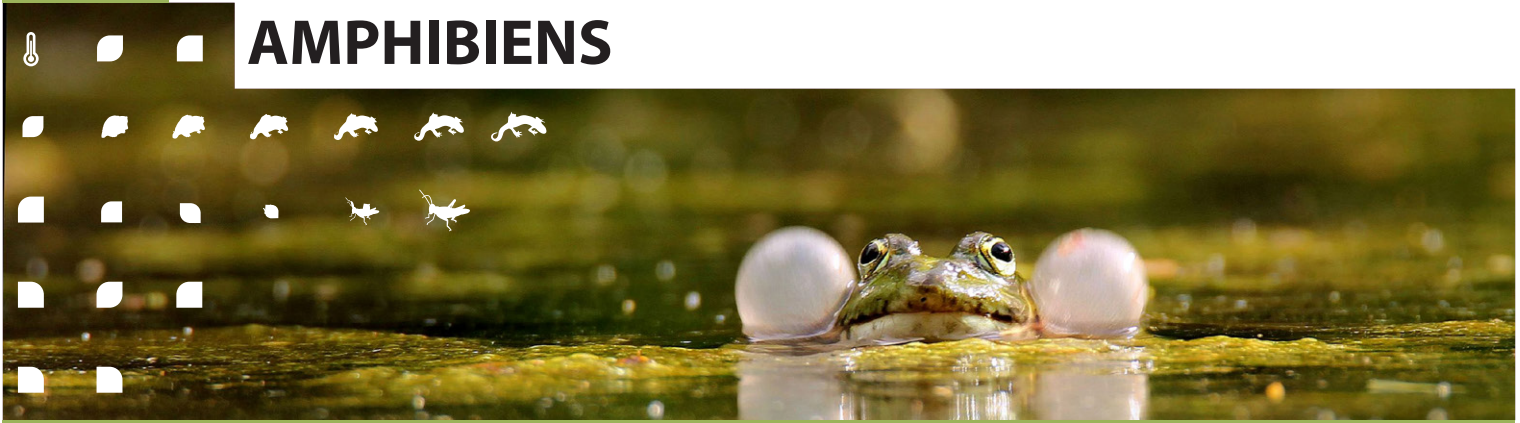


AMPHIBIENS



Description et principes du protocole

Application du protocole dans le cadre de suivi de travaux

L'indice d'intégrité du peuplement d'amphibiens est pertinent dans le cas de restauration et notamment de création d'un milieu même s'il présente un domaine d'application restreint. Les communautés amphibies et terrestres réagissent rapidement et significativement à un nouveau fonctionnement initié par des travaux de restauration.

Il n'existe pas de méthode unique de dénombrement applicable à l'ensemble des espèces d'amphibiens et aux différents stades de leur développement. La recherche des amphibiens, tant pour le suivi que pour l'inventaire, s'appuie sur plusieurs méthodes.

Certaines visent à rechercher les adultes, soit dans l'eau, soit sur terre, à l'aide de lampes, d'épuisettes ou au chant, d'autres à inventorier les larves. Tant pour le suivi que pour l'inventaire, la plupart de ces techniques sont utilisables et sont généralement utilisées de manière combinée par les herpétologues.

L'objectif du protocole est de réaliser un inventaire calibré et reproductible du peuplement d'amphibiens de la zone humide. Pour cela, il est nécessaire que les méthodes d'échantillonnage mises en place lors de la première campagne soient reproduites les années suivantes. Ce dernier doit être le plus complet possible dans un minimum de temps.

Méthode de mise en place

Type de données collectées

Les données collectées sont des informations de présence/absence des espèces (données qualitatives), complétées d'informations semi-quantitatives (voir paragraphe 2). Elles sont collectées sur un réseau de points d'observation afin d'alimenter l'analyse du peuplement sur l'ensemble du site.

Type d'échantillonnage

Afin de répartir la pression d'échantillonnage sur les différents milieux, une stratification est appliquée ; elle vise à échantillonner de manière représentative les différents habitats herpétologiques (annexe A2 P07) ; ils correspondent à une simplification de la liste des habitats odonatologiques produite par la S.F.O. libellules.org.

Limites

L'objectif est de ne pas passer plus d'une demi-journée par site et par session, quelle que soit la taille de la zone humide échantillonnée. Cependant, pour des sites d'une superficie supérieure à 2 000 ha, en fonction de la complexité et de la diversité des habitats, le seuil de 0,5 jour pourra éventuellement être augmenté dans la limite de 1 jour. D'un point de vue opérationnel, il est toutefois

recommandé de ne pas dépasser 4h d'inventaire (½ journée). Compte tenu du fait que certaines sessions sont nocturnes, le temps d'inventaire ne doit pas représenter une charge trop lourde de travail sur le terrain.

Il faut veiller à respecter une pression d'échantillonnage sur les habitats conforme à l'ensemble de la surface et à déployer les suivis de manière équitablement répartie sur la totalité du site.

Le protocole ne sera pas mis en œuvre les jours de pluie ou de vent important (c'est-à-dire présence de vagues même légères à la surface de l'eau).

Exemples : pour un site représentant 4 habitats herpétologiques répartis de manière homogène, un point par habitat sera réalisé, soit au total 4 points.

Pour un site présentant deux habitats herpétologiques, mais répartis de manière non homogène (un ruisseau et 5 mares), nous réaliserons un point (transect) sur le ruisseau et 2 mares seront tirées au sort soit au total 3 points d'échantillonnage pour le site.

Méthode de mise en place (suite)



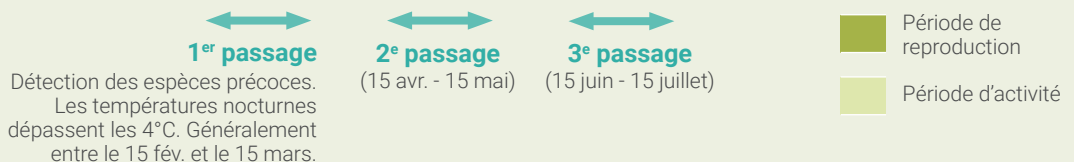
Il est prévu 3 visites annuelles par zone humide dont une de nuit. Les dates des visites sont déterminées en fonction des saisons de reproduction des espèces les plus représentatives de la région, et ne sont pas identiques sur l'ensemble du bassin de la Loire. La date de la première visite sera calée sur la période de reproduction des espèces dites précoces (*Rana temporaria*, *R. dalmatina*, *Bufo bufo*), elle sera idéalement réalisée de jour afin de faire une visite rapide préalable du site. Celle de la seconde visite sera axée sur la reproduction des espèces de mi-saison (*Bufo calamita*, *Hyla arborea*, *H. meridionalis*). Ces espèces étant plus facilement détectables de nuit grâce à leurs chants, le passage sera réalisé en début de soirée. Celle de la troisième visite visera la reproduction des espèces tardives (type grenouilles vertes) et l'émergence des premiers

imagos ainsi que la capture de larves de tritons bien développées et de gros têtards ; elle sera réalisée en journée. Il est important d'**utiliser les mêmes critères**, d'une année sur l'autre, pour fixer les dates des visites dans une région donnée et sur une zone déterminée (les premières sorties doivent être réalisées à partir de températures nocturnes proches de 4°C et après un épisode pluvieux).

Afin d'aider au déclenchement des prospections, il est possible de s'appuyer sur le tableau présenté ci-dessous résumant la phénologie des espèces pour une situation bioclimatique moyenne de l'ensemble du bassin de la Loire. Les espèces exotiques envahissantes ne sont pas prises en compte dans la saisonnalité des prospections.

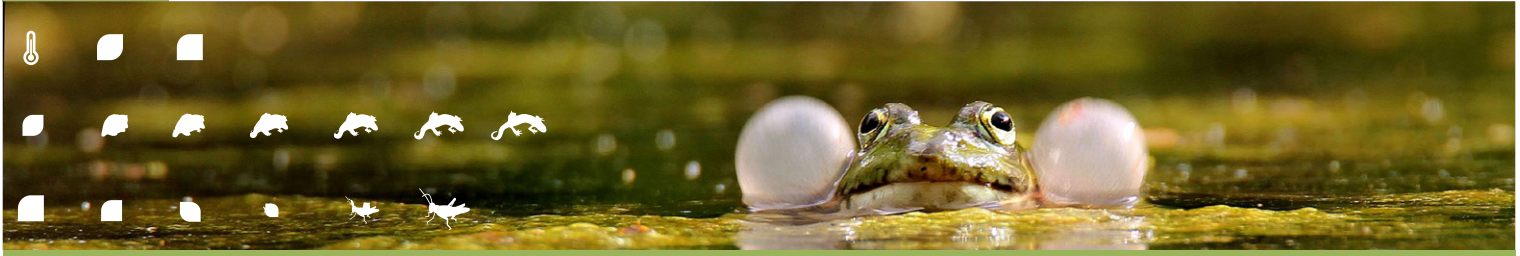
Tableau des visites selon les espèces adapté au bassin de la Loire

	JANV.	FÉV.	MARS	AVR.	MAI	JUIN	JUIL.	AOÛT	SEPT.	OCT.	NOV.
<i>Alytes obstetricans</i>											
<i>Bombina variegata</i>											
<i>Bufo bufo</i> , <i>B. spinosus</i>											
<i>Epidalea calamita</i>											
<i>Hyla arborea</i>											
<i>Hyla meridionalis</i>											
<i>Ichthyosaura alpestris</i>											
<i>Lissotriton helveticus</i>											
<i>Lissotriton vulgaris</i>											
<i>Lissotriton</i> (<i>Lissotriton</i> sp.)											
<i>Pelobates cultripes</i>											
<i>Pelobates fuscus</i>											
<i>Pelodytes punctatus</i>											
<i>Pelophylax</i> sp.											
<i>Rana dalmatina</i>											
<i>Rana temporaria</i>											
<i>Salamandra salamandra</i>											
<i>Triturus cristatus</i>											
<i>Triturus marmoratus</i>											



Certaines espèces sont plus facilement détectées de nuit ; c'est le cas notamment du crapaud calamite et des rainettes du fait de la puissance de leurs chants. D'autres informations sont plus accessibles de jour ; c'est le cas des pontes d'anoures que l'on détecte mieux à la lumière du jour. Selon les densités de certaines espèces, il est plus facile de rechercher les larves (100 à 400 fois plus nombreuses que les adultes) ; c'est le cas des tritons. En période de reproduction, les tritons sont plus actifs la nuit.

Ces constatations imposent donc d'utiliser plusieurs méthodes, quatre ayant été retenues ; l'écoute, la pêche à l'épuisette, la recherche à la torche et le piégeage. Ces méthodes sont détaillées dans leurs modalités de mise en œuvre au paragraphe suivant.



Méthode de mise en place (suite)

Le tableau, ci-dessous, résume l'articulation entre les différents protocoles et leur déploiement dans le temps au cours des différentes sessions.

- 1 - Épuisette de pisciculture
- 2 - Épuisette d'aquariophilie

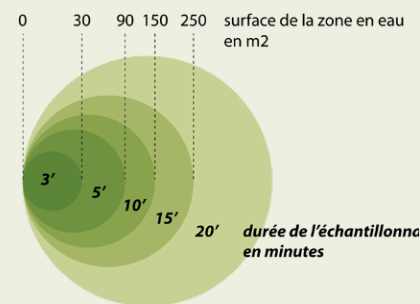
Session 1	Session 2	Session 3
Jour	Nuit	Jour
Écoute	Écoute	Écoute
	Torching	
Épuisette (1)	Épuisettes (1 et 2) ou piégeage	Épuisettes (1 et 2) ou piégeage

Choix des surfaces, linéaires, durée d'échantillonnage

Selon les méthodes employées (point d'écoute, épuisette, torching...), les critères pour déclencher la fin de l'échantillonnage pourront varier :

- **points d'écoutes** : après être arrivé sur le point, on laisse le calme se ré-installer (5 minutes), on en profite pour remplir la fiche terrain et on démarre l'écoute et la prise de notes pendant 10 minutes ;
- **épuisette** : le temps de pêche est proportionnel à la taille de la mare, un maximum de 20 minutes est proposé par point d'eau ; On trouvera dans la figure 1 les correspondances entre surface du point échantillonné et durée de l'échantillonnage. Au delà de 250 m² le temps consacré restera de 20 minutes et des portions caractéristiques du point d'eau seront échantillonnées. Pour les sessions 2 et 3, 1/4 du temps de la pêche à l'épuisette sera réalisé à l'aide d'une épuisette à mailles fines (type aquariophilie) à la recherche des larves et têtards. Le reste du temps (session 1 et 3/4 du temps des sessions 2 et 3), c'est une épuisette de pisciculture qui sera utilisée (tamis métallique à maille inférieure ou égale à 5 mm). Si l'épuisette ne peut être utilisée, l'usage de piège est préconisé.
- **recherche à la torche, « torching »** : 50 mètres de berges seront parcourus lentement en éclairant à l'aide d'une lampe torche puissante une zone de 2 mètres en bord de berge à la recherche des tritons notamment ; une pose de 5 minutes à mi-parcours sera réalisée (temps d'apnée d'un triton palmé).
- **piégeage** : dans les habitats en eau, 1 point d'échantillonnage correspond au maximum à 3 dispositifs de piégeage. Les pièges sont séparés de 5 mètres les uns des autres pour ne pas se priver mutuellement de captures, mais constituer un même lot de pièges non dispersés. Ils sont récupérés à la fin de la tournée des points

Figure 1 : surface des mares et temps d'échantillonnage



d'écoutes, après minimum 2h de pose. Le nombre de pièges à installer doit être en rapport avec la taille du point d'échantillonnage en respectant l'écart de 5 mètres entre 2 pièges, dans la limite maximum de 3 pièges. La mise en place du dispositif de piégeage doit être réfléchi de manière à ne pas porter atteinte aux individus capturés. Dans le cas

d'utilisation de nasses, il faut particulièrement limiter le risque de noyade en disposant des bouteilles en plastiques vides et bouchonnées à l'intérieur afin de garantir sa flottaison et laisser la possibilité aux individus piégés de respirer. De même, pour les nasses, il faut choisir une taille de maille suffisamment fine pour éviter que les tritons ne s'y coincent.

Les effectifs sont donnés de la manière suivante :

- **Adultes** : comptage en présence/absence, nombre en dessous de 10 individus autrement par classe d'abondance ;
- **Pontes** : présence/absence et classes d'abondance ;
- **Larves** : présence/absence et nombre d'individus comptés en dessous de 10 individus, sinon des classes d'abondance.

Classes d'abondance :

- classe 1 : 1 à 10 (indiquer le nombre exact),
- classe 2 : 11 à 50 (le nombre exact peut être noté s'il s'agit d'un suivi fin, pour les grands tritons par exemple),
- classe 3 : 51 à 500,
- classe 4 : + de 500.

Il est possible si souhaité de compter le nombre réel d'individus ou pontes au dessus de 10. Dans ce cas, cela est spécifié et la méthode toujours utilisée lors des autres campagnes.

Représentativité des données

Précision de l'information

La standardisation du protocole vise à éliminer les biais qui pourraient provenir de l'utilisation de protocoles différents et non calibrés. En encadrant la mise en œuvre des protocoles, elle contribue également à faire diminuer, à défaut de supprimer, le biais de l'expérimentateur. L'échantillonnage stratifié utilisant la représentation des différents milieux sur le site contribue également à ne pas sur-échantillonner un milieu plus qu'un autre en fonction de la personne qui réalise le relevé. Il convient de bien respecter le calendrier des sessions d'échantillonnage et de s'adapter à la phénologie des différentes espèces en fonction de la météorologie.

De plus la standardisation de la méthode permet de faciliter l'agrégation des données et d'homogénéiser la pression d'échantillonnage. Elle offre ainsi aux gestionnaires la possibilité de suivre l'évolution des populations à une échelle locale. La comparaison interannuelle de la structure du peuplement pourra permettre d'évaluer l'effet de perturbations en cas de restauration ou de pratiques de gestion sur la capacité

d'accueil en amphibiens. Pour cela, quels que soient les choix réalisés lors de la première campagne, le protocole réalisé doit être reproduit à l'identique les années suivantes.

Dans le cas où un opérateur serait accompagné par une autre personne, notamment en cas de passage nocturne, seules les observations constatées par l'opérateur sont à prendre en compte dans le protocole afin de ne pas créer un biais de pression d'observation.

Représentativité de l'information collectée

Sur le bassin du Rhône, grâce à l'analyse des données collectées via ce protocole sur des sites dont le peuplement amphibien était bien connu par ailleurs, l'efficacité du protocole a pu être estimée. La richesse observée est supérieure à 80 %. Elle passe de 81 à 86 % lorsque l'on intègre les espèces qui n'étaient pas connues avant de déployer le protocole.

Opérationnalité de la collecte

Compétence requise

Le protocole nécessite une assez bonne connaissance des amphibiens puisque outre la détermination de l'espèce à l'âge adulte, il convient de déterminer les têtards et les larves des différentes espèces.

Le faible nombre d'espèces permet à une personne inexpérimentée de donner un nom à une espèce au stade adulte relativement facilement ; cela devient un peu plus délicat au stade larvaire. Il existe aujourd'hui de bons outils (MIAUD C. et MURATET J., 2004 ; MURATET J., 2008) pour réaliser cette diagnose sur le terrain ; elle demande un peu de pratique pour débuter.

Temps moyen de collecte (coût)

Par habitat élémentaire ou point (mare, linéaire de berge...), il convient en moyenne d'estimer à 40 minutes le temps d'application du protocole et du remplissage de la fiche de terrain. Si les sites à échantillonner ne sont pas trop éloignés les uns des autres, il est possible de faire une dizaine de points par jour.

Temps de validation et de saisie des données

Le temps pour saisir les données pour un site sur l'ensemble des trois sessions n'excède pas la demi-journée.

Coût matériel/données/prestation/analyse

L'essentiel du matériel peut se résumer à : une épuisette de pisciculture (pour les imagos) [120 €] + épuisette d'aquariophilie (têtards, larves) [3 à 5 €], 3 dispositifs de piégeage (Amphicaps à fabriquer (MAILLET, 2013)), piège à bouteille ou nasses [10 à 15 € l'unité], enregistreur (pour soumettre ultérieurement l'identification à un expert) [80 €], lampe torche [90 €], loupe à main (x10) [15 €], ouvrages de détermination des têtards et larves [27 et 30 €], waders [60 à 100 €], jumelles...

Autorisations

Le recours à la capture d'amphibiens nécessite la demande préalable d'autorisation auprès de la DREAL de votre région. Il est important d'y préciser la méthode employée en cas de capture par piégeage, en n'hésitant pas à joindre les protocoles spécifiques ainsi que les mesures de précautions sanitaires mises en œuvre (contre la Chytridiomycose notamment, dont le protocole peut également être joint à la demande).

En annexe :

- la fiche de relevé de terrain (annexe 1 P07)
- les référentiels (annexe 2 P07)

Bibliographie

MAILLET, G., 2013. *Protocole commun de suivi des Amphibiens des mares à l'aide d'Amphicaps*. Cen Isère, Réserve naturelle nationale du Grand Lemps, Groupe RNF http://www.reserves-naturelles.org/sites/default/files/fichiers/protocole_amphibiens.pdf

MIAUD C. & MURATET J., 2004. *Identifier les œufs et les larves des amphibiens de France*. INRA Editions 200 p.

MURATET J., 2008. *Identifier les Amphibiens de France Métropolitaine*. Ed ECODIV, 291 p.