

Annexe n°9

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

Source : Groupe RNF « Amphibiens et Reptiles » (2013)



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 1ère en février-mars,
- la 2e en mai
- et la 3e 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 Amphicapt, 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 Amphicapt pour la même raison.

Liste du matériel pour 1 point d'échantillonnage :

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

Sablère de Steinbourg

Demande de dérogation à l'interdiction de destruction d'espèces protégées et des habitats associés
Commune de Steinbourg (67)

Annexe n°10

**Protocole d'hygiène pour le contrôle des
maladies des amphibiens dans la nature à
destination des opérations de terrain**

Source : Claude MIAUD (2001)

Protocole d'hygiène pour le contrôle des maladies des amphibiens dans la nature à destination des opérateurs de terrain

Claude Miaud

avec le soutien financier de l'Agence de l'Eau Rhône-Méditerranée-Corse
convention n° 2011-5519

Ce document doit être référencé comme suit : Miaud C., 2014 - Protocole d'hygiène pour le contrôle des maladies des amphibiens dans la nature à destination des opérateurs de terrain. Agence de l'Eau Rhône-Méditerranée-Corse, Université de Savoie et Ecole Pratique des Hautes Etudes (eds), 7 p.

Contexte :

L'objectif de ce document est de fournir aux personnes travaillant sur les amphibiens, ou plus largement en milieu aquatique, un ensemble de mesures de précaution à mettre en œuvre lors de leurs campagnes de terrain. Bien que ciblées sur la chytridiomycose, ces précautions permettront également de limiter la dissémination d'autres maladies (ranaviroses) ou d'espèces végétales ou animales envahissantes.

Ce document doit permettre :

- De prévenir ou réduire les risques de transferts d'organismes pathogènes au sein et entre les populations amphibiens dans la nature,
- Permettre l'identification et amener une procédure appropriée lors de la découverte d'amphibiens morts ou malades dans la nature.

Quel lecteur pour ce document ?

Ce protocole est proposé pour tous les professionnels de l'environnement, chercheurs, gestionnaires d'espaces, naturalistes professionnels et amateurs, étudiants, etc., (appelés par la suite opérateurs de terrain) qui fréquentent les milieux aquatiques et en particulier réalisent des observations et/ou études sur les amphibiens.

Ce protocole devrait en particulier être diffusé auprès des professionnels et amateurs qui contactent et manipulent régulièrement des amphibiens sur le terrain.

L'objectif de ce document est aussi de faire la promotion de l'utilisation d'un protocole d'hygiène lors d'observations et d'études dans la nature. Ce protocole est susceptible de modifications au fur et à mesure des avancées de la connaissance sur les maladies des amphibiens, mais son application doit devenir une règle pour toute action qui nécessite la manipulation des amphibiens sur le terrain.

1 – Mise en œuvre générale sur le terrain

Les opérateurs de terrain qui travaillent sur les amphibiens et les manipulent fréquentent souvent plusieurs sites aquatiques. Il est donc nécessaire de définir les limites entre les sites fréquentés et prendre des mesures pour limiter la diffusion des pathogènes potentiels :

1. Si l'intervention est réalisée sur des sites où la présence de l'agent pathogène est suspectée (observation de mortalités d'amphibiens, présence d'espèces exotiques, etc.), ou avérée, il est impératif d'appliquer rigoureusement le protocole d'hygiène.
2. Si plusieurs sites aquatiques doivent être visités au cours d'une même campagne de terrain, désinfecter le matériel entre chaque site. Lors d'intervention sur une pièce d'eau importante (marais, rivière, grand lac ...), désinfecter régulièrement le matériel.
3. Avant toute sortie sur le terrain, il est indispensable de s'assurer que l'ensemble du matériel qui va être utilisé (bottes, wadders, époussette, etc.) a été correctement désinfecté. En cas de doute, désinfectez-le.
4. Il existe dans le commerce plusieurs produits désinfectants efficaces pour éliminer les chytrides et les ranavirus (alcool à 70 %, eau de javel). Néanmoins, pour des raisons d'efficacité sur la plupart des agents infectieux (bactéries, virus et champignons), et de respect de l'environnement, nous recommandons l'utilisation du Virkon® ou du F10®. Le rejet de ces désinfectants dans l'environnement doit être limité. Le fabricant recommande l'élimination du Virkon par les réseaux d'eaux usées. Avant utilisation, lire les instructions d'usage fournies par le fabricant (www.dupont.com) et (<http://www.meadowsah.com/home/f10-technical-information.html>).
5. En cas de manipulation d'amphibiens, il est recommandé d'utiliser des gants jetables non poudrés. Dans la mesure du possible, les individus capturés doivent être maintenus individuellement (« un sac = un amphibien ») dans des sacs plastique à fermeture zip, boîtes plastiques, etc. afin de limiter les contacts et les risques de transmission de pathogène entre animaux.

2 – Définition d'un site

L'objectif du protocole d'hygiène est de limiter les risques de transmission des pathogènes, et une fréquence élevée de décontamination des matériels participe à cette limitation. Il faut cependant bien prendre en compte l'aspect faisabilité et appropriation du protocole par les opérateurs de terrain : un compromis entre effort de désinfection et risque de propagation doit être trouvé, et il repose sur la définition des limites des sites fréquentés.

En cas de connaissance de la présence de pathogène dans un (des) sites, il(s) devra(ont) faire l'objet d'une visite en fin de la session de terrain.

En cas de prospections dans des sites aquatiques proches (archipel de mares, marais, rivière, etc.) dans une même région, le matériel sera désinfecté par exemple à l'issue d'une demi-journée de terrain.

En cas de prospection entre des régions distantes (changement de bassin versant, etc.), le matériel devra être désinfecté au moment où les opérateurs de terrain quitte la région.

3 – Mise en œuvre du protocole de désinfection¹

a) Préparer dans un pulvérisateur une solution de Virkon® à 1 %. Le produit devient inefficace lorsque la coloration rose disparaît. Nous recommandons de préparer une nouvelle solution lors de chaque session de terrain. La solution peut être préparée sur le terrain en utilisant l'eau d'une rivière ou d'un étang (Le Virkon® disponible en sachet de poudre ou en pastille). Pour le **F10**, il existe des formules prêtes à l'usage en pulvérisateur. Sinon, préparer la solution suivant la recommandation de dilution du fabricant. Préférer la version F10FC, qui ne nécessite pas de rinçage.

b) En quittant un site et avant de se rendre sur un nouveau (voir le point 2), **nettoyer le matériel** (bottes, wadders, époussette...) à l'aide d'une brosse afin de retirer boues et débris.

c) Pulvériser la solution de désinfectant sur l'ensemble du matériel ayant été au contact de l'eau et **laisser agir pendant 5 minutes** avant réutilisation (de préférence jusqu'à ce que le matériel soit sec). Le petit matériel ayant été au contact avec des amphibiens (balances, ciseaux,...) peut être désinfecté par immersion dans le désinfectant ou avec des lingettes imprégnées d'alcool à 70%. Ne pas rincer l'équipement afin d'éviter que le désinfectant ne soit introduit dans l'environnement. Si besoin, le matériel peut être rincé au retour du terrain.

¹ Adapté de « Protocole d'hygiène pour limiter la dissémination de la Chytridiomycose lors d'interventions sur le terrain » par T. Dejean, C. Miaud et D. Schmeller, 2009 pour la Société Herpétologique de France (lashf.fr)

d) Pulvériser du désinfectant sur les semelles de vos bottes ou chaussures de marche avant de quitter le site.

e) Stocker le matériel désinfecté dans des sacs plastiques jetables puis dans un bac plastique dans le véhicule.

f) Désinfecter vos mains à l'aide de lingettes imprégnées d'alcool à 70 % ou d'une solution hydro-alcoolique.

g) Au retour du terrain, placer l'ensemble du matériel jetable (gants, sacs, etc...) dans un sac poubelle avant de le jeter. Les vêtements peuvent être désinfectés régulièrement par un lavage en machine à 60°C.

La transmission des pathogènes via les véhicules est peu probable. Si un véhicule a circulé dans des sites aquatiques peuplés par des amphibiens, une procédure de désinfection (pulvérisation de désinfectant) peut être appliquée.

4 – Liste du matériel nécessaire

- Brosse
- Pulvérisateur
- Virkon® (pastilles) ou F10 (*disponible notamment dans les cabinets vétérinaires*)
- Gants jetables non poudrés (*pour préparer la solution Virkon® et en cas de manipulation d'amphibiens*)
- Lingettes imprégnées d'alcool à 70° ou solution hydro-alcoolique (*disponibles en grandes surfaces et pharmacies*)
- Sacs plastiques jetables de différentes tailles (*à jeter à la fin de chaque campagne de terrain*)
- Bac plastique de stockage (*restant dans le véhicule et régulièrement désinfecté*)

(Si vous manquez de Virkon® ou F10 au cours de votre campagne de terrain, et que le produit n'est pas disponible localement, vous pouvez le remplacer par de l'alcool à 70°).

5 – Conduite à tenir en cas d'observation d'amphibiens malades ou morts²

La connaissance sur les maladies des amphibiens passe par la collecte de données sur le terrain. Les amphibiens malades ou morts (sauf dans le cas de mortalités attribuées à une cause évidente comme la prédation ou l'écrasement sur les routes) devraient être collectés suivant un protocole standard :

5.1 Signes cliniques chez les amphibiens malades ou mourants

Il n'y a pas de signes cliniques spécifiques des infections à chytrides ou ranavirus. On peut lister :

- Sur l'apparence générale :
 - Epiderme dorsal assombri, taché
 - Epiderme dorsal rosâtre, rougeâtre
 - Lésions cutanées (plaies)
 - Gonflement des membres (postérieurs)
 - Apparence amaigrie
 - Infection des yeux

- Sur les comportements :
 - Mouvements léthargiques des membres (postérieurs)
 - Absence de comportement de fuite
 - Exposition au jour pour des espèces nocturnes ou discrètes
 - Faible ou absence de réaction si touché

5.2 Protocole de collecte et de stockage

L'usage de gants jetables est très recommandé lors de la manipulation d'amphibiens morts ou malades.

Les animaux doivent être maintenus et/ou stockés dans des récipients individuels.

Les individus morts doivent être conservés le plus au frais possible pendant la session de terrain, puis congeler.

Les animaux morts peuvent aussi être fixés sur le terrain à l'alcool 70° (min). Si possible, ouvrir l'animal et le placer dans un contenant d'un volume au moins égal à 10 fois le volume du spécimen.

Si beaucoup de spécimens sont récoltés, certains peuvent être fixés et d'autres congelés.

Les récipients utilisés doivent informer sur la date de prélèvement, le lieu, la date et l'identité du préleveur (et si possible ses coordonnées).

² Adapté de NSW National Parks and Wildlife Service (2001). Hygiene protocol for the control of disease in frogs. Information Circular Number 6. NSW NPWS, Hurstville NSW

Remerciements :

A l'ensemble des partenaires du programme Biodiversa (2009-2012) "Race" (coordinateur M. Fischer) pour leur implication dans les études sur les maladies des amphibiens d'Europe. L'ensemble des opérateurs de terrain qui alimentent la connaissance sur ces maladies par leur vigilance et leurs prélèvements sur le terrain.

Références :

- DEJEAN T., MIAUD C. & M. OUELLET, 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 de France** 122 : 40-48.
- DEJEAN T., MIAUD C., OUELLET M., 2010 - La chytridiomycose : une maladie émergente des amphibiens. **Bulletin de la Société Herpétologique de France** 134 : 27-46.
- FISHER MC, SCHMIDT BR, HENLE K, SCHMELLER DS, BOSCH J, AANENSEN DM, MIAUD C, GARNER TWJ, 2012. RACE: Risk assessment of chytridiomycosis to European Amphibian Biodiversity. **FrogLog** 101: 45-47.
- MIAUD C., 2013 – Un champignon menace les amphibiens. Qu'avons-nous appris de la Chytridiomycose ? **Le Courrier de la Nature** 277 : 30-36.
- MILLERIOUX M., DEJEAN T., MIAUD C. & ARTOIS M. 2012 - Les infections à Ranavirus chez les amphibiens. **Bulletin de la Société Herpétologique de France** 141: 23-46.
- NSW National Parks and Wildlife Service (2001). Hygiene protocol for the control of disease in frogs. Information Circular Number 6. NSW NPWS, Hurstville NSW (www.npws.nsw.gov.au/wildlife/licence/frog.html).
- VACHER J.P., C. MIAUD & T. DEJEAN, 2013 - Une nouvelle espèce pour la fonge d'Alsace : découverte de *Batrachochytrium dendrobatidis* Longcore, Pessier & Nichols, 1999 (Fungi: Rhizophydiales), champignon parasite des Amphibiens. **Bulletin de la Société d'Histoire Naturelle et d'Ethnographie de Colmar** 71 : 39-48.

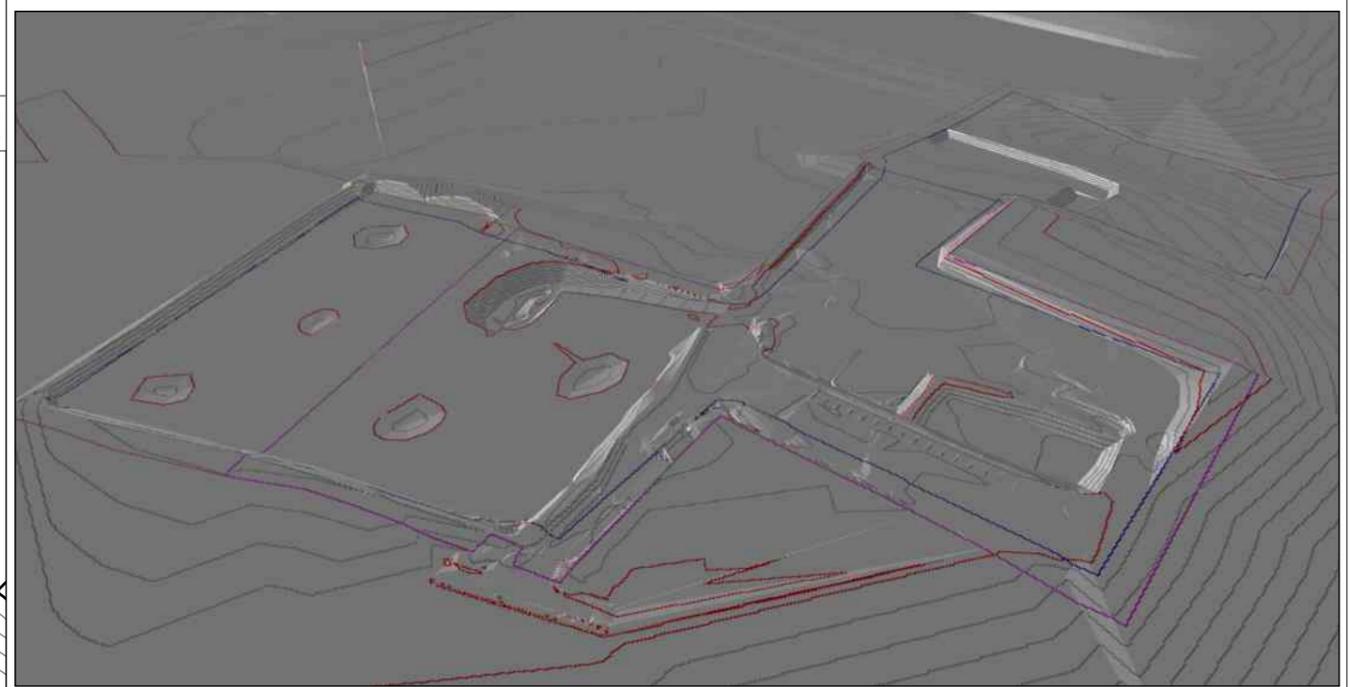
Sablère de Steinbourg

Demande de dérogation à l'interdiction de destruction d'espèces protégées et des habitats associés
Commune de Steinbourg (67)

Annexe n°11

**Configuration de l'exploitation an fin de
Phase 4 (T0 + 20 ans) (version modifiée)**

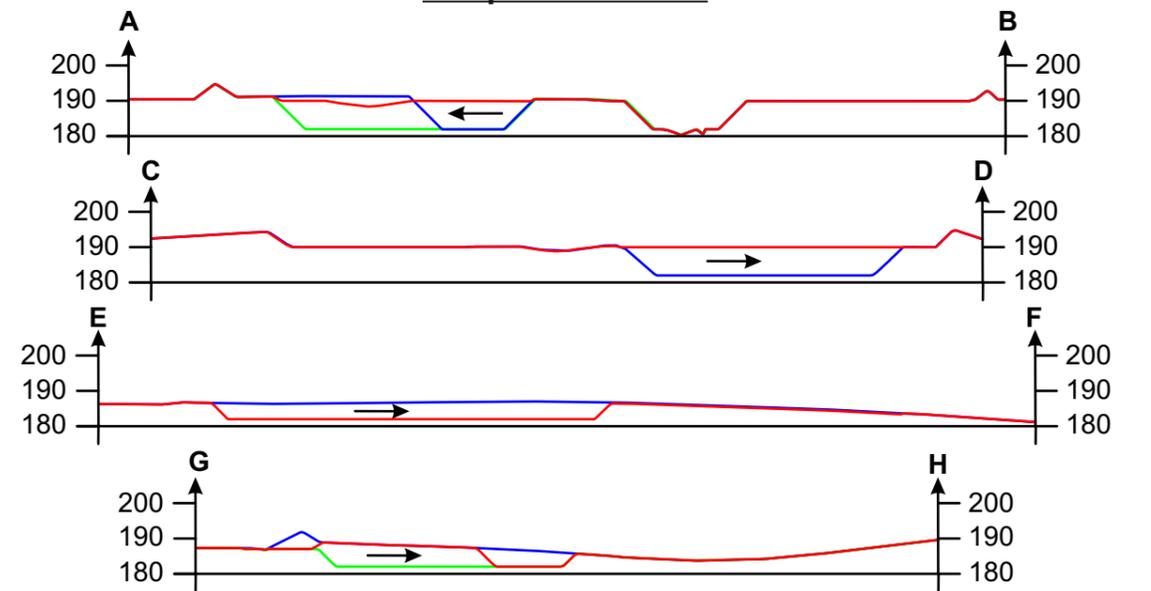
Source : GéoPlusEnvironnement, 2018



Vue 3D depuis le Sud-Ouest du site

- Périmètre de renouvellement d'autorisation de carrière
- Délaissé réglementaire de 10 m
- Périmètre d'extension d'autorisation de carrière

Coupes au 1/2 000



- Profil topographique de l'exploitation en fin de Phase 3
- Profil topographique théorique de l'extraction pendant la Phase 4
- Profil topographique de l'exploitation en fin de Phase 4
- Progression de l'extraction et du remblaiement

Légende :

- Périmètre de demande de renouvellement d'autorisation de carrière
- Périmètre de demande d'extension d'autorisation de carrière
- Délaissé réglementaire de 10 m
- Périmètre extractible
- Zone non exploitée pour des raisons techniques ou écologiques
- Zone de l'ISDI Sud-Est "historique" objet d'une dérogation au maintien du délaissé réglementaire de 10 m
- Secteur en cours d'extraction et de réaménagement (remblaiement)
- Zone découpée d'avance adaptée dans le cadre de la DDEP d'août 2018
- Zone découpée d'avance initialement prévue dans le cadre du DDAE de juin 2017
- Infrastructures techniques et locaux sociaux
- Zone de l'ISDI Sud-Est "historique" remise en état
- Aires de transit de produits minéraux
- Installation de lavage et bassin de séchage des boues
- Zone réaménagée
- Fosse envoyée (source d'appoint en eau pour l'installation de lavage)
- Piste
- Merlon
- Mouvement de stériles
- Phasage d'exploitation
- 182** Altitude des plates-formes d'extraction et de remblaiement en m NGF
- Trait de coupe
- 190** Courbe de niveau maîtresse et cote en m NGF
- Courbe de niveau intermédiaire

	Sablière de Steinbourg - Steinbourg (67) Demande de renouvellement et d'extension d'autorisation de carrière Mémoire technique	Figure 18
	Configuration de l'exploitation en fin de Phase 4 (T0 + 20 ans) (version modifiée) <i>Sources : Sablière de Steinbourg, GéoPlusEnvironnement</i>	

Annexe n°12

**Compte-rendu des prospections
écologiques du 28 août 2018**

Source : GéoPlusEnvironnement, 2018

Compte-rendu suite à la visite de terrain réalisée le 28/08/2018

Une prospection des mares et des flaques a été réalisée sur le site de Sablière de Steinbourg. La recherche s'est articulée autour de la présence de têtards et/ou d'adultes amphibiens. Les habitats humides favorables aux amphibiens identifiés dans l'étude écologique de 2017 ont été recherchés en priorité.

La figure en fin de rapport localise les zones prospectées pour lesquelles des points GPS ont été pris.

POINT GPS 129



- Pas de têtards
- Grenouille rieuse : présence d'adultes (≈4)

POINT GPS 130



- Pas de têtards
- Grenouille rieuse : présence d'adultes (>6)

POINT GPS 131



- A sec
- Présence de jonc

POINT GPS 132



- A sec
- Présence de jonc

POINT GPS 133



- A sec
- Présence de massette

POINT GPS 134



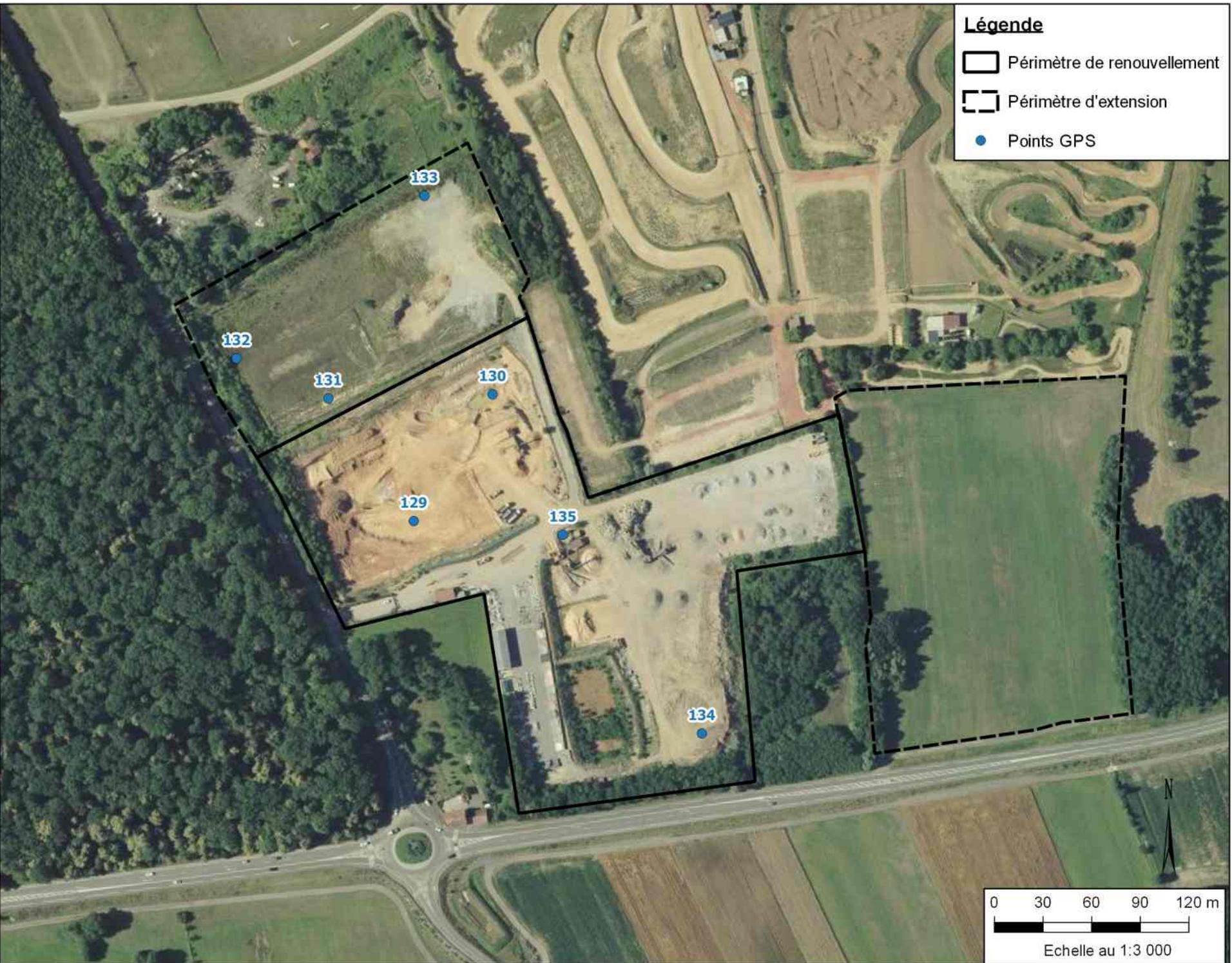
- A sec

POINT GPS 135

- L'habitat humide identifié en 2017 n'a pas été retrouvé.

Légende

-  Périmètre de renouvellement
-  Périmètre d'extension
-  Points GPS



Réalisé par :
GéoPlusEnvironnement

Agence Est
7 rue du Breuil
88 200 REMIREMONT
Tél : 03 29 22 12 68 – Fax : 09 70 06 14 23

e-mail : geo.plus.environnement4@orange.fr

Siège social / Agence Sud :
Le Château
31 290 GARDOUCH
Tél : 05 34 66 43 42 – Fax : 05 61 81 62 80
e-mail : geo.plus.environnement@orange.fr

Agence Centre et Nord :
2 rue Joseph Leber
45 530 VITRY-AUX-LOGES
Tél : 02 38 59 37 19 – Fax : 02 38 59 38 14
e-mail : geo.plus.environnement2@orange.fr

Agence Ouest :
5 chemin de la Rôme
49 123 CHAMPTOCE-SUR-LOIRE
Tél : 02 41 34 35 82 – Fax : 02 41 34 37 95
e-mail : geo.plus.environnement3@orange.fr

Agence Sud-Est :
Quartier Les Sables
26 380 PEYRINS
Tél : 04 75 72 80 00 – Fax : 04 75 72 80 05
e-mail : geoplus@geoplus.fr

Antenne PACA :
Sainte-Anne
84 190 GIGONDAS
Tél : 06 88 16 76 78

Site internet : www.geoplusenvironnement.com



La gestion de l'environnement, la reconnaissance du sous-sol
et l'application de la réglementation au service de votre projet.