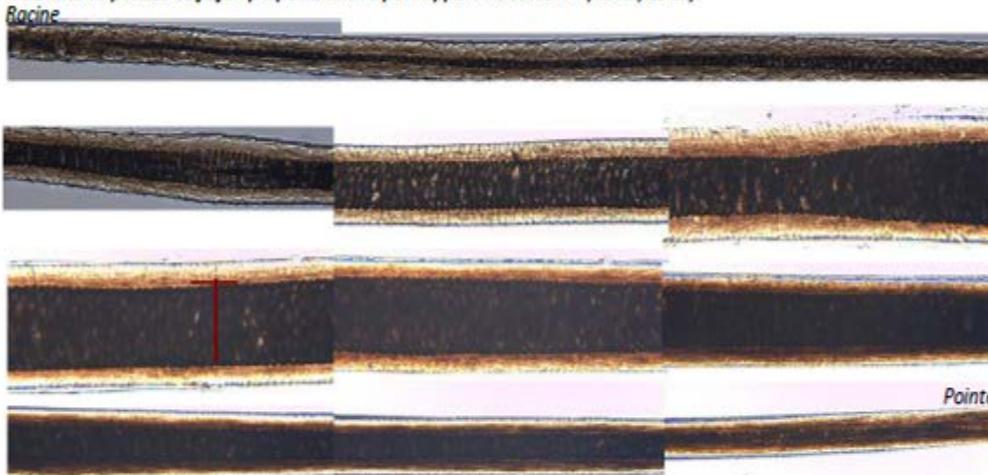
Allure générale

- Se différencie très difficilement du poil de la Fouine.
- Poil fusiforme avec une spatule bien marquée sur la moitié du poil.
- L = 35-50 mm.
- Couleur homogène brun ou gris foncé, absence de bandes colorées.



Médulla

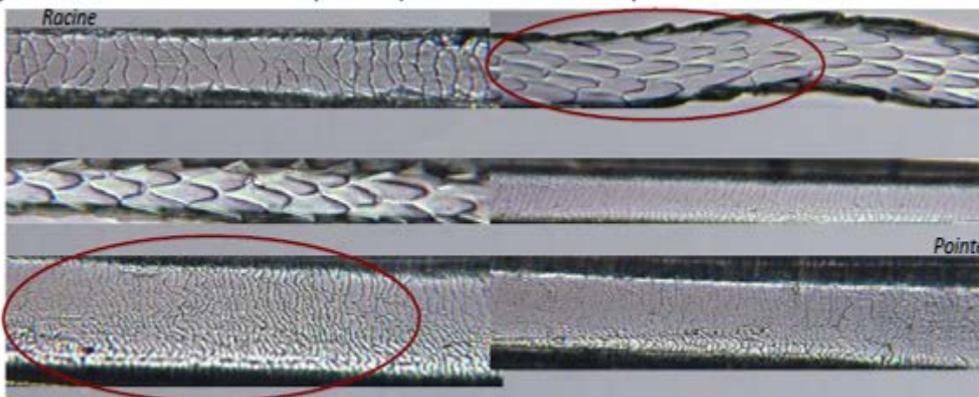
- Structure médullaire réticulée régulière, à doison mince.
- Contour scalariforme (=en forme d'échelle, pas lisse).
- Le cortex contient des pigments granulés disposés irrégulièrement en tache transversale.
- « Cellules disposées de façon perpendiculaire par rapport au cortex. » (Keller, 1981).



Ecailles

Tige : écailles lancéolées.

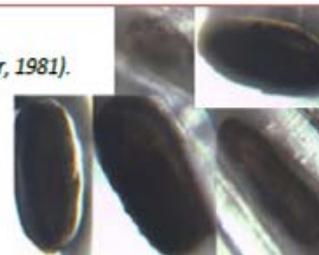
Spatule et pointe : écailles en mosaïque denticulée.



Coupe transversale

Coupe transversale ovale.

« Coupe transversale moins conique que chez la Fouine, parfois ovulaire. » (Keller, 1981).



Belette	<i>Mustela nivalis</i>	Mustélidés
----------------	------------------------	-------------------

Allure générale

- Poil court : le plus petit poil des carnivores.
- Poil fusiforme avec une spatule bien marquée.
- L < 8mm, plus petit que l’Hermine : seul véritable critère de distinction.
- Couleur homogène : brun/roux, absence de bandes colorées.
- Partie fine plus claire.



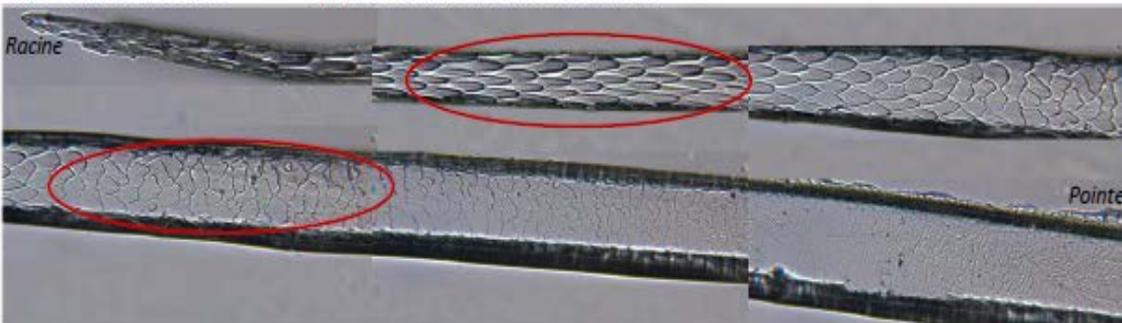
Médulla

- Structure médullaire réticulée à réticulo-doisonnée, à doison mince.
- Contour médullaire scalariforme (=en forme d’échelle, pas lisse).
- Le cortex ne contient pas de pigment granulé très dense contrairement au Putois.
- Présence irrégulière de vésicules aériennes aplaties occupant tout la largeur de la moelle.
- « Au niveau de la spatule, le bord de la médulla présente des échancrures plus profondes que celles observées chez l’Hermine » (Teerink, 1991)



Ecailles

Tige : écailles lancéolées Spatule et pointe : écailles denticulées



Coupe transversale

Coupe transversale ovale allongée.
 « Coupe transversale large et ovale, ou étroite elliptique, parfois réniforme. » (Keller, 1981)



Putois	<i>Mustela putorius</i>	Mustélidés
---------------	--------------------------------	-------------------

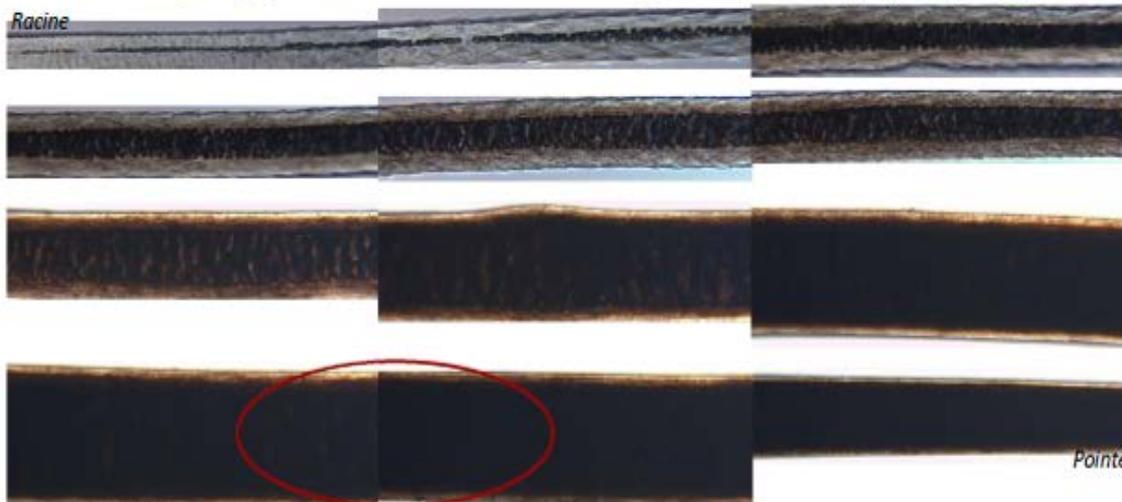
Allure générale

- Poil fusiforme avec une spatule très bien marquée sur la moitié du poil.
- L = 45 mm.
- Couleur dégradée: de brun clair à brun foncé, entraînant une couleur différente entre la base et la pointe du poil.
- Absence de bandes colorées.



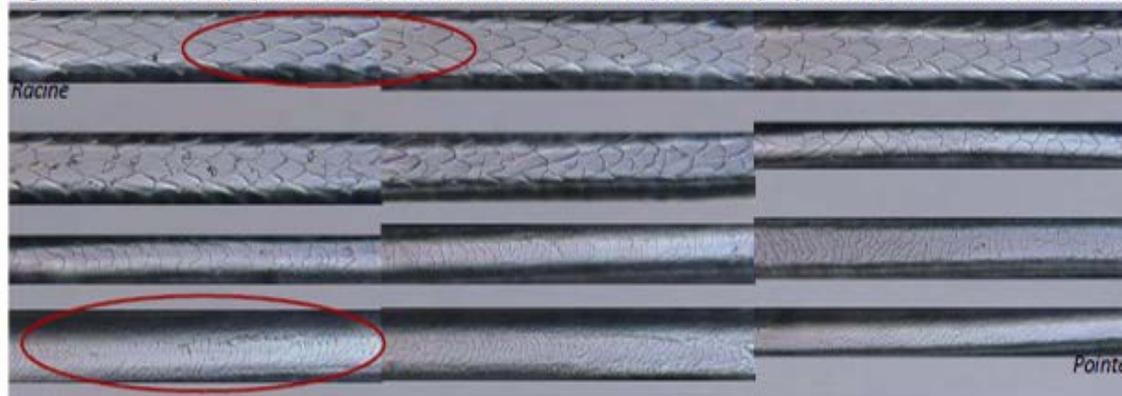
Médulla

- Structure médullaire réticulo-doisonnée, à cloison mince.
- Contour scalariforme (=en forme d'échelle, pas lisse).
- Le cortex contient des pigments granulés très denses.
- « Présence de spots de pigment noir due à la variation de la densité pigmentaire tout au long du poil. » (Terrink, 1991).



Ecailles

Tige : écailles lancéolées, « plus serrées que chez les autres Mustélidés » (Keller, 1981) Spatule et pointe : écailles denticulées



Coupe transversale

Coupe transversale ovale.
 « Coupe transversale large ovulaire et réniforme.
 Se distingue bien de celles de l'Hermine et de la Belette qui ont des coupes transversales étroites, elliptiques, souvent réniformes ou légèrement biconcaves. » (Keller, 1981).





La Martre, la Belette et le Putois font l'objet d'un historique juridique très mouvementé. En septembre 1988, ces espèces sont inscrites dans la première liste d'espèces susceptibles d'être classées nuisibles. Retirées de cette liste en mars 2002, elles y sont réintégrées neuf mois plus tard. En décembre 2008, il est décidé de les enlever une nouvelle fois. Cette décision prendra fin en mars 2009, date à laquelle elles retournent sur cette liste.

Or, différentes circulaires ministérielles rappellent aux préfets que, pour le classement de ces espèces, il convient de disposer de données suffisantes sur le niveau de population, sur les dégâts qu'elles occasionnent ou sont susceptibles d'occasionner et sur leur localisation géographique dans le département.

Ces espèces étant discrètes, essentiellement nocturnes et le plus souvent présentes à densités faibles, il n'existe pas à ce jour de méthode standardisée permettant d'estimer l'évolution de leurs effectifs, même à une échelle fine.

Pour pallier cette lacune, ce rapport présente les différentes méthodes de suivi de ces mustélidés et propose la mise en place d'un protocole expérimental permettant de tester simultanément et dans les mêmes conditions ces différentes techniques afin de pouvoir les comparer et choisir celle répondant au mieux à notre problématique.