

**Modèle de suivi et évaluation de l'état de  
conservation des populations d'amphibiens et de  
reptiles.**

*SOUMIA FAHD  
LDICOSYB  
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE  
FACULTE DES SCIENCES DE TETOUAN  
2004-2006*

## **SOMMAIRE**

### **Amphibiens**

1. Nécessité d'un système standardisé et quantitatif de suivi des amphibiens. Considérations initiales.
2. Considérations logistiques et propositions concrètes
3. Données associées dans les échantillonnages sur l'abondance et la densité des amphibiens
  - 3.1. Données atmosphériques et environnementales
    - 3.1.1. Température
    - 3.1.2. Précipitations
    - 3.1.3. Autres variables.
  - 3.2. Données générales.
    - 3.2.1. Localisation géographique
    - 3.2.2. Type d'habitat
    - 3.2.3. Méthodologie d'échantillonnage employée
    - 3.2.4. Nombre de participants à l'échantillonnage
  - 3.3. Description du microhabitat
4. Méthodologies d'échantillonnage standardisées
  - 4.1. Sélection de la technique à employer
  - 4.2. Types de techniques d'échantillonnage
5. Description des techniques
  - 5.1. Inventaire exhaustif
  - 5.2. Observation directe
  - 5.3. Echantillonnage acoustiques avec transect
  - 5.4. Parcelles d'échantillonnage
  - 5.5. Transects
  - 5.6. Echantillonnage par taches ou « parchs »
  - 5.7. Echantillonnage avec pièges « pitfall » et barrières d'interception
  - 5.8. Echantillonnage dans les zones de pont
  - 5.9. Barrières dans les lieux de pont

5.10. Comptage de larves

6. Définition du système d'évaluation de l'état de conservation des populations

7. Analyses des possibilités de suivi par télédétection

**Reptiles.**

1. Introduction.

2. Méthodologies pour le suivi des reptiles

2.1. Espèces aquatiques

2.1.1. Propres des eaux douces

2.1.2. Marines

2.2. Espèces terrestres

2.2.1. Mœurs nocturnes

2.2.2. Mœurs diurnes

2.2.2.1. Fouisseuses

2.2.2.2. Non fouisseuses

2.2.2.3. Arboricoles

3. Description des méthodes de suivi

3.1. Procédures générales

3.2. Description de la méthodologie

3.2.1. Transect linéaire de bande fixe

3.2.2. Echantillonnage systématique de cours d'eau à l'aide de nasses.

3.2.3. Méthodes pour les tortues marines.

3.2.4. Méthode de la parcelle

3.2.5. Echantillonnage systématique prospectant des pierres

3.2.6. Echantillonnage systématique à l'aide de pièges

4. Procédé général

4.1. Délimitation de l'aire géographique

4.2. Caractérisation des unités environnementales

4.3. Liste potentielle des espèces présentes

4.4. Définir l'effort d'échantillonnage

4.5. Planification du travail

4.6. Valorisation des résultats

4.7. Plan de suivi

5. Evaluation de l'état de conservation

6. Suivi par télédétection de l'état de conservation des Aires Importantes

6.1. Fondements

6.2. Possibilités des techniques de télédétection chez les reptiles

Références bibliographiques

# **Modèle de suivi et évaluation de l'état de conservation des populations d'amphibiens et de reptiles.**

## **A. Amphibiens**

## **1. Nécessité d'un système standardisé et quantitatif de suivi des amphibiens. Considérations initiales.**

La fonction primordiale de toute étude de terrain, sur les inventaires ou le suivi d'espèces d'amphibiens et de reptiles, est de fournir des données comparables dans des études de biodiversité, utilisables dans l'analyse des tendances des populations. Elle doit aussi permettre de détecter des extinctions locales et d'évaluer l'impact de l'activité humaine.

## **2. Données associées dans les échantillonnages sur l'abondance et la densité des amphibiens**

### **2.1. Données atmosphériques et environnementales**

Les données atmosphériques sont spécialement importantes pour les amphibiens étant donné que ceux-ci sont extrêmement dépendant de l'eau. Quoique les différences espèces d'amphibiens présentent des nécessités hydriques très distinctes et des rangs de tolérance très variables, elles sont toutes extrêmement vulnérables à la sécheresse environnementale car elles perdent l'eau à travers la peau. La plupart des espèces d'amphibiens sont plus actives durant les périodes humides que les périodes sèches et de même durant les périodes chaudes que les plus froides. Si les conditions environnementales ne sont pas relevées durant les prospections, les résultats obtenus ne peuvent être évalués rigoureusement. En général, la meilleure période d'échantillonnage est toujours la saison pluvieuse ou immédiatement après de fortes pluies.

Les variables les plus importantes à relever sont les suivantes :

#### **2.1.1. Température.**

La température de l'air doit être prise au début et à la fin de l'échantillonnage ; à 2 m au dessus du sol. Il est aussi convenable de mesurer la température corporelle de l'animal, celle de l'eau ou du substrat.

#### **2.1.2. Précipitations**

Elles doivent être mesurées une fois par jour à l'aide d'un pluviomètre installé dans la zone d'étude.

#### **2.1.3. Autres variables.**

D'autres variables sont aussi à considérer, tels que : L'humidité relative, la pression atmosphérique, la vitesse et direction du vent, le niveau d'eau dans les zones de ponte, le PH, etc.

## 2.2. Données générales.

Lors des prospections d'autres données doivent également être considérées : localisation géographique, type d'habitat, méthodologie d'échantillonnage employée, nombre de participants à l'échantillonnage, et description du microhabitat.

## 3. Description des types de techniques d'échantillonnage

Les techniques qui seront décrites ne s'excluent pas mutuellement, et plusieurs peuvent être combinées. Toutefois, chaque technique vise des objectifs différents et possède un intérêt suffisant pour être considérée comme indépendante.

**Tableau 1.** Différentes techniques d'échantillonnage.

Technique	Information obtenue	Temps	Coût économique	Coût humain	Espèces susceptibles
Inventaire	Richesse spécifique	élevé	bas	bas	Toutes
Observation directe	Abondance relative	bas	bas	bas	Toutes
Prospections acoustiques	Abondance relative	moyen	moyen	bas	Anoures (à l'exception de <i>Discoglossus</i> , <i>Bufo bufo</i> et <i>Rana</i> )
Parcelles de prospections	Densité	élevé	bas	moyen	Toutes
Transects	Densité	élevé	bas	moyen	Toutes
Prospections par taches (parchs)	Densité	élevé	bas	moyen	Toutes
Pièges "Pitfall"	Abondance relative	élevé	élevé	élevé	Toutes (à l'exception de <i>Alytes</i> )
Prospections dans les lieux de ponte	Abondance relative	élevé	élevé	élevé	Toutes (à l'exception de <i>Alytes</i> et <i>Salamandra</i> )
Barrières sur lieux de ponte	Abondance relative	élevé	élevé	élevé	Toutes (à l'exception de <i>Alytes</i> et <i>Salamandra</i> )
Comptage de larves	Densité /Abondance relative	moyen	moyen	moyen	Toutes

### 3.1. Inventaire exhaustif

Il existe plusieurs techniques permettant de dresser la liste des espèces d'amphibiens présentes dans une zone donnée. En général, il faut prospecter tous les microhabitats appropriés durant le jour et la nuit, le long de l'année.

La réalisation d'un inventaire d'espèces peut également se faire de manière graduelle, en accumulant des données lors d'échantillonnages intenses en une courte période.

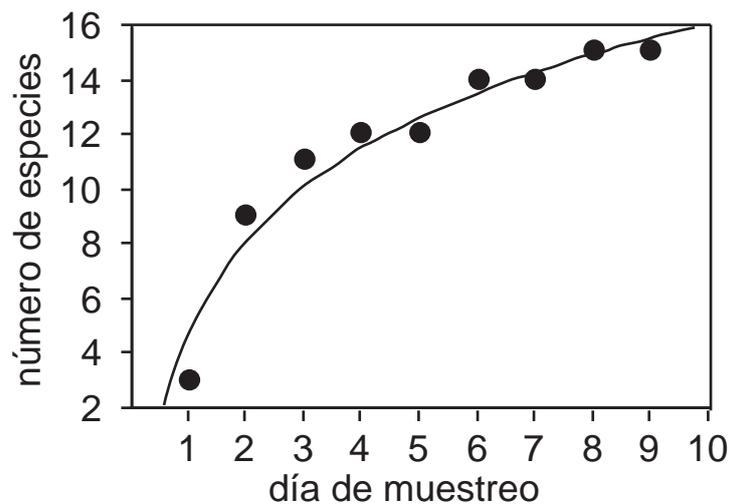


Figure 1. Courbe typique obtenue comme résultat d'un *Inventario Exhaustif*.

### 3.2. Observation directe

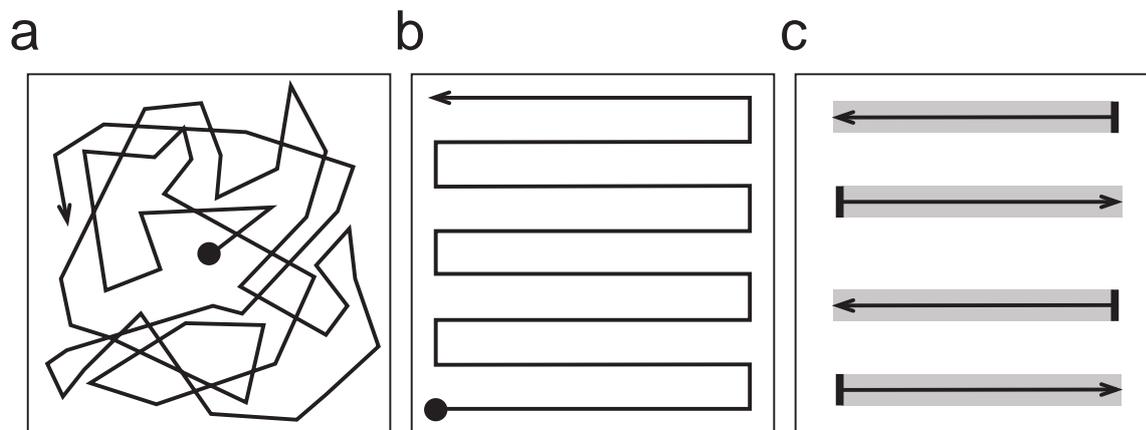
Une ou plusieurs personnes parcourent une zone durant un temps établi, à la recherche d'amphibiens. Le temps est exprimé en nombre de personnes/heure dans chaque zone étudiée.

Cette technique est surtout utilisée pour des études rapides, dans des zones ouvertes, où les substrats ne sont pas très homogènes. Elle est spécialement utile pour les espèces qui se rassemblent en groupes (grenouilles réunies dans une mare d'eau lors de la période de reproduction, larves dans des petites masses d'eau contenant peu de végétation).

La technique d'observation directe considère que :

- Chaque individu a la même probabilité de détection durant l'échantillonnage.
- Chaque espèce a la même probabilité de détection durant l'échantillonnage.
- Chaque individu est enregistré une seule fois durant l'échantillonnage.

d. Les résultats obtenus par deux chercheurs prospectant la même zone simultanément sont identiques.



**Figure 2.** Modèles d'échantillonnages employés en *Observation Directe*. a) Tracé aléatoire, b) échantillonnage systématique dans un quadrant, c) échantillonnage en transects.

Il est recommandable d'utiliser 10 transects de 100 m. Tous les microhabitats possibles doivent être prospectés et le temps par unité d'aire doit être le même.

### 3.3. Echantillonnages acoustiques avec transects

Ce type d'échantillonnage est logiquement restreint aux espèces d'amphibiens dont les mâles utilisent les cris d'accouplement pour avertir de leur présence et attirer ainsi les femelles sur les lieux de reproduction. Les cris d'accouplement apportent donc une information spécifique.

Cette technique peut être utilisée comme une première approximation dans des zones mal connues. Elle permet également de localiser des points de reproduction qui seront par la suite prospectés par le biais d'autres techniques. Elle requiert cependant une connaissance des types de chants de la part des personnes la pratiquant.

Cette méthode permet de connaître la composition des espèces présentes dans une zone, l'abondance relative des mâles chanteurs, l'abondance relative des adultes d'une population, l'utilisation du microhabitat et la phénologie des espèces présentes.

### **3.4. Parcelles d'échantillonnage**

L'échantillonnage de parcelles consiste à déterminer au hasard, dans un habitat une série d'unités carrées pour être prospectées. Cette technique peut être utilisée pour étudier présence/absence, ainsi que l'abondance relative et densité des espèces.

La méthode de travail consiste à diviser l'aire d'étude en carré à l'aide d'une carte et choisir alors de manière aléatoire des parcelles d'échantillonnage. Le nombre de parcelles d'échantillonnage doit être déterminé en fonction des moyens techniques et humains disponibles, le nombre conseillé est cependant 50 unités. Les dimensions de parcelles utilisées traditionnellement sont 8x8 m. La localisation exacte des parcelles se fait à l'aide d'un GPS. Une fois celles-ci localisées, une personne s'occuperait de les délimiter au moyen de cordes et bâtonnets, une autre surveillerait les limites afin qu'aucun individu n'en sorte sans être aperçu, pendant qu'une ou deux autres prospecteraient l'intérieur de la parcelle. Tout objet (pierres, troncs d'arbres morts etc.) susceptible d'abriter des amphibiens doit être soulevé et chaque individu observé noté. Chaque individu ayant été noté doit être retenu dans un sac en plastique et n'être relâché qu'à la fin de l'échantillonnage. Comme pour les techniques antérieures, toutes les données doivent être prises (température, type de végétation, pente, durée de la prospection, nombre de personnes, etc).

### **3.5. Transects**

Cette méthode permet d'étudier la distribution graduelle des amphibiens en fonction du milieu. Elle peut être utilisée pour prospecter des types d'habitats distincts de l'aire d'étude ou lorsqu'il existe un gradient d'une certaine caractéristique environnementale au sein du même habitat (altitude, par exemple).

*Exemple.*

Pour une zone de grande superficie, 20 à 30 transects parallèles, de 100 m de longueur et 2 m de largeur, sont réalisés. Chaque transect est divisé en 100 sections (1x2 m) parmi lesquelles 10, choisies au hasard, sont échantillonnées intensivement. La localisation des transect se fait à l'aide d'un GPS et une corde de longueur déterminée. Tous les individus observés sont notés et les différentes données citées pour les autres méthodes, relevées. Si chaque transect est prospecté dans sa totalité, les données peuvent être exprimées en unité de surface (nombre d'individu/m). Si ce sont les sections qui sont considérées, chacune peut être prise comme une donnée indépendante. Cependant, il est préférable de considérer leur moyenne comme valeur unique pour tout le transect.

### **3.6. Echantillonnage par taches ou « parchs »**

Les amphibiens sont normalement répartis de manière non uniforme dans une zone, en congrégation dans les microhabitats les plus favorables. Par exemple, plusieurs individus de *Pleurodeles waltl* peuvent se rencontrer sous de grands objets durant certaines périodes de l'année en des zones déterminées. Toutes les espèces d'amphibiens d'une zone peuvent même se retrouver réunies dans un bassin d'eau abandonné ou n'importe quelle autre structure artificielle ou naturelle durant les périodes de sécheresse. Lorsque ces zones peuvent être identifiées et prospectées, il est alors possible de déterminer le nombre d'espèces présentes ainsi que leur abondance et même leur densité.

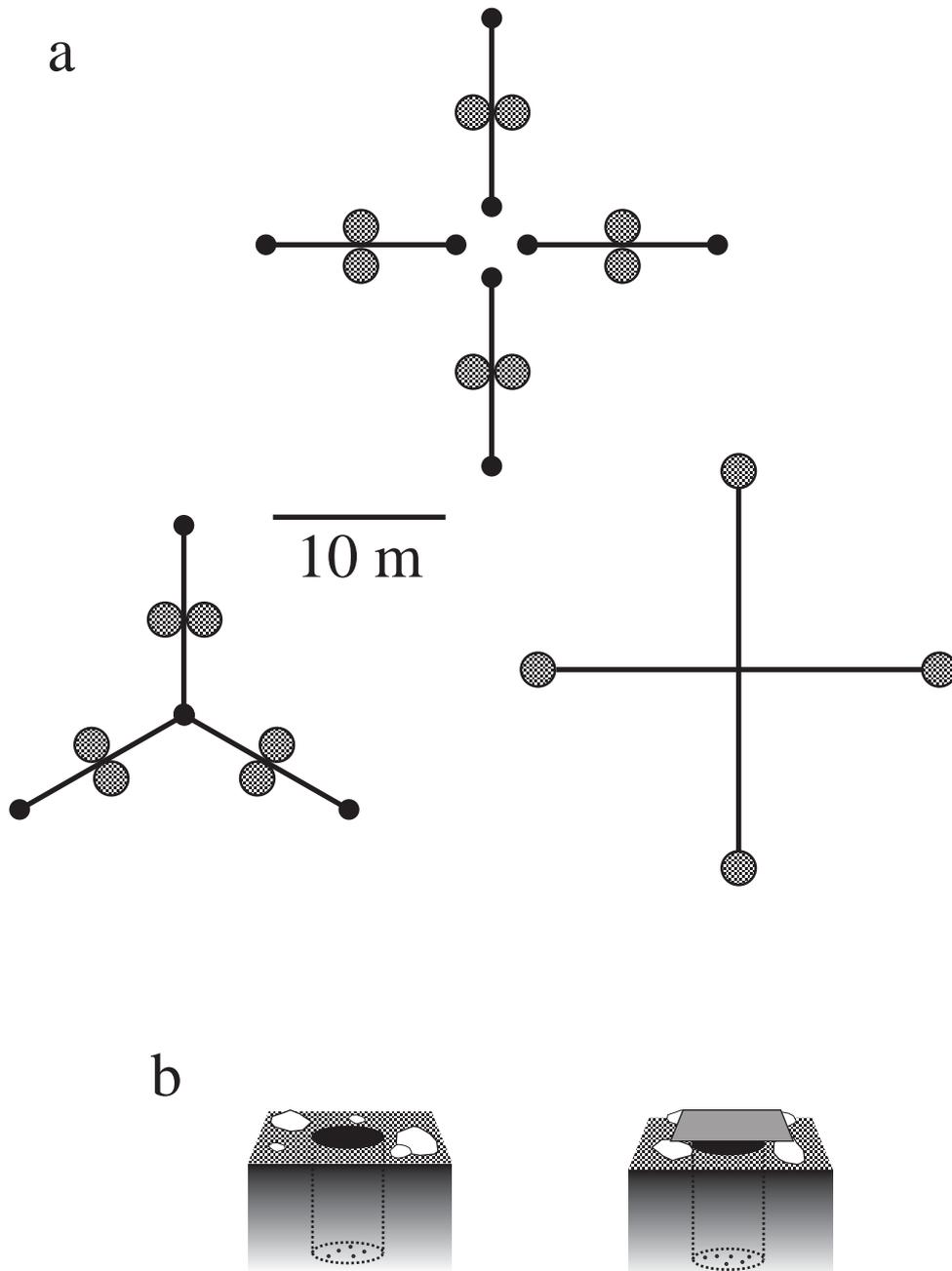
### **3.7. Echantillonnage avec pièges « pitfall » et barrières d'interception.**

Cette méthode utilise des barrières courtes qui conduisent les amphibiens vers des pièges enterrés dans le sol, disposés à leurs extrémités. Cette technique est très utilisée pour étudier la richesse spécifique d'une zone ou pour détecter la présence d'espèces rares ou difficiles à être observées. Elle permet aussi d'estimer l'abondance relative de certaines espèces.

Cette technique est appropriée pour les espèces terrestres ne présentant pas des mœurs saltatoire ou grimpeuses.

Les barrières doivent avoir une largeur approximative de 60 cm (dont 20 enterrés dans le sol). Les caractéristiques des pièges « pitfall » varient selon les espèces mais il s'agit généralement de seaux en plastique enterrés à ras le sol, munis d'orifice pour qu'il ne se remplissent pas d'eau.

Les pièges doivent être visités chaque jour, surtout que le soleil est directement dirigé vers eux. Les données obtenues peuvent être exprimées sous forme de taux en les divisant par effort de piégeage (par piège ou par système de piégeage et en divisant les données de capture par le nombre de nuit durant lesquelles le piégeage a été positif).



**Figure 3.** a) Modèles de barrières d'interception. b) Disposition des pièges de terrain sur le sol.

### 3.8. Echantillonnage dans les lieux de ponte

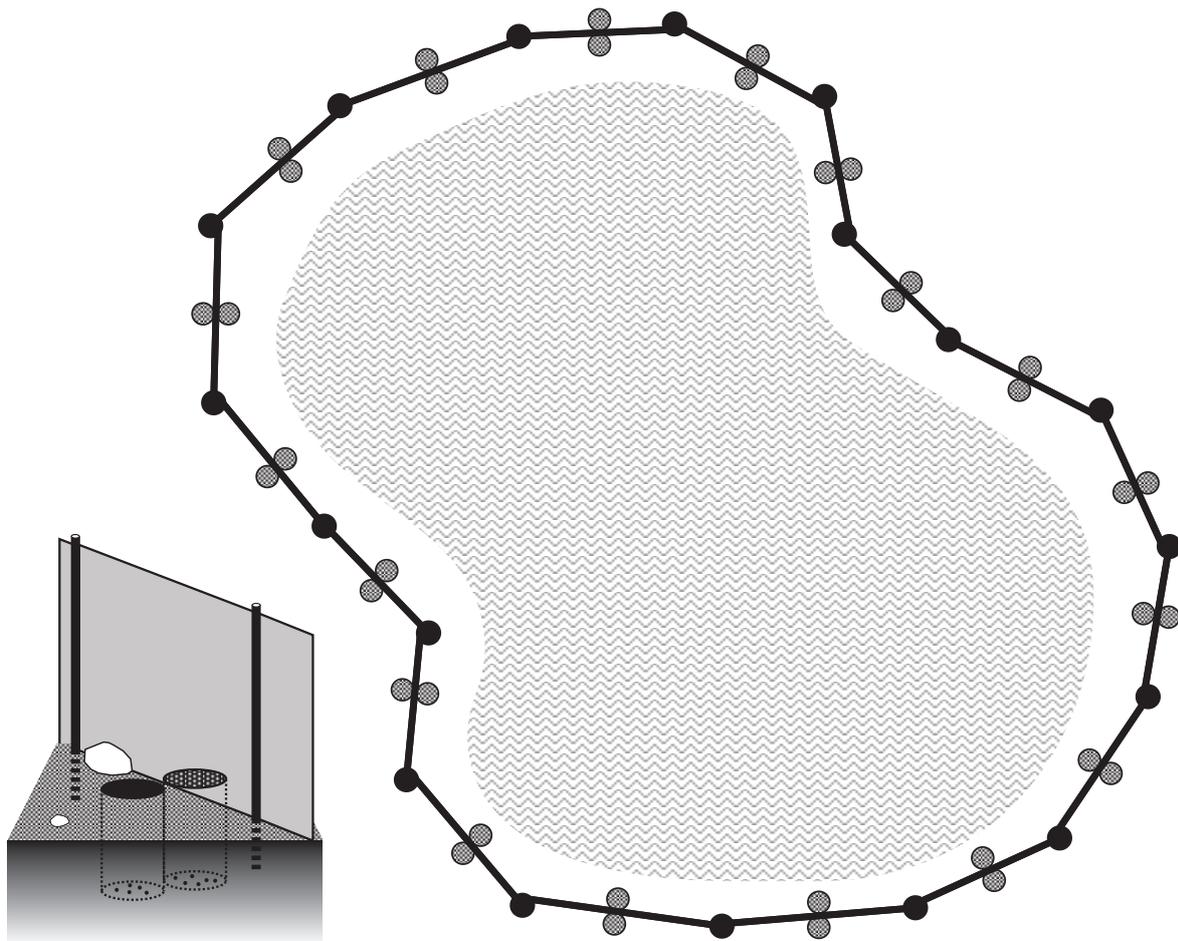
Etant donné que les amphibiens sont plus faciles à observer au moment de leur reproduction, les prospections des zones de reproductions comme les mares sont spécialement intéressants. Cette méthode se base sur le

comptage du nombre d'adultes se reproduisant en un moment donné. Cette technique peut être utilisée pour l'évaluation des changements au cours du temps dans une population.

Elle exclut les espèces à reproduction terrestre telles que *Alytes* et *Salamandra*. Elle est par contre spécialement utile dans les zones où la plupart des espèces qui concentrent leur période de reproduction en peu de semaines et dans des masses d'eau restreintes, comportant peu de végétation.

### 3.9. Barrières sur lieux de ponte

Cette méthode s'applique aux espèces qui se déplacent à une surface d'eau pour se reproduire. Elle consiste à entourer une masse d'eau par une barrière et disposer des pièges « pitfall » sur les bords de la barrière afin de capturer aussi bien les individus entrant que sortant de l'eau. Cette méthode est appropriée pour les petites masses d'eau, résultant trop coûteuse et peu pratique pour les grandes masses d'eau.



**Figure 4.** Exemple de disposition des barrières et pièges de sol dans une lagune, étang ou mare.

La haie doit entourer et s'adapter parfaitement à la forme de la masse d'eau. La végétation doit être éliminée afin que les animaux ne puissent pas l'utiliser pour s'échapper hors de la barrière. Les pièges doivent être disposés deux par deux et ce de part et d'autre de la haie. Les paires de pièges doivent être séparés d'une dizaine de mètres. La méthodologie basique consiste à capturer les animaux dans les pièges, puis de les libérer, une fois les variables prises et le marquage réalisé. Les animaux doivent être relâchés du côté opposé.

### **3.10. Comptage de larves**

Il s'agit d'une méthode rapide, nécessitant peu de personnel et permettent l'obtention de données précises et quantitatives. Il s'agit d'utiliser des filets à manche longue ou courte selon les caractéristiques de la surface d'eau à échantillonner. Les larves sont alors prélevées puis déterminées.

## **4. Problèmes de conservation des populations d'amphibiens**

Lors des prospections, une attention spéciale doit être prêtée à la détection et description détaillée des problèmes de conservation existant dans la zone étudiée.

### **A. Destruction du milieu.**

A1. Constructions et/ou urbanisation

A2. Carrières

A3. Construction de barrages (grande ou petite échelle)

A4. Restauration, aménagement ou construction de voies de communications

### **B. Modification/dégradation du milieu**

B1. Colmatage de mares ou étangs

B2. Disparition du couvert végétal

B3. Rejets

- Rejets de restes de constructions
- Rejets d'ordures
- Rejets industriels toxiques
- Lavage et vidange de voitures

### **C. Incendies forestiers**

## **D. Problèmes liés à l'agriculture et au pâturage**

- D1. Surexploitation des nappes aquifères
- D2. Changement des utilisations traditionnelles
- D3. Concentrations de parcelles cultivées
- D4. Utilisations de fertilisants

## **E Introduction d'espèces exotiques/allochtones**

## **F. Accidents de routes**

## **G. Actions directes de l'homme**

- G1. Collecte d'animaux pour consommation, commerce illégal, pharmacopée traditionnelle
- G2. Mort d'animaux par phobie
- G3. Dérangement par tourisme et utilisation récréative de la zone.

## **5. Définition du système d'évaluation de l'état de conservation des populations**

Afin de réaliser une évaluation de l'état de conservation des populations d'amphibiens, il est nécessaire d'employer les catégories des taxons des listes rouges de la UICN. De cette manière, l'échelle d'état de conservation des populations d'amphibiens suivante peut être établie :

**EXTINCTE (EX).** Une population est éteinte lorsqu'il n'y a plus aucun doute sur le fait que le dernier individu de ladite population soit mort.

**EN DANGER CRITIQUE (CR).** Une population est en danger critique lorsqu'il existe un risque extrêmement élevé dans un futur immédiat. Les critères descriptifs de ces types de risques sont définis par la UICN (A à E).

**EN DANGER (EN).** Une population est en danger lorsqu'elle n'est pas en danger critique mais est confrontée à un très haut risque d'extinction dans un futur proche. Les types de risques sont définis par la UICN (A à E).

**VULNERABLE (VU).** Une population est vulnérable lorsqu'elle n'est pas en danger critique, ni en danger mais est confrontée à un très haut risque d'extinction à moyen terme. Les types de risques sont définis par la UICN (A à E).

**MOINDRE RISQUE (LR).** Une population se dit à moindre risque lorsque, ayant été évaluée, aucune des différentes catégories de danger critique, danger, vulnérable, n'a pu lui être attribuée.

Les populations incluses dans la catégorie de « Moindre Risque » est à son tour divisée en trois sous-catégories :

1. Dépendant de sa conservation.
2. Presque menacée.
3. Moindre préoccupation.

**DONNEES INSUFFISANTES (DD).** Une population appartient à cette catégorie lorsque l'information disponible sur son état de conservation reste inadéquate pour établir une évaluation, directe et/ou indirecte, du risque de son extinction.

**NON EVALUEE (NE).** Une population est considérée comme Non évaluée lorsqu'elle n'a toujours pas été évaluée selon ces critères.

# **Modèle de suivi et évaluation de l'état de conservation des populations d'amphibiens et de reptiles.**

## **B. Reptiles**

## 1. Introduction.

Les écosystèmes naturels sont actuellement sujets à de nombreux problèmes qui mettent en danger la survie de plusieurs espèces. L'anthropisation croissante, la dégradation des milieux naturels et la fragmentation des populations sont des phénomènes qui soulignent la nécessité de connaître, de manière précise et urgente, les espèces présentes dans une aire déterminée et leur abondance à moyen et long terme.

Un modèle de suivi et d'évaluation de l'état de conservation des populations de reptiles sont exposés dans cette partie. Il est représenté par :

- ❖ Un système de suivi adéquat pour chaque groupe d'espèces en fonction de ses caractéristiques
- ❖ Système d'évaluation de l'état de conservation
- ❖ Suivi de l'état de conservation au moyen de techniques de télédétection

## 2. Méthodologies pour le suivi des reptiles

La méthodologie d'échantillonnage diffère selon le genre étudié et ce, en fonction des caractéristiques écologiques de celui-ci.

### 2.1. Espèces aquatiques

#### 2.1.1. Propres des eaux douces

Elles sont représentées par les tortues et couleuvres aquatiques. Genres : *Emys*, *Mauremys* et *Natrix*.

**Méthodes de suivi :** Transect linéaire et échantillonnage systématique du lit du cours d'eau au moyen de nasses.

### 2.2. Espèces terrestres

#### 2.2.1. Mœurs nocturnes

Genres : *Tarentola*, *Hemidactylus*.

**Méthodes de suivi :** Méthode de la parcelle avec recensement nocturne.

#### 2.2.2. Mœurs diurnes

##### 2.2.2.1. Fouisseuses

Genres : *Blanus*, *Trogonophis*, *Chalcides*, *Psammophis*.

**Méthodes de suivi :** Echantillonnage systématique, prospectant des pierres.

#### 2.2.2.2. Non fouisseuses

Tortues terrestres.

**Méthode de suivi :** Méthode de la parcelle.

Lézards lacertidés des genres : *Acanthodactylus*, *Lacerta*, *Podarcis*, *Psammotromus*.

**Méthode de suivi :** Méthode de la parcelle et pièges pitfall.

Serpents des genres : *Coluber*, *Coronella*, *Malpolon*, *Vipera*.

**Méthode de suivi :** Echantillonnage systématique, prospectant des pierres et pièges « de paso ».

Autres espèces. Genres : *Agama*, *saurodactylus*, *Eumeces*, *Mesalina*.

**Méthode de suivi :** Méthode de la parcelle.

#### 2.2.2.3. Arboricoles

Caméléons.

**Méthode de suivi :** Méthode de la parcelle avec des recensements nocturnes.

### 3. Description des méthodes de suivi

#### 3.1. Procédures générales

Quoique les techniques d'échantillonnage puissent être distinctes, il existe des normes communes à toutes.

**Dates pour la réalisation du travail.** Etant donné le caractère poikilotherme du groupe d'animaux à étudier, les prospections sur le terrain auront lieu au printemps (mars, avril, mai) et en été (juin, juillet et août). Ces dates coïncident avec le maximum d'activité chez ces animaux.

**Climatologie.** Les prospections doivent se réaliser durant les jours à climatologie favorable : jours ensoleillés, sans vent, ni brouillard, ni pluie.

**Horaires.** 09h et 13h durant le jour. Les prospections nocturnes ne doivent commencer que l'obscurité est totale, vers 20 – 21h à l'aide de lampes frontales.

**Nombre de personnes.** Le nombre de personnes dépend des ressources humaines et économiques disponibles. Dans le cas de la présence de plus d'un observateur, les prospections doivent être indépendantes et les résultats, standardisé tenant en compte leur nombre.

**Aire à prospecter. Cartographie, GPS.**

**Données à noter. Voir fiche terrain.**

**Figure 1.** Fiche de terrain.

Espèces :		Lieu :		Pente :	
				%	
Localité :			Feuille :		Date :
Province :				Heure :	
Coordonnées : W			N		UTM
Altitude :		Durée :		Nb de personnes :	
	Espèces			Hauteur	Couverture
Arbres					
Arbustes					
Couverture Pierres-roches :				Sol :	
Habitat :					
Etat :			Menaces :		
Observations :					

**Biométrie.** Longueur corporelle, poids, sexe, âge, état de reproduction, marquage des individus.

**Plan de suivi.** Pour le suivi des populations et leur état de conservation, les prospections doivent être réalisées chaque année.

**Analyse des données.** Les résultats des prospections comporteront l'information suivante :

- ❖ Inventaire des espèces. Espèces observées ou détectées indirectement (mues, traces, carapaces, cadavres, etc.).
- ❖ Densité. Individu/ha.
- ❖ Structure de la population. Composition en individus selon chaque classe de taille et d'âge.

- ❖ Dynamique de la population. Uniquement pour les espèces abondantes et chez lesquelles les recaptures sont fréquentes.

## **3.2. Description de la méthodologie**

### **3.2.1. Transect linéaire de bande fixe**

Approprié pour la prospection d'espèces aquatiques. Il s'agit de réaliser des transects linéaires de longueur connue, le long de la rive d'un cours d'eau. Un total de 10 itinéraires de 100 m, séparés par au moins 50 m, sont sélectionnés. Les distances se mesurent à l'aide d'un mètre ou d'un GPS. La séparation entre les 10 itinéraires peut varier selon les caractéristiques de l'aire à prospector selon qu'il s'agisse d'une surface d'eau de grande ou de petite taille.

Durant le recensement, l'observateur parcourt chacun des 10 itinéraires à pied et comptabilise tous les animaux rencontrés dans une bande de 10 m (10 m vers l'intérieur de la surface d'eau et 10 m dans la marge terrestre). Les 10 transects se réalisent en une seule journée et de préférence durant les meilleures heures d'insolation.

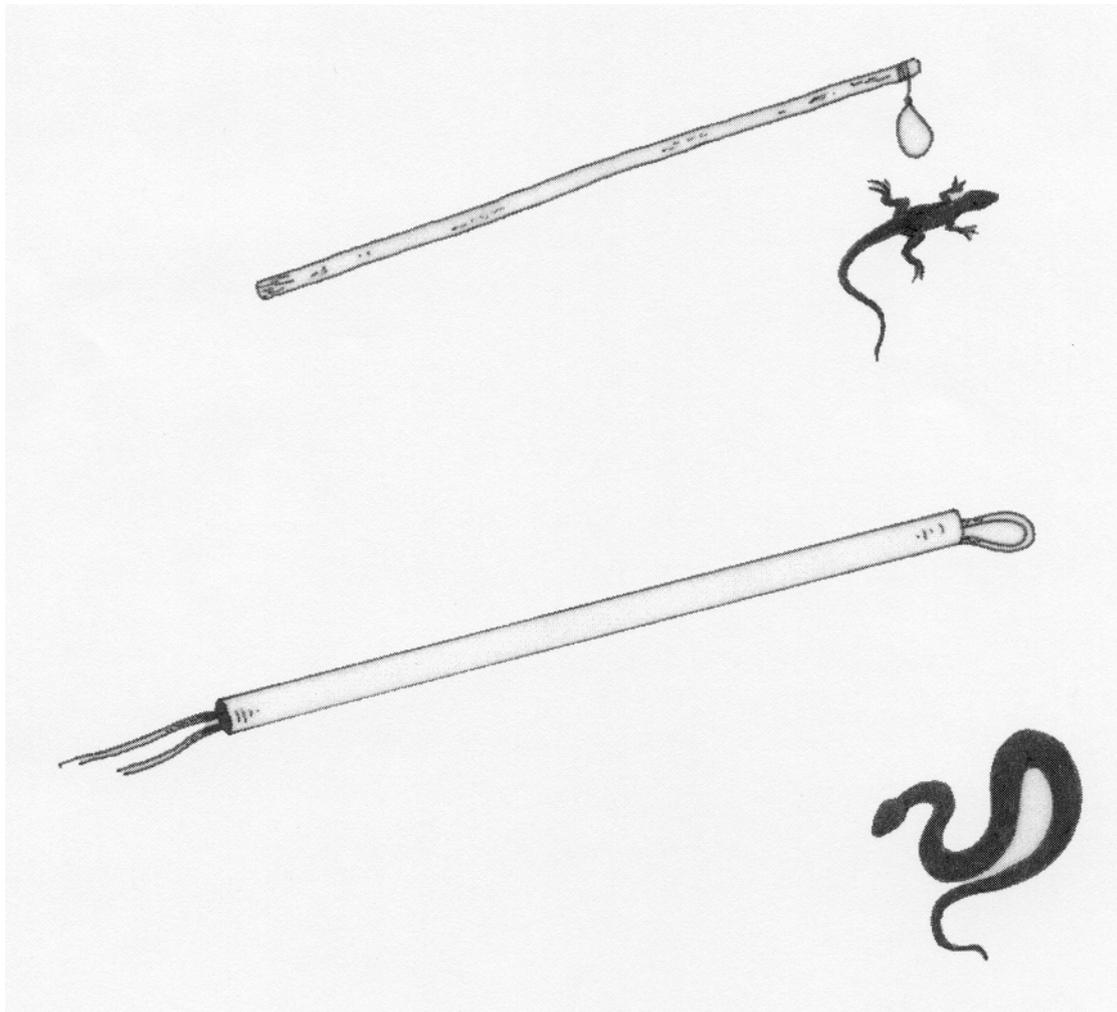
Chaque transect est considéré comme étant un échantillonnage indépendant. Les résultats sont standardisés en utilisant la mesure suivante : nombre d'individus et d'espèces détectés par personne-itinéraire-heure. Cette méthode est utile aussi bien pour les inventaires d'espèces que pour le suivi de populations.

### **3.2.2. Echantillonnage systématique du cours d'eau à l'aide de nasses.**

Cette méthode se base sur la capture d'exemplaires au moyen de nasses disposées sur le bord de l'eau. Les nasses doivent être orientées de telle manière que leur entrée soit dirigée vers le centre de la masse d'eau à prospector. Le tiers ou le quart de la partie supérieure de la nasse doit être émergée afin de permettre aux animaux piégés de respirer. Les nasses doivent de préférence contenir un appât à forte odeur telles que des sardines.

### **3.2.4. Méthode de la parcelle**

Cette méthode permet de compter les individus présents dans une parcelle dont la taille est connue. L'observateur parcourant la parcelle note tous les individus enregistrés lors du recensement. La prospection est considérée comme achevée lorsque toute la parcelle a été échantillonnée et qu'aucun individu n'apparaisse plus après un temps fixé auparavant (15 mn, par ex.). Afin de standardiser les résultats, la densité est calculée selon la formule : nombre d'individus rencontrés par personne-heure et unité de surface. Le recensement de chaque parcelle est réalisé en une seule journée, durant la période la plus favorable.



**Figure 2.** Différents types d'outils employés pour la capture des reptiles. Haut: noeud pour capture de lézards. Bas: canne avec noeud et corde coulante à l'intérieur pour capture de serpents et lézards de grande taille.

### **3.2.5. Echantillonnage systématique prospectant des pierres**

Dans ce cas, nous recenserons la présence de reptiles habitant en dessous de structures adéquates (pierres de tailles moyennes, troncs d'arbres, etc.) dans différents points du terrain choisi, selon une trame de 25 m de côté. Comme résultat, un total de 16 échantillonnages/ha sera réalisé ; le nombre de points s'ajuste à celui de la parcelle (ex : 8, si la surface est de la moitié d'un ha).

La personne qui réalise l'échantillonnage se place à l'une des extrémités de la parcelle et marque ce premier point de prospection par un petit drapeau enfoncé dans le sol. A partir de ce point les structures susceptibles d'abriter des reptiles sont soulevées à des rayons de 10 m.

Cet échantillonnage est réalisé au milieu de la journée et en climatologie favorable (sans pluie ni vent). Les résultats sont standardisés en présentant l'information de la manière suivante :

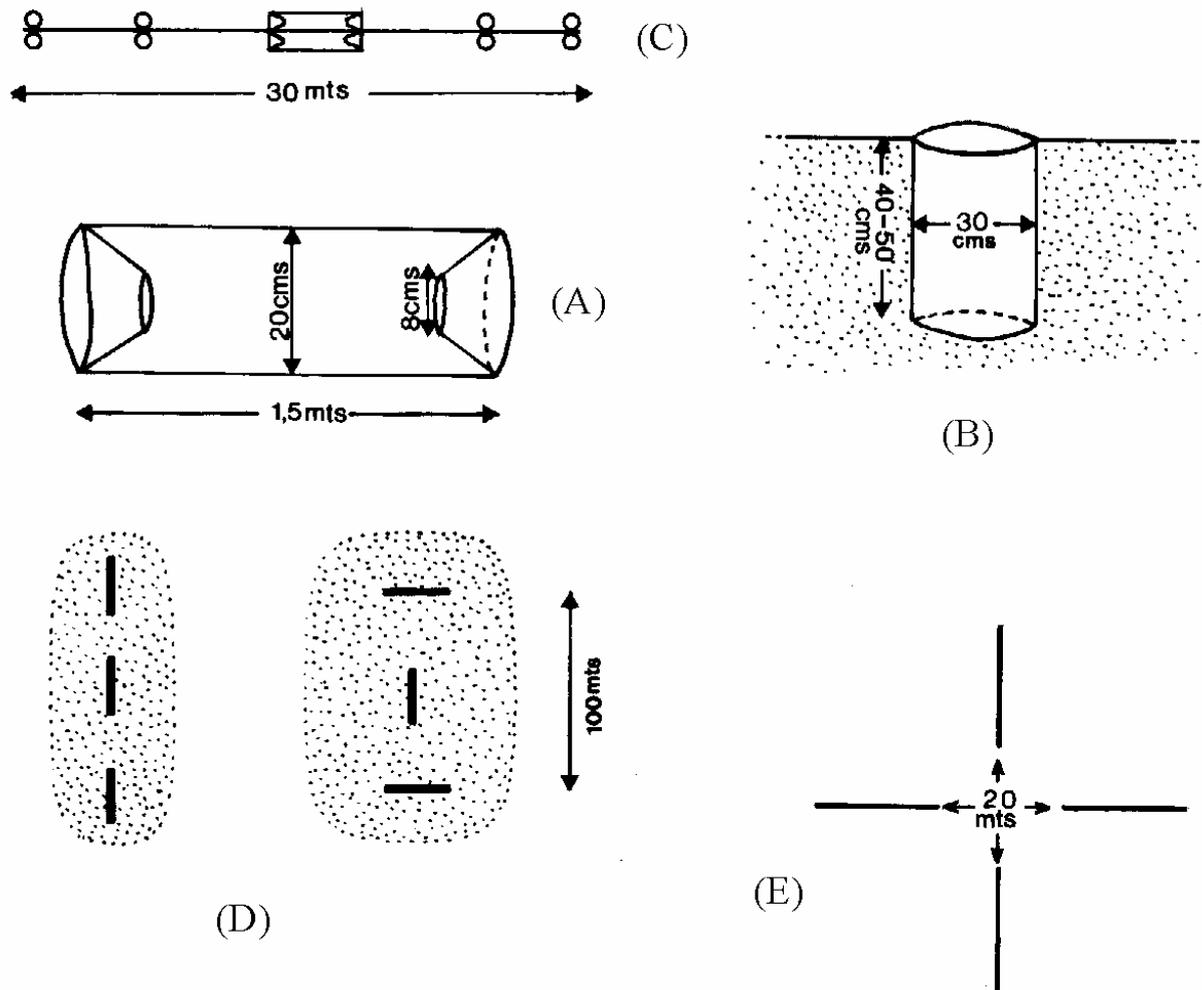
Nombre d'individu/ha. Le calcul se fait en fonction du nombre de points prospectés (16/ha).

Nombre d'individus/échantillonnage. Seuls les points qui ont été prospectés sont considérés.

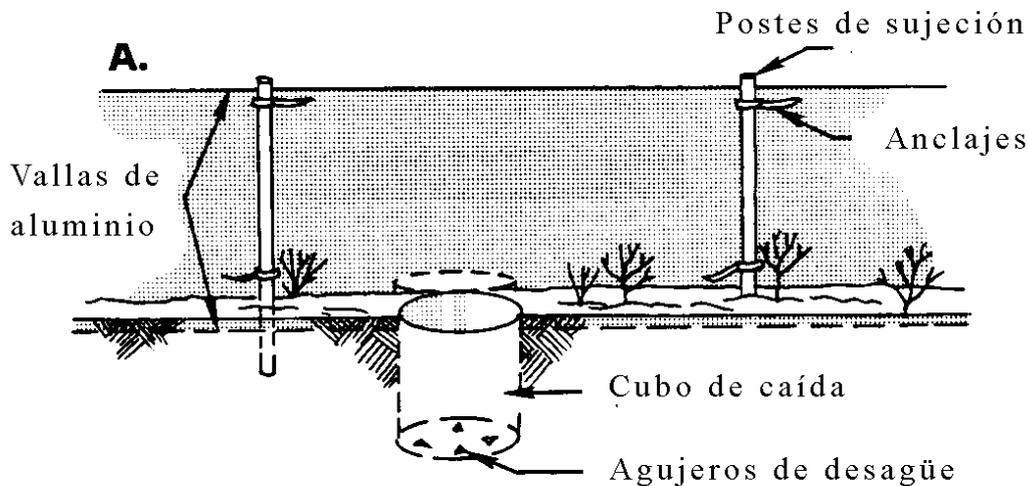
Cette méthode est utile pour les inventaires d'espèces et pour le suivi des populations.

### **3.2.6. Echantillonnage systématique à l'aide de pièges**

Cette méthode utilise des pièges de type « pit-falls » ou « funnel-trap » déposés sur le sol. Elle fournit une information sur la composition faunistique d'une zone et permet le calcul de l'abondance relative d'une espèce. Le piégeage s'effectue en deux sessions de 5 jours consécutifs (120 h) et doit être répété deux fois durant le printemps et deux en été. Les pièges doivent être vérifiés chaque jour, le matin durant cette période. Les exemplaires capturés sont mesurés, pesés et marqués avant de les libérer. Les résultats sont standardisés selon le nombre d'exemplaires capturés par piège et par jour.



**Figure 3.** Caractéristiques techniques des pièges « pitfall » (A) et « funneltrap » (B). Les deux types de pièges sont construits avec des cylindres de 30x40 cm (pitfall) et 1.5 m x 20 cm (funneltrap). Les barrières ont une longueur de 30 m (C) et s'emploient avec 8 pièges pitfall (représentés par des cercles) et 2 pièges funneltrap (représentés par des rectangles). D et E représentent deux exemples pratiques de la disposition des barrières d'interception et pièges sur le terrain.



**Figure 4.** Schéma de disposition des barrières d'interception et des pièges « pitfall » (modifié de Vogt & Hine 1982).

## 4. Procédures générales

Les techniques de suivi décrites ont pour objectifs l'utilisation d'une méthodologie standardisée applicable à n'importe quel type d'écosystème. Elles comportent une série d'étapes :

- ❖ Délimitation de l'aire géographique
- ❖ Caractérisation des unités environnementales
- ❖ Liste potentielle des espèces présentes
- ❖ Définir l'effort d'échantillonnage
- ❖ Planification du travail
- ❖ Travail de terrain
- ❖ Valorisation des résultats

### 4.1. Délimitation de l'aire géographique

Il est nécessaire de délimiter l'aire géographique car cela nous permettra de quantifier l'ampleur des investissements en moyens humains et économiques. Ex. zone réduite, telle qu'une petite île, ou bien de grande taille (une Province, un Parc National)

## **4.2. Caractérisation des unités environnementales**

Une fois l'aire à prospecter choisie, il faut caractériser les unités environnementales (UE) qui y sont présentes. Par définition, les UE sont des zones présentant des caractéristiques écologiques similaires.

*Exemples.* Etages bioclimatiques dans les systèmes montagneux, Les cours d'eau de haute montagne, les lagunes, les formations végétales plus ou moins homogènes, zones de culture etc.

## **4.3. Liste potentielle des espèces présentes**

Une liste potentielle des espèces présente dans chaque UE doit être élaborée, selon la bibliographie existante.

## **4.4. Définir l'effort d'échantillonnage**

La liste dressée pour chaque UE nous permettra de sélectionner le type de techniques appropriées. L'échantillonnage dans chaque UE doit être réalisé dans un nombre de parcelles (entre 5 et 10) favorables aux reptiles et où les possibilités de les trouver soient grandes. En principe, toute extension supérieure à 0.5 ha est adéquate. Afin d'éviter les interférences, les parcelles doivent être séparées d'une distance de 500 m.

## **4.5. Planification du travail**

La planification du travail a pour objectif d'optimiser les ressources humaines et économiques disponibles. Par exemple, il est recommandable de réaliser plusieurs échantillonnages durant la même journée tout en combinant la méthode de transect linéaire le long d'un cours d'eau avec la méthode de parcelle et la prospection de pierres avec recensements nocturnes.

## **4.6. Evaluation des résultats**

Avant la fin de chaque période, il est nécessaire d'évaluer les résultats obtenus afin de corriger les failles et de répéter (si nécessaire) les échantillonnages déficients.

#### **4.7. Plan de suivi**

Le procédé décrit ici sera répété chaque année, dans toutes les parcelles sélectionnées dans chaque UE.

### **5. Evaluation de l'état de conservation**

Les différentes méthodes citées présentent plusieurs avantages.

1. Applicables dans n'importe quel type d'habitat et sur n'importe quelle extension.
2. Les résultats obtenus sont comparables entre habitats quoique contrastés, et aussi entre années.
3. Ces méthodes fournissent une information sur la composition faunistique d'un habitat et dans plusieurs cas, sur la densité des espèces.

La répétition dans le temps, nous permettra d'analyser l'état de conservation et les tendances des populations chez bon nombre d'espèces.

#### **Critères d'évaluation**

Une première approximation se base sur l'analyse du nombre de parcelles où l'espèce est présente. Le suivi dans le temps d'un grand nombre de parcelles pourrait nous informer par exemple, de la diminution de l'aire de répartition de quelques espèces et dans quelques cas ; de la densité et de sa variation dans le temps.

Evaluer l'état de conservation d'une espèce pourrait se faire en suivant les critères de catalogation recommandés par l'IUCN. Les catégories considérées sont les suivantes :

En danger critique (CR)

En danger (EN)

Vulnérable (VU)

Moindre risque (MR)

L'inclusion d'une espèce dans une de ces catégories se base sur les critères suivants :

- A. Réduction de la population
- B. Distribution restreinte et diminution
- C. Population de petite taille ou déclin
- D. Très petite ou restreinte
- E. Analyse quantitative

La méthodologie citée permettrait dans ce cas évaluer les critères A, B, C et E.

## **Références bibliographiques.**

### **Amphibiens.**

- Bosch, J., I. Martínez-Solano & M. García-París (2001). Evidence of a Chytrid fungus infection involved in the decline of the common midwife toad (*Alytes obstetricans*) in protected areas of Central Spain. *Biological Conservation* 97:331-337.
- Carey, C., W.R. Heyer, J.W. Wilkinson, R.A. Alford, J.W. Arntzen, T. Halliday, L. Hungerford, K.R. Lips, E.M. Middleton, S.A. Orchard & A.S. Rand (2001). Amphibian declines and environmental change: use of remote-sensing data to identify environmental correlates. *Conservation Biology* 15:903-913.
- Fellers, G.M. & K.L. Freel (1995). *A standardized protocol for surveying aquatic amphibians*. Technical report NPS/WRUC/NRTR-95-01, National Biological service, Cooperative Park Studies Unit and University of California. Davis, California.
- Heyer, W.R., W. Donnelly, M.A. Donnelly, R.W. McDiarmid, L.C. Hayek & M.S. Foster (eds.) (1994). *Measuring and monitoring biological diversity. Standard methods for amphibians*. Smithsonian Institution Press. Washington.
- Lizana, M. & E.M. Pedraza (1998). The effects of UV-B radiation on toad mortality in mountainous areas of central Spain. *Conservation Biology* 12:703-707.
- Márquez, R., J.L. Olmo & J. Bosch (1995). Recurrent mass mortality of larval midwife toads *Alytes obstetricans* in a lake in the Pyrenean Mountains. *Herpetological Journal* 5:287-289.
- Middleton, E.M., J.R. Herman, E.A. Celarier, J.W. Wilkinson, C. Carey & R.J. Rusin (2001). Evaluating ultraviolet radiation exposure with satellite data at sites of amphibian declines in Central and South America. *Conservation Biology* 15:914-929.
- Tellería, J.L. (1986). *Manual para el censo de los vertebrados terrestres*. Raíces. Madrid.

### **Reptiles.**

- Aguilar R., Mas J. & Pastor X. 1995. Impact of Spanish swordfish longline fisheries on the loggerhead sea turtle *Caretta caretta* population in the

- western Mediterranean. In: Richardson, J.I. and Richardson, T.H. (Compilers), 1995. Proceedings of the 12<sup>th</sup> annual workshop on sea turtle biology and conservation, NOAA Technical Memorandum, NMFS, SEFSC-361: 25-29.
- Andreu A.C., Díaz-Paniagua C. & Keller C. 2000. La tortuga mora (*Testudo graeca* L.) en Doñana. Monografías en Herpetología, Vol. 5. Asociación Herpetológica Española.
- Ayres C. & Cordero A. 2000. Situación actual y perspectivas de conservación de *Emys orbicularis* en Galicia. Resúmenes del VI Congreso Luso-Español, X Congreso Español de Herpetología, Valencia 11-15 Julio 2000: 53.
- Barbadillo L.J., Lacomba J.I., Pérez-Mellado V., Sancho V. & López-Jurado L.F. 1999. Anfibios y reptiles de la Península Ibérica, Baleares y Canarias. GeoPlaneta.
- Bennet D. H., Gibbons J.W. & Franson J.C. 1970. Terrestrial activity in aquatic turtles. Ecology 51: 738-740.
- Blázquez M.C. 1993. Ecología de dos especies de colubridos *Malpolon monspessulanus* y *Elaphe scalaris* en Doñana (Huelva). Tesis doctoral. Universidad de Sevilla. Facultad de Biología. 294 pp.
- Brito J. C. & Crespo E. G. 2000. Analysis of the distribution of two vipers, *Vipera latasti* e *Vipera seoanei*, in a potential area for sympatry in the north-western part of the Iberian peninsula. Resúmenes del VI Congreso Luso-Español, X Congreso Español de Herpetología, Valencia 11-15 Julio 2000: 62.
- Bustard H.R. 1967. Locating nocturnal geckos by spotlight. Herpetologica 23: 310-311.
- Cagle F. R. 1946. The growth of the slider turtle, *Pseudemys scripta elegans*. American Midland Naturalist 36: 685-729.
- Camiñas J.A. 1988. Incidental captures of *Caretta caretta* L. with surface longlines in the Western Mediterranean. Rapport et Procès-Verbaux des Reunions de la Commission International pour l'Exploration Scientifique de la Mer Mediterranée, 31: 285.
- Camiñas J.A. 1996. Avistamientos y varamientos de tortuga boba *Caretta caretta* (Linnaeus, 1758) en el mar de Alborán y áreas adyacentes durante el periodo 1979-1994. Rev. Esp. Herp. 10: 109-116.
- Camiñas J.A. 1997. Capturas accidentales de tortuga boba *Caretta caretta* (Linnaeus, 1758) en el Mediterráneo occidental en la pesquería de palangre de superficie de pez espada (*Xiphias gladius* L.). International Commission for the Conservation of Atlantic tunas. Collective Volume of Scientific Papers, vol. XLVI: 446-455
- Camiñas J.A. 1998. Is the leatherback (*Dermochelys coriacea* Vandelli, 1761) a permanent species in the Mediterranean sea?. Rapport de Commission international de la Mer Méditerranée 35: 388-389.
- Camiñas J.A. & De La Serna J.M. 1995. The loggerhead distribution in the western Mediterranean Sea as detected from captures by the Spanish longline fishery. In: Llorente et al. (Eds.). Ciencia Herpetológica: 316-323.
- Camiñas J.A., De La Serna J.M. & Alot E. 1992. Loggerhead (*Caretta caretta* L.) frequency observed in the spanish surface long-line fisheries in the western mediterranean sea during 1989. Rapport et Procès-Verbaux des Reunions de la Commission International pour l'Exploration Scientifique de la Mer Mediterranée, 33: 286.

- Campbell H. W. & Christman S.P. 1982. Field techniques for Herpetofaunal community analysis. In: Herpetological communities. Wildlife Research Report 13: 193-200.
- Clarck D. R. 1966. A funnel trap for small snakes. Transactions of the Kansas Academie of Sciences 69: 91-95.
- Cuadrado M. 1997. Efectividad de los censos nocturnos de Camaleón común. Bol. Asoc. Herpetol. Esp. 8: 27-28.
- Da Silva E. 1993. Distribución de los Emídidos *Mauremys leprosa*, Schw. (1812) y *Emys orbicularis*, L. (1768), de la provincia de Badajoz. Factores que pueden influir en sus áreas de ocupación. Doñana, Acta Vert, 20: 260-266.
- Delibes A. & Salvador A. 1986. Censos de lacértidos en la Cordillera cantábrica. Rev. Esp. Herp. 1: 335-362.
- De Metrio G., Petrosino G., Matarrese A., Tursi A. & Montanaro C., 1983. Importance of the fishery activities with driftlines on the population of *Caretta caretta* (L.) and *Dermochelys coriacea* (L.) (Reptilia, Testudines), in the Gulf of Taranto. Oebalia IX: 43-53.
- Díaz-Paniagua C., Blázquez M. C., Keller C., Andreu A. C., Olmedo G. & Mateo, J. A. 1995. Observations on seasonal and dial surface activity of the Amphisbaenian *Blanus cinereus* in Southwestern Spain. Herpetological Journal 5: 217-220.
- Díaz-Paniagua C., Cuadrado M., Gaona P., Mateo J.A., Blázquez M.C., Andreu A.C., Keller C. y Gómez J.J. 1999. Estudio de las poblaciones de Camaleón común (*Chamaeleo chamaeleon*) en Andalucía: bases para el manejo y conservación de la especie. Parte I: Biología y dinámica de las poblaciones. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía. Sevilla.
- Dunham A.E., Morin P.J. & Wilbur H.M. 1988. Methods for the study of reptile populations. In Biology of the Reptilia. Gans C. & Huey R.B. (Eds.), pp. 331-386, A.R. Liss Inc. New York.
- Eckert K.L., Bjorndal K.A, Abreu-Grobois F.A. & Donnelly M. (Ed.). 1999. Research and management techniques for the conservation of sea turtles. UICN/SSC Marine Turtle Specialist Group Publication 4. 235pp.
- Fitch H.S. 1987. Collecting and life-history techniques. En: Snakes: Ecology and Evolutionary Biology. R. A. Seigel, J. T. Collins & S. S. Novak, eds. McGraw-Hill Publishing Co. New York: 143-164.
- Fretey J. 2001. Biogeography and Conservation of Marine Turtles of Atlantic Coast of Africa/Biogéographie et conservation des tortues marines de la côte atlantique de l'Afrique. CMS Technical Series. Publication N° 6, UNEO/CMS Secretariat, Bonn, Germany, 429 pp.
- Galán P. 1995. Ciclos de actividad de *Podarcis bocagei* en el noroeste ibérico. Rev. Esp. Herp. 9: 37-47.
- García-Márquez M., López-Jurado L.F. & Mateo J.A. 1999. Características reproductoras y procesos demográficos en una población de *Gallotia caesaris* (Lacertidae) en El Hierro (Islas Canarias). Monog. Herpetol. 4: 223-239.
- Gärdenfors U. 2001. Classifying threatened species at national versus global levels. Trends Ecology Evolution 16: 511-516.
- Gibbons J.W., Scott D.E., Ryan T.J., Buhlmann K.A., Tuberville T.D., Metts B.S., Greene J.L., Mills T., Leiden Y., Poppy S. & Winne C.T. 2000. The global decline of reptiles, Déjà vu amphibians. Bioscience 50: 653-666.

- Groombridge B. 1994. Marine turtles in the Mediterranean: distribution, population status, conservation. Nature and environment N° 48, Council of Europe Press, 98 p.
- Guyot G. & Clobert J. 1997. Conservation measure for a population of Hermanns tortoise, *Testudo hermanni* in southern France bisected by a major highway. Biological Conservation 79: 251-256.
- Hailey A. & Davies. P. M. 1987. Growth, movement and population dynamics of *Natrix maura* in a drying river. Herpetological Journal 1: 185-194.
- Heyer W.R., Donnelly M.A., McDiarmid R.W., Hayek L.A.C. & Foster M.S. 1994. Measuring and monitoring biological diversity: Standard methods for amphibians. Smithsonian Institution Press. Wash. 364 pp.
- López-Jurado L. F. & Mateo J. A. 1997. El lagarto gigante de El Hierro: bases para su conservación. Monografías de Herpetología, vol. 4.
- López-Pamo E., Baretino D., Antón-Pacheco C., Ortíz G., Arránz J. C., Gumiel J. C., Martínez-Pledel B., Aparicio M. & Montouto O. 1999. The extent of the Aznalcóllar pyritic sludge spill and its effects on soils. The Science of the Total Environment 242: 57-88.
- Marco A. 1996. Sedentarismo, áreas de campeo y selección de microhábitats en el lagarto verdinegro *Lacerta s chreiberi*. Doñana, Acta Vertebrata 23: 45-61.
- Margaritoulis D., Kousias N., Nicolopoulou G. & Teneketzis K. 1992. Incidental catch of sea turtles in Greece: The case of Lakonikos Bay. Proceedings of the Eleventh Annual Workshop on Sea Turtle Biology and Conservation. NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-302: 168-170.
- Márquez M.R. 1990. Sea turtles of the world. An annotated and illustrated catalogue of sea turtles species know to date. FAO Fisheries Synopsis N° 125, Vol. 11. Rome, FAO 81 p.
- Mateo J.A., Andreu A.C. y López-Jurado L.F. 1997. Las tortugas marinas de la Península Ibérica, Baleares, Azores, Madeira y Canarias: Introducción. En: Pleguezuelos, J.M. (ed.) 1997. Distribución y biogeografía de los Anfibios y Reptiles en España y Portugal. Monografías de herpetología, vol. 3. Asociación Herpetológica Española y Universidad de Granada. 542p.
- Mellado J., Giménez L., Gómez J. J. & Sanjuán M.. 2001. El Camaleón en Andalucía. Distribución actual y amenazas para su supervivencia. Fundación Alcalde Zoilo Ruíz-Mateos. Colección Rabeta Ruta. Rota. 147 pp.
- Miles D.B. 1994. Introduction to the Symposium: Contribution of long-term ecological research to current issues in the conservation of biological diversity. Amer. Zool. 34: 367-370.
- Pérez-Mellado V., Gil M.J., Guerrero F., Pollo C.J., Rodríguez-Merino E., Marco A. & Lizana M. 1988. Uso del espacio y del tiempo en *Lacerta monticola* de la Sierra de Gredos. *Graellsia* 44: 65-80.
- Pérez-Mellado V., Romero-Bevíá M., de la Torre A., Vicedo M. & García-Sirvent J. 1999. Habitat, distribución actual y tamaño de la población de *Gallotia simonyii* en la isla de El Hierro (Islas Canarias). Monog. Herpetol. 4: 27-41.
- Pleguezuelos J.M. 1986. Distribución altitudinal de los reptiles en las Sierras Béticas orientales. Rev. Esp. Herp., 1: 63-84.
- Pleguezuelos J.M. (ed.). 1997. Distribución y biogeografía de los Anfibios y Reptiles en España y Portugal. Monografías de herpetología, vol. 3. Asociación Herpetológica Española y Universidad de Granada. 542p.

- Salvador A. (coordinador). 1997. Reptiles. En Fauna Ibérica. Vol. 10. Ramos M.A. et al. (Eds.). Museo Nacional de Ciencias Naturales - CSIC. Madrid 705 pp.
- Sá-Sousa P. 2000. A predictive distribution model for the Iberian wall lizard (*Podarcis hispanica*) in Portugal. *Herpetological Journal* 10: 1-11.
- Tellería J.L. 1986. Manual para el censo de los vertebrados terrestres. Editorial Raíces, Madrid. 278 pp.
- Valeiras J., Alonso J.M., Urquiola E., Sagarminaga R. & Camiñas J.A. 2001. Informe inicial y protocolos de trabajo elaborados por el Grupo de trabajo de tortugas marinas con motivo de la nidificación de tortuga boba (*Caretta caretta*) en la playa de Vera (Almería). GMT-SEC, 28p.
- Vogt R.C. & Hine R. L. 1982. Evaluation of techniques for assessment of Amphibian and Reptile populations in Wisconsin. In: *Herpetological Communities*. Wildlife Research Report 13: 201-217.
- Whitaker A.H. 1967. Baiting pitfall traps for small lizards. *Herpetologica* 23: 309-310.
- Yoccoz N. G., Nichols J. D. & Boulinier T. 2001. Monitoring of biological diversity in space and time. *Trends in Ecology and Evolution*. 16: 446-453.