

**Robert J. Douthwaite**

Holly Oast, Hode Lane, Bridge, Canterbury, Kent CT4 5DH, R-U.

bobdouthwaite@onetel.com/bob.douthwaite@thenrgroup.net

**Charles F. Dewhurst<sup>1</sup>**

Natural Resources Institute, University of Greenwich at Medway, Central Avenue, R-U.

Chatham Maritime, Kent ME4 4TB, UK

**INTRODUCTION**

Avec plus de 9000 espèces, les oiseaux constituent l'un des groupes les plus variés et les plus couronnés de succès du point de vue de l'évolution. Ils occupent presque tous les habitats de la terre, sont souvent en grand nombre et leurs formes sont très variées, en particulier dans les tropiques. Leur taille va du minuscule colibri d'Helen (*Mellisuga helenae*) d'Amérique centrale qui pèse à peine 2,0 g à l'autruche (*Struthio camelus*) d'Afrique qui pèse jusqu'à 130 kg. Ce groupe est probablement l'un des plus faciles à inventorier, l'un des plus populaires à étudier et sans aucun doute l'un des plus fréquemment observés et suivis de tous les taxa. Bien que de nombreuses espèces soient sédentaires, la puissance du vol permet à d'autres espèces de profiter des changements saisonniers des disponibilités alimentaires pour migrer, avec une précision extraordinaire, sur des centaines de kilomètres chaque année.

Ces attributs ont donné aux oiseaux une place particulière dans de nombreuses cultures humaines; face à l'intensification de l'agriculture et de l'industrie, leur avenir est une préoccupation largement partagée. Par conséquent, de nombreuses recherches ont été menées sur les effets des produits agrochimiques sur leurs populations. Elles ont mis en évidence que les oiseaux sont souvent à risque, directement ou indirectement, lors de traitements avec des pesticides, mais que, dans certains cas, des méthodologies robustes et peu coûteuses peuvent être mises en œuvre pour suivre et évaluer l'impact de ces traitements. Ces travaux ont en effet démontré que certaines espèces d'oiseaux sont de bons indicateurs, révélant des effets – autrement non détectés - des traitements avec des pesticides sur leurs proies – invertébrés ou poissons. Par exemple, des changements dans la fréquence d'alimentation et son succès et dans le régime des martins-pêcheurs pie (*Ceryle rudis*) et des guépiers nains (*Merops pusillus*) ont montré que leurs proies – un petit poisson et des insectes volants diurnes respectivement – avaient été affectées par des traitements avec des pesticides.

L'objectif du présent chapitre est d'aider les responsables des programmes ou projets agricoles, des programmes de contrôle des vecteurs, des divisions de protection des plantes et des départements de la faune et de l'environnement, à décider quels oiseaux, le cas échéant, doivent être suivis au cours des programmes de traitements avec des pesticides et quelles techniques utiliser; l'objectif est également de fournir un guide de méthodes appropriées pour la détection des effets des pesticides sur les populations d'oiseaux. Des méthodologies simples et peu coûteuses sont décrites.

**EFFETS DES TRAITEMENTS AVEC DES PESTICIDES SUR LES OISEAUX**

Les pesticides peuvent avoir des effets directs et/ou indirects sur les oiseaux avec des conséquences létales ou sub-létales. Les avicides (par ex., le fenthion) sont, bien entendu, destinés à tuer les espèces d'oiseaux nuisibles telles que les quéléas (*Quelea quelea*). Cependant, les opérations de traitements avec des pesticides de routine (pour les insectes nuisibles qui s'attaquent aux cultures, aux forêts et à la santé humaine) tueront également des espèces d'oiseaux non cibles, y compris des oiseaux de proie.

<sup>1</sup> Adresse: Ellanore House, Ellanore Lane, West Wittering, Chichester, West Sussex PO20 8AN, R-U. ou Senior Entomologist, PNG Oil Palm Research Association Inc., Dami Research Station, PO Box 97, Kimbe, West New Britain 621, Papouie Nouvelle Guinée. Charles.dewhurst@pngopra.org.pg

Les insecticides et les acaricides affectent principalement les populations d'oiseaux en réduisant la disponibilité des arthropodes (proies), mais la consommation de proies contaminées (par ex., les fourmis contaminées au DDT ou les acridiens contaminés au fénitrothion) peut entraîner la mort des oiseaux insectivores par empoisonnement aigu ou avoir des effets sub-létaux qui affecteront leur comportement ou le succès de leur reproduction. La réduction de l'abondance et/ou de la disponibilité des insectes (voir chapitre 8) entraînera une fréquence d'alimentation moindre, une moins bonne condition générale, un échec de la reproduction et donc le déclin de la population. En outre, comme de nombreux insecticides sont nuisibles pour les poissons, les oiseaux piscivores peuvent également être menacés. Le risque pour les espèces granivores est généralement moindre, bien que de nombreuses espèces se nourrissent d'insectes (insectivores) pendant la période de reproduction. L'empoisonnement peut se produire lorsque les graines traitées aux insecticides sont mangées. Le DDT, là où il est encore utilisé, présente un risque particulier. Les résidus de cet insecticide s'accumulent chez les oiseaux de proie et entraînent une diminution de l'épaisseur des coquilles d'œufs, ce qui se traduira par un échec de la reproduction et, à terme, par un déclin de la population.

Les herbicides peuvent affecter les populations d'oiseaux en réduisant la disponibilité des graines pour les espèces granivores, l'abondance des invertébrés par l'élimination de plantes nécessaires à leur alimentation ou à leur habitat, et le couvert pour les espèces nidicoles. Ces effets sont de mieux en mieux connus et constituent une préoccupation particulière étant donné que l'utilisation des herbicides augmente rapidement dans de nombreux pays.

*Les indicateurs d'un impact*, dans les études sur les oiseaux, sont représentés par l'ampleur des changements d'un ou de plusieurs éléments suivants:

- alimentation et régime
- santé
- comportement
- succès de la reproduction
- nombre (abondance relative).

## DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Une fois que l'objectif du programme de suivi est fixé (voir chapitre 1), le responsable doit élaborer le dispositif expérimental et identifier les ressources nécessaires, en gardant constamment à l'esprit le temps dont on dispose pour le suivi, selon les nécessités des programmes de traitement proposés.

### Ressources

Le lieu, l'ampleur et la durée des opérations de traitement détermineront les ressources nécessaires pour:

- répéter les observations
- calculer le temps nécessaire pour collecter les données dans les zones avant traitement ou zones de référence
- déterminer la taille des échantillons
- estimer la durée du risque pour l'environnement et donc le temps dont on dispose pour une période d'échantillonnage efficace.

Bien que certaines espèces d'oiseaux soient faciles à identifier et à dénombrer, il faudra généralement embaucher un biologiste de terrain formé et expérimenté en ornithologie pour mener les études décrites ci-dessous.

### Espèces étudiées

Les espèces courantes, aisément repérables et sédentaires peuvent être suivies avec moins de ressources que les espèces rares, secrètes ou migratrices. En effet, il est habituellement peu pratique de suivre des espèces migratrices et travailler sur des espèces rares et secrètes nécessitera le recours à un ornithologue professionnel.

## Zones de l'étude

Deux parcelles d'étude au minimum doivent être choisies dans la zone traitée et deux autres hors de la zone traitée, afin de réduire le risque que les différences entre les zones traitées et non traitées soient simplement dues au hasard.

L'abondance des espèces présentant un intérêt et la méthode d'échantillonnage choisie détermineront la taille des parcelles d'étude. Ainsi, les parcelles peuvent être plus petites si les espèces étudiées sont très courantes ou si la méthode d'échantillonnage est plus intensive ou la fréquence plus élevée.

Dans la mesure du possible, les sites choisis pour le suivi doivent être proches les uns des autres pour faciliter la logistique de l'échantillonnage et pour réduire le risque que les différences entre les populations d'oiseaux soient dues à des différences écologiques ou climatiques. Les conditions écologiques, les habitats et l'utilisation des terres de chacune des parcelles de l'étude doivent être appariés le plus possible afin de réduire le risque que ces variables affectent les résultats de l'étude.

***Cependant, il faut faire très attention à ne pas placer les parcelles non traitées sous le vent par rapport aux parcelles traitées car la dérive de pulvérisation peut affecter des zones sous le vent sur plusieurs kilomètres dans des conditions atmosphériques propices.***

## Durée de l'étude

La durée de l'étude est déterminée par la nécessité de collecter les données de référence avant le traitement, par la nature de l'impact et par la période de rétablissement estimée.

- Si l'impact a des chances d'être soudain et sévère, mais le rétablissement rapide, on peut programmer une étude courte qui s'étend de quelques jours avant le traitement à quelques jours après l'impact du traitement.
- Si le rétablissement est lent, mais s'il se produit au cours de la saison de l'impact, on peut alors organiser les observations sur quelques semaines.
- Si des effets chroniques sont prévus en raison de traitements avec des herbicides ou de la rémanence de résidus de pesticides, alors des études sur plusieurs mois ou plusieurs années peuvent être nécessaires pour garantir une bonne compréhension des fluctuations saisonnières et annuelles normales de la taille des populations et un suivi complet du processus de rétablissement.

Il est important de décider de la durée de l'étude dès que les informations de planification des traitements avec des pesticides sont connues.

## Précision des observations

Des variations dans la méthodologie d'échantillonnage (par ex., en utilisant des personnes différentes pour dénombrer les oiseaux) peuvent causer davantage de variation dans l'estimation des populations que les pesticides eux-mêmes (Berthold et al., 1986). La standardisation des techniques et l'uniformité des opérateurs sont donc cruciales pour garantir la collecte de données statistiquement valables et l'obtention de résultats valables (Fowler et Cohen, 1986; Bibby et al., 1992).

Les biais peuvent être réduits et la précision du travail améliorée, en suivant certaines règles de fonctionnement:

- les observateurs doivent être capables d'identifier, de manière fiable, toutes les espèces d'oiseaux incluses dans l'étude;
- si nécessaire, une formation doit être fournie – à temps - aux observateurs;
- le même observateur doit être choisi pour répéter toutes les séries d'observations sur un site donné;
- des observateurs supplémentaires doivent être choisis pour échantillonner d'autres sites, en s'assurant qu'ils ont reçu les informations et la formation nécessaires auparavant;
- il faut sélectionner des sites d'échantillonnage aussi semblables que possible et dans lesquels les espèces cibles peuvent aisément être détectées;
- il faut maintenir la même vitesse d'échantillonnage et le même effort tout au long de l'étude (procédures standardisées) (voir chapitre 2);
- les observations doivent être effectuées à la même heure chaque jour. Limiter les observations aux 3 ou 4 heures suivant le lever du soleil, lorsque les oiseaux sont le plus actifs et la lumière est bonne;

- si les conditions météorologiques changent significativement certains jours, laisser de côté les observations faites ces jours-là (être prêt à s'organiser en cas d'événements imprévus de ce type); si différents observateurs sont concernés, ne pas mélanger les séries de données et s'assurer que toutes les feuilles de données sont correctement étiquetées;
- noter toutes les informations relatives à la méthodologie utilisée et aux conditions sur le terrain (type et condition de l'habitat, saison et conditions météorologiques, etc.) au moment du suivi.

## Répétition des échantillons

La répétition des observations est importante pour réduire le risque que les changements qui se sont produits soient dûs au hasard (voir chapitre 2). Le suivi doit porter sur au moins *deux* zones traitées et *deux* zones non traitées, bien que cela puisse être impossible si de tels sites n'existent pas ou si les ressources sont insuffisantes.

Travailler sur plusieurs sites augmentera la fiabilité des résultats finaux, mais exigera davantage de ressources. Conserver scrupuleusement la trace de toutes les procédures suivies.

## Analyse des résidus

L'analyse des résidus demande beaucoup de temps et elle est très onéreuse; en outre, le travail de terrain qui établit une relation entre l'exposition et les effets est pratiquement inexistant. Mesurer les taux de résidus ne présente aucun intérêt, sauf si le risque associé peut être interprété. Il est donc recommandé de ne pas effectuer cette analyse. Si le suivi sur le terrain met en évidence un impact néfaste, le 'principe de précaution' doit être adopté et des technologies de contrôle plus sûres sont recommandées et doivent être mises en œuvre dans la mesure du possible.

Une exception peut être faite pour les oiseaux exposés au DDT ou à d'autres résidus de pesticides organochlorés rémanents. Cependant, l'analyse des résidus doit être limitée aux mesures des concentrations de pesticides et de leurs métabolites dans le cerveau ou dans les lipides corporels.

## Organisation du travail sur le terrain.

Sélectionner les zones de l'étude bien avant les opérations de traitement.

- Si possible, éviter de choisir les parcelles non traitées sous le vent des parcelles traitées car la dérive de pulvérisation peut affecter des zones sous le vent sur plusieurs kilomètres.
- Préparer des feuilles de données et s'assurer qu'elles sont en nombre suffisant pour tout le programme de travail.
- Chaque observateur doit utiliser de bonnes jumelles (de 8 x 30 à 10 x 40), de bons ouvrages d'identification des oiseaux (avec les feuilles 1 à 4 pour noter les caractéristiques des oiseaux non identifiés sur le terrain), une planchette à pince, un chronomètre, des crayons, des gommes, un canif et un carnet de notes.
- Jalonner les sites d'échantillonnage en marquant les pierres, les poteaux ou les arbres à la peinture blanche résistante à l'eau ou à la peinture en bombe.
- Tester la méthodologie et les compétences des observateurs bien avant d'effectuer les opérations de traitement.
- Préparer une carte de la zone étudiée où figurent les éléments importants tels que les arbres, les cours d'eau, les sentiers et les lignes des transects et points d'échantillonnage.
- Utiliser le système GPS pour les points de repère ou une boussole pour l'orientation.

## MÉTHODES D'ÉCHANTILLONNAGE

### TAILLE DES POPULATIONS

Suivre l'abondance relative est approprié lorsqu'il y a, au cours de l'étude, un risque de mortalité ou d'émigration/immigration lié au traitement. Plusieurs méthodes sont disponibles. Leur adéquation dépend:

- de l'ampleur de l'opération de traitement;
- du type d'habitat traité;
- des espèces d'oiseaux présentant un intérêt: visibilité et comportement;
- des ressources (matérielles et financières) disponibles pour effectuer le suivi.

### Stations d'écoute

C'est une méthode utile pour évaluer l'abondance relative d'espèces d'oiseaux courantes, sédentaires, non groupées, dans les habitats forestiers ou buissonneux. Les zones d'échantillonnage doivent habituellement être vastes (au moins 20 km<sup>2</sup>). L'observateur suit le nombre d'espèces présentant un intérêt, vues ou entendues, sur une série de points d'échantillonnage. Les points d'échantillonnage peuvent être sélectionnés au hasard ou à intervalles réguliers, ou bien systématiquement le long de routes identifiées avant le début des observations. La sélection systématique peut être utilisée lorsque des oiseaux d'un habitat donné sont les oiseaux présentant un intérêt; sinon, sélectionner les sites au hasard.

Quelle que soit la méthode utilisée, les points d'échantillonnage ne doivent jamais être distants de moins de 200 m pour éviter le risque d'observations qui se chevauchent. Les observations à chaque station sont faites dans un périmètre prédéfini à 50 m maximum du point central choisi. Elles sont faites pendant une durée définie de 2 à 5 minutes. Le temps d'écoute alloué à chaque station doit être le même, bien qu'il varie avec l'habitat et l'abondance des oiseaux. Ainsi, le temps estimé pour suivre 20 points (stations), en supposant qu'il faille 10 minutes pour effectuer les observations avant de changer de station, sera d'environ 3 heures et demie. Les points d'échantillonnage seront clairement numérotés à l'aide d'étiquettes de plastique coloré ou de peinture résistante à l'eau.

On recommande de suivre deux séries de 20 points dans la zone traitée et deux séries identiques dans la zone non traitée, afin de comparer les changements entre les zones traitées et non traitées. Avec un véhicule, on peut facilement échantillonner 20 points en 2 ou 3 heures. Si aucun véhicule n'est disponible, il faut compter 1 heure et demie pour effectuer 10 points d'échantillonnage. (Cette estimation prévoit 8 minutes pour passer d'un point d'échantillonnage à un autre et inclut le temps nécessaire pour atteindre le point suivant.)

L'impact d'un traitement sur l'abondance relative de chaque espèce ou sur les guildes alimentaires (groupes d'oiseaux) est comparé à l'intérieur d'un même traitement et entre les traitements (c.-à-d. à l'intérieur des zones traitées et des zones non traitées, et entre les traitements – traité/non traité). Si l'abondance relative diminue avec le traitement dans les deux séries d'échantillons traités, mais augmente ou reste constante dans les deux séries d'échantillons non traités, on peut conclure que le traitement a un effet (Douthwaite, 1980, 1995).

**Limites** Il faut obtenir des données à partir d'un grand nombre d'échantillons, tous choisis au hasard. La précision des dénombrements variera selon le moment de la journée, les conditions météorologiques, la saison, l'habitat et l'observateur. Les résultats dépendent beaucoup de l'expérience des observateurs. Ce n'est pas une bonne méthode pour les habitats ouverts où les oiseaux peuvent fuir l'observateur.

**Faune échantillonnée** Espèces d'oiseaux de taille petite à moyenne, courantes, sédentaires, non groupées (par ex., les gobe-mouches, les pies-grièches, certains plocéidés). Appropriée pour les oiseaux chanteurs, moins adaptée aux espèces timides.

**Procédure** Enregistrement direct de la présence ou des observations sur la feuille de données.

**Données obtenues** Listes des espèces, fréquences, courbes et rapports des abondances relatives des espèces et taux de détection selon le traitement avec des pesticides.

**Période d'échantillonnage** Chaque série de points d'échantillonnage doit être observée pendant 4 jours minimum avant d'appliquer un traitement et pendant encore 4 jours immédiatement après le traitement (c.-à-d. 32 jours de travail sur le terrain). Il faudra davantage de temps si les conditions météorologiques sont variables.

**Matériel** Jumelles et chronomètre.

**Personnel requis** 1 ou 2 observateurs compétents équipés d'un véhicule.

### **Analyse des données issues des stations d'écoute.**

- Additionner les dénombrements pour chaque espèce pour obtenir un total pour chaque inventaire.
- Dresser un tableau de contingence où figure le plus grand dénombrement de chaque espèce par zone d'échantillonnage et par période d'échantillonnage (c.-à-d. avant ou après le traitement).
- Moins de 20% des cellules du tableau doivent avoir des fréquences estimées  $<5$ , aucune ne doit être  $<1$ . Si cela se produit, combiner les données des espèces les moins courantes avec le type de régime alimentaire (frugivore, insectivore, etc.), par méthode d'alimentation et par site. Si c'est impossible, laisser de côté ces espèces pour une analyse ultérieure.
- Comparer les fréquences de présence avant et après l'application du traitement à l'intérieur des traitements en utilisant le test du  $\chi^2$ . Si les données sont homogènes, combiner les dénombrements à l'intérieur des traitements et comparer les fréquences entre les traitements. Si les données sont hétérogènes, le risque d'un effet du traitement est minime.
- Si les données sont hétérogènes, le traitement a peut-être affecté l'abondance relative. Examiner les données par espèce pour détecter la source de l'hétérogénéité et se pencher en particulier sur les espèces dont l'abondance n'a pas diminué dans les deux zones non traitées mais diminué dans les deux zones traitées.
- En fonction des connaissances sur l'écologie de ces espèces, on peut faire des hypothèses sur la probabilité d'un effet du traitement.
- Si un effet est probable, suivre les espèces en utilisant des méthodes différentes, plus intensives, lors des opérations de traitement ultérieures.

### **Dénombrements sur des transects à largeur fixe**

C'est une méthode utile pour échantillonner l'abondance relative d'espèces plutôt courantes, de taille moyenne à grande, aisément repérables et sédentaires, dans des habitats ouverts, uniformes ou peu peuplés tels que les buissons ou les prairies boisées (voir Mullie et Keith, 1993a). Elle nécessite moins d'espace que les stations d'écoute, mais en requiert davantage qu'une cartographie des territoires. Il faut une zone traitée de plus de 10 km<sup>2</sup> et une zone non traitée équivalente, si possible adjacente à la zone traitée et présentant la même topographie et le même type d'habitat.

Les espèces présentant un intérêt, vues ou entendues dans des bandes de largeur connue, sont dénombrées pendant que l'observateur marche lentement le long d'un transect défini. La longueur des transects est indifférente (la longueur idéale serait de 1000 m) car elle peut ensuite être subdivisée en longueurs fixes comprises entre 100 m et 1000 m, ce qui facilitera l'analyse.

Les transects parallèles doivent être distants de 150 à 200 m dans les habitats fermés et de 200 à 500 m dans les habitats très ouverts. La distance choisie doit toujours être maintenue afin d'éviter le risque d'un dénombrement double. La largeur des transects doit se situer entre 10 et 100 m de chaque côté de l'observateur, le choix dépendant de l'habitat et de l'aisance de l'observation; on choisit souvent une largeur de 20 m. Les oiseaux vus ou entendus hors du transect ne doivent pas être comptés. En supposant que l'observateur se déplace à une vitesse de 2 km/h, un habitat de 10 à 20 ha peut être échantillonné tous les matins. En principe, il faut 40 enregistrements par espèce pour obtenir une estimation raisonnable de la densité. On recommande de suivre les densités d'oiseaux le long de deux transects au minimum dans la zone traitée et de deux transects identiques dans la zone non traitée.

Le dénombrement sur des transects peut être fait depuis un véhicule, à condition que les espèces présentant un intérêt soient aisément repérables et qu'il y ait suffisamment de route dans les zones traitées et non traitées pour obtenir des tailles d'échantillons appropriées. Cette méthode a été utilisée pour suivre l'abondance relative des rapaces diurnes, des colonies de mahalis (Douthwaite, 1992a) et des engoulevants (McWilliam, 1994).

**Limites** Il existe des différences de compétences entre les observateurs durant le travail sur le terrain. Les procédures doivent être aussi standardisées que possible afin de réduire tous les biais subjectifs, en particulier lorsque plusieurs observateurs sont impliqués (les observateurs auront tendance à faire les choses différemment sauf si des procédures claires leur sont expliquées auparavant). Il faut environ 40 enregistrements par espèce pour obtenir suffisamment d'informations et une estimation raisonnable de la densité. La précision des dénombrements variera selon le moment de la journée, les conditions météorologiques, la saison, l'habitat et l'observateur.

**Faune échantillonnée** Espèces d'oiseaux relativement courantes, de taille moyenne à grande, aisément repérables et sédentaires (par ex., les mésanges, les grives, les pics, les parulines des prés ou des fourrés).

**Procédure** Enregistrement direct des présences ou des observations sur la feuille de données.

**Données obtenues** Listes des espèces, fréquences, densités, abondances relatives des espèces ou rapport des abondances selon les traitements avec des pesticides.

**Période d'échantillonnage** Au moins 4 jours d'observations répétées le long de chaque transect avant le traitement et 4 jours après le traitement. Le chronométrage des dénombrements doit être fonction de la sévérité et de la durée estimées de l'impact du traitement.

**Matériel** Des jumelles et une montre (ou un chronomètre) sont nécessaires.

**Personnel requis** 1 ou 2 observateurs compétents.

### **Analyse des données issues des dénombrements sur les transects.**

- Relever les différences d'abondance des espèces par dénombrement et par sous-section de transects.
- Combiner les dénombrements des sous-sections de sorte que 40 individus au minimum d'une espèce ou d'une guild alimentaire soient échantillonnés (en moyenne) dans les séries d'échantillons avant traitement.
- Dresser un tableau des effectifs de chaque espèce vue ou entendue le long de chaque transect.
- Calculer l'indice B pour chaque espèce en utilisant l'équation suivante:

$$B = [(N/C) \times ((N_{1/2} + 1/C) \times 100)] + A$$

où N = nombre de sous-sections du transect sur lesquelles les espèces ont été enregistrées au cours de la première heure,  $N_{1/2}$  = nombre de sous-sections du transect sur lesquelles les espèces ont été enregistrées au cours de la première demi-heure, C = nombre de recensements,

A = somme des rapports d'abondance (RA) > 1.

Les rapports des abondances sont estimés par:

RA 1 = 0 à 5 oiseaux; RA 2 = 6 à 10 oiseaux; RA 3 = >10 oiseaux.

- Utiliser le test du coefficient de corrélation de rang de Spearman (voir chapitre 2) ou le test apparié de Wilcoxon pour déterminer la signification des différences de dénombrements sur les transects dans les zones traitées et non traitées.
- Envisager l'hypothèse selon laquelle les changements d'abondance après traitement sont dûs à l'application du traitement.

### **Cartographie des territoires**

C'est la méthode la plus précise pour surveiller la taille des populations; elle est adaptée à tous types d'habitats et porte sur les parcelles d'étude les plus petites. Cependant, c'est également la méthode la plus longue et elle ne peut être appliquée qu'à des espèces territoriales pendant la saison de la reproduction. Les mâles chantent pour identifier et défendre leurs territoires, qui sont souvent clairement délimités. Les territoires des espèces présentant un intérêt sont cartographiés. Il faut générer un code pour chaque espèce rencontrée (des exemples sont fournis en Annexe, page 242). Une fois désignées, les abréviations des noms des espèces ne doivent plus être modifiées. L'analyse des données collectées est assez compliquée et pour ceux que cette méthode intéresse, il est fortement recommandé de se référer à Bibby *et al.* (1992), pages 42 à 65, avant de s'engager dans une étude utilisant cette technique.

Des cartes détaillées à grande échelle, au minimum 1:2500, sont utilisées pour tracer l'emplacement des oiseaux chanteurs ou visibles et leurs mouvements. Tous les éléments caractéristiques évidents tels que les arbres, les étangs, les cours d'eau ou les sentiers doivent être marqués sur la carte de la zone d'étude **avant** de commencer l'inventaire. Les parcelles de l'étude doivent idéalement être rondes ou carrées; de longues parcelles ne sont pas appropriées parce que le rapport bords/surface est alors trop élevé. Il faut choisir des zones d'étude relativement petites, la taille de la parcelle étant fonction de la facilité à la couvrir; elle peut varier de 10 à 20 ha pour les bois relativement denses jusqu'à 50 à 100 ha pour les cultures ou les prairies boisées ouvertes.

Il faut effectuer jusqu'à 10 visites pour établir les limites des territoires de tous les oiseaux avant le début du traitement et le même nombre de visites après l'application du traitement. Le nombre de visites nécessaire dépend de leur durée et de la richesse des espèces (plus il y a d'espèces, plus il faut de visites) à enregistrer au cours des visites. Lorsqu'il n'y a pas vraiment de saisons (différences nettes de climat et/ou de photopériode à différents moments de l'année), les visites doivent être organisées pendant les périodes de reproduction des espèces (par ex., pendant ou juste après la saison des pluies). Il est plus difficile d'observer les oiseaux lorsque les arbres sont feuillus.

À chaque visite, l'observateur doit marcher lentement à l'intérieur des limites, à moins de 50 m de distance de celles-ci, dans toute la parcelle, noter l'identité et l'activité des oiseaux présentant un intérêt et enregistrer les observations sous forme de codes sur la carte. L'observateur doit se concentrer sur l'emplacement des oiseaux de même espèce qui peuvent être vus ou entendus simultanément. Faire lever les oiseaux et réécouter les chants enregistrés aide à délimiter les territoires. Si les territoires s'étendent au-delà des limites de la zone d'étude, il faudra probablement cartographier les territoires sur environ 100 m au-delà des limites, dans toutes les directions; la carte devra donc être élargie en conséquence.

Une carte différente doit être préparée et utilisée pour les données collectées au cours de chaque visite sur la parcelle étudiée (voir l'exemple de carte territoriale à la Figure 12.1 ci-dessous). Bien qu'un travail commencé tôt le matin donne des informations plus rapidement (en réalité, il se peut que l'enregistrement des informations soit impossible en raison du grand nombre de chants d'oiseaux), le moment de la journée et les conditions météorologiques sont moins cruciaux que pour les stations d'écoute ou le dénombrement sur des transects. Il est important de marquer précisément l'emplacement des oiseaux. La durée des visites dépend de l'endurance de l'observateur; dans tous les cas, il faut visiter toute la parcelle au moins une fois à chaque visite. Chaque oiseau rencontré et les activités qui lui sont associées sont inscrits sur la carte en utilisant des symboles préparés à l'avance (des exemples de comportements d'oiseau qui doivent être codés sont fournis en Annexe, page 242; ces codes doivent être scrupuleusement respectés). Cette méthode convient à tous les types d'habitats. Dans un habitat boisé, on peut observer seulement 2 ha environ en une heure, alors que dans un habitat ouvert, on peut observer jusqu'à 15 ou 20 ha en une heure.

Le travail sur le terrain et l'analyse de la cartographie des territoires demandent beaucoup de temps, mais il en résulte des estimations plus précises de la taille des populations par rapport au dénombrement sur les transects ou aux stations d'écoute. Cette méthode convient pour étudier une espèce à la fois, à condition qu'elle soit territoriale (par ex., les grives, les tariers, les parulines).

Idéalement, il faudrait effectuer un suivi sur *deux parcelles traitées* et *deux parcelles non traitées*. Cette méthode suppose que les oiseaux vivent en couples et sur des territoires qui ne se chevauchent pas. Elle n'est pas fiable lorsque les oiseaux sont présents en forte densité.

Les changements relevés après l'application du traitement peuvent être représentés par une diminution marquée du nombre d'espèces d'oiseaux présentes ou par des changements de comportement, par rapport aux zones non traitées.

**Limites** Cette méthode demande beaucoup de temps; elle est donc coûteuse. Elle n'est pas utile pour les espèces qui vivent en colonies ou en groupes dispersés. Elle suppose que les oiseaux vivent en couples dans des zones individuelles, c.-à-d. ne se chevauchant pas, ce qui n'est pas souvent le cas. Même en suivant des directives normalisées, cette méthode est assez subjective et dépend beaucoup de l'observateur. Elle perd en précision lorsque la densité des oiseaux est importante et ne convient que pour des oiseaux en période de reproduction. Elle est donc soumise à la territorialité saisonnière.

**Faune échantillonnée** Une ou quelques espèces territoriales (par ex., les parulines, les tariers, les pies-grièches).

**Procédure** Les éléments observés sont directement reportés sur des cartes. S'efforcer de cartographier des éléments non ambigus (par ex., des disputes territoriales) et de minimiser la collecte d'éléments ambigus (par ex., reporter le même oiseau dans une autre zone de l'étude après avoir perdu sa trace). Des symboles devront être affectés à toutes les espèces rencontrées et des symboles différents seront utilisés pour leur comportement. Cela pourra se traduire en une longue liste de symboles (voir l'Annexe, page 242).

**Données obtenues** Cartes des limites territoriales avant et après le traitement ou entre les traitements. Les données peuvent être difficiles à analyser, selon le nombre d'oiseaux dans les différentes zones (voir Bibby *et al.*, 1992, avant toute étude). La cartographie des territoires montrera comment les effets des pesticides affectent le nombre d'oiseaux et les limites de leurs territoires. Si l'effet du traitement sur les espèces d'insectes est très important, les oisillons risquent également de mourir de faim et les nids risquent d'être désertés.

**Période d'échantillonnage** Prévoir jusqu'à 10 visites du site au cours des 3 semaines précédant le traitement et 10 visites après (c.-à-d. organiser une visite tous les deux jours pendant 3 semaines).

**Matériel** Des jumelles, un magnétophone enregistreur et des cartes sont nécessaires.

**Personnel requis** 1 ou 2 travailleurs formés mais non spécialisés; ils doivent être doués pour trouver les oiseaux et être capables de reporter avec précision les données sur les cartes. Aucun véhicule n'est nécessaire, sauf pour atteindre le site à échantillonner.

### Analyse des cartes produites

Les données collectées sont reportées en fin de journée sur des cartes propres à chaque espèce; les cartes ainsi produites sont nommées A, B, C, etc. Cela permet de voir la chronologie des observations. Chaque espèce est représentée sur une carte. La carte du terrain apparaîtra très compliquée, mais sa complexité est réduite par la production d'une carte pour chaque espèce (Marchant, 1983). Tous les territoires adjacents doivent être inclus dans la parcelle et il est tout à fait acceptable de s'aventurer légèrement hors de la parcelle si des territoires adjacents sont rencontrés.

L'analyse des cartes territoriales nécessite la participation d'une personne qui a l'expérience de cette technique, en particulier lors de l'analyse des territoires adjacents.

- Vérifier les cartes dès que possible, de retour au bureau, pour s'assurer que tous les symboles sont clairs; transposer les données pour chaque espèce sur des calques à part. S'assurer qu'ils sont convenablement étiquetés.
- Lors de la transposition, substituer les codes d'espèce par des codes de visite.
- Utiliser les calques des espèces pour les visites suivantes afin de cartographier les limites territoriales.
- Décider si les éléments pour tracer des limites territoriales sûres sont suffisants ou s'il est nécessaire de prévoir d'autres visites sur le terrain.
- Au terme de l'étude, examiner les changements territoriaux et déterminer si les changements observés dans les parcelles traitées sont significativement différentes de ceux observés dans les parcelles non traitées.
- Des tests statistiques peuvent être utilisés pour tester les changements dans les territoires occupés par la même espèce dans chaque zone (utiliser le test du  $\chi^2$ ).

### AUTRES MÉTHODES POUR ESTIMER L'ABONDANCE

La méthode de la cartographie des territoires combinée à la méthode des stations d'écoute a été utilisée pour suivre l'abondance relative des traquets d'Arnott (*Thamnolaea arnotti*) le long de routes à l'intérieur et au-delà de zones traitées contre les mouches tsé-tsé au Zimbabwe (Douthwaite, 1992b). Le chant enregistré a été joué en des points régulièrement espacés, distants de 250 à 500 m, le long des routes et la réponse (et le dénombrement) de cette espèce a été relevée dans les 2,5 minutes qui suivaient.

### Densité des nids

Cette méthode convient pour des zones traitées avec des insecticides rémanents ou des zones traitées annuellement avec des insecticides ou des herbicides et pour lesquelles on suspecte des effets chroniques sur les populations d'oiseaux. Elle est appropriée pour les oiseaux dont les nids sont bien visibles tels que les rapaces, les corbeaux, les tisserands, les guépiers coloniaux, les hérons ou les aigrettes. Cette méthode ne peut pas être utilisée si les nids sont camouflés ou cachés par les oiseaux. À moins que le nid soit très visible et facilement identifié, ou bien aisément localisé en cherchant dans un habitat bien précis, cette méthode risque d'être très longue et peu fiable. Avant de la tenter, il faut déterminer sa pertinence en évaluant préalablement la zone.

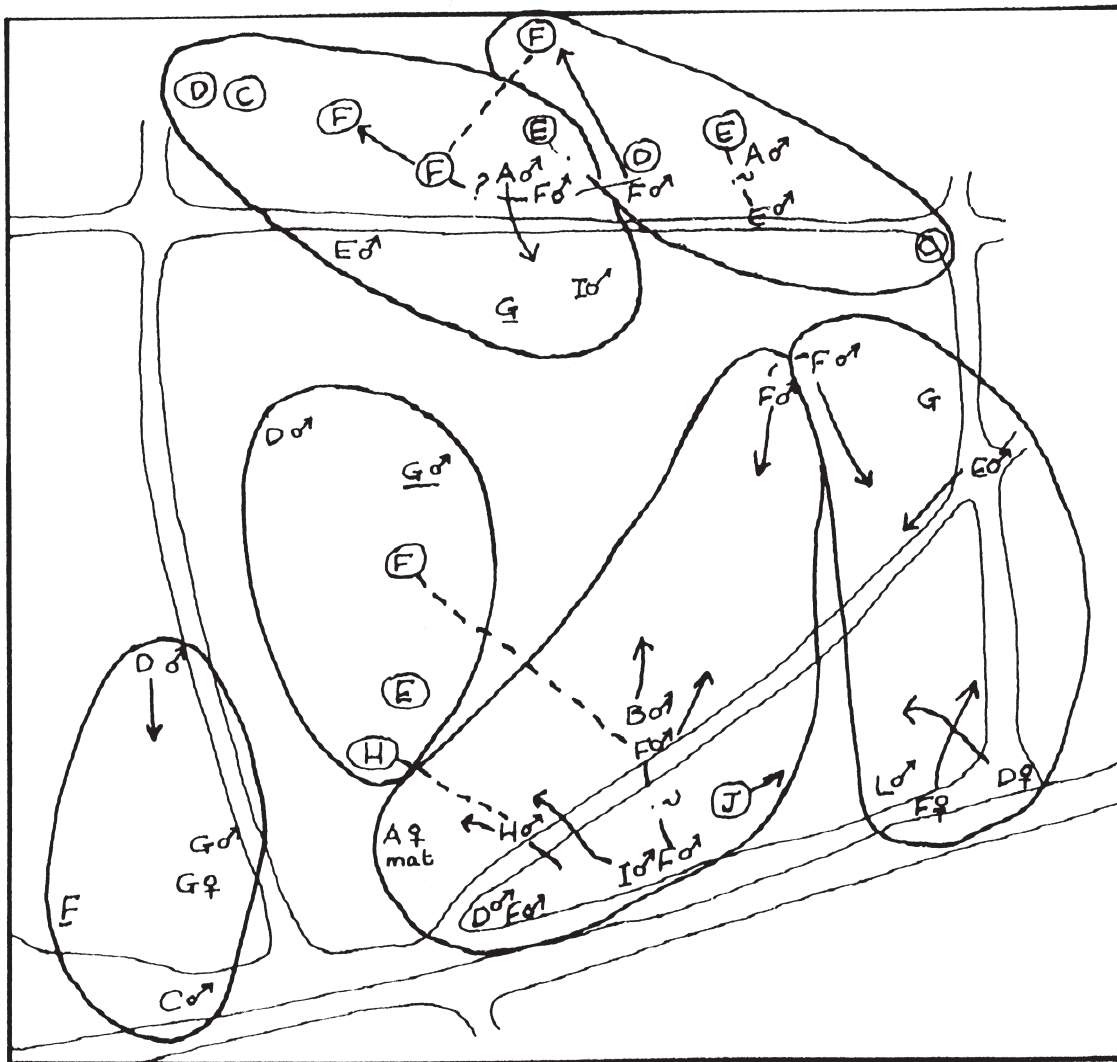


Figure 12.1: Exemple de cartographie des territoires rassemblant plusieurs cartes des visites (voir la fiche méthodologique) (d'après *Bird Census Techniques* de Bibby, C.J., Burgess, N.D. et Hill, D.A. (1992) British Trust for Ornithology et Royal Society for the Protection of Birds, reproduit avec la permission de l'Academic Press, Londres.

Le nombre de nids par colonie, par kilomètre carré de terrain, par kilomètre de berge de rivière ou de rive de lac, peut être contrôlé dans les zones traitées et non traitées à tout moment pendant la saison de la reproduction. Cependant, des assistants locaux peuvent souvent être recrutés pour chercher les nids. Si tel est le cas, il est très important d'insister auprès d'eux pour qu'ils n'endommagent pas, ni ne perturbent les nids, car les oiseaux ayant pondu pourraient facilement les désertier. Une autre limite réside dans le fait que le travail ne peut être mené que pendant la période de reproduction, pour que les anciens nids puissent être distingués des nouveaux, grâce à l'état des matériaux utilisés ou à l'état d'occupation des nids. En outre, l'interprétation des résultats doit être faite avec prudence. Le caractère approprié de l'habitat peut varier d'une zone adjacente à une autre et peut affecter la densité des nids (Douthwaite, 1992a, Hartley et Douthwaite, 1994); une densité élevée de nids actifs peut indiquer un précédent échec de la reproduction plutôt que de bonnes conditions (Douthwaite, 1992c).

**Limites** Elles dépendent de la capacité à identifier et à estimer l'âge des nids.

**Faune échantillonnée** Espèces dont les nids sont aisément repérables.

**Procédure** Cartographier l'emplacement des nids et noter leur condition et leur contenu.

**Données obtenues** Densité des nids en fonction des traitements appliqués.

**Période d'échantillonnage** Elle dépend de l'ampleur estimée des effets des pesticides et de la durée de leur impact. Si les effets sont importants, des recherches poussées doivent être effectuées 2 ou 3 semaines avant le traitement et 2 ou 3 semaines après. Si les effets sont chroniques, des enquêtes annuelles ne seront valables que si elles sont menées pendant la saison de la reproduction.

**Matériel** Jumelles. Du matériel d'escalade pour monter aux arbres ou sur les rochers sont nécessaires pour accéder aux nids de certaines espèces (par ex., les oiseaux de proie, certains étourneaux ou pigeons). Attention: l'escalade d'arbres ou de rochers ne doit être entreprise que par des personnes expérimentées.

**Personnel requis** Moyennement expérimenté mais avec une formation appropriée.

Les méthodes pour dénombrer les leks et les nids dans les colonies sont fournies par Gibbons *et al.* (1996).

### **Analyse des observations de densité des nids.**

- Estimer une zone d'habitat approprié dans les zones traitées et non traitées.
- Calculer la densité des nids au kilomètre carré (ou, si les nids sont dans des colonies, le nombre de nids par colonie et/ou la densité des colonies au kilomètre carré).
- Comparer la densité des nids dans les zones traitées et non traitées ou, si les nids sont dans des colonies, la taille moyenne des colonies, en utilisant le test du  $\chi^2$ .
- Si des différences apparaissent, on peut supposer qu'elles sont dues aux différences d'habitats entre les zones traitées et non traitées. En fonction des observations faites au niveau des nids, on peut aussi supposer qu'elles sont dues à un échec de la reproduction plus important dans l'une des deux zones.

## **Comportement alimentaire et régime**

Les effets des pesticides se manifestent parfois indirectement, à travers des effets sur les disponibilités alimentaires. Les effets des traitements sur les disponibilités alimentaires peuvent modifier le succès dans la quête alimentaire, la fréquence de l'alimentation et le régime. Pour qu'on puisse les suivre, les espèces présentant un intérêt doivent être sédentaires, aisément observables et doivent se nourrir d'éléments suffisamment gros, en vol ou perchés, pour pouvoir observer le succès. Le guêpier nain et le martin-pêcheur pie ont tous deux été suivis avec succès en utilisant cette méthode dans le passé (Douthwaite, 1982; Douthwaite and Fry, 1982). Si les espèces se nourrissent au sol ou sous un abri, ou bien si elles se nourrissent de petites proies, ou sont dispersées, la continuité de l'observation sera interrompue et cette méthode ne pourra pas être utilisée.

Si les proies sont grosses, le régime peut être globalement déterminé directement par l'observation. Une analyse plus détaillée consiste à examiner les boulettes régurgitées contenant os, poils ou exosquelettes d'arthropodes. Tirer sur des oiseaux pour analyser le contenu de leur gésier peut être envisagé si cette mesure est jugée essentielle et à condition d'avoir les autorisations nécessaires. Cette approche draconienne ne doit être envisagée que si elle est réellement indispensable et si c'est le seul moyen d'obtenir des données autrement inaccessibles. Bien qu'un travailleur de terrain expérimenté puisse aisément localiser des boulettes sur le sol, la collecte de boulettes de référence et les analyses qui en résultent sont laborieuses.

L'objectif doit être d'observer le comportement alimentaire de quelques individus d'une espèce insectivore ou piscivore courante dans une zone traitée et de faire simultanément des observations dans une zone non traitée à proximité. Les observateurs ne doivent pas nécessairement être des ornithologues, mais ils doivent être capables d'identifier les espèces présentant un intérêt et ils doivent être de bons observateurs. Un véhicule, une motocyclette ou une bicyclette est préférable car il augmente la mobilité et la capacité de l'observateur à trouver un nombre suffisant d'oiseaux à suivre.

**Limites** Capacité à suivre le comportement alimentaire et son succès de près. Le comportement alimentaire et son succès varieront selon l'individu, le moment de la journée, les conditions météorologiques, la saison et l'habitat.

**Faune échantillonnée** Espèces courantes, sédentaires, relativement apprivoisées, insectivores ou piscivores (par ex., les guêpiers nains, les martins-pêcheurs pie, les drongos).

**Procédure** Les données sont additionnées sur une période (par ex., matin/après-midi/date), analysées par tentative d'alimentation, résultat et type de proie.

**Données obtenues** Fréquence de l'alimentation, succès de l'alimentation et régime en fonction des traitements appliqués. Des données seront également disponibles avant et après les effets des traitements.

**Période d'échantillonnage** Quelques jours avant et quelques jours après l'impact prévu.

**Matériel** Des jumelles et un chronomètre sont nécessaires.

**Personnel requis** Observateurs non expérimentés mais formés et motivés, équipés d'un véhicule.

**Analyse des observations des évaluations du comportement alimentaire.**

- Additionner la durée totale des observations, le nombre de tentatives d'alimentation et le nombre de succès, ainsi que les proies, par type, pour chaque période d'observation.
- Calculer la fréquence des tentatives d'alimentation, la fréquence de l'alimentation, la proportion des tentatives réussies et la proportion des différentes proies constituant le régime pour chaque période d'observation. Exprimer les résultats avec et sans les données "inconnues", pour indiquer la précision de l'estimation de l'échantillon.
- Si les échantillons sont petits, combiner les observations faites sur la journée.
- Tracer les résultats en fonction du temps et vérifier si de nets changements se sont produits dans la zone traitée peu après l'application du traitement qui dépassent les variations observées durant la période précédant le traitement et qui sont absents dans la zone non traitée.
- Utiliser les tableaux de contingences et les tests du  $\chi^2$  pour vérifier les différences statistiques des données entre les zones traitées et non traitées.

**RÉFÉRENCES**

BERTHOLD, P., FLIEGE, G., QUERNER, U. and WINKLER, H. (1986) Die Bestandsentwicklung von Kleinvoögeln in Mitteleuropa: Analyse von Fangzahlen. *Journal für Ornithologie*, **127**: 377-439.

BIBBY, C.J., BURGESS, N.D. and HILL, D.A. (1992) *Bird Census Techniques*. London: Academic Press/British Trust for Ornithology and Royal Society for the Protection of Birds.

DOUTHWAITE, R.J. (1980) Occurrence of birds in Acacia woodland in northern Botswana related to endosulfan sprayed for tsetse fly control. *Environmental Pollution*, **22**: 273-279.

DOUTHWAITE, R.J. (1982) Changes in Pied Kingfisher (*Ceryle rudis*) feeding related to endosulfan pollution from tsetse fly control operations in the Okavango Delta, Botswana. *Journal of Applied Ecology*, **19**: 133-141.

DOUTHWAITE, R.J. (1992a) Effects of DDT treatments applied for tsetse fly control on White-browed Sparrow-weaver (*Plocepasser mahali*) populations in north west Zimbabwe. *Journal of African Ecology*, **30**: 233-244.

DOUTHWAITE, R.J. (1992b) Effects of DDT treatments applied for tsetse fly control on White-headed Black Chat (*Thamnolaea arnoti*) populations in Zimbabwe. Part I: population changes. *Ecotoxicology*, **1**: 17-30.

DOUTHWAITE, R.J. (1992c) Effects of DDT on the Fish Eagle (*Haliaeetus vocifer*) population of Lake Kariba in Zimbabwe. *Ibis*, **134**: 250-258.

DOUTHWAITE, R.J. (1995). Occurrence and consequences of DDT residues in woodland birds following tsetse fly spraying operations in NW Zimbabwe. *Journal of Applied Ecology*, **32**: 727-738.

DOUTHWAITE, R.J. and FRY, C.H. (1982). Food and feeding behaviour of the Little Bee-eater *Merops pusillus* in relation to tsetse fly control by insecticides. *Biological Conservation*, **23**: 71-78.

FOWLER, J. and COHEN, L. (1986) *Statistics for Ornithologists*. Guide No 22. Tring: British Trust for Ornithology.

GIBBONS, D.W, HILL, D. and SUTHERLAND, W.J. (1996) Birds. pp. 227-259. In: *Ecological Census Techniques. A Handbook*. Sutherland, W.J. (ed.). Cambridge: Cambridge University Press.

HARTLEY, R.R. and DOUTHWAITE, R.J. (1994) Effects of DDT treatments applied for tsetse fly control on the African Goshawk in north-west Zimbabwe. *African Journal of Ecology*, **32**: 265-272.

MARCHANT, J.H. (1983) *BTO Common Birds Census Instructions*. Tring: British Trust for Ornithology.

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.

MULLIE, W.C. and KEITH, J.O. (1993) Locusticide impact on birds in northern Senegal. pp. 617-620. In: *Proceedings of the VIII Pan-African Ornithological Congress*.

## POUR EN SAVOIR PLUS

COLLAR, N.J., CROSBY M.J. and STATTERSFIELD, A.J. (1994) *Birds to Watch 2. The World List of Threatened Birds*. Cambridge: Birdlife International.

EDWARDS, C.A. (1973) *Persistent Pesticides in the Environment*. Second Edition. Cleveland: CRC Press Inc.

GREAVES, M.P, SMITH, B.D. and GREIG-SMITH, P.W. (1988) *Field Methods for the Study of Environmental Effects of Pesticides. Proceedings of a Symposium Organized by the British Crop Protection Council, Churchill College Cambridge, 28-30 March 1988*. Thornton Heath: British Crop Protection Council.

HART, A.D.M. (1990) Behavioural effects in field tests of pesticides. pp. 165-180. In: *Pesticide Effects on Terrestrial Wildlife*. Somerville, L. and Walker, C.H. (eds). London: Taylor and Francis.

SOMERVILLE, L. and WALKER, C. H. (1990) *Pesticide Effects on Terrestrial Wildlife*. London: Taylor and Francis.

## ANNEXE: EXEMPLES DE CODES D'ESPÈCE ET D'ACTIVITÉ

### CODES D'ESPÈCE

Des exemples de codes (dans le format en usage au R.-U.) sont fournis ci-dessous pour certains oiseaux courants d'Afrique de l'Est. Vous pouvez facilement élaborer le vôtre, mais conservez une copie sur papier des codes d'identification que vous utilisez et/ou choisissez-les en vous assurant de ne pas utiliser deux fois les mêmes abréviations par inadvertance.

WFY = gobe-mouche de Fischer	LBR = rollic à longs brins
HT = touraco de Hartlaub	H = huppe
PK = martin-pêcheur pie	YbH = calao à bec jaune
LBe = guépier nain	GH = bucorve
SM = coliou rayé	CW = pic cardinal

### CODES D'ACTIVITÉ

Ci-dessous figurent des descriptions d'activités d'oiseaux (modifiées à partir des symboles du Standard British Trust for Ornithology (Bibby *et al.*, 1992)) pour lesquelles des codes sont nécessaires. Pour les activités non mentionnées ci-dessous, des codes peuvent facilement être choisis par l'observateur. Ces codes d'activité sont utilisés avec les codes d'espèce uniques servant à identifier chaque espèce rencontrée.

- Données observées relatives à l'âge, au sexe ou, si nécessaire, au nombre d'oiseaux. Ne pas oublier d'enregistrer le nombre de couples manifestes observés, en utilisant le code. (le code d'espèce est prédéfini selon le sexe et le nombre d'oiseaux vus)
- Jeune avec l'un des parents ou les deux parents auprès de lui. (le code d'espèce est suivi de 'fam')
- Adulte qui chante. (le code d'espèce est souligné)
- Adulte qui donne un signal d'alarme (ne chante pas) pouvant signifier son territoire. (le code d'espèce est souligné deux fois)
- Adulte qui chante à tue-tête. (le code d'espèce est entouré)
- Rencontre agressive entre deux oiseaux. (les codes d'espèce sont rapprochés et entourés d'un cercle brisé)
- Nid occupé (ne pas inscrire les nids vides). (le code d'espèce est précédé de '\*')
- Oiseau adulte installé sur son nid. (le code d'espèce est précédé de '\*') et suivi de 'on')
- Oiseau adulte transportant des matériaux pour son nid. (le code d'espèce est suivi de 'mat')
- Oiseau adulte transportant de la nourriture. (le code d'espèce est suivi de 'food')
- Oiseau adulte transportant des fèces. (le code d'espèce est suivi de 'fcs')
- Adulte qui chante en vol. (le code d'espèce est traversé d'une flèche et, si l'oiseau chante, est également souligné)
- Oiseau perché qui chante, puis s'envole. Non observé au sol. (le code d'espèce est entouré et suivi d'une flèche horizontale)
- Oiseau mâle qui vole vers la zone d'observation et s'y pose. (une flèche horizontale pointe vers le code d'espèce suivi du symbole du mâle)
- Oiseau adulte qui se déplace entre deux perchoirs – si vous êtes sûr qu'il s'agit du même oiseau. (le code d'espèce est suivi d'une flèche horizontale qui pointe vers le même code)
- Deux adultes qui chantent en même temps. (les codes sont entourés et reliés par des lignes en pointillés)
- Oiseau qui chante depuis différents perchoirs. (les codes sont entourés et, s'il est certain qu'il s'agit des mêmes oiseaux, sont reliés par une ligne pleine)
- Deux différents enregistrements du même oiseau: cela se produit, par exemple, lorsque le parcours de l'inventaire traverse de nouveau une zone déjà couverte. (les codes d'espèce sont entourés et les lignes qui les relient sont interrompues par un '?')

Sur la carte des enregistrements journaliers, il est également important d'inscrire la vitesse du vent (par ex., W3) en utilisant l'échelle de Beaufort ou un anémomètre (voir chapitre 5 sur les paramètres environnementaux), la date et l'heure du recensement et le nom de l'observateur. (*D'après Ecological Census Techniques, A Handbook. Figure 1996 (ed.)* reproduit avec l'autorisation de Cambridge University Press.)