



Michael R. K. Lambert¹

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

INTRODUCTION

Les amphibiens et les reptiles sont particulièrement abondants dans les régions tropicales, sub-tropicales et tempérées chaudes. Ce sont des vertébrés à sang froid ou ectothermes, dont la température corporelle dépend de la température extérieure.

Les amphibiens se rencontrent dans les zones humides, au bord des mares et des cours d'eau. Leur cycle biologique comprend un stade aquatique et un stade terrestre. Les adultes se reproduisent dans l'eau lors de la saison des pluies, les œufs se transforment en larves aquatiques (têtards), se nourrissant d'abord d'algues, puis de charognes. Certaines espèces (ex: le crapaud à griffes ou dactylère du cap *Xenopus laevis*) ont un mode de vie essentiellement aquatique. D'autres sont inactives en saison sèche. Les invertébrés sont les proies principales des amphibiens. Les amphibiens sont particulièrement abondants dans les forêts pluviales tropicales.

Certains reptiles, comme les crocodiliens, chéloniens d'eau douce (tortues) et certaines espèces de serpents et de varans, dépendent des habitats humides et de l'eau dans les régions tropicales et sub-tropicales. Tous ces animaux sont des prédateurs, se nourrissant principalement de poissons et parfois de charognes. Les chéloniens d'eau douce se nourrissent également d'invertébrés comme les crustacés.

La plupart des espèces de reptiles sont terrestres et elles sont abondantes dans de nombreux habitats. Les geckos et certaines espèces de scinques et de margouillats vivent dans les rochers et les arbres, d'autres vivent sur le sol. Alors que la plupart des espèces de lézards se nourrissent d'invertébrés, le régime alimentaire des varans, par exemple, comprend de nombreux types de proies et inclut les charognes (c'est également le cas des crocodiliens). Les lézards, anoues (grenouilles et crapauds) et autres petits vertébrés constituent les proies des serpents, ces proies et leurs prédateurs se retrouvent dans les régions sèches et sableuses, dans la savane boisée, ainsi que dans les habitats humides et les forêts pluviales tropicales. Capables de supporter les conditions arides, les lézards sont actifs pendant les périodes sèches de l'année. Les tortues terrestres sont principalement herbivores, et trouvent refuge dans la végétation.

Les amphibiens et les reptiles insectivores comme les lézards sont un maillon intermédiaire important dans la chaîne alimentaire, entre les invertébrés et les vertébrés plus évolués. Ils constituent une source de nourriture pour ces vertébrés situés à un niveau trophique plus élevé et introduisent ainsi, dans la chaîne alimentaire, les résidus de produits chimiques, particulièrement les résidus organochlorés absorbés avec les proies contaminées. Ces produits chimiques se retrouvent par bioconcentration dans l'environnement et parfois dans le corps humain. Les pesticides solubles dans les corps gras tendent à être séquestrés dans les tissus adipeux des reptiles. Ce sont des ectothermes, ils dépendent de la température extérieure pour métaboliser les résidus de pesticides. Leur faible capacité de métabolisation conduit donc à une accumulation des résidus dans les tissus. La peau des amphibiens perméable et les branchies des larves, hautement vascularisées, sont exposées à la pénétration des contaminants. Contrairement aux oiseaux et à certains insectes épigés, la capacité de recolonisation des amphibiens et des reptiles est faible. Ils s'adaptent également difficilement aux modifications rapides des habitats. Ces caractéristiques en font donc de bons indicateurs de la qualité des habitats terrestres. Les charges de résidus sont des biomarqueurs du niveau de contaminants entrant dans la chaîne alimentaire et donc dans l'environnement en général.

¹Adresse: Michael R.K. Lambert est décédé le 18 juillet 2004. Veuillez contacter l'un des rédacteurs.

Les amphibiens et les reptiles absorbent les pesticides de nombreuses manières.

- Par inhalation: près des zones contaminées, les pesticides sont inhalés dans les poumons, particulièrement chez les reptiles.
- Par contact: suite à un traitement, les pesticides sont absorbés par les branchies des larves et la peau perméable des amphibiens. Les reptiles ont une peau écailleuse et ne passent pas par un stade larvaire aquatique, ils sont donc moins exposés.
- Par ingestion: les amphibiens et les reptiles insectivores absorbent les pesticides par ingestion d'invertébrés contaminés, soit par les particules de pesticide adhérant à leur cuticule, soit, pour les espèces situées plus haut dans la chaîne alimentaire, par les proies dont les tissus adipeux stockent les résidus.

Lors des campagnes de lutte contre les ravageurs, les amphibiens et les reptiles, organismes non cibles, entrent en contact direct avec les pesticides dans les habitats soumis à la pulvérisation ou dans les zones exposées à la dérive de pulvérisation. Les amphibiens vivant dans les cours d'eau ouverts sont exposés aux pesticides par le ruissellement venant des terres agricoles adjacentes.

Ce chapitre décrit les techniques de suivi des populations d'amphibiens et de reptiles en fonction des espèces et des habitats. Ces techniques sont utilisées lors des études d'impacts des pesticides.

OBJECTIFS

Le suivi des populations d'amphibiens et de reptiles répond à trois objectifs principaux:

- Estimer les effets directs de l'application de pesticides et du ruissellement sur les espèces et la diversité de la faune herpétologique à partir de l'observation des animaux vivants et de la collecte des spécimens tués par les pesticides (voir chapitre 6 sur l'analyse des résidus en laboratoire). Des espèces sont identifiées et sélectionnées comme bioindicateurs.
- Estimer les effets indirects de l'application de pesticide sur un ensemble d'espèces d'amphibiens et de reptiles en observant les effets sur les invertébrés qui sont leurs proies principales et, dans le cas des herbicides, sur la végétation servant de refuge à ces proies. Est également étudié l'empoisonnement par ingestion de proies contaminées (prélèvement de spécimens pour l'analyse des résidus en laboratoire).
- Prélever et conserver des spécimens sur le terrain (spécimens témoins) en vue de leur identification lors des études portant sur la biodiversité. Sont également effectuées, en laboratoire, des analyses du contenu du tube digestif et des résidus (organochlorés) sur des spécimens conservés et des analyses de cholinestérase sur des spécimens vivants (principalement pesticides organophosphorés).

La méthode utilisée pour le suivi des impacts des pesticides sur les populations d'amphibiens et de reptiles dépend du type et de la formulation du produit en question, de sa méthode d'application, de l'habitat touché et des espèces impliquées. La méthode diffère également si l'étude envisage l'impact sur la diversité de la faune herpétologique (plusieurs espèces) ou sur des bioindicateurs (une ou deux espèces). Il est nécessaire d'estimer les modifications des populations dues à l'exposition: estimation de la diversité en espèces (richesse et composition – fréquence en pourcentage), de la population (nombre absolu d'individus dans une zone), de l'abondance relative (comparaison des densités relatives) ou mesure de la densité (nombre d'individus par unité de surface).

L'activité et les populations des amphibiens et des reptiles varient en fonction de la saison. La reproduction de certains amphibiens dépend de la saison des pluies et la plupart des espèces sont inactives lors des périodes froides ou sèches. Certaines espèces de reptiles peuvent être actives toute l'année ou moins actives lors des périodes plus froides ou plus sèches: leur reproduction ne se produit qu'à des périodes spécifiques de l'année. Les effets d'un pesticide peuvent être comparés *avant* et *après* le traitement et comparés en fonction de la durée écoulée depuis le traitement, dans la zone traitée et la zone non traitée.

La collecte d'échantillons est une tâche nécessaire pour les raisons suivantes:

- Obtention de spécimens témoins pour les études de biodiversité. Les spécimens sont conservés pour leur identification ultérieure.
- Analyse des résidus organochlorés en laboratoire: les spécimens sont congelés ou conservés dans le formol (voir chapitre 6). Les niveaux de résidus sont exprimés en parts par million ou en mg/kg^{-1} ($\mu\text{g/g}^{-1}$) de poids corporel sec ou frais ou en lipides totaux. Le poids frais est la norme, c'est une indication utile pour estimer le niveau de résidus pénétrant dans la chaîne alimentaire, puisque les prédateurs ingèrent les proies fraîches. Le poids sec permet d'effectuer des comparaisons de niveaux avec d'autres matières (ex: sol et litière de feuilles), il reflète en général les niveaux dans l'atmosphère et l'environnement. Les niveaux de lipides permettent de déterminer les effets sur les transformations physiologiques des amphibiens et des reptiles.
- En présence de pesticides organophosphorés, les amphibiens et les reptiles vivants (particulièrement les lézards) sont ramenés au laboratoire et gardés dans des cages pour des mesures de cholinestérase.
- Pour les animaux présentant des signes d'empoisonnement aigu dont la cause reste inconnue, les spécimens collectés sont tués rapidement pour pratiquer une biopsie et une analyse de résidu.

DISPOSITIF EXPÉRIMENTAL

Les techniques de mesure des différences de population utilisées dans les études écologiques appliquées nécessitent d'être normalisées. Les travaux de Heyer et al. (1994) fournissent une description des différentes méthodes normalisées de suivi des populations d'amphibiens et de certains reptiles. Différentes techniques d'échantillonnage peuvent produire des résultats très différents. Les estimations de taille et de densité de population sont limitées par les différences d'activité et de comportement des espèces. Les problèmes proviennent des limites des techniques de recensement et de réplification des sites (voir chapitre 2).

Types de pesticides

Les pesticides organochlorés

Les pesticides organochlorés ont des effets chroniques et aigus sur les amphibiens, particulièrement la dieldrine, ses métabolites et les isomères du HCB. Les résidus s'accumulent. Il convient de mesurer les niveaux au laboratoire sur des spécimens d'amphibiens et de reptiles prélevés dans la zone traitée et dans celle non traitée. Les pesticides organochlorés peuvent avoir des effets indirects sur les lézards par le biais de la contamination et de la réduction des populations d'invertébrés.

Les pesticides organophosphorés

Les pesticides organophosphorés, en particulier le parathion, ont des effets aigus sur certains amphibiens. Le chlorpyrifos utilisé pour lutter contre les acridiens cause la mort des lézards. La mesure des niveaux de résidus chez les amphibiens et les reptiles prélevés dans la zone traitée et celle non traitée permet de déterminer la cause de la mort. Il est également possible d'analyser les niveaux d'acétylcholinestérase pour mettre en évidence l'impact d'un pesticide. Ces deux méthodes sont coûteuses et l'interprétation des données est difficile. L'analyse de l'acétylcholinestérase est une méthode de spécialiste, elle nécessite de l'azote liquide et des jeux de tests coûteux qui ne sont pas immédiatement disponibles. Les pesticides organophosphorés ont des effets indirects sur les lézards par le biais de la contamination et de la réduction des populations d'invertébrés.

Les carbamates

Les carbamates (ex: bendiocarb) touchent les lézards directement et probablement indirectement, par le biais de la réduction des populations d'invertébrés.

Les pyréthrinoïdes

Les pyréthrinoïdes ne sont pas très rémanents dans l'environnement mais ils ont des effets aigus sur certains amphibiens, particulièrement à l'état de larve. Ils peuvent aussi avoir des effets indirects sur les lézards, par le biais de la réduction des populations d'invertébrés.

Les inhibiteurs de croissance (IGR) et les produits biologiques

Les inhibiteurs de croissance (IGR) et les produits biologiques ont peu ou pas d'effets directs sur les amphibiens et les reptiles. Des effets indirects par le biais des impacts sur les proies ont été constatés.

Les herbicides

Les herbicides ont peu d'effets connus, mais le paraquat a été rapporté comme irritant les yeux des tortues terrestres. Ils peuvent avoir des effets indirects sur les espèces par le biais de la destruction de la végétation où se réfugient les invertébrés (proies).

Lieu d'utilisation

- Les écosystèmes agricoles: peu d'espèces d'amphibiens et de reptiles vivent dans les zones hautement cultivées et leur diversité est faible. Les grenouilles et leurs têtards se retrouvent dans les canaux d'irrigation et peuvent être touchés par le ruissellement dans les rizières.
- Zones boisées/forêts: la diversité en amphibiens et en reptiles doit être déterminée, car ces animaux sont touchés par les pesticides. Il convient d'étudier également les nombreuses espèces fouisseuses ou arboricoles vivant dans la savane boisée, ainsi que les amphibiens particulièrement nombreux dans les forêts pluviales tropicales.
- Pâturages/savane: la diversité en amphibiens et en reptiles doit être déterminée comme dans les zones boisées/forêts. Il convient de déterminer également les nombreuses espèces de surface qui s'abritent dans des terriers, particulièrement les lézards, les serpents et les tortues terrestres, ainsi que certaines espèces de crapauds dans leur cycle terrestre.

Méthode d'application

- Pulvérisateur à dos ou tracteur: ces méthodes d'application touchent la faune vivant dans les arbres et les buissons, à la surface du sol et dans le sol.
- Pulvérisation en ultra bas volume: elle touche la faune vivant sur les buissons et la surface du sol. En cas de pulvérisation aérienne, les amphibiens vivant dans la canopée, ainsi que les amphibiens et les reptiles arboricoles sont particulièrement touchés.
- Brumisation: les amphibiens arboricoles et ceux vivant dans la canopée sont touchés, ainsi que les reptiles arboricoles.
- Pulvérisation aérienne: la faune est touchée, comme dans le cas de la pulvérisation en ultra bas volume et de la brumisation.
- Granulés/enrobage de semences: ces traitements peuvent toucher les amphibiens et les reptiles fouisseurs.

Toutes ces méthodes peuvent avoir des conséquences indirectes par le biais de la contamination et de la disparition des populations d'invertébrés (proies).

Mesure des résidus de pesticides chez les amphibiens et les reptiles

Les niveaux de résidus chez les amphibiens et les reptiles sont en général exprimés en mg kg^{-1} ou $\mu\text{g g}^{-1}$ (parts par million).

Poids frais

Les niveaux de résidus sont donnés en fonction du poids frais. Cette mesure chez les amphibiens et les reptiles permet d'établir des comparaisons avec d'autres organismes, car ces animaux sont les proies d'organismes situés plus haut dans la chaîne alimentaire. Les niveaux de résidus chez les amphibiens et les reptiles, calculés en fonction du poids corporel total frais, donnent des informations sur les niveaux de pesticide entrant dans la chaîne alimentaire quand ils sont consommés par leurs prédateurs. Les amphibiens et les reptiles consomment à leur tour des invertébrés pouvant être contaminés, ils contaminent alors leurs prédateurs. Les niveaux de résidus sur le poids frais permettent de comparer les niveaux chez les amphibiens avec ceux relevés dans l'environnement aquatique.

Poids sec

Pour pouvoir établir une comparaison avec les niveaux de résidus dans le sol et la litière de feuilles qui sont donnés en poids sec, les niveaux chez les amphibiens et les lézards sont également exprimés en fonction du poids sec corporel total. Les niveaux de résidus chez les animaux peuvent ainsi être rapprochés des niveaux de référence dans les matières constituant leurs habitats, qui sont également les niveaux dans l'environnement global. Des niveaux élevés chez les amphibiens peuvent s'expliquer par l'ingestion de proies contaminées.

Lipides

Les niveaux de résidus exprimés en fonction des tissus adipeux fournissent des informations sur les effets des pesticides sur la physiologie des organismes. Les résidus sont séquestrés dans les tissus adipeux et leurs niveaux sont inversement corrélés au pourcentage de graisse: des niveaux élevés de résidus (exprimés en mg kg^{-1} lipides) correspondent à de faibles pourcentages de graisse et inversement. Les tissus adipeux sont utilisés par l'organisme lors des périodes de l'année où la nourriture se fait rare, en conséquence, les niveaux de résidus augmentent et peuvent causer des modifications chroniques d'ordre physiologique ou comportemental, voire même entraîner la mort si le niveau létal est atteint.

Modification des populations

La pulvérisation de pesticides peut réduire les populations ou même entraîner la disparition complète des amphibiens et des reptiles pendant un certain temps. Ce facteur est important lors des études de biodiversité. La pulvérisation génère parfois une distribution erratique, dont le suivi est compliqué (Swingland et Shorrochers, 1990). Le suivi des populations concerne l'étendue du déclin ou le taux de récupération. À l'arrêt de la pulvérisation dans une zone, l'étude révèle des populations en début de récupération ou en phase d'immigration à partir des zones adjacentes non traitées.

Modification de la distribution

Les reptiles peuvent éviter les zones présentant des niveaux élevés de contamination en pesticides. Les espèces vivant dans la canopée des forêts, telles que les grenouilles arboricoles et certaines espèces de serpents et de lézards, sont particulièrement sensibles à la pulvérisation aérienne. La technique d'application des pesticides modifie la hauteur à laquelle se postent les amphibiens et les reptiles en savane boisée.

Pourcentage d'habitat occupé

Les amphibiens et les reptiles sont parfois tributaires d'habitats tels que les arbres ou les rochers. Consigner la proportion de ces habitats occupés est une technique de suivi normalisée qui ne dépend pas de la densité.

Stade de développement, maturité/âge et sexe

La contamination par les pesticides perturbe la croissance et le développement des amphibiens: il en résulte des individus anormaux et les larves ne peuvent plus se métamorphoser en juvéniles. La mesure de l'âge et du stade de maturité des amphibiens adultes, et si possible du sexe (présence de callosités nuptiales chez les anoues mâles), particulièrement chez les bioindicateurs, permet de révéler une modification des proportions après la pulvérisation. L'empoisonnement dû à l'ingestion de résidus de pesticides réduit la longévité et modifie la pyramide des âges chez les amphibiens et les reptiles, c'est ainsi le cas chez les lézards qui passent par trois stades de développement (juvéniles pendant la première année, immatures ou sub-adultes pendant la deuxième et adultes pendant la troisième). Il est crucial, pour les bioindicateurs sélectionnés, de déterminer le sexe des lézards adultes (les mâles ont une livrée souvent plus colorée que celle des femelles).

INVENTAIRE, SUIVI ET TECHNIQUES D'ÉCHANTILLONNAGE

La richesse en espèces permet d'estimer la biodiversité. Les amphibiens et les reptiles sont observés ou prélevés lors des recherches. Il existe plusieurs méthodes éprouvées pour le suivi des populations d'amphibiens et de reptiles sur le terrain. Les amphibiens dépendent cependant beaucoup plus des points d'eau et des habitats humides que les reptiles, sauf les crocodiles, les tortues et certaines espèces de varans et de serpents. La plupart des espèces de lézards occupent des habitats arides ou semi-arides où les amphibiens sont absents ou inactifs, sauf lors de la saison des pluies.

Les techniques exposées dans ce qui suit sont, soit applicables aux amphibiens comme aux reptiles, soit applicables à un seul de ces deux groupes (Tableau 11.1). Dans les fiches méthodologiques, les techniques spécifiques aux amphibiens sont clairement séparées de celles concernant les reptiles (surtout les lézards).

Tableau 11.1 Techniques d'échantillonnage

Méthode	Faune herpétologique			Habitat								
	Reptile	Amph larves	Amph adultes	Terrestre				Aquatique				
Zones boisées				Forêt	Savane	Ecosyst agri	Zones boisées	Forêt	Savane	Ecosyst agri		
Inventaire	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●	●
Observations visuelles	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●
Échantillonnage par bloc	●		●	●	●	●	●	●	●	●	●	●
Échantillonnage par mosaïque d'habitats	●		●	●	●	●	●		●		●	●
Observation des sites de reproduction		●	●		●		●		●	●		●
Analyse quantitative	●		●						●	●	●	

Inventaire complet des espèces

Le but d'un inventaire complet des espèces est d'enregistrer toutes les espèces présentes dans un habitat. Cet inventaire constitue donc une étude de référence avant la pulvérisation de pesticides dans une zone; il fournit des informations sur la richesse en espèces. L'inventaire comporte deux parties: les détections visuelles et l'étude des microhabitats (voir aussi les chapitres sur les quadrats et les transects). Dresser un inventaire exige beaucoup de temps et n'est pas l'objectif de base d'une étude d'impact d'un pesticide.

Détection visuelle

La détection visuelle est la méthode d'enquête la plus simple, elle permet de déterminer la diversité de la faune herpétologique en fonction du nombre et de la fréquence des applications de pesticides dans une zone. Elle permet également de comparer la diversité de la faune avant et après le traitement ou dans la zone traitée et la zone non traitée. Le nombre d'individus observés par unité de temps donne une mesure de la densité relative, l'observation dure en général 1 h, en fonction du nombre d'observateurs (la fréquence des détections est exprimée en nombre par homme-heure). Cette méthode nécessite cependant plusieurs recensements répétés pour pouvoir établir des comparaisons statistiquement valides. Lors de la détection visuelle et selon l'écologie des espèces concernées, un observateur (au moins) note le nombre et les espèces d'amphibiens ou de reptiles qu'il rencontre en parcourant à pied une zone ou un habitat pendant une période de temps donnée. Le ou les trajets suivis par le ou les observateurs sont, soit des lignes aléatoires, droites ou en zigzag, soit des parcours tracés dans un quadrat. Cette technique permet de dresser une liste de la faune et de la fréquence des détections dans un assemblage faunique (pour la composition en espèces) et d'estimer l'abondance relative (nombre par homme-heure), qui est un moyen d'expression de la densité relative. La densité réelle ne peut être déterminée, car seule une partie des espèces est observée, certaines sont fousseuses et donc cachées (ces espèces sont comptées lors des recherches sur les microhabitats).

La plupart des recensements de ce type sur les amphibiens sont menés de nuit, à l'aide d'un projecteur à large faisceau, car les yeux de la plupart de ces animaux reflètent la lumière (ex: grenouilles arboricoles dans les forêts pour les habitats terrestres ou sur les berges des cours d'eau). Les conditions météorologiques (température de l'air, couverture nuageuse, pluviométrie, etc.) doivent être enregistrées avant et après les recensements. Les recensements concernant les espèces diurnes de lézards, telles que les lacertidés, les scinques et les margouillats dans les habitats terrestres, sont conduits de jour. Les recensements concernant les espèces nocturnes (geckos et animaux dont les yeux reflètent la lumière, ex: tortues et crocodiles dans les grandes masses d'eau) se déroulent la nuit, à l'aide d'un projecteur à large faisceau. Les conditions météorologiques (température de l'air, couverture nuageuse, pluviométrie, etc.) doivent être enregistrées avant et après les recensements.

Limites Seule une proportion des individus des espèces observées en terrain découvert, de ceux au repos et de ceux non dissimulés par la végétation sont enregistrés lors de ces recensements. Leur activité varie en fonction de l'heure de la journée, de la température et d'autres conditions météorologiques saisonnières. Il est nécessaire d'effectuer des recensements répétés pour effectuer des comparaisons.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Adultes actifs chez la plupart des anoures (et des lézards).

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, selon les espèces, le groupe d'espèces ou l'activité et le comportement du groupe.

Matériel Montres ou chronomètres, compteurs manuels, projecteur à large faisceau (de nuit), thermomètre ou psychromètre fronde (voir chapitre 5) à importer. Les sacs en plastique peuvent être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipient en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10% peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée du recensement (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Échantillonnage par blocs de quadrats

Cette méthode permet de déterminer les espèces présentes (richesse et composition), ainsi que leurs abondances relatives et leurs densités par unité de surface, dans une zone où un pesticide a été pulvérisé au niveau du sol. Cette méthode est particulièrement adaptée aux zones boisées possédant une litière épaisse et une couche de végétation masquant les espèces et où la méthode par détection visuelle ne peut s'appliquer à certaines espèces d'amphibiens et de reptiles fouisseurs. Cette méthode, par la recherche minutieuse des amphibiens et/ou des reptiles dans un ensemble de blocs de quadrats choisis de manière aléatoire dans des habitats appariés, permet de déterminer les espèces présentes, leur composition et leur densité par unité de surface (ex: nombre d'individus par hectare). Un côté de l'habitat est balisé et l'emplacement des carrés (distance à partir du côté balisé) est choisi à l'aide d'une table de nombres aléatoires. La densité approximative des animaux est estimée avant de commencer le recensement et la taille des carrés dépend du type et de la quantité de végétation présente. En fonction du type d'habitat, les recensements sur les microhabitats en zones boisées imposent de retourner les pierres, de ratisser les litières de feuilles, de sonder les trous et les crevasses à l'aide de bâtons, de fendre de vieilles souches pourrissantes, de retirer les épiphytes, etc. Le temps mis pour effectuer les recherches doit toujours être consigné: la zone couverte dépend du nombre d'animaux enregistré en fonction du couvert végétal (qualité et quantité). L'examen cesse quand il n'y a plus d'espèces nouvelles à consigner. Il est également possible d'établir une durée limite en hommes-heures, selon le nombre d'espèces et d'individus trouvés, le nombre d'observateurs et le type d'habitat (1 homme-heure avec peu d'individus ou d'espèces, 5 hommes-heures avec 10 espèces ou plus, avec plusieurs observateurs).

Limites Principalement en zones boisées ou en habitats similaires abritant des amphibiens inactifs et/ou des reptiles fouisseurs.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative lors des recensements à durée limitée sur microhabitats. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Espèces actives et inactives, animaux fouisseurs ou individus cherchant refuge dans la végétation.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité.

Matériel Montre ou chronomètre, boussole, compteur manuel, thermomètre ou psychromètre fronde et altimètre à importer. Machettes, râtaux de jardiniers et sacs en plastique pouvant être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée de recensement (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Échantillonnage par blocs de transects

La méthode des transects est une alternative à la méthode des quadrats. Elle utilise une procédure similaire de recherche sur microhabitats. En fonction du type d'habitat rencontré, cette méthode peut nécessiter de retourner les pierres, de ratisser les litières de feuilles, de sonder les trous et les crevasses à l'aide de bâtons, de fendre de vieilles souches pourrissantes, de retirer les épiphytes, etc. Le temps mis pour effectuer les recherches doit toujours être consigné: la zone couverte dépend du nombre d'animaux enregistré en fonction du couvert végétal. Comme pour les quadrats, l'examen cesse quand il n'y a plus d'espèces nouvelles à consigner. Il est également possible d'établir une durée limite en hommes-heures, selon le nombre d'espèces et d'individus trouvés, le nombre d'observateurs et le type d'habitat. Les transects sont tracés sous forme de bandes, ils permettent de déterminer les clines de population d'amphibiens ou de reptiles sur des habitats présentant un gradient (modification naturelle ou concentrations de pesticide). Les blocs sont positionnés sur le transect à l'aide d'une table de nombres aléatoires, puis soumis à une recherche intensive. Cette méthode permet de déterminer les espèces présentes, leur composition et leur densité par unité de surface (ex: nombre d'individus par hectare) le long du transect. La densité ainsi obtenue (détection visuelle sur les transects) est une densité relative, car nombres d'animaux sont dans leurs terriers et sont inactifs, donc non comptés. La marche le long des transects est également limitée dans le temps, ce qui permet d'obtenir l'abondance relative en fréquence des détections (nombre d'individus par homme-heure). Cette donnée permet de vérifier la corrélation statistique avec la densité par unité de surface.

Limites Principalement en zones boisées ou en habitats similaires abritant des amphibiens inactifs et/ou des reptiles fouisseurs.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative lors des recensements à durée limitée sur microhabitats. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Espèces actives et inactives, animaux fouisseurs ou individus cherchant refuge dans la végétation.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité.

Matériel Montre ou chronomètre, boussole, compteur manuel, thermomètre ou psychromètre fronde et altimètre à importer. Machettes, râtaux de jardiniers et sacs en plastique pouvant être achetés localement. Sacs en tissu à confectionner localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local)

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée des recensements (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Échantillonnage par mosaïque d'habitats

De fortes densités d'amphibiens et de certaines espèces de reptiles sont souvent associées à des microhabitats spécifiques (mosaïques) sur une zone. Les microhabitats sont sélectionnés au hasard dans une zone où un pesticide a été largement pulvérisé, puis comparés à ceux dans une zone similaire non traitée (ou moins traitée). Une ligne droite est tracée dans la zone à étudier et les microhabitats sont sélectionnés perpendiculairement à des points sur cette ligne, espacés à l'aide d'une table de nombres aléatoires. Les microhabitats sont examinés et leurs matériaux constitutifs enlevés (ex: retourner les rochers, séparer les billes de bois, couper les buissons) pour consigner le nombre d'espèces, en s'assurant de bien inclure tous les animaux associés au microhabitat donné. Cette méthode permet de déterminer le nombre, l'abondance relative et la densité en espèces dans toute la zone.

Limites Principalement en zones boisées ou en habitats similaires abritant des amphibiens inactifs et/ou des reptiles fousseurs.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative lors des recensements à durée limitée dans les microhabitats. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Espèces actives et inactives, animaux fousseurs ou individus cherchant refuge dans une végétation spécifique ou un type précis de couvert végétal.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité.

Matériel Montre ou chronomètre, boussole, compteur manuel, thermomètre ou psychromètre fronde et altimètre à importer. Machettes, râtaux de jardiniers et sacs en plastique pouvant être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée du recensement (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Échantillonnage quantitatif de larves d'amphibiens (et de reptiles aquatiques)

Les méthodes d'échantillonnage utilisées pour le dénombrement des larves d'amphibiens dans les mares, les lacs et les cours d'eau à faible courant sont les suivantes: pêche à la senne, pêche à l'épuisette et piégeage dans un volume d'eau connu. Les avantages du piégeage à l'aide d'un entonnoir par rapport à l'utilisation d'un filet et des observations à la torche ont été étudiés par Griffiths (1985). Le nombre d'amphibiens à l'état larvaire et/ou adulte est consigné en fonction de la taille de la mare (dans le cas de la pêche à la senne), du nombre de passages à l'épuisette, du nombre de pièges ou des volumes d'eau échantillonnés. Tous les microhabitats d'une mare sont échantillonnés à l'aide d'un filet: surface de l'eau, sous les herbes aquatiques, berges, surface de la boue sur le lit.

Ces méthodes permettent d'obtenir la richesse en espèces de larves d'amphibiens, la densité et la taille des populations d'amphibiens, en fonction du pesticide présent par ruissellement en provenance des terres environnantes.

Limites Applicable principalement dans les eaux superficielles stagnantes (mares, lacs ou cours d'eau à faible courant); compte principalement les têtards.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), densités de têtards en fonction de la taille de la mare ou du volume d'eau, fréquence (nombre d'individus par piège sur une période donnée, ex: 24 h) représentant la densité relative. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Têtards des espèces d'anoures qui dépendent de l'eau.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité. L'activité des têtards diffère le jour et la nuit.

Matériel Thermomètres, bottes ou cuissardes, épuisettes à long manche et lampes frontales à importer. La plupart des filets peuvent être fabriqués localement. Sacs en plastique, piles de rechange, carnets de notes, etc. peuvent être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 1 observateur avec 1 à 2 assistants.

Recensement des sites de reproduction (amphibiens)

Les amphibiens se rassemblent pour se reproduire, souvent à la saison des pluies, sur des sites proches de points d'eau. Les adultes sont comptés le long de transects (individus observés ou entendus). Les larves sont présentes dans l'eau pendant de plus longues périodes que les adultes. Les recensements sont menés principalement dans le cadre d'un suivi à long terme des populations d'amphibiens et de reptiles dans des zones ou des régions où des pesticides ont été épanchés. Les recensements concernent également les sites où l'eau des mares de reproduction est contaminée par le ruissellement de surface.

Limites Applicable le long des berges des mares ouvertes, des lacs ou des cours d'eau. Compte les anoues adultes.

Données obtenues Abondance relative (composition en espèces exprimée en pourcentage), fréquence des détections (nombre par homme-heure) représentant la densité relative. Richesse en espèces et diversité dans un assemblage faunique.

Faune échantillonnée Anoues adultes dépendants de l'eau.

Période d'échantillonnage Le jour et/ou la nuit, dans la mesure où sont consignées l'heure exacte de début des recherches, la température de l'air et les conditions météorologiques. Les recherches sont plus faciles à la lumière du jour, avec une bonne visibilité. Certains anoues ne sont actifs que la nuit.

Matériel Montre ou chronomètre, thermomètre ou psychromètre fronde à importer. Bottes ou cuissardes et vêtements imperméables (si nécessaire), épuisettes à long manche et lampes frontales à importer, mais ces dernières peuvent être fabriquées localement. Sacs en plastique, piles de rechange, carnets de notes, etc. pouvant être achetés localement. Récipients en aluminium avec bouchon à vis (à importer) ou récipients en verre (bocaux à confiture achetés localement) pour la solution de conservation (le formol à 45 % à diluer à 8-10 % peut être acheté à l'hôpital local).

Personnel requis 2 observateurs minimum. L'augmentation de la durée du recensement (en homme-heure) accroît le nombre d'animaux observés pendant une période de temps donné (ex: 1 homme-heure pour moins de 10 espèces, 5 hommes-heures pour plus de 10, avec plusieurs observateurs).

Méthodes supplémentaires pour les amphibiens

Heyer et al. (1994) décrivent des méthodes spécifiques d'échantillonnage des amphibiens, elles requièrent la présence de spécialistes. Ce sont par exemple:

- Barrières d'interception et pièges de Barber placés le long de palissades droites forçant les espèces vivant sur le sol à tomber dans des fosses ou des pièges entonnoirs. Cette méthode, qui nécessite la supervision d'un herpétologiste, est utilisée à l'origine pour l'inventaire et le suivi à long terme des populations d'amphibiens adultes pendant une période donnée, par exemple, pendant plusieurs mois ou saisons, dans des zones ou des régions où des pesticides ont été épanchés.
- Palissades encerclant les mares de reproduction des amphibiens, servant de barrières d'interception, sous la supervision d'un herpétologiste comme précédemment. Cette méthode est utilisée pour suivre les amphibiens lors de leur entrée et sortie des sites de reproduction, elle vise à évaluer les modifications à long terme dues à l'application de pesticides.
- Transects sonores, pour de nombreuses espèces de grenouilles possédant un chant caractéristique. Les chants sont enregistrés sur un magnétophone, après identification de l'espèce produisant le chant, pour estimer l'abondance relative en mâles chanteurs (et donc l'abondance en adultes après détermination de la proportion des sexes), la composition en espèces, l'utilisation des sites de reproduction et la phénologie.
- Mares artificielles placées sur une superficie suffisamment vaste pour être trouvées par les amphibiens. Cette méthode est utile pour estimer la diversité en grenouilles et l'abondance en larves.
- Abris artificiels constitués de planches en bois ou de tôles ondulées placées sur le sol et sous lequel les animaux viendront se réfugier. Cette méthode est utile pour estimer les populations de certaines espèces d'amphibiens.

- Piégeage lumineux, à la tombée de la nuit. Cette méthode permet le suivi à long terme des espèces prédatrices d'insectes attirés par la lumière (ex: crapauds lors de leur stade terrestre). Elle est utilisée en cas d'application de pesticides sur plusieurs années et sur de vastes zones. Les animaux sont enregistrés toutes les 30 ou 60 minutes, selon leur nombre, pendant 2 à 4 heures après le coucher du soleil.
- Suivi acoustique automatique des chants de grenouilles. Cette méthode permet de déterminer le nombre de mâles et donc le nombre d'adultes.
- Pistage radio à l'aide d'émetteurs-récepteurs. Cette méthode est utilisée pour observer l'utilisation des habitats par les amphibiens hors de la saison de reproduction.
- Marquage radioactif pour localiser les individus marqués en fonction de leurs déplacements.
- Systèmes d'information géographique (SIG) et techniques de détection à distance, utilisés pour déterminer l'habitat des espèces de densités connues.

Méthodes supplémentaires pour les reptiles

Les méthodes spécifiques d'échantillonnage des reptiles (ex: O'Shea, 1992) requièrent la présence de spécialistes. Ce sont par exemple:

- Abris artificiels constitués de planches en bois ou de tôles ondulées placées sur le sol et sous lequel les animaux viendront se réfugier. Cette méthode est utile pour estimer les populations de certains lacertidés, geckos, scinques et autres espèces de serpents.
- Suivi d'un topofil: une bobine de fil de coton est attachée à l'animal et se dévide en fonction de ses déplacements dans son habitat. Cette méthode a été utilisée avec succès pour enregistrer les déplacements des tortues terrestres. Cette méthode nécessite la supervision d'un herpétologiste.
- Barrières d'interception et pièges de Barber placés le long de palissades droites forçant les espèces vivant sur le sol à tomber dans des fosses ou des pièges entonnoirs. Cette méthode, qui nécessite la supervision d'un herpétologiste, est utilisée à l'origine pour l'inventaire et le suivi à long terme des populations de reptiles pendant une période donnée, par exemple, pendant plusieurs mois ou saisons, dans des zones ou des régions où des pesticides ont été épandus.
- Échantillonnages quantitatifs des reptiles aquatiques (tortues) à l'aide de sennes (le nombre d'individus capturés est consigné en fonction de la taille de la mare). Cette méthode permet d'obtenir la densité suite aux effets indirects des pesticides ruisselant des terres environnantes.
- Piégeage lumineux, à la tombée de la nuit. Cette méthode permet le suivi d'espèces comme les geckos, visibles sur les surfaces plates et claires, chassant les insectes attirés par la lumière. Les animaux sont enregistrés toutes les 30 ou 60 minutes, selon leur nombre, pendant 2 à 4 heures après le coucher du soleil. Cette méthode enregistre les modifications de populations à long terme, elle est utilisée en cas d'application de pesticides sur plusieurs années et sur de vastes zones.
- Pistage radio à l'aide d'émetteurs-récepteurs. Cette méthode est utilisée pour observer l'utilisation des habitats par les serpents.
- Marquage radioactif pour localiser les individus marqués en fonction de leurs déplacements.
- Systèmes d'information géographique (SIG) et techniques de détection à distance, utilisés pour déterminer l'habitat des espèces de densités connues.

TAXONOMIE

Certains principes de base de la taxonomie sont nécessaires pour déterminer la richesse en espèces (composition et fréquence). En l'absence d'un herpétologiste possédant une bonne connaissance de la faune locale, il convient de se procurer un guide de terrain avec des clés d'identification, même si l'utilisation de ces clés réclame des compétences affirmées. Les guides de terrain concernant les amphibiens et les reptiles ne couvrent pas toutes les parties du globe et il n'est pas possible de recommander un ouvrage adapté à toutes les zones tropicales, sub-tropicales et tempérées chaudes. Il faudra donc prélever des spécimens, les étiqueter, les conserver et les envoyer à un musée pour confirmer leur identification.

ÉVALUATION DE LA DIVERSITÉ

Les traitements aériens en couverture totale réduisent la diversité de la faune herpétologique, particulièrement en forêt. Des échantillonnages quantitatifs fournissent des informations sur la diversité (le nombre d'espèces présentes dans un échantillon de taille connue). La formule la plus largement adoptée est l'indice de diversité de Shannon-Wiener (H'):

$$H' = \sum_{i=1}^s p_i \log_e p_i$$

Dans laquelle p_i est la proportion d'individus de l'espèce i dans le nombre total d'individus (c'est à dire le nombre d'individus d'une espèce divisé par le nombre total d'individus enregistré dans un échantillon). $\log_e p_i$ est le logarithme naturel (\log_e) de p_i . Les études de cas présentées ci-dessous sont extraites d'observations réelles.

Amphibiens

Tableau 11.2 Diversité des espèces en forêt pluviale: comparaison entre la forêt primaire et la forêt secondaire adjacente gérée par l'homme (exposée au pesticide). Malaisie péninsulaire, mars 1995.

Espèces comptées	Forêt pluviale primaire			Forêt secondaire		
	I	p_i	$p_i^n p_i$	I	p_i	$p_i^n p_i$
1	13	0.200	-0.322	25	0.338	-0.367
2	9	0.138	-0.274	13	0.176	-0.306
3	9	0.138	-0.274	11	0.149	-0.283
4	7	0.108	-0.240	8	0.108	-0.240
5	4	0.062	-0.172	5	0.068	-0.182
6	3	0.046	-0.142	5	0.068	-0.182
7	3	0.046	-0.142	2	0.027	-0.096
8	2	0.031	-0.107	2	0.027	-0.096
9	2	0.031	-0.107	2	0.027	-0.096
10	2	0.031	-0.107	2	0.027	-0.096
11	2	0.031	-0.107			
12	2	0.031	-0.107			
13	2	0.031	-0.107			
14	1	0.015	-0.064			
15	1	0.015	-0.064			
16	1	0.015	-0.064			
17	1	0.015	-0.064			
18	1	0.015	-0.064			
Total	65	(1.000)	-2.528	74	(1.000)	-1.906

Exemple concret

p_i est la proportion d'espèces (i) d'amphibiens sur le total: s'il existe 13 (= l) représentants de la première espèce dans la forêt primaire sur un total de 65 amphibiens consignés, alors $p_i = 13/65 = 0.200$ et $p_i \times \log_e p_i = -0.322$; $\sum p_i \log_e p_i$ (la somme de $(p_i \log_e p_i)$ pour la totalité des 18 espèces) = -2,528 et donc $H' = 2,528$.

N.B.: la somme de p_i doit être égale à 1, c'est un moyen de vérifier qu'il n'y a pas d'erreur de calcul. L'indice de diversité calculé à l'aide de la formule de Shannon-Wiener (H') se situe généralement entre 1 et 3 (inférieur à 1: faible diversité; supérieur à 2: grande diversité).

Donc, le tableau indique qu'il y a 65 individus répartis sur 18 espèces dans la forêt pluviale primaire (selon la formule de Shannon-Wiener $H' = 2,528$) et 74 individus répartis sur 10 espèces ($H' = 1,906$) dans la forêt secondaire. La diversité en amphibiens est donc plus importante dans la forêt primaire. Ce fait peut être confirmé par traitement statistique ($t = 4,33$; degrés de liberté 139; $P < 0,001$) à l'aide du test de Magurran (1988).

Reptiles

Tableau 11.3 Diversité des espèces en savane boisée: comparaison entre une vallée non peuplée de l'affluent du fleuve (Tug Gabibta) exposée au ruissellement du pesticide et la vallée du fleuve principal (Tug Marodijeh) comprenant des habitats humains (Hargeisa, Somaliland, mars 1993)

Espèces comptées	Vallée de l'affluent			Vallée habitée		
	l	p_i	$p_i \cdot \ln p_i$	l	p_i	$p_i \cdot \ln p_i$
1	31	0.323	-0.365	58	0.574	-0.319
2	26	0.271	-0.354	11	0.109	-0.241
3	13	0.135	-0.271	8	0.079	-0.201
4	6	0.063	-0.173	7	0.069	-0.185
5	2	0.021	-0.081	4	0.040	-0.128
6	2	0.021	-0.081	3	0.030	-0.104
7	2	0.021	-0.081	2	0.020	-0.078
8	2	0.021	-0.081	2	0.020	-0.078
9	2	0.021	-0.081	2	0.020	-0.078
10	1	0.010	-0.048	1	0.010	-0.046
11	1	0.010	-0.048	1	0.010	-0.046
12	1	0.010	-0.048	1	0.010	-0.046
13	1	0.010	-0.048	1	0.010	-0.046
14	1	0.010	-0.048			
15	1	0.010	-0.048			
16	1	0.010	-0.048			
17	1	0.010	-0.048			
18	1	0.010	-0.048			
19	1	0.010	-0.048			
Total	96	(1.000)	- 2.048	101	(1.000)	- 1.596

Comme dans l'exemple sur les amphibiens des forêts pluviales, 96 individus répartis sur 19 espèces dans la vallée de l'affluent (selon la formule de Shannon-Wiener $H' = 2,048$) et 101 individus répartis sur 13 espèces ($H' = 1,596$) dans la vallée principale habitée. La diversité est plus forte dans la zone non peuplée, ce qui est statistiquement confirmé ($t = 2,52$, degrés de liberté 195, $P < 0,01$).

ÉTIQUETAGE DES SPÉCIMENS

Des spécimens d'espèces non identifiées doivent être prélevés (Simmons, 1987) et conservés en vue de leur identification et d'une information sur leur distribution. Ils doivent être soigneusement étiquetés et porter les indications suivantes:

- Date de la capture.
- Emplacement exact (si possible localisé au GPS).
- Nom de la personne ayant effectué le prélèvement.
- Informations de base sur l'habitat, si possible (ex: rochers, sur un arbre, dans l'eau, près des habitations).

L'étiquette doit être en papier, en tissu ou en plastique blanc, sur lequel il est possible d'écrire. Cette étiquette sera attachée à l'un des membres inférieurs de l'animal à l'aide d'un fil de coton (au cou des serpents et lézards apodes). Les informations mentionnées sur l'étiquette seront écrites au crayon ou au feutre marqueur indélébile.

BIOINDICATEURS

Parmi les reptiles, les amphibiens et particulièrement les lézards ont des caractéristiques qui en font d'utiles bioindicateurs.

Amphibiens

Les grenouilles, les crapauds et autres amphibiens ont un cycle biologique comprenant un stade aquatique et un stade terrestre, ce qui les expose aux polluants dans les deux habitats. Les produits chimiques sont rapidement absorbés par la membrane gélatineuse des œufs, les branchies des larves et la peau des adultes. Les malformations osseuses dues aux polluants se voient rapidement chez les larves dont le développement est rapide (têtards). Les amphibiens, comme les reptiles, sont des vertébrés primitifs, dont le système enzymatique est simple. Ils ne sont pas capables de détoxifier les résidus de produits chimiques qu'ils ingèrent avec leurs proies invertébrées contaminées. Ce sont des animaux à sang froid (ectothermes) qui métabolisent difficilement les résidus de produits chimiques qui s'accumulent alors dans les tissus adipeux (ex: pesticides organochlorés), le foie ou les autres tissus (y compris le cerveau) à des niveaux aisément mesurables. Les niveaux de résidus augmentent, jusqu'à atteindre parfois le stade léthal, particulièrement quand l'organisme utilise ces tissus adipeux lors des périodes de l'année où la nourriture se fait rare.

Des niveaux élevés de résidus présentent à leur tour un danger pour les prédateurs situés plus haut dans la chaîne alimentaire (de nombreuses espèces d'amphibiens constituent une ressource alimentaire pour les oiseaux et autres vertébrés prédateurs dans les écosystèmes aquatiques et terrestres). Quand les niveaux de résidus augmentent, les effets chroniques deviennent évidents et les amphibiens, ainsi que de nombreux lézards, modifient leur comportement et leur physiologie. Ils peuvent aussi ne pas supporter l'exposition aux conditions toxiques lors de l'estivage ou de l'hibernation. Comme ils sont actifs, ils sont aisés à repérer par la vue ou l'ouïe (particulièrement dans les mares de reproduction), ce qui facilite le suivi de la population. Les amphibiens peuvent également être soumis à de nombreuses expériences au laboratoire et sur le terrain.

Lézards et autres reptiles

Les lézards partagent avec les amphibiens des caractéristiques qui en font d'utiles bioindicateurs de pollution. Mais, contrairement à la plupart des espèces d'amphibiens, particulièrement dans les régions tropicales, ils se rencontrent dans les habitats arides et sont en général actifs pendant la saison sèche et la saison des pluies. Les lézards sont relativement statiques, leur capacité d'émigration est faible, leur nombre suit donc les modifications de leur habitat, comme en cas de contamination chimique. Les espèces diurnes sont actives et faciles à repérer à la vue, ce qui permet un suivi des populations sur le terrain. Comme les amphibiens, les lézards sont insectivores et absorbent les pesticides en ingérant des proies contaminées. Ils sont un maillon important dans la chaîne alimentaire entre les invertébrés, les oiseaux et les autres vertébrés prédateurs dans les écosystèmes terrestres. La modification de leur comportement et de leur physiologie due aux polluants s'observe dans la concurrence inter et intra-spécifique pour la nourriture et le territoire. Les lézards peuvent également être soumis à de nombreuses expériences au laboratoire et sur le terrain.

RÉFÉRENCES

GRIFFITHS, R.A. (1985) A simple funnel trap for studying newt populations and an evaluation of trap behaviour in smooth and palmate newts, *Triturus vulgaris* and *T. helveticus*. *Herpetological Journal*, 1(1): 5-10.

HEYER, W.R., DONNELLY, M.A., MCDIARMID, R.W., HAYEK, L.-A.C. and FOSTER, M.S. (eds) (1994) *Measuring and Monitoring Biological Diversity. Standard Methods for Amphibians*. Washington DC: Smithsonian Institution Press.

MAGURRAN, A.E. (1988) *Ecological Diversity and Its Measurement*. London: Croom Helm.

O'SHEA, M. (1992) *Expedition Field Techniques: Reptiles and Amphibians*. London: Royal Geographical Society.

SIMMONS, J.E. (1987) Herpetological collecting and collections management. *Herpetological Circular*, No. 16: 1-70. Ithaca: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

SWINGLAND, I.R. and SHORROCKS, B. (eds) (1990) *Living in a Patchy Environment*. Oxford: Oxford University Press.

POUR EN SAVOIR PLUS

CAMPBELL, H.W. and CHRISTMAN, S.P. (1982) Field techniques for herpetofaunal community analysis. pp. 193-200. In: *Herpetological Communities*. Scott, N.J. (ed.). *Wildlife Research Report*, No. 13. Washington DC: US Fish and Wildlife Service.

FERNER, J.W. (1979) A review of marking techniques for amphibians and reptiles. *Herpetological Circular*, No. 9: 1-42. Ithaca: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

HALLIDAY, T.R. and ADLER, K. (eds) (1986) *The Encyclopaedia of Reptiles and Amphibians*. Oxford: Equinox.

PISANI, G.R. (1973) A guide to preservation techniques for amphibians and reptiles. *Herpetological Circular*, No. 1: 1-22. Ithaca: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

SPAWLS, S. (1988) Making a herpetological collecting trip to Africa. *British Herpetological Society Bulletin*, No. 24: 22-31.

SWINGLAND, I.R. (1978) Marking reptiles. pp. 119-132. In: *Animal Marking*. Stonehouse, B. (ed.). London: Macmillan.

WISE, M.A. (1994) Techniques for the capture and restraint of captive crocodylians. pp. 401-405. In: *Captive Management and Conservation of Amphibians and Reptiles*. Murphy, J.B., Adler, K. and Collins, J.T. (eds). *Contributions to Herpetology*, No. 11. Ithaca: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.