

DOLE ENVIRONNEMENT

Association loi 1901, agrément au titre de la protection de la nature n°1059.



Association gestionnaire de la Réserve naturelle nationale de l'Ile du Girard

La Visitation

27, rue de la Sous Préfecture, 39100 Dole

☎ 09 51 10 85 50 ✉ girard@espaces-naturels.fr

Dole le 15 décembre 2015

Monsieur le Directeur

DREAL Franche-Comté

Temis Center 3

17e rue Alain Savary - BP 1269

25005 BESANCON Cedex

Objet : Demande de dérogation pour la capture de spécimens d'espèces animales protégées

Dossier suivi par : Luc TERRAZ/ Sophie Daucourt

Monsieur le directeur,

Par le présent courrier nous vous demandons une dérogation pour la capture d'espèces animales protégées sur la réserve naturelle nationale de l'Ile du Girard. A ce titre nous joignons à ce courrier le CERFA n°13616*01 dûment rempli. Ce suivi se fera sous mon contrôle, et je pourrai être accompagné le cas échéant, par ma collègue Jérphine CLAIRET, garde technicienne sur la réserve, ainsi que deux stagiaires de la faculté de Dijon dont nous vous fournirons les identités et les jours d'intervention.

Le plan de gestion 2016-2020 prévoit dans l'opération CS12, la poursuite de l'inventaire des Amphibiens sur la réserve naturelle de l'Ile du Girard.

Objectif de l'opération :

Estimer l'abondance relative des espèces d'Amphibiens, en utilisant le protocole RNF de suivi des Amphibiens des mares à l'aide d'Amphicapt (nasses), en particulier les tritons, dans les sites aquatiques. La standardisation de la méthode de suivi 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. L'effet, que peuvent avoir les perturbations ou les pratiques de gestion sur la capacité d'accueil en Amphibiens, sera évaluable par comparaisons interannuelles de la structure du peuplement. Il s'agit ici de participer à un observatoire national de suivi des amphibiens pour dégager les tendances évolutives interannuelles de chaque espèce et ainsi pouvoir mettre en perspective les résultats obtenus localement et évaluer "l'effet Réserve".

La liste des espèces capturables et une illustration de l'Amphicapt sont en annexe de ce document.

Localisation :

Annexes hydrauliques de la réserve, trous d'eau en aval du barrage d'entrée.

Le suivi comprend **3 sessions** dans l'année :

- ✓ la 1ère en février-mars,
- ✓ la 2e en mai
- ✓ et la 3e en juillet

1ère session, fin février-début mars :

La 1ère session est différente des deux suivantes dans son déroulement. Il s'agit d'un repérage. En arrivant en fin d'après-midi, faire un point fixe d'écoute et d'observation de 5 min à proximité immédiate du site aquatique sur chaque point d'échantillonnage retenu. Le chant de plusieurs espèces étant émis sous l'eau, il est assez sourd et demande d'être assez proche pour être audible lorsqu'il s'agit d'un chanteur isolé.

- Chaque espèce identifiée est notée.
- La température de l'eau est relevée.
- Une photo de situation est prise pour mémoire.

2e session, en mai :

- 3 soirs de suite (ou inclus dans la même semaine si impossible autrement), vers 18h, 3 Amphicapt sont mis à l'eau à chaque point d'échantillonnage. Ils sont relevés le lendemain en début de matinée et sont donc vidés et laissés hors d'eau durant la journée.
- Les heures de pose et de retrait sont notées.
- Un thermomètre mini-maxi permet de noter l'écart de température de l'eau pendant la durée de mise à l'eau des pièges.
- Chaque amphibiens est identifié et sexé si possible. Il est pratique de vider petit à petit l'Amphicapt dans un bac plat en plastique blanc pour bien repérer les animaux. Une fois comptabilisés, les animaux sont remis de suite à l'eau. Il n'est pas toujours possible d'aller jusqu'à l'espèce dans la détermination des larves, ce n'est pas gênant pour le suivi. On notera par exemple les complexes Triton palmé/ponctué ou Triton crêté/marbré. (voir MURATET J. 2008. Identifier les Amphibiens de France métropolitaine. Guide de terrain. ECODIV. 291 p.)
- La quantité d'animalcules est notée (puces d'eau, etc.).
- Le nombre de prédateurs est noté : poissons, écrevisses, sangsues, dytiques, libellules (les Ecrevisses américaines, Poissons-chats et autres Perches soleil ne sont pas remis à l'eau).
- En arrivant le 1er soir, faire le même point fixe d'écoute et d'observation de 5 min que lors du 1^{er} passage sur chaque point d'échantillonnage.
- Une photo de situation est prise pour mémoire.

3e session, en juillet :

Même opération en tous points qu'en mai (point d'écoute compris).

Cette dernière session concernera surtout les larves, elle peut prendre plus de temps au moment du relevé.

Nous sommes à votre disposition pour vous fournir tous les renseignements que vous jugerez nécessaires.

Je vous prie de croire, Monsieur, à l'expression de mes respectueuses salutations.

TOPIN Frédéric Conservateur Réserve Naturelle Ile du Girard
P/O
BOICHUT, Jean-Marie Président de Dole Environnement



Annexes

1) Les Amphibiens de la RN

(Sources principales : Goudot et Terraz-1975, Craney et Pinston-1998, Terraz-1995/2000, PARIS-2006, TOPIN 09 14)

Noms latins	Noms vernaculaires	1975	1992	1999	2006	2008	09 14
<i>Alytes obstetricans</i>	Crapaud accoucheur	x	x				
<i>Bombina variegata</i>	Sonneur à ventre jaune				?		
<i>Bufo bufo</i>	Crapaud commun	x	x	x	x	x	x
<i>Bufo calamita</i>	Crapaud calamite	x	x				
<i>Hyla arborea</i>	Rainette verte	x	x				
<i>Rana dalmatina</i>	Grenouille agile				x	x	x
<i>Rana kl. esculenta</i>	Grenouille verte	x	x	x	x	x	x
<i>Rana lessonae</i>	Grenouille de Lesson			x	x	x	x
<i>Rana ridibunda</i>	Grenouille rieuse			x	x	x	x
<i>Rana temporaria</i>	Grenouille rousse	x	x	x	x	x	x
<i>Salamandra salamandra</i>	Salamandre tachetée	x	x	x			
<i>Triturus alpestris</i>	Triton alpestre	x					x
<i>Triturus cristatus</i>	Triton crêté		x				
<i>Triturus helveticus</i>	Triton palmé	x		x	x	x	x
<i>Triturus vulgaris</i>	Triton ponctué	x		x	x	x	x
		10	8	8	9	8	9

2) Amphicapt



DEMANDE DE DÉROGATION
 POUR LA CAPTURE OU L'ENLÈVEMENT *
 LA DESTRUCTION *
 LA PERTURBATION INTENTIONNELLE *
DE SPÉCIMENS D'ESPÈCES ANIMALES PROTÉGÉES
 * cocher la case correspondant à l'opération faisant l'objet de la demande

Titre I du livre IV du code de l'environnement
 Arrêté du 19 février 2007 fixant les conditions de demande et d'instruction des dérogations
 définies au 4° de l'article L. 411-2 du code de l'environnement portant sur des espèces de faune et de flore sauvages protégées

A. VOTRE IDENTITÉ

Nom et Prénom :
 ou Dénomination (pour les personnes morales) : Association Dole Environnement
 Nom et Prénom du mandataire (le cas échéant) : TOPIN Frédéric
 Adresse : N° 23 Rue de la Sous-Préfecture
 Commune Dole
 Code postal 39100
 Nature des activités : Protection de l'Environnement
 Qualification : Maître de l'environnement - Conservateur Réserve Naturelle Nationale

B. QUELS SONT LES SPÉCIMENS CONCERNÉS PAR L'OPÉRATION

Nom scientifique Nom commun	Quantité	Description (1)
B1 <u>AMPHIBIENS</u>		<u>Voir annexe des espèces capturables en annexe du courrier joint.</u>
B2		
B3		
B4		
B5		

(1) nature des spécimens, sexe, signes particuliers

C. QUELLE EST LA FINALITÉ DE L'OPÉRATION *

Protection de la faune ou de la flore	<input type="checkbox"/>	Prévention de dommages aux cultures	<input type="checkbox"/>
Sauvetage de spécimens	<input type="checkbox"/>	Prévention de dommages aux forêts	<input type="checkbox"/>
Conservation des habitats	<input type="checkbox"/>	Prévention de dommages aux eaux	<input type="checkbox"/>
Inventaire de population	<input checked="" type="checkbox"/>	Prévention de dommages à la propriété	<input type="checkbox"/>
Etude écoéthologique	<input type="checkbox"/>	Protection de la santé publique	<input type="checkbox"/>
Etude génétique ou biométrique	<input type="checkbox"/>	Protection de la sécurité publique	<input type="checkbox"/>
Etude scientifique autre	<input type="checkbox"/>	Motif d'intérêt public majeur	<input type="checkbox"/>
Prévention de dommages à l'élevage	<input type="checkbox"/>	Détention en petites quantités	<input type="checkbox"/>
Prévention de dommages aux pêcheries	<input type="checkbox"/>	Autres	<input type="checkbox"/>

Préciser l'action générale dans laquelle s'inscrit l'opération, l'objectif, les résultats attendus, la portée locale, régionale ou nationale :

Suite sur papier libre

D. QUELLES SONT LES MODALITÉS ET LES TECHNIQUES DE L'OPÉRATION
 (renseigner l'une des rubriques suivantes en fonction de l'opération considérée)

DE LA CAPTURE OU ENLÈVEMENT *

Capture définitive Préciser la destination des animaux capturés :

Capture temporaire avec relâcher sur place avec relâcher différé

S'il y a lieu, préciser les conditions de conservation des animaux avant le relâcher :

S'il y a lieu, préciser la date, le lieu et les conditions de relâcher :

- Capture manuelle Capture au filet
Capture avec époussette Pièges Préciser : *Nasses (Amphicapt)*
Autres moyens de capture Préciser :
Utilisation de sources lumineuses Préciser :
Utilisation d'émissions sonores Préciser :
Modalités de marquage des animaux (description et justification) :

Suite sur papier libre

D2. DESTRUCTION *

- Destruction des nids Préciser :
Destruction des œufs Préciser :
Destruction des animaux Par animaux prédateurs Préciser :
Par pièges létaux Préciser :
Par capture et euthanasie Préciser :
Par armes de chasse Préciser :
Autres moyens de destruction Préciser :

Suite sur papier libre

D3. PERTURBATION INTENTIONNELLE *

- Utilisation d'animaux sauvages prédateurs Préciser :
Utilisation d'animaux domestiques Préciser :
Utilisation de sources lumineuses Préciser :
Utilisation d'émissions sonores Préciser :
Utilisation de moyens pyrotechniques Préciser :
Utilisation d'armes de tir Préciser :
Utilisation d'autres moyens de perturbation intentionnelle Préciser :

Suite sur papier libre

E. QUELLE EST LA QUALIFICATION DES PERSONNES CHARGÉES DE L'OPÉRATION *

- Formation initiale en biologie animale Préciser :
Formation continue en biologie animale Préciser :
Autre formation Préciser :

F. QUELLE EST LA PÉRIODE OU LA DATE DE L'OPÉRATION

Préciser la période :
ou la date :

G. QUELS SONT LES LIEUX DE L'OPÉRATION

Régions administratives : *franche - Comte*
Départements : *Jura*
Cantons :
Communes : *Parcey, Gevry, Molay, Rahon*

H. EN ACCOMPAGNEMENT DE L'OPÉRATION, QUELLES SONT LES MESURES PRÉVUES POUR LE MAINTIEN DE L'ESPÈCE CONCERNÉE DANS UN ÉTAT DE CONSERVATION FAVORABLE *

- Relâcher des animaux capturés Mesures de protection réglementaires
Renforcement des populations de l'espèce Mesures contractuelles de gestion de l'espace
Préciser éventuellement à l'aide de cartes ou de plans les mesures prises pour éviter tout impact défavorable sur la population de l'espèce concernée :

Suite sur papier libre

I. COMMENT SERA ÉTABLI LE COMPTE RENDU DE L'OPÉRATION

Bilan d'opérations antérieures (s'il y a lieu) : *Bilan de suivi antérieurs*

Modalités de compte rendu des opérations à réaliser : *voir détail sur le courrier joint*

* cocher les cases correspondantes

La loi n° 78-17 du 6 janvier 1978 relative à l'informatique, aux fichiers et aux libertés s'applique aux données nominatives portées dans ce formulaire. Elle garantit un droit d'accès et de rectification pour ces données auprès des services préfectoraux.

Fait à *DOLF*
le *15/12/15*
Votre signature *[Signature]*



Photos : Grégory MAILLET

Protocole commun de suivi des Amphibiens des mares à l'aide d'*Amphicapt*s

En partenariat avec la SHF



Le groupe "**Amphibiens et Reptiles**" de la **commission scientifique de RNF** a initié dès 2005 un travail d'enquête et de mise en réseau sur le thème des amphibiens et des reptiles auprès de gestionnaires de réserves naturelles et d'autres espaces naturels (PNR, CEN, PN, etc.), d'associations de protection ou d'éducation à l'environnement (SHF, CPIE, etc.) et d'autres institutions. Il a pour objectifs :

- d'améliorer la connaissance et la prise en compte de ces deux groupes par les gestionnaires et alimenter un observatoire national;
- de synthétiser les retours d'expériences pour optimiser, valider et proposer des techniques d'inventaire et de suivi des peuplements;
- de mesurer l'effet "Réserve" dans la conservation de ces groupes;
- de participer aux programmes de recherche sur les aspects sanitaires, etc.

RNF et la SHF ont signé une convention cadre en 2013 visant à formaliser le partenariat entre ces deux structures pour la connaissance et la promotion des Amphibiens et des Reptiles.

Dans un souci d'harmonisation et de cohérence des protocoles proposés au niveau national, le présent document est une adaptation de celui issu de la collaboration entre plusieurs partenaires (**SHF, CPIE, ONF, MNHN vigie-nature**) intitulé "**Suivi PopAmphibiens spécifique**" et disponible en téléchargement à l'adresse suivante :
<http://lashf.fr/Dossiers/2012/f%C3%A9vrier/Protocole%20POPAMPHIBIEN%20ABONDANCE%20ESPECES%20CIBLES.pdf>

Ce rapport (Rédaction et photographies de G. Maillet / CEN Isère - Réserve naturelle nationale du Grand Lemps), s'appuie sur des discussions menées au sein du groupe "Amphibiens et reptiles". Il est destiné au gestionnaire d'espace naturel désireux de mettre en place un suivi des amphibiens pertinent et reproductible permettant ainsi d'évaluer l'évolution du peuplement sur le site.

Sommaire :

OBJECTIFS	p 3
PROTOCOLE	p 4
ANALYSE	p 8
MATERIEL	p 9
CONCLUSION	p 15
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	p 16

Objectifs :

La régression des amphibiens est générale. Les espèces qui utilisent les mares sont tout particulièrement confrontées à la disparition et à la dégradation de leur milieu de vie, que ce soit par pollution ou du fait par exemple de l'introduction de poissons. Plusieurs de ces amphibiens revêtent aujourd'hui un enjeu patrimonial. Il est important d'être en capacité d'évaluer cette dynamique. Ce sont des animaux difficiles à appréhender, discrets car ayant une activité surtout nocturne et se déroulant sous la surface de l'eau. Les gestionnaires de Réserves naturelles ont manifesté, en créant le groupe projet "Amphibiens et Reptiles" de RNF, le besoin de développer une méthode opérationnelle, non impactante, standard et validée.

Le but du présent protocole est d'estimer l'abondance relative des espèces d'Amphibiens, en particulier les tritons, dans les sites aquatiques.

Une des questions soulevée par le groupe RNF est la possibilité et la pertinence de suivre les larves d'amphibiens.

La standardisation de la méthode de suivi 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. L'effet, que peuvent avoir les perturbations ou les pratiques de gestion sur la capacité d'accueil en Amphibiens, sera évaluable par comparaisons interannuelles de la structure du peuplement.

Un des objectifs de l'intégration du protocole des gestionnaires de RN dans la démarche du réseau herpétologique de la SHF est de participer à un observatoire national de suivi des amphibiens pour dégager les tendances évolutives interannuelles de chaque espèce et ainsi pouvoir mettre en perspective les résultats obtenus localement et évaluer "l'effet Réserve".

Il est en effet primordial pour le suivi de ces animaux très sensibles, en particulier aux aléas climatiques, de rapporter les variations d'effectifs mesurées sur le site à un contexte global. Une baisse d'un tiers mesurée sur un site est par exemple un bon signe quand ailleurs l'espèce n'atteint que la moitié de ses effectifs habituels.

Ces différences de variations seront également mesurables si le réseau de sites suivis par Amphicapt est suffisamment étoffé.

Pour répondre au besoin de disposer d'une méthode d'investigation non perturbante pour le milieu, les gestionnaires ont rejeté l'usage de la traditionnelle épuisette.

L'expérience montrant que les suivis écologiques nécessitent une grande rigueur dans leur mise en oeuvre et donc du personnel permanent et qualifié, car le bénévolat montre ses limites dans la survenue d'aléas difficiles à anticiper. Pour limiter la contrainte, il faut donc développer une méthode adaptée aux horaires habituels de travail.

Pour que l'effort d'échantillonnage soit le plus constant possible, et que le biais dû à l'observateur soit minimisé, le choix s'est porté sur l'utilisation de nasses.

Après différents tests, l'adaptation de pièges basés sur un seau percé d'entonnoirs a été retenue : l'Amphicapt.



Protocole :

Pour intégrer le cadre général du protocole PopAmphibien communauté, tel que proposé en 2013 par la SHF, des compléments (points d'écoute et passage de fin d'hiver) ont été ajoutés dans la méthodologie ci-après.

Localisation des points d'échantillonnage :

Le protocole suivant concerne le suivi de la batrachofaune d'une aire d'étude choisie. Celle-ci est définie par le temps nécessaire à sa prospection, elle-même déterminée par le nombre de pièces d'eau. Si on compte sur une mise en oeuvre par une personne seule, il est raisonnable de rester sur une aire à suivre regroupant au plus une dizaine de points d'échantillonnage.

Toutes les pièces d'eau incluses dans l'aire géographique retenue doivent être suivies.

1 point d'échantillonnage correspond à un lot de 3 Amphicapt et 1 point d'écoute.

Les seaux 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.

Sur une **petite pièce d'eau**, telle une mare, on place 1 point d'échantillonnage.

Dans les **très petites pièces d'eau** inférieures à 10 m², le point d'échantillonnage correspondra dans ce cas à 1 seul Amphicapt.

Sur une **étendue d'eau plus vaste**, tel un étang, on peut choisir de suivre les différents faciès en plaçant autant de points d'échantillonnage que nécessaire pour être représentatif (queue d'étang, digue, ripisylve, etc.). Il est également possible de ne suivre qu'un point d'échantillonnage sur le secteur jugé le plus favorable (en général la queue d'étang végétalisée), qui peut donc éventuellement se déplacer interannuellement, il est alors considéré comme échantillon représentatif. En cas de difficulté à choisir les points d'échantillonnage, il est possible de trouver conseil auprès du coordinateur régional de la SHF.

Il est pertinent de suivre plusieurs pièces d'eau simultanément pour observer le fonctionnement en métapopulation et les reports éventuels des unes vers les autres.

Période :

Le suivi comprend **3 sessions** dans l'année :

- la 1^{ère} en février-mars,
- la 2^e en mai
- et la 3^e en juillet.

L'ensemble des opérations se déroule la journée, en début de matinée et fin d'après-midi.

Pour suivre de nombreux points d'échantillonnage, en dehors de la possibilité de fabriquer de nombreux Amphicapt, il est possible de séquencer les suivis par semaines. On notera alors l'ordre des suivis pour le reproduire les années suivantes. Cette solution est souhaitable pour éviter que le temps nécessaire au relevé matinal ne repousse tard dans la matinée le dernier, laissant les animaux en attente à la chaleur de midi. Au delà de 3 pièces d'eau suivies, il devient difficile d'être assez rapide de tout relever avant l'insolation des seaux, surtout en juillet.

Sur le papier, il est donc possible pour une personne de suivre 30 points d'échantillonnage sur le mois, mais dans la pratique, il est difficile de caler les 3 passages nécessaires par session (voir ci-après), surtout au cours du mois de mai entrecoupé de jours fériés.

1ère session, fin février-début mars :

La 1ère session est différente des deux suivantes dans son déroulement. Il s'agit d'un repérage.

En arrivant en fin d'après-midi, faire un point fixe d'écoute et d'observation de 5 min à proximité immédiate du site aquatique sur chaque point d'échantillonnage retenu. Le chant de plusieurs espèces étant émis sous l'eau, il est assez sourd et demande d'être assez proche pour être audible lorsqu'il s'agit d'un chanteur isolé.

Chaque espèce identifiée est notée.

La température de l'eau est relevée.

Une photo de situation est prise pour mémoire.

2e session, en mai :

3 soirs de suite (ou inclus dans la même semaine si impossible autrement), vers 18h, 3 Amphicaps sont mis à l'eau à chaque point d'échantillonnage. Ils sont relevés le lendemain en début de matinée et sont donc vidés et laissés hors d'eau durant la journée.

Les heures de pose et de retrait sont notées.

Un thermomètre mini-maxi permet de noter l'écart de température de l'eau pendant la durée de mise à l'eau des pièges.

Chaque amphibiens est identifié et sexé si possible. Il est pratique de vider petit à petit l'Amphicapt dans un bac plat en plastique blanc pour bien repérer les animaux. Une fois comptabilisés, les animaux sont remis de suite à l'eau. Il n'est pas toujours possible d'aller jusqu'à l'espèce dans la détermination des larves, ce n'est pas gênant pour le suivi. On notera par exemple les complexes Triton palmé/ponctué ou Triton crêté/marbré. (voir MURATET J. 2008. Identifier les Amphibiens de France métropolitaine. Guide de terrain. ECODIV. 291 p.)

La quantité d'animalcules est notée (puces d'eau, etc.).

Le nombre de prédateurs est noté : poissons, écrevisses, sangsues, dytiques, libellules (les Ecrevisses américaines, Poissons-chats et autres Perches soleil ne sont pas remis à l'eau).

En arrivant le 1er soir, faire le même point fixe d'écoute et d'observation de 5 min que lors du 1er passage sur chaque point d'échantillonnage.

Une photo de situation est prise pour mémoire.

3e session, en juillet :

Même opération en tous points qu'en mai (point d'écoute compris).

Cette dernière session concernera surtout les larves, elle peut prendre plus de temps au moment du relevé.

Suivis des Amphibiens

dans le cadre du protocole PopAmphibiens RNF/SHF



EXEMPLE

Fiche de relevé

Site	Pièce d'eau	Point échantillonnage	Commune	Dpt
Tourbière du Grand Lemps	Mare de l'Orge	1	Châbons	38

Année	Date	Opérateur soir	Opérateur matin
2013	15 / 05	G MAILLET / CEN Isère	G MAILLET / CEN Isère

T °C atmo	T °eau mini	T °eau maxi	Latitude	Longitude
14	6	15	841025,7117 L2E	2053326,1761 L2E

Remarques sur le milieu

Des vaches s'abreuvent dans la mare. Eau trouble.
Echelle limnimétrique : 84 cm.

Triton palmé	Triton ponctué	Triton alpestre	Triton crêté	Salamandre	G rousse	G agile	G verte	C commun	AUTRE	Remarques
--------------	----------------	-----------------	--------------	------------	----------	---------	---------	----------	-------	-----------

Amphicapt n°1A	Heure de pose		17h08		Heure de retrait		9h05	
Mâles	11	10	3					
Femelles	7	6	5					
Larves					21		54	
Indéterminés								
Animalcules : 0 < 10 < 20 < 50 < 100 < +								
Nb de poissons : 0		Nb de dytiques : 1		Nb de libellules : 1		Nb de sangsues : 0		

Amphicapt n°1B	Heure de pose		17h11		Heure de retrait		9h25	
Mâles	8	9	1					1 palmé patte atrophiée
Femelles	12	8	7					
Larves					12		204	
Indéterminés								
Animalcules : 0 < 10 < 20 < 50 < 100 < +								
Nb de poissons : 0		Nb de dytiques : 0		Nb de libellules : 0		Nb de sangsues : 0		

Amphicapt n°1C	Heure de pose		17h13		Heure de retrait		9h42	
Mâles	5	11	8					
Femelles	2	6	3					
Larves				1	15		3	1 Rainette
Indéterminés								
Animalcules : 0 < 10 < 20 < 50 < 100 < +								
Nb de poissons : 0		Nb de dytiques : 3		Nb de libellules : 1		Nb de sangsues : 0		

Analyse :

Pour la saisie standard des données renseignées dans la fiche précédente, un fichier Excel est disponible en téléchargement sur le site de RNF à l'adresse suivante :

http://www.reserves-naturelles.org/sites/default/files/private/tableur_amphibiens.xls

L'utilisation de ce format commun permet les imports dans SERENA et facilite les agrégations de données pour produire rapidement des synthèses en retour d'information.

Les 3 sessions réparties sur l'année permettent de toucher potentiellement toutes les espèces. Il sera donc possible de discuter des différences entre le cortège observé et celui attendu.

Le suivi des différentes pièces d'eau d'une même aire permet d'évaluer l'occurrence de ces espèces. Il faut échantillonner l'ensemble des sites aquatiques de cette aire, et donc ajouter (ou retrancher) les nouveaux sites apparus (ou disparus) au cours du suivi interannuel.

L'évolution du peuplement pourra être mise en perspective des tendances observées au niveau national.

Ce protocole RNF est compatible avec le suivi POPAMPHIBIEN communauté de la SHF, mais également avec le POPAMPHIBIEN spécifique "tritons", grâce aux 3 passages (Amphicapt) de la 2e session (mai) qui permettent d'estimer la probabilité de capture des animaux ciblés (tritons) et donc d'en estimer l'abondance relative.



Le déroulement de la 3e session (juillet) est une spécificité de ce protocole. L'analyse de ses résultats sera intéressante car la cible ici est plutôt le peuplement de larves. Les résultats obtenus lors de la session de mai pourront être comparés avec ceux de juillet et renseigner sur la pertinence de l'utilisation des larves dans le suivis des peuplements d'amphibiens.

Matériel :

Consignes d'hygiène :

Pour éviter la transmission de germes infectieux entre des pièces d'eau éloignées entre lesquelles on se déplace, il est nécessaire de bien laver et désinfecter le matériel avant un nouvel usage. Il faut en particulier penser aux bottes, mais également au thermomètre, etc.

Si le matériel reste toujours sur un même site, dans un même sous-bassin versant avec des pièces d'eau interconnectées, il n'est pas indispensable de procéder à la désinfection. (Penser à ne pas pour autant remonter un ruisseau à Ecrevisses pieds-blancs après avoir fréquenté un étang contenant des Ecrevisses américaines ... le problème est similaire).

Sinon, il est donc utile de disposer d'une balayette pour débarrasser les bottes des résidus de boue. Ce nettoyage est complété par une désinfection grâce à un pulvérisateur rempli d'eau de javel à 4%. Cette opération se fait de retour au véhicule ou au local pour être loin du milieu aquatique. Le matériel est stocké propre et sec. La chaleur d'un coffre de véhicule au soleil termine l'élimination des germes responsables de la chytridiomycose des amphibiens.

Pour les Amphicaps, l'idéal est qu'un même piège serve toujours sur la même pièce d'eau et qu'il n'ait donc pas à être désinfecté, penser alors à numéroter de la même manière le seau et le couvercle. Il est possible que l'odeur du chlore représente un répulsif pour les Amphibiens. Il faut bien rincer et laisser à libre l'Amphicapt après désinfection. Avant sa mise en place, il est préférable de le rincer de nouveau avec l'eau de la pièce d'eau.

C'est pour ne pas représenter des vecteurs d'épidémie, que les matériaux poreux en mousse ne sont pas utilisés. Ils sont impossibles à désinfecter et restent de surcroît humides.

Les waders en néoprène resteront donc au placard au profit de bottes en PVC.

Les manchons de mousse isolante pour tuyaux n'ont pas été retenus comme flotteurs pour les Amphicaps pour la même raison.

Liste du matériel pour 1 point d'échantillonnage :

- 3 Amphicaps
- 2 oreilles (ou un enregistreur pour soumettre ultérieurement les identifications à un expert)
- 1 thermomètre mini-maxi
- 2 bottes en caoutchouc
- 1 brosse "chiendent"
- 1 pulvérisateur contenant de l'eau de Javel 4%

Liste du matériel pour la construction d'un Amphicapt :

- | | |
|----------------------------------------------------|--------------------------------------------|
| - 1 seau | - 1 décimètre |
| - 3 bouteilles en plastique 1,5 l ou 2 l | - 1 feutre |
| - 2 bouteilles en plastique de 50 cl avec bouchons | - 1 tube de blanc correcteur |
| - 1 cutter à virole de sécurité | - 1 fer à souder ou 1 scie cloche de 10 cm |
| - 1 cartouche de colle Master In MS PRO | - 1 feuille de papier de verre fin |
| - 1 pistolet extrudeur | - du fil de fer plastifié |
| - 1 perceuse avec mèche de 1 mm | - de la ficelle plastique |

Construction d'un Amphicapt, étape par étape :

La nasse utilisée, l'« Amphicapt », est constituée d'un seau présentant 3 entrées périphériques. Pour que les animaux entrent, mais ne ressortent pas, des bouteilles sont découpées et insérées dans les ouvertures pratiquées pour constituer de petits entonnoirs.

Le contenant :

Le seau qui sert de réceptacle doit faire un volume minimum de 15 litres pour que, d'une part les animaux piégés ne soient pas trop à l'étroit, et d'autre part pour que les sorties des entonnoirs ne se retrouvent pas en face les unes des autres, afin de limiter les possibilités que les animaux n'aient une sortie sur leur trajectoire d'entrée.

Le contenant doit disposer d'un couvercle pour que les animaux piégés ne ressortent pas et pour empêcher les intrusions de la faune venant par voie aérienne.

Comme il doit flotter, le plastique est le matériau retenu, mais sur le principe, tout peut convenir.

En PVC (Polychlorure de vinyle), ils permettent des collages efficaces, mais ils posent le problème du relargage de résidus polluants. En déchlorant au soleil, le plastique devient cassant.

En PP (polypropylène) ou PE (polyéthylène), les seaux sont de qualité alimentaire, mais ces plastiques gras sont difficiles à coller. Ils doivent par ailleurs être assez robustes et rigides pour que les ouvertures puissent être découpées et les entonnoirs fixés. Leur densité légèrement inférieure à celle de l'eau assure une flottabilité même en cas de défaillance des flotteurs.

Suite aux discussions, il a été admis que la couleur des seaux n'influe pas sur l'efficacité du système. Transparents, ils permettent au moment du relevé de visualiser les captures avant l'ouverture du couvercle, et ainsi anticiper d'éventuelles surprises, comme la présence d'une couleuvre ou d'un micromammifère nécessitant par exemple l'emploi de gants.

(NB : En dehors du présent protocole de suivi, la transparence du seau permet aussi de l'utiliser avec une source lumineuse, ce qui peut multiplier par 3 son efficacité, ce qui est bien utile pour détecter les amphibiens lors d'inventaires sur des sites à faibles effectifs.)

Les entonnoirs :

C'est le nombre et la taille des entonnoirs qui va définir la pression d'échantillonnage. Pour que celle-ci soit standardisée, le choix s'est porté sur 3 ouvertures latérales de 10 cm. Ajouter des entonnoirs latéralement fragiliserait le seau servant de réceptacle. Ajouter un entonnoir sur la paroi du fond du seau induirait une variable qui est la profondeur de la nappe d'eau échantillonnée. En effet, l'entrée par le fond est sûrement celle comportementalement la plus utilisée par les tritons lorsqu'ils remontent à la surface pour respirer, or ce cas de figure est évidemment limité quand l'Amphicapt est dans une pièce d'eau de faible profondeur, donc proche du fond. Un des intérêts du principe retenu est d'ailleurs de pouvoir être utilisé en étant posé sur le fond. De la même manière que l'utilisation d'appât ou de source lumineuse n'a pas été retenue, alors qu'attractifs, l'Amphicapt sera limité à 3 ouvertures latérales d'environ 10 cm de diamètre. L'objectif premier du système utilisé devant permettre un effort d'échantillonnage homogène et reproductible.

Ceux qui disposent déjà de seaux "Ortmann" pourront facilement revisser un bouchon sur l'entonnoir du fond pour la mise en oeuvre du suivi.



3 bouteilles de 1,5 litres sont donc nécessaires pour constituer les entonnoirs d'entrée.

Choisir un plastique transparent.

Des bouteilles de soda offrent souvent un plastique plus solide. Certains modèles présentent même des cannelures qui rigidifient le cône.

Le goulot ne doit pas faire moins de 2 cm de diamètre pour que les plus gros tritons puissent entrer sans trop d'efforts. Différentes expériences attestent de la fonctionnalité de goulot de 2 cm même pour les grandes femelles de Tritons crêté et marbré.

La taille restreinte du goulot ne permet pas aux plus grosses grenouilles adultes d'entrer, mais elles ne représentent pas une cible du suivi.

La plupart des indésirables seront tenus à l'extérieur, tels les poissons. Il ne s'agit pas d'un "engin de pêche" au sens réglementaire. Comme le dispositif flotte, les écrevisses ne sont pas non plus amenées à y entrer.

Le choix s'est également arrêté sur cette taille de goulot pour limiter les ressorties d'animaux.

La forme de l'entonnoir est également à prendre en compte pour ménager le plus d'espace à l'intérieur du seau. Cela en facilite l'usage avec la possibilité de passer la main à l'intérieur pour la récupération d'éléments collés au fond (débris végétaux ou autres) pour le nettoyage des parois intérieures dans le cadre du protocole sanitaire recommandé. L'entonnoir doit, de la même manière, être le plus court possible entre la sortie du goulot et le diamètre d'entrée de 10 cm.

Les 3 ouvertures ont un diamètre de 10 cm. On repère d'abord sur le fond du seau les emplacements des ouvertures au 3 tiers du cercle. A la verticale, on marque au feutre un point qui correspond au centre de l'ouverture, à 15cm depuis le fond du seau. A l'aide d'une scie cloche de 10cm on perce alors l'ouverture.

Cela permet de ménager une hauteur d'eau suffisante d'au moins 10 cm, lorsque l'Amphicapt est ressorti de l'eau, pour que les petits animaux, telles les larves d'amphibiens, ne se retrouvent collés au fond du seau, difficiles à récupérer.

La limite d'usage des Amphicapt se trouve donc dans des pièces d'eau de moins de 16 cm de profondeur, hauteur nécessaire pour que les goulots soient entièrement sous l'eau, ce qui concerne quasiment toutes les pièces d'eau non temporaires.



Si l'on n'a pas de scie cloche, on dessine le cercle de découpe au feutre à l'aide d'un patron. Eviter de coller le carton permet d'éviter de tenir compte de la paroi incurvée qui modifie légèrement le cercle.



Il n'est pas possible de découper les ouvertures au cutter. Il faut se munir d'un fer à souder (ou d'un pyrograveur) ou d'une scie sauteuse. A la combustion, une des caractéristiques du PP et du PE est de ne pas fumer autant que le PVC, et de sentir la cire. Opérer tout de même dans un local aéré.



Passer les bords de l'ouverture au papier de verre pour griffer le plastique permet une meilleure accroche du joint de colle.



Une seule colle (bicomposant à base d'acrylate) sur le marché a été trouvée. Elle est réservée aux professionnels et n'est pas en vente dans les grandes enseignes de bricolage. Elle se présente sous la forme de deux composants à extruder simultanément grâce à un pistolet adapté. Un embout mélangeur à usage unique (puisqu'après il est encollé de l'intérieur) contenant une visse sans fin permet de mélanger les 2 composants pour qu'ils polymérisent.



Le produit est à prise rapide et le collage est excellent. Plusieurs tests sur des plastiques difficiles ont été positifs. Le produit présente un certain risque à la manipulation. L'impossibilité à toucher la colle ne rend pas possible la mise en oeuvre sous l'entonnoir à l'intérieur du seau.



La seconde solution de collage est préférée. Le collage n'est pas définitif puisque le produit se présente sous la forme de traditionnelles cartouches de mastic (il n'adhère pas à son contenant en PE ...). Mais cette colle a un très fort taux d'adhérence. Elle est signalée comme écologique, sans solvants. Elle se trouve en magasins de bricolage (Bricomarché, env. 13 €).



La durée de collage n'est pas connue, mais les premiers tests sont concluants. Il est probable qu'il faille recoller les entonnoirs la saison suivante.

Ne pas tenter d'utiliser le silicone, il va très rapidement se décoller du seau.

Les colles cyano-acrylate (super glue), avec primaire d'accroche à appliquer au pinceau, collent le PP et le PE mais les conditionnements ne conviennent pas à la situation et la colle est cassante une fois sèche.

Découper le fond de la bouteille au cutter avant de la présenter dans l'ouverture pour le collage permet de l'équilibrer pour qu'elle ne bouge pas pendant le séchage.

Par ailleurs, le fond de la bouteille peut servir pour l'eau savonneuse, indispensable pour bien lisser les joints de la colle hybride monocomposant avec le doigt.

Pour bien faire le tour avec le joint par l'intérieur, il faut l'appliquer avec le doigt.

En 24h c'est sec.

(il ne faut surtout pas entrer en contact avec la colle si l'on utilise le bicomposant acrylate)

Il faut orienter les bouteilles dans le seau pour que les goulots ne tombent pas les uns en face des autres.

Le joint extérieur doit être en pente douce. Si la partie de la bouteille qui sort du seau représente une bordure trop prononcée, les tritons longent la bordure par l'extérieur sans entrer dans l'entonnoir.



Pour éviter que l'eau ne s'évacue trop fortement à la sortie de la mare, comme sur la photo ci-contre, et qu'une partie des captures ne risque de s'échapper à cette occasion, il faut percer les parois de multiples petits trous.



Il faut percer à la perceuse des trous de diamètre 1 mm sur la partie haute du seau et ne pas descendre sous le niveau des goulots pour garder le volume d'eau au fond.



Avec une lame de cutter, il faut ébavurer les trous pour que l'eau s'évacue bien.



Le couvercle :

Chaque Amphicapt doit être numéroté pour le relevé.

Pour éviter qu'il ne soit pris pour un déchet ou une nasse de braconnage, il est utile d'indiquer l'objet du piège en y ajoutant un numéro de téléphone.



Les flotteurs de l'Amphicapt sont placés sous le couvercle pour gagner en encombrement. Il faut en placer 2 tête-bêche pour équilibrer la flottaison.

Les liens sont attachés sur le dessus. Il sont passés dans les trous d'aération. Comme ceux-ci sont hors d'eau, il n'y a pas de risques d'évasion, ils peuvent être assez gros, cela aide au remplissage du seau à la mise à l'eau.

Pour une bonne étanchéité, les bouchons peuvent être encollés avant vissage.



Pour attacher l'Amphicapt à la berge et qu'il reste plus ou moins à l'endroit voulu, il faut une ficelle dont la matière ne se rétracte pas dans l'eau, comme le font les fibres naturelles tel le raphia.

Une fois le 3e Amphicapt fabriqué, on dispose d'un lot pour la mise à l'eau.



Conclusion :

Les espèces d'amphibiens (hors invasives) sont toutes protégées en France. La méthode proposée dans le présent document nécessite l'obtention d'autorisations de capture. Elles est donc réservée à un public professionnel dont la démarche est reconnue.

Un dossier de demande sera déposé par RNF et il devrait alors être possible, avec l'engagement de suivre le présent protocole, d'obtenir une autorisation de capture groupée limitant les démarches administratives individuelles.

La fabrication des Amphicapt n'est pas accessible sans préparation ni un peu d'outillage. Le choix s'est tout de même arrêté sur ce dispositif car il est plébiscité par différents partenaires, en France comme à l'étranger.

Que les gestionnaires s'engagent dans une démarche commune de suivi des Amphibiens permet d'envisager la validation de l'utilisation de ce groupe comme indicateur de bon fonctionnement des écosystèmes aquatiques.

Il est à noter que l'effort de prospection profite également à l'inventaire d'autres groupes animaux. La mise à l'eau des Amphicaps est, par exemple, une opportunité d'amélioration des connaissances des invertébrés par la collecte de coléoptères et hétéroptères aquatiques, des sangsues, etc. Il peut donc être intéressant de monter un projet en parallèle avec un spécialiste entomologiste, etc.

Références bibliographiques :

ANONYME, 2007, Arrêté du 19/02/2007 fixant les conditions de demande et d'instruction des dérogations définies au 4° de l'article L. 411-2 du code de l'environnement portant sur des espèces de faune et de flore sauvages protégées, CERFA N°13 616*01

BEGUIN L, 2009, Echantillonnage des tritons sur la Tourbière du Grand Lemps et son bassin versant, AVENIR, 22p + annexes

BEGUIN L et MAILLET G, 2009. Technique d'inventaire et de suivi des tritons et larves d'amphibiens. AVENIR, 1p

COLOMB R. 2008. Définition des zones de reproduction des tritons crêtés sur la Tourbière du Grand Lemps, approche méthodologique, AVENIR. 25 p.

DECOURSIER Marie, 2011, 2011, Caractérisation du peuplement de tritons et évaluation d'une technique novatrice d'échantillonnage sur la Tourbière du Grand Lemps, AVENIR, 21 p + annexes

DEJEAN T., MIAUD C., OUETLLET M., 2007. Proposition d'un protocole d'hygiène pour réduire les risques de dissémination d'agents infectieux et parasitaires chez les amphibiens lors d'intervention sur le terrain. Bulletin de la Société Herpétologique Française. **122**, 40-48

DRECHSLER A., BOCK D., ORTMANN D. AND S. STEINFARTZ, 2010 Ortmann's funnel trap – a highly efficient tool for monitoring amphibian species. Herpetology Notes 3: 1321.

FIERS V. , 2004, Principales méthodes d'inventaire et de suivi de la biodiversité : guide pratique, RNF, 263 p.

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*. Herpetol. J. 1, 5–10.

JAKOB C. 2001. Thèse. Extrait du matériel et méthode.

JEAT R. 2007-2008 . Amélioration du biotope du Triton crêté sur la ferme du lycée agricole de Sées. Plan d'action 2007-2010.

MAILLET G, 2011, Capture au moyen de PiBAL de tritons crêtés dans une population connue, AVENIR, 1p

MIAUD C., MURATET J. 2004. Identifier les oeufs et les larves des Amphibiens de France (Techniques et pratiques), Versailles, INRA Editions, 200 p.

MURATET J. 2008. Identifier les Amphibiens de France métropolitaine. Guide de terrain. ECODIV. 291 p.