

Andrew N. McWilliam¹

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue,
Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, R-U.

INTRODUCTION

La diversité et l'abondance des 'petits mammifères' et des chauves-souris sont particulièrement importantes dans le monde. Les 'petits mammifères' (principalement les rats, les souris, les campagnols et les musaraignes) comptent plus de 1500 espèces (ordre des Rodentia et des Insectivora), et les chauves-souris (ordre des Chiroptera) comptent plus de 1000 espèces.

Vu leur abondance et leur dépendance vis-à-vis des plantes ou des insectes dont ils se nourrissent, ces deux groupes sont des victimes non cibles des pulvérisations de pesticides et des sources potentielle d'empoisonnement secondaire pour leurs prédateurs (oiseaux ou autres mammifères). Les petits mammifères et les chauves-souris insectivores sont plus exposés à un empoisonnement dû à des proies contaminées. Les effets sub-létaux sur l'état corporel et la reproduction sont également plus visibles chez eux, car leur métabolisme plus élevé les force à ingérer chaque jour presque l'équivalent de leur propre poids en insectes. De plus, les pesticides ont sur ces animaux des effets indirects, via la réduction du nombre de leurs proies.

En dépit de leur intérêt écologique évident, le mode de vie discret et nocturne des populations de petits mammifères et de chauves-souris signifie que leur suivi est difficilement faisable par la simple observation, mais requiert l'utilisation de pièges et de techniques spécialisées de détection. La plupart des habitats abritent des espèces des deux groupes et peuvent servir d'indicateurs écologiques pour les populations et même pour les communautés dans divers habitats des zones tropicales. Les populations de rongeurs et de musaraignes ont une densité élevée et occupent des superficies relativement peu étendues, ce qui facilite le piégeage et le suivi. Le suivi des chauves-souris insectivores permet d'évaluer les effets de pesticides appliqués sur de plus vastes superficies dans le cadre de lutte contre les ravageurs à grande échelle. Par exemple, dans le projet Boxworth, les mulots sylvestres ont servi d'indicateurs pour différents protocoles d'utilisation de pesticides sur cultures céréalières (Johnson *et al.*, 1991a, b) et une communauté de chauves-souris tropicales a servi de groupe indicateur clé pour le suivi des impacts sur les petits mammifères, lors d'une pulvérisation de DDT à grande échelle pour lutter contre les mouches tsé-tsé au Zimbabwe (McWilliam, 1994).

Même si les ressources sont disponibles, les décisions quant à la taille et à l'étendue de programmes de suivi dépendent de nombreux facteurs: toxicité et rémanence des pesticides, taux d'application/de décomposition et exposition pour la faune non cible. De même, l'exposition et l'effet sur les organismes non cibles sont influencés par les variations saisonnières du climat et de l'habitat et les différences de sensibilité selon l'espèce, le sexe et la classe d'âge. Par exemple, les femelles chauves-souris en phase de reproduction sont capables de produire des doses létales de métabolites du DDT, fortement rémanents, dans le lait dont elles nourrissent leurs petits (et ce n'est bien entendu pas le cas des mâles). Des mulots sylvestres adultes, marqués individuellement, morts empoisonnés après 2 à 4 jours d'épandage de granulés de méthiocarbe anti-limaces dans les champs à l'automne, ont rapidement été remplacés par des juvéniles venant d'habitats adjacents.

En général, le suivi des populations de petits mammifères est conduit par des spécialistes de l'identification et de l'échantillonnage. Cependant, ces animaux nécessitant d'être manipulés individuellement, ils peuvent être simplement marqués puis relâchés et ainsi fournir des données valables sur l'impact des pesticides sur des périodes données et des zones géographiques diverses. Ce chapitre présente les protocoles et les analyses que les responsables de programmes peuvent utiliser lors des évaluations des impacts environnementaux des traitements chimiques sur les groupes non cibles.

¹Adresse: The Macaulay Institute, Craigiebuckler, Aberdeen AB15 8QH, R-K. a.mcwilliam@macaulay.ac.uk

EFFETS DES PESTICIDES

Les quatre principaux groupes de pesticides auxquels les petits mammifères non cibles risquent d'être confrontés sont les suivants: organochlorés, organophosphorés, carbamates et pyréthriinoïdes. En général, toute investigation sur les impacts des insecticides organochlorés nécessite une période prolongée d'étude car ces produits (DDT et dieldrine) ont une vie résiduelle de plusieurs années et, étant solubles dans les matières grasses, ils s'accumulent dans la chaîne alimentaire. C'est la raison pour laquelle les taxa situés à un niveau trophique plus élevé (ex: insectivores ou petits mammifères prédateurs et chauves-souris) sont particulièrement en danger. De plus, les pesticides organochlorés, comme la dieldrine et l'endosulfan, ayant une toxicité aiguë quand ils sont ingérés (par la nourriture ou le toilettage mutuel), les intervalles d'échantillonnage doivent être suffisamment courts pour identifier la mortalité post-traitement. C'est le cas, par exemple, lors des pulvérisations en couverture totale d'endosulfan qui est moins rémanent dans l'environnement (demi-vie entre 20 et 100 jours) et qui est excrété par l'organisme en quelques jours.

Bien que les organophosphorés et les carbamates ne génèrent pas de bioaccumulation, ils sont très toxiques pour les vertébrés, car ce sont des neurotoxiques inhibant la production de cholinestérase, une enzyme nécessaire à la transmission de l'influx nerveux. Les pyréthriinoïdes sont peu rémanents, avec des demi-vies se comptant en semaines, et sont rapidement métabolisés par l'organisme des mammifères. Ils ont cependant des effets aigus et sont des neurotoxiques qui perturbent la circulation du sodium dans les fibres nerveuses. Les études visant à estimer les effets de ces groupes moins rémanents de pesticides se focalisent sur la détection immédiate de la mortalité post-traitement et se comptent en jours et en semaines plutôt qu'en mois et en années, comme pour les pesticides organochlorés rémanents. Bien que les insectivores soient plus susceptibles d'être touchés par un empoisonnement secondaire dû à l'ingestion d'insectes contaminés, les petits mammifères herbivores ou granivores doivent également être suivis quand leurs sources d'alimentation sont traitées (ex: champs de maïs ou savanes arborées).

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Il est difficile de fournir des instructions très précises, car les objectifs des études, les environnements et les ressources opérationnelles sont très variables. Cependant, les études des impacts des pesticides sur la faune non cible consistent à comparer l'abondance en espèces et la structure des populations, soit entre un site traité et un site témoin, soit avant et après le traitement sur un même site.

Les parcelles étudiées doivent être suffisamment vastes pour permettre le suivi de la faune: un minimum de 1 km² sur les grandes zones traitées pour les petits mammifères et de 10 km² pour les chauves-souris insectivores. Dans les deux cas, il est capital d'effectuer des échantillons répétés (aléatoires ou stratifiés) pour obtenir une estimation de la variation naturelle entre les traitements. Il est également nécessaire, pour le calcul statistique, d'avoir au moins 3 sites différents lors de la comparaison avant et après traitement et au moins 3 sites traités et 3 sites témoins lors d'une comparaison entre sites.

Dans ce dernier cas, la sélection du site est une étape cruciale, car la parcelle témoin et la parcelle traitée doivent être soigneusement appariées pour limiter toute variation incontrôlée (c'est-à-dire qu'il faut comparer des choses comparables). Pour réduire la variation due aux différences de durée d'échantillonnage, la parcelle témoin et la parcelle traitée doivent idéalement être échantillonnées simultanément. Elles doivent donc être suffisamment proches pour réduire les temps de transport, mais suffisamment éloignées pour éviter la contamination ou l'échange de populations. Si l'application de pesticides qui nécessite le suivi n'est ni homogène, ni distribuée uniformément dans l'environnement, le dispositif expérimental devra se tourner vers les recensements ponctuels. Par exemple, si le suivi concerne des termitières en savane ou sur des terres agricoles, la technique des échantillons répétés sera adoptée.

Lors de comparaisons avant et après le traitement, il est important d'avoir une période d'échantillonnage adéquate avant le traitement pour estimer la variation naturelle de l'abondance ou de la composition de la population. Ce point pose effectivement un problème lors des évaluations des opérations d'urgence, mais, pour la plupart des études portant sur les mammifères, il est recommandé de prévoir un minimum de 4 semaines et au moins 3 périodes d'échantillonnage.

En pratique, le calendrier et la durée de l'étude dépendent de la nature du produit chimique (degré de toxicité et rémanence) et du déroulement des applications (cycles de traitement réguliers et répétés ou une seule application). Cependant, quand les mammifères sont utilisés comme indicateurs, il est important de prendre en compte la nature saisonnière de leurs cycles biologiques qui peut influencer l'interprétation des données. De nombreux petits mammifères et chauves-souris ont des cycles de reproduction saisonniers, ainsi que des périodes d'inactivité relative (hibernation pendant l'hiver ou torpeur pendant la saison sèche) qui déterminent les valeurs de l'abondance relative. Il est particulièrement important de considérer ces fluctuations naturelles lors des comparaisons avant et après le traitement ou de toute opération de suivi. Par exemple, les tailles des populations de petits mammifères à nombreuses portées augmentent fortement quand les jeunes commencent à se déplacer: cette caractéristique peut masquer la mortalité due aux pesticides si la pyramide des âges est négligée dans l'étude.

Il faut en général des semaines ou des mois d'étude pour déterminer la sévérité de l'impact d'un pesticide et/ou le rétablissement des populations de mammifères. Les précautions particulières à prendre lors des suivis à long terme dépendent de:

- l'échelle du traitement chimique, qui peut être de grande envergure en agriculture ou lors d'épidémies et donc réduire les chances de rétablissement des populations locales par immigration;
- la présence d'espèces ou d'habitats protégés devant être sauvegardés.

Les enquêtes portant sur les petits mammifères exigent parfois de nombreuses personnes et ressources, particulièrement lors des opérations de lutte d'urgence à grande échelle (pulvérisation aérienne contre les acridiens) et nécessitent le suivi simultané du site témoin et du site traité. En règle générale, un nombre minimum de 4 personnes est requis, même en pratiquant l'échantillonnage du site témoin et du site traité sur des jours alternés. Une division efficace du travail consiste à former une équipe avec une personne qui enregistre les données, une qui relève les pièges, une qui manipule/mesure les animaux et une qui regarnit les pièges d'appâts.

MÉTHODES DE SUIVI

Bien que des techniques sophistiquées utilisant un balisage radio soient maintenant disponibles pour étudier les petits mammifères, elles sont généralement trop coûteuses et demandent trop de main d'œuvre pour être applicables à l'évaluation des animaux non cibles dans les tropiques, sauf si elles sont imposées par le suivi d'espèces rares ou en danger. Kenward (1987) propose une introduction pratique sur ce sujet.

L'approche la plus communément employée pour évaluer l'impact des pesticides sur les petits mammifères est la méthode CMR de capture-marquage-recapture à l'aide de pièges Longworth ou Sherman munis d'appâts. Les dispositifs en quadrillage, bien que nécessitant une main d'œuvre abondante, sont préférables aux lignes de piégeage pour les études à long terme car ils permettent de comparer, sur des parcelles expérimentales, le taux de survie, la densité de population et les territoires des individus marqués, avant et après le traitement avec des zones témoins appariées.

Carrés de piégeage

La conception du programme de piégeage en termes de durée, nombre et densité de pièges, dépend entre autres du type d'habitat, de la densité et de l'abondance des petits mammifères et de la logistique. Les recommandations fournies dans ce document proviennent de la littérature disponible sur le suivi de la réponse des petits mammifères aux impacts environnementaux, tels que les applications de pesticides (Douglass, 1989; Flowerdew, 1988; Greig-Smith et Westlake, 1988; Johnson *et al.*, 1991a, b; Tarrant *et al.*, 1990). Elles sont à adapter aux différentes situations de terrain.

Schéma d'échantillonnage

La grille utilisée doit être carrée pour en faciliter le marquage et l'analyse. Il est recommandé d'utiliser une grille de 10 x 10 points en espaçant les points tous les 5 m dans les prairies, tous les 10 ou 15 m en zones boisées et tous les 20 m en terres agricoles. Il est cependant possible d'utiliser une grille moins dense sur une plus longue période pour obtenir des taux de piégeage comparables. Deux pièges au moins sont placés à chaque point pour réduire la probabilité qu'un animal visite un piège déjà occupé. La taille des pièges est adaptée à l'espèce étudiée. En général, des pièges supplémentaires devront être placés à chaque point si plus de 50 à 60 % des pièges ont permis d'attraper des animaux.

Dispositif expérimental

Pour distinguer les effets du traitement sur les populations des influences dues à l'environnement, il convient de placer simultanément deux carrés de piégeage minimum avant et après le traitement, un sur le site expérimental et un sur le site témoin (sites appariés). Le type d'habitat, ainsi que la composition et la structure de la végétation doivent correspondre aussi étroitement que possible entre les sites appariés, qui doivent être séparés par une distance suffisamment grande pour éviter une contamination de la zone témoin par la dérive de pulvérisation. Chaque site apparié est ainsi son propre témoin: toute modification des populations dues à l'environnement dans le bloc témoin ne peut être confondue avec l'effet du traitement chimique dans la zone traitée. Cependant, si le nombre de pièges disponibles le permet, il est conseillé d'obtenir des échantillons répétés, surtout dans le cas d'opérations touchant une grande variété d'habitats ou utilisant de nombreux protocoles de traitement. Cette précaution permet de valider et d'extrapoler les résultats obtenus dans les différents sites. Avec des ressources limitées, il est préférable de constituer deux grilles répétées de 7 x 7 au lieu d'une seule grille de 10 x 10 points, les deux systèmes requièrent en effet environ 200 pièges.

Bien que la durée des périodes d'échantillonnage avant et après le traitement résulte d'un compromis entre les ressources disponibles et les objectifs de l'étude, il existe des exigences minimales qui doivent être respectées. Pour assurer le marquage de (presque) toute la population présente sur la grille et la recapture de suffisamment d'individus pour établir leurs territoires avant le traitement, il faut au minimum 8 jours de piégeage (1600 pièges-nuits avec 2 pièges par point sur une grille de 10 x 10). Idéalement, cette opération est effectuée au cours de 2 campagnes de 4 nuits, au moins une semaine avant l'application et sur les 4 journées qui précèdent immédiatement le traitement pour faire la distinction entre les animaux de passage et ceux qui résident dans la zone. De même, il est recommandé de mener 2 campagnes de suivi post-traitement: un piégeage commençant 2 jours après l'application, pour détecter toute mortalité immédiate, et une enquête de suivi au moins 1 semaine après le traitement. Le temps disponible pour le suivi lors des luttes contre les ravageurs étant souvent limité par des considérations opérationnelles, il est cependant possible d'obtenir des différences significatives entre les individus ayant survécu dans la grille témoin et la grille traitée, même si le piégeage est restreint à une campagne unique de 7 jours avant et après le traitement. Dans la mesure du possible, le programme de piégeage devra coïncider avec les phases de nouvelle lune, car les prises sont plus rares à la clarté lunaire. Quatre campagnes de piégeage (1 par semaine sur 1 mois) avant le traitement et 4 campagnes après celui-ci procurent des données de meilleure qualité.

Analyse des données

Ces études visent à obtenir la proportion d'individus résidants survivant au traitement, par rapport à ceux toujours vivants, au bout de la même période, dans la grille témoin appariée. Ces chiffres sont aisément analysés par traitement statistique non paramétrique, comme le test du χ^2 .

Une méthode graphique permet d'illustrer l'impact de l'application d'un produit chimique en traçant le nombre cumulé de captures et d'individus en fonction de l'effort de piégeage cumulé (en nombre de pièges-nuit). Tout changement de direction des courbes peut alors être lié au traitement. De plus, si la courbe du nombre d'individus atteint un plateau, l'asymptote indique la taille de la population. Il est recommandé de tracer les données quotidiennement pour donner une indication de l'effort d'échantillonnage encore à fournir pour échantillonner la plupart de la population résidente.

Pour faciliter les comparaisons avec d'autres études ou entre les sites et les périodes d'échantillonnage, il est intéressant de calculer certains indices de taille de la population et de succès de capture. Bien que les estimations de la taille de la population puissent découler de la proportion d'individus marqués par rapport à ceux qui ne le sont pas lors de piégeages successifs, la réalité contredit souvent cette hypothèse (Montgomery, 1987). En conséquence, la détermination du nombre minimum d'animaux vivants dans la grille pendant la période d'échantillonnage est une mesure plus fiable de la taille de la population quand la plupart des animaux a pu être capturée (ce qui nécessite des taux de recapture élevés). Un autre indice de comparaison utilisé pour surmonter les légères différences constatées dans l'effort de piégeage entre les périodes ou les sites d'échantillonnage est le nombre de captures par piège-nuit (obtenu en divisant le nombre d'animaux capturés par le nombre de pièges utilisés et le nombre de nuits de piégeage). Bien qu'il soit toujours possible d'affiner le calcul (Gurnell et Gipps, 1989), les densités de population sont obtenues en divisant la taille de la population dans chaque grille par la superficie de la grille.

Ligne de piégeage

La ligne de piégeage est une méthode permettant de couvrir de plus grandes superficies et avec une moindre densité de pièges que la grille. Elle consiste à placer des pièges à des distances égales le long de transects dans un habitat.

Schéma d'échantillonnage et dispositif expérimental

Développée pour l'échantillonnage de vastes champs cultivables pour le projet Boxworth, cette technique consiste à tracer des lignes de 10 points espacés de 20 m avec 2 pièges à chaque point. Des lignes sont placées à une densité d'1 ligne de pièges pour 2 ha (chaque ligne de 200 m est distante de 100 m de la suivante). Elles peuvent être laissées 2 jours dans le cas d'une approche moins exigeante en main d'œuvre. Le côté aléatoire et répété de l'échantillonnage est garanti par l'utilisation de 5 lignes de pièges dans un site d'étude de 10 ha (soit 100 pièges): l'emplacement de la première ligne est choisi au hasard dans le premier bloc de 2 ha et les autres lignes sont placées à égale distance les unes des autres. Pour limiter les effets des conditions météorologiques, les lignes de pièges pourront être placées au hasard sur différents blocs de 2 jours pendant la période d'échantillonnage. Une zone témoin séparée doit faire l'objet d'un suivi similaire et un minimum de 2 campagnes avant le traitement et deux campagnes après celui-ci, chaque campagne s'étalant sur 2 jours complets et 2 nuits complètes, peut être effectué sur 2 semaines, si le temps est limité. Il est cependant recommandé de débiter la première campagne post-traitement 2 jours après l'application, pour donner aux effets du traitement le temps de se faire ressentir, et de débiter la seconde campagne de piégeage quelques jours après la première, soit par exemple 7 jours après l'application.

Analyse des données

Les traitements peuvent également être comparés par le test du χ^2 appliqué sur les nombres d'individus capturés par piège-nuit (100 pièges-nuits) et la proportion d'animaux recapturés après le traitement. L'indice de densité est calculé en établissant la somme des captures des individus pendant la première campagne de 2 jours pour toutes les lignes de pièges, puis en divisant le chiffre obtenu par la superficie d'échantillonnage couverte. Dans les études à long terme qui mettent en œuvre les grilles et les lignes de piégeage, l'indice de densité peut être étalonné à l'aide de la densité de population réelle trouvée dans les grilles (Flowerdew, 1988).

CONSIDÉRATIONS PRATIQUES

L'exploitation efficace des méthodes décrites plus haut nécessite une bonne compréhension du piégeage des petits mammifères vivants (Gurnell et Flowerdew, 1994; Wilson et al., 1996). Gurnell et Flowerdew donnent dans leurs ouvrages des indications précieuses sur la manière de consigner les données et d'analyser les résultats, il est conseillé d'adopter les fiches de relevé et les tableaux récapitulatifs qu'ils proposent.

Traçage des grilles

Les angles droits de la grille doivent être calculés à l'aide d'un compas à prismes et les distances séparant les pièges sont mesurées à l'aide d'une chaîne d'arpenteur de 30 m. Les points où sont positionnés les pièges sont repérés à l'aide de piquets de balisage ou de bâtons de 2 x 2 cm coupés pour rester visibles juste au dessus de la végétation (environ 1 m dans les prairies en zone tropicale). Une fois une ligne de piquets établie sur un côté de la grille, les autres points sont alignés à vue, après mesure de l'intervalle correct. Un numéro est assigné aux piquets et aux pièges qui leurs sont associés, ce numéro est inscrit à l'aide d'un feutre marqueur indélébile, il permet d'enregistrer les positions des animaux et d'en dresser des cartes.

Pièges

Les pièges Longworth et Sherman sont des modèles adaptés à la capture des animaux vivants, ils sont légers et fabriqués en aluminium. Cependant, lorsque le volume de transport est limité ou lors du suivi environnemental en zones tropicales éloignées, l'utilisation des pièges Sherman pliants est recommandée (voir illustration sur la fiche méthodologique). Ces pièges existent en plusieurs tailles et capacités et peuvent être transportés à plat dans des boîtes en contreplaqué fournies avec les pièges (www.shermantraps.com).

Les pièges Longworth sont plus solides car composés de deux parties: le tunnel avec son mécanisme de déclenchement intégré et le corps du piège séparé (voir illustration sur la fiche méthodologique). Gurnell et Flowerdew (1994) fournissent de plus amples informations sur le fonctionnement de ces pièges et les endroits où ils peuvent être achetés.

Les pièges sont placés à 1 m des piquets de balisage et leur emplacement améliore le succès de piégeage: il est conseillé de les placer avec la porte au ras du sol, le long des passages, dans l'herbe ou près des touffes d'herbes. Dans les zones boisées ou en présence de végétation composée d'arbustes, les pièges sont placés le long de branches tombées ou de souches, ils sont toujours placés à l'ombre. Une fois la position du piège choisie le premier jour, le piège est laissé en place tout en vérifiant que le mécanisme de déclenchement n'est pas bloqué par un appât ancien ou de la végétation. Les pièges sont vidés tous les matins et l'appât est remplacé comme requis.

Appâtage

On peut encourager les animaux à pénétrer dans les pièges en y plaçant de la nourriture. Un mélange qui a fait ses preuves dans les tropiques consiste en 1 part de raisins secs, 2 parts de beurre de cacahuète et suffisamment de flocons d'avoine pour donner au mélange la consistance du mastic. Une boule de ce mélange est placée au fond du piège ou juste à l'extérieur du piège si un préappâtage est requis (le préappâtage consiste à placer un appât pendant 1 à 3 jours en laissant la trappe du piège ouverte pour familiariser les animaux avec la présence des pièges). Cette méthode n'est pas recommandée lors d'essais de terrain lorsque le temps est limité, mais elle peut être nécessaire dans les prairies, pendant la première campagne avant la pulvérisation, pour limiter l'évitement des pièges, en particulier par les campagnols, lors des comparaisons des taux de capture avec les périodes post-traitement.

Entretien

On doit vérifier le contenu des pièges au moins deux fois par jour: tôt le matin, pendant les 3 premières heures de l'aube, avant les heures chaudes de la journée afin de minimiser le stress dû à la chaleur (cette visite permet aussi de renouveler les appâts) et en fin d'après midi, avant le crépuscule (pour éventuellement retendre les pièges et remettre des appâts pour la capture de nuit). La litière n'a pas été jugée indispensable dans les tropiques, mais, si les températures tombent en dessous de 10 °C, il sera nécessaire de placer de l'herbe sèche, du foin, du papier ou de la bourre de coton au fond des pièges.

Dans les tropiques, l'expérience montre qu'il faut placer des appâts frais tous les deux jours, car ils tendent à se dessécher à de fortes températures ou à être consommés par les insectes. Le mélange raisins secs/flocons d'avoine peut être rafraîchi et réutilisé par l'adjonction de beurre de cacahuète. Une manière commode de fabriquer et de transporter l'appât est d'utiliser des seaux de plastique munis de couvercles étanches.

MANIPULATION DES ANIMAUX

Les petits mammifères **doivent** être manipulés avec soin. Une formation dispensée par un expert est indispensable avant d'entreprendre une telle activité. Les pièges occupés sont vidés dans de grands sacs de toile solides, d'au moins 20 x 30 cm, à fermeture par cordelette. Le sac est ensuite transporté au bout d'un bâton par la cordelette jusqu'au véhicule ou au camp de base pour identification, classement, mesure et marquage du spécimen. Il suffit en général d'ouvrir l'une des trappes du piège et de faire glisser l'animal doucement dans le sac. L'animal est ensuite maintenu dans l'ouverture du sac à l'aide de gants ou d'un autre sac pour faciliter son examen sur une surface plate. Toutes les précautions doivent être prises pour ne pas étouffer l'animal en le serrant trop fort lorsqu'on essaie d'éviter les morsures. Il est conseillé de tenir les animaux par la peau du cou, entre le pouce et l'index, les doigts fermement positionnés à la base du crâne pour empêcher l'animal de se tourner et de mordre.

Identification

Les espèces sont identifiées à l'aide de guides de terrains et de clés taxonomiques. Si l'identification de certaines espèces pose problème, et c'est souvent le cas dans les habitats tropicaux, les animaux sont décrits et un numéro d'identification temporaire leur est assigné en attendant d'obtenir de la part des autorités l'autorisation de les envoyer à un expert. Il est inutile d'aller au-delà de cette étape sans une formation dispensée par un mammologiste. Si besoin est, les animaux sont tués en les mettant au contact avec un coton hydrophile imbibé de chloroforme ou d'éther pendant 10 à 15 minutes dans le sac en tissu de collecte et dans un sac plastique hermétique. Cette méthode permet de prélever les ectoparasites qui seront ensuite conservés dans de l'alcool à 70 %. La conservation des spécimens, dans de l'alcool à 70 % ou du formol à 10 % en cas de recherche de résidus, est facilitée en pratiquant une incision longitudinale dans la cavité abdominale et en perforant le diaphragme jusqu'aux poumons.

Les dents sont une caractéristique taxonomique importante: il est conseillé de maintenir la gueule du spécimen ouverte à l'aide d'un petit bâton avant de le conserver. Chaque spécimen doit toujours porter une étiquette mentionnant le nom de l'opérateur, l'emplacement et la date de sa capture, son sexe et ses mensurations (poids, longueur totale (de l'extrémité du museau à la dernière vertèbre caudale), longueur de la queue (de la base de la queue à l'extrémité de la dernière vertèbre caudale), longueur du pied postérieur (de l'extrémité du doigt le plus long au talon) et longueur de l'oreille (de la base, brèche de l'oreille, à la marche la plus éloignée du pavillon). Les travaux de Yates *et al.* (1996) donnent les détails pratiques sur la préparation des spécimens conservés à des fins taxonomiques.

Mesure

Un jeu de pesons à ressort 'Pesola' (50 g, 100 g, 300 g, 1,5 kg) permet le pesage des animaux (à se procurer auprès du BTO, www.bto.org). La méthode la plus pratique consiste à peser l'animal dans le sac de collecte puis à soustraire du poids obtenu le poids du sac seul. Les petits animaux sont pesés dans un sac léger de polythène. Une baisse sévère du poids corporel indique une modification de l'état dû aux pesticides, qui agissent soit directement, soit indirectement par la disparition des proies.

Une règle métallique de 30 cm suffit dans la plupart des cas pour effectuer les mesures, mais une meilleure précision est obtenue par l'utilisation de pieds à coulisses (disponibles au BTO, qui fournit également les sacs de tissu, - à faire confectionner par les tailleurs locaux dans les tropiques). Les mesures standard indiquées facilitent l'identification et doivent être consignées dès les premières captures, car elles permettent de différencier les espèces.

Stade de maturité sexuelle

Le sexe des animaux et leur âge sont déterminés, ils sont pesés avant le marquage, puis relâchés. La distinction entre les adultes et les juvéniles se base sur l'observation de la taille, de la couleur du pelage (très gris chez les juvéniles) et du stade de maturité sexuelle (testicules descendus dans le scrotum chez le mâle adulte, et les femelles adultes peuvent être reconnues par la gravidité ou les mamelles bien visibles chez les femelles allaitantes). Les femelles juvéniles se reconnaissent à la présence d'un vagin intact, recouvert d'une membrane. Gurnell et Flowerdew (1994) proposent un guide de détermination des stades de maturité sexuelle chez les rongeurs.

Marquage

Pour les études de terrain à court terme ne durant que quelques semaines, le marquage du pelage aux ciseaux est la méthode qui perturbe le moins les animaux: elle consiste à couper des poils sur différentes parties du corps. Les combinaisons ainsi obtenues fournissent un ensemble d'identifications individuelles. Par exemple, 6 découpes sur les épaules droite et gauche, les flancs et l'arrière-train à gauche et à droite (ex: notés A à F) donnent 41 marques possibles pour chaque sexe de chaque espèce (voir Gurnell et Flowerdew, 1994, Figure 3). Si le pelage repousse sur les animaux recapturés, la découpe est renouvelée. Pour les études à long terme, l'utilisation de colliers cause le moins de perturbations: ils consistent en billes d'acier inox sur lesquelles sont fixées des anneaux métalliques numérotés ou colorés (la construction et l'utilisation de ce type de collier sont indiquées dans les ouvrages de Rudran (1996)).

ANALYSE BIOCHIMIQUE ET ANALYSE DE RÉSIDUS

L'exposition des animaux aux pesticides peut être directement évaluée en prélevant des échantillons de tissus pour envoi dans un laboratoire qui pratique des analyses biochimiques et des analyses de résidus. Ces deux types d'analyse requièrent une bonne qualification et elles sont coûteuses, mais elles sont indispensables pour confirmer l'exposition aux traitements chimiques. Avant d'effectuer l'analyse de résidus, il faut pratiquer les autopsies et déterminer les effets pathologiques ou histologiques sur tout animal agonisant ou mort découvert après la pulvérisation (Tarrant, 1988). Les animaux ainsi trouvés sont enveloppés dans des feuilles d'aluminium doubles puis congelés immédiatement sur le terrain à l'aide d'un congélateur portable (voir chapitre 6). Les autopsies seront limitées si les spécimens ne peuvent être congelés, mais les organes tels que le foie ou le cerveau, ainsi que les carcasses ou les tubes digestifs stockés dans des récipients en aluminium contenant du formol à 10 % permettent l'analyse de résidus.

Analyse biochimique

L'exposition aux produits chimiques entraîne des modifications biochimiques dans le sang. Par exemple, la mort due aux pesticides organophosphorés ou au carbamate se produit par asphyxie, par tétanie du diaphragme résultant d'une stimulation excessive du système nerveux central. Ce phénomène est dû à l'accumulation d'acétylcholine suite à l'inhibition de l'acétylcholinestérase.

Les expositions sub-létales à des niveaux relativement bas de pesticides peuvent dorénavant être estimées chez les oiseaux et les mammifères non cibles (de même que chez les humains concernés par l'application) par la mesure du degré d'inhibition de l'estérase dans le sérum sanguin (Thompson and Walker, 1994). Cette méthode de prélèvement indolore a été expérimentée avec succès chez les petits mammifères lors du projet Boxworth au Royaume-Uni, mais les ressources techniques nécessaires sont considérables. De plus, la nécessité d'obtenir des données de référence fiables grâce à un large échantillonnage des espèces témoins avant la pulvérisation limite l'utilité de cette méthode dans les habitats où les espèces non cibles sont difficiles à attraper. Le degré d'inhibition de l'estérase est également fortement influencé par la durée écoulée depuis l'exposition et il varie d'une espèce à l'autre et d'un individu à l'autre. En conclusion, les contraintes logistiques posées par le travail de terrain dans les tropiques et les limitations pratiques de cette méthode excluent cette approche pour détecter les expositions, à moins qu'elle ne s'inscrive dans un projet de recherche à long terme. Il est préférable de conserver les animaux non cibles morts ou les animaux capturés dont le comportement indique un empoisonnement pour les envoyer au laboratoire à des fins d'analyse de résidus.

MÉTHODES D'ENQUÊTE POUR LES CHAUVES-SOURIS

Les chauves-souris insectivores sont communes dans de nombreuses zones tropicales, même si leur abondance dépend largement de la disponibilité en insectes. Elles forment ainsi un excellent groupe indicateur pour le suivi de la santé des habitats après l'application d'un produit chimique. Leur présence la nuit est déterminée à l'aide de méthodes spéciales de capture d'individus vivants (filets japonais en nylon fin tendu sur des piquets, pièges à filins constitués d'un cadre rectangulaire tendu verticalement de fils de pêche) ou par l'utilisation de détecteurs électroniques de chauves-souris qui convertissent les émissions ultrasonores de l'écholocation en sons audibles.

Il n'existe à ce jour qu'une seule étude ayant utilisé ces techniques pour suivre les impacts à grande échelle d'une application de pesticides sur une communauté de chauves-souris; cette méthode était accompagnée d'une analyse de résidus (McWilliam, 1994). Cette étude a mis en œuvre des recherches détaillées et à long terme des pesticides organochlorés rémanents (DDT) et a nécessité des ressources qui ne sont généralement pas disponibles dans la plupart des études concernant la faune sauvage. Comme la capture et la manipulation de nuit des chauves-souris prennent du temps et nécessitent un personnel formé (et, dans certains pays, des autorisations spéciales), il est recommandé d'utiliser des détecteurs pour le suivi de l'abondance relative des chauves-souris lors des recherches écotoxicologiques. Cette méthode évite également de blesser les animaux.

Détecteurs de chauves-souris

Même utilisés avec des équipements de traitement et d'enregistrement du son permettant d'assigner les appels d'écholocation à chaque espèce (Fenton and Bell, 1981; Vaughan *et al.*, 1997), les détecteurs de chauves-souris ne donnent qu'un indice de l'abondance relative car ils ne peuvent différencier les individus. En effet, plusieurs détections, ou «passages de chauve-souris» sur un site, peuvent aussi bien provenir de la même chauve-souris passant à portée du détecteur que de plusieurs chauves-souris qui se succèdent. De plus, cette technique présente un biais: les espèces dont les cris sont plus intenses sont détectées à de plus longues distances de l'instrument. Malgré ces inconvénients, le nombre de passages de chauves-souris par unité de temps ou par transect permet de mesurer l'activité des animaux et d'effectuer des comparaisons entre habitats. Cette mesure permet aussi de comparer les impacts des pesticides avant et après la pulvérisation dans un même site. Les suivis sont menés, soit sur la totalité du spectre ultrason à l'aide de détecteurs à large bande pour la totalité de la faune, soit à l'aide de détecteurs plus sensibles à bande étroite réglés sur une fréquence commune au spectre d'écholocation du plus grand nombre d'espèces. La plupart des études portant sur l'activité des chauves-souris sont effectuées à une fréquence de 40 ou 45 kHz (McWilliam, 1994, Walsh *et al.*, 1995).

Le Bat Conservation Trust est une source utile de renseignements sur le principe de fonctionnement et l'utilisation des détecteurs de chauves-souris, il donne également des informations sur les fournisseurs de modèles de détecteurs portables (www.bat.org.uk). Des modèles peu coûteux sont utilisés au Royaume-Uni à la date de cette publication, comme le Batbox III de Stag Electronics (www.batbox.com), le Mini III de Ultra Sound Advice (www.ultrasoundadvice.co.uk) et le Skye SBR 1200 de Skye Instruments Ltd (www.skyeinstruments.com). Waters and Walsh (1994) ont effectué des comparaisons sur ces différents modèles, ils ont conclu que le Batbox III est le modèle le plus sensible, mais au détriment de la précision sur les fréquences les plus hautes. Les fournisseurs cités construisent des modèles plus sophistiqués qui peuvent être utilisés si le budget du projet le permet. Petersson Elektronik AB (www.batsound.com) propose également des modèles très appréciés de diverses spécifications.

Il n'est pas inutile de consulter les ouvrages généraux sur la détection des chauves-souris (voir 'Pour en savoir plus', page 254).

Les experts en analyse acoustique peuvent distinguer les espèces entre elles en fonction de leurs cris d'écholocation (plage de fréquence, en fréquence constante [CF] ou en modulation de fréquence [FM], avec différentes durées d'impulsion et combinaisons). Cependant, pour les enquêtes écotoxicologiques préliminaires menées par des novices, il est permis de considérer toutes les séquences détectées d'au moins deux impulsions d'écholocation comme un passage de chauve-souris, sans différenciation entre les espèces. Dans certains cas, il peut être intéressant de noter séparément les passages de chauves-souris qui, par des taux croissants de répétitions des impulsions (signaux de capture), permettent de distinguer les individus en quête de nourriture de ceux simplement de passage. Ces catégories sont combinées lors de l'analyse.

Si les ressources le permettent, il est possible de mettre en place des stations de suivi de l'activité des chauves-souris, placées à des points équidistants le long d'un transect: cette méthode consiste à enregistrer les passages de chauves-souris en reliant les détecteurs de chauves-souris à des enregistreurs déclenchés par la voix. Cette technique permet de réduire le temps passé sur le terrain, mais la mise en place du matériel et l'analyse des enregistrements représentent un investissement important et exigent la présence d'un expert.

Transects

Les détecteurs de chauves-souris sont utilisés, soit en parcourant en continu des transects à pied ou dans un véhicule roulant à vitesse régulière, soit sur des points d'écoute limités dans le temps, placés de manière aléatoire ou régulièrement le long du trajet. Même si certaines espèces sont rarement enregistrées en raison de la faible intensité de leurs cris, la présence des chauves-souris est détectée à une distance de 10 à 50 m pour la plupart des modèles. Si l'application du produit chimique est uniforme sur de vastes superficies, comme lors d'une pulvérisation aérienne, il est conseillé d'effectuer un échantillonnage stratifié car les chauves-souris partent en chasse près des points d'eau, particulièrement à la saison sèche, et dans des habitats complexes comme les forêts fluviales où les insectes sont particulièrement abondants. Ainsi, après le suivi de l'activité des chauves-souris sur des transects en zones boisées pour évaluer l'impact d'une pulvérisation au sol de DDT dans le cadre de la lutte contre les mouches tsé-tsé au Zimbabwe, le marquage et la recapture des chauves-souris ont été effectués sur des sites appariés dans la zone témoin et la zone traitée, autour des mares saisonnières dans les zones boisées, près des fleuves et dans la végétation adjacente et autour des barrages (McWilliam, 1994).

Dans des endroits présentant toutes les conditions de sécurité, l'échantillonnage continu s'effectue à pied sur des transects, avec éventuellement certains points d'écoute. Dans de nombreux habitats plus dangereux des zones tropicales (rencontres de nuit avec des personnes mal intentionnées ou de la faune sauvage), il est conseillé de pratiquer la méthode du point d'écoute, à des points choisis le long d'un transect et, si besoin est, sur le toit du véhicule 4 x 4. Cette technique présente l'avantage de faciliter la prise de note et l'enregistrement des conditions météorologiques à chaque point (couverture nuageuse, clarté lunaire, température et vitesse du vent). Même dans les tropiques, la température détermine l'activité des chauves-souris, par le biais de son influence sur l'activité des insectes.

Échantillonnage et dispositif expérimental

Lors d'applications de produits chimiques plus localisées (ex: le long d'habitats linéaires, comme les bords des routes, les bords des champs, les lisières de forêt ou les berges de cours d'eau ou de lacs), le suivi s'opère sur des transects placés de façon aléatoire ou régulièrement espacés. Il est recommandé de tracer des transects répétés d'au moins 1 km de long dans la zone témoin et dans la zone traitée. En ce qui concerne la méthode du point d'écoute, il faut prévoir un minimum de 100 m entre les points. Si la zone traitée est moins linéaire et plus étendue (au moins 10 km²), 15 à 20 points espacés de 200 à 250 m assurent une bonne couverture. Si l'étendue de la zone traitée permet de tracer des transects parallèles, ils seront éloignés de 250 m les uns des autres. Dans les régions autorisant le parcours à pied des transects, l'opérateur doit adopter une vitesse uniforme de 2 à 3 km/h et consigner ses observations par écrit ou utiliser un magnétophone pour transcription ultérieure (temps mis et nombre de passages de chauves-souris par segment de transect).

Sur des points d'écoute chronométrés, le temps nécessaire pour le suivi à chaque point dépend du niveau d'activité des chauves-souris. L'expérience indique qu'un échantillonnage de 5 minutes, suivi par 5 minutes de déplacement jusqu'au prochain point, est une bonne approche qui permet de couvrir 16 points en 2 h et demie environ. Le suivi commence à une heure fixe, entre 15 et 30 minutes après le coucher du soleil pour couvrir le pic de chasse de début de soirée. Il est conseillé de suivre chaque transect répété dans la zone témoin et la zone traitée pendant au moins 2 campagnes de 4 nuits chacune, espacées d'une semaine et ce, avant et après le traitement. Il faut en général 2 jours pour que l'application de produit chimique atteigne les insectes, la première campagne post-traitement commencera donc à ce moment. Dans la mesure du possible, le suivi devra coïncider avec les phases de nouvelle lune, car l'activité des chauves-souris est réduite à la clarté lunaire.

ANALYSE DE RÉSIDUS POUR LES CHAUVES-SOURIS

Le suivi ne peut signaler une migration des chauves-souris vers des zones plus riches en nourriture, mais peut révéler la présence d'un effet aigu et d'une mortalité par empoisonnement. Dans ce cas, des spécimens sont prélevés par un spécialiste (avec l'autorisation des autorités compétentes en matière de faune sauvage) à l'aide de filets japonais ou de pièges à filins, puis conservés en vue d'une analyse de résidus (McWilliam, 1994). Si possible, les spécimens sont congelés après avoir été emballés dans une double couche de papier aluminium. Ils peuvent aussi être conservés dans du formol à 10 % après incision de la cavité abdominale et du diaphragme pour assurer une conservation efficace (voir chapitre 6).

RÉFÉRENCES

DOUGLASS, R.J. (1989) Assessment of the use of selected rodents in ecological monitoring. *Environmental Management*, **13** (3): 355-363.

FENTON, M.B. and BELL, G.P. (1981) Recognition of species of insectivorous bats by their echolocation calls. *Journal of Mammalogy*, **62**: 233-243.

FLOWERDEW, J.R. (1988) Methods for studying populations of wild mammals. pp. 67-76. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M.P, Smith, B.D. and Greig-Smith, P.W (eds). *BCPC Monograph*, No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

GREIG-SMITH, P.W. and WESTLAKE, G.E. (1988) Approaches to hazard assessment for small mammals in cereal fields. pp. 67-76. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M.P, Smith, B.D. and Greig-Smith, P.W (eds). *BCPC Monograph*, No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

- GURNELL, J. and FLOWERDEW, J.R. (1994) *Live Trapping Small Mammals - A Practical Guide*. Third edition. *Occasional Publication*, No. 3. London: The Mammal Society. (Address: The Mammal Society, 15 Cloisters Business Centre, 8 Battersea Park Road, London SW8 4BG, UK.)
- GURNELL, J. and GIPPS, J.H.W. (1989) Inter-trap movement and estimating rodent densities. *Journal of Zoology, London*, **200**: 289-292.
- JOHNSON, I.P., FLOWERDEW, J.R. and HARE, R. (1991a) Effects of broadcasting and of drilling methiocarb molluscicide pellets on field populations of wood mice, *Apodemus sylvaticus*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, **46**: 84-91.
- JOHNSON, I.P., FLOWERDEW, J.R. and HARE, R. (1991b) Populations and diet of small rodents and shrews in relation to pesticide usage. pp. 144-156. In: *The Boxworth Project: Pesticides, Cereal Farming and the Environment*. Greig-Smith, P.W., Frampton, G.K. and Hardy, A.R. (eds). London: HMSO.
- KENWARD, R.E. (1987) *Wildlife Radio Tagging: Equipment, Field Techniques and Data Analysis*. *Biological Techniques Series*. London: Academic Press.
- MCWILLIAM, A.N. (1994) Nocturnal animals. pp. 103-133. In: *DDT in the Tropics: The Impact on Wildlife in Zimbabwe of Ground-spraying for Tsetse Fly Control*. Douthwaite, R.J. and Tingle, C.C.D. (eds). Chatham, UK: Natural Resources Institute.
- MONTGOMERY, W.I. (1987) The application of capture-mark-recapture methods to the enumeration of small mammal populations. *Symposium of the Zoological Society of London*, No. 58: 25-57. Oxford: Oxford University Press.
- RUDRAN, R. (1996) Methods for marking animals. pp. 299-310. In: *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Mammals*. Wilson, D.E., Cole, F.R., Nichols, J.D., Rudran, R. and Foster, M.S. (eds). Washington DC: Smithsonian Institution Press.
- TARRANT, K.A. (1988) Histological identification of the effects of pesticides on non-target species. pp. 313-317. In: *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides*. Greaves, M.P., Smith, B.D. and Greig-Smith, P.W. (eds). BCPC Monograph, No. 40. Thornton Heath: British Crop Protection Council.
- TARRANT, K.A., JOHNSON, I.P., FLOWERDEW, J.R. and GREIG-SMITH, P.W. (1990) Effects of pesticide applications on small mammals in arable fields, and the recovery of their populations. pp. 173-182. In: *Proceedings of the 1990 Brighton Crop Protection Conference on Pest and Diseases*, Volume 1. Thornton Heath: British Crop Protection Council.
- THOMPSON, H.M. and WALKER, C.H. (1994) Blood esterases as indicators of exposure to organophosphorus and carbamate insecticides. pp. 37-62. In: *Nondestructive Biomarkers in Vertebrates*. Fossi, M.C. and Leonzio, C. (eds). Boca Raton: Lewis.
- VAUGHAN, N., JONES, G. and HARRIS, S. (1997) Habitat use by bats (Chiroptera) assessed by means of a broadband acoustic method. *Journal of Applied Ecology*, **34**: 716-730.
- WALSH, A.L., HARRIS, S. and HUTSON, A.M. (1995) Abundance and habitat selection of foraging vespertilionid bats in Britain: a landscape-scale approach. *Symposia of the Zoological Society of London*, **67**: 325-344.
- WILSON, D.E., COLE, F.R., NICHOLS, J.D., RUDRAN, R. and FOSTER, M.S. (eds) (1996) *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Mammals*. Washington DC: Smithsonian Institution Press.
- YATES, T.L., JONES, C. and COOK, J.A. (1996) Preservation of voucher specimens. pp. 265-273. In: *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Mammals*. Wilson, D.E., Cole, F.R., Nichols, J.D., Rudran, R. and Foster, M.S. (eds). Washington DC: Smithsonian Institution Press.

POUR EN SAVOIR PLUS

AHLEN, I. (1990) *Identification of Bats in Flight*. Stockholm: Swedish Society for Conservation of Nature.

CORBET, G.B. and HILL, J.E. (1991). *A World List of Mammalian Species*. Oxford: Natural History Museum Publications/Oxford University Press.

GREIG-SMITH, P.W. (1990) Intensive study versus extensive monitoring in pesticide field trials. pp. 217-239. In: *Pesticide Effects on Terrestrial Wildlife*. Somerville, L. and Walker, C.H. (eds). London: Taylor and Francis.

KREBS, C.J. (1989) *Ecological Methodology*. New York: Harper & Row.

KUNZ, T.H., WEMMER, C. and HAYSEN, V. (1996b) Sex, age and reproductive condition. pp. 279-290. In: *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Mammals*. Wilson, D.E., Cole, FR., Nichols, J.D., Rudran, R. and Foster, M.S. (eds). Washington DC: Smithsonian Institution Press.

TEW, T.E., TODD, I.A. and MACDONALD, D.W. (1994) The effects of trap spacing on population estimation of small mammals. *Journal of Zoology, London*, **233**: 340-344.