



Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : Les amphibiens et les reptiles

1. Considérations générales

Lors du travail sur le terrain, les chercheurs doivent suivre le *Fieldwork Code of Practice* du Declining Amphibian Population Task Force (DAPTF) (http://www.mpm.edu/collect/vertzo/herp/Daptf/fcode_e.html) afin de réduire les risques de propagation des maladies sur le site et les environs. De plus, ils doivent consulter les lignes directrices de l'American Society of Ichthyologists and Herpetologists (ASIH). L'ASIH reconnaît que le chercheur fait souvent figure d'autorité en ce qui a trait à la biologie des espèces à l'étude, et elle offre des conseils portant sur les techniques éthiquement acceptables et efficace à utiliser sur le terrain (ASIH *et coll.*, 1987 [<http://www.asih.org/pubs/herpcoll.html>]).

2. Spécimens tués

Les techniques de collecte et les modalités de gestion des collections d'amphibiens et de reptiles sont présentées dans le manuel de Simmons (2002). Avant la mise en conservation, les spécimens doivent être euthanasiés selon les lignes directrices du CCPA (voir Section 11. Euthanasie). Lorsque des amphibiens ou des reptiles sont collectés (ex., pour les besoins d'un musée), les spécimens doivent être fixés et conservés selon des méthodes approuvées (Pisani, 1973) de façon à maximiser l'utilisation de chaque animal et de minimiser le nombre d'animaux collectés. Autant que possible, l'utilisation de planches photographiques doivent figurer parmi les options.

3. Capture d'animaux vivants

Les amphibiens et les reptiles sont sensibles à la chaleur, au froid, à la déshydratation et au stress. Les chercheurs doivent éviter de placer des pièges mortels où les animaux meurent à cause d'une exposition à des températures défavorables, d'une noyade, d'un état de choc, d'un prédateur ou de la dessiccation. En général, les pièges sont vérifiés tôt le matin et à tous les jours lorsque les conditions météorologiques menacent la survie des animaux piégés. La fréquence des rondes de surveillance des pièges varie selon la saison et l'abondance de la population de l'espèce visée. Toutefois, les amphibiens et les reptiles étant ectothermes, ils sont moins enclins à souffrir du stress associé au manque de nourriture que les petits mammifères.

Chaque animal qui est capturé ou manipulé doit être examiné attentivement afin de détecter la présence de déformation, de blessures et de parasites. Il est possible d'avoir à maintenir l'animal infesté en vie jusqu'à ce que le cycle biologique du parasite soit complet pour identifier ce dernier, car il est souvent difficile, voire impossible, de l'identifier au stade larvaire.

Les chercheurs doivent se rappeler que les amphibiens sont sensibles à la chaleur (en particulier les petits amphibiens qui sont manipulés durant une période prolongée) et que le transfert de la chaleur des mains du manipulateur risque de causer un stress à l'animal (Barnett *et coll.*, 2001). Aussi, des études ont démontré que la durée de la manipulation peut nuire à l'équilibre hormonal (Coddington et Cree, 1995; Moore et Jessop, 2003) et nuire aux propriétés antibactériennes de la peau des amphibiens (Matutte *et coll.*, 2000; Nascimento *et coll.*, 2003). Il est donc important que les chercheurs adoptent des méthodes rapides et efficaces.

Au moment de manipuler des amphibiens, les chercheurs doivent bien se laver les mains ou changer leurs gants entre chaque animal de façon à éviter le transfert de sécrétions nocives ainsi que de substances contenant des phéromones (Barnett *et coll.*, 2001).

3.1 Captures terrestres

Les pièges doivent être situés à l'ombre ou à l'abri des rayons du soleil. De plus, il est préférable d'installer un petit toit pour protéger le piège. Le piège doit aussi contenir un abri, comme de la mousse, en dessous duquel l'animal peut se cacher.

Pour empêcher la dessiccation des animaux capturés, les pièges situés au niveau du sol doivent posséder une source d'humidité lors de périodes sèches. Les chercheurs peuvent utiliser des éponges synthétiques humidifiées au besoin, et qui serviront de bouée si le piège est inondé. Il est possible d'utiliser des éponges naturelles, mais elles se dégradent plus rapidement. Sur le terrain, la mousse (comme la mousse de sphaigne) constitue une source temporaire d'humidité alternative à l'éponge. Toutefois, si le piège se remplit d'eau, l'animal ne pourra s'y réfugier car la mousse ne flotte pas bien et ne protégera pas l'animal de la noyade.

Pour protéger les animaux captifs des prédateurs, il faut utiliser des chaudières profondes lors de la fabrication du piège, ou bien protéger celui-ci d'une cloison. De plus, les pièges au niveau du sol devraient contenir une branche pour permettre aux petits mammifères de ressortir (par contre, la branche permettra aux grenouilles arboricoles, qui possèdent des coussinets plantaires adhésifs, de sortir également).

Sur le terrain, les serpents peuvent être capturés à l'aide de crochets spécialement conçus qui permettent au manipulateur de soulever et de mettre l'animal dans la boîte ou le sac de transport en toute sécurité. Il existe également de longues courroies dotées de poignées. Parmi les modèles, certains possèdent un crochet plus large où est réparti le poids de l'animal et qui réduit les risques de blessures.

Il est également possible de capturer les animaux en utilisant les pièges au niveau du sol et les barrières de déviation. Les rondes de surveillance des pièges doivent être effectuées quotidiennement au petit matin pour protéger l'animal piégé des prédateurs et de l'exposition. Enfin, les pièges doivent disposer d'une cachette pour également protéger les serpents contre les prédateurs et les températures extrêmes.

Pour le marquage, les tortues femelles peuvent être capturées sur le site de nidification, mais il est préférable d'attendre la fin de la ponte. À l'approche du nid, il ne faut pas déranger le comportement des tortues. Si un chercheur s'approche du nid trop tôt au cours du processus de nidification, la tortue risque de se sauver et de gaspiller de l'énergie à chercher un nouveau site et à creuser un autre nid. Par le fait même, elle sera à la merci de prédateurs potentiels.

3.2 Captures dans l'eau

Il faut éviter les noyades accidentelles lors de captures d'espèce marines et aquatiques. Les tortues marines peuvent être capturées grâce à un filet en fibre de coton qui est glissé par-dessus l'animal (Eckert *et coll.*, 1999). Les filets tissés submersibles ne doivent être utilisés qu'en dernier recours; si tel est le cas, ils doivent être sous constante surveillance pour éviter les noyades. Dans bien des cas, les tortues peuvent être capturées à la main lors de plongée libre ou en apnée.

Les pièges de tortue d'eau douce doivent être positionnés afin de permettre aux tortues de respirer. De la même façon, les filets à branchies, qui servent à capturer les amphibiens, sont en partie hors de l'eau pour éviter l'asphyxie et la noyade. Il est également suggéré de placer des perches flottantes dans les pièges pour permettre aux tortues d'y grimper. Toutefois, les perches flottantes ne sont pas toujours nécessaires selon l'espèce et la fréquence des rondes de surveillance. Au moment d'installer les pièges, il ne faut pas oublier que le niveau d'eau risque de changer.

4. Contention physique et manipulation

On applique la méthode de contention en fonction de l'espèce et la durée de la manipulation doit être la plus courte possible. Certains amphibiens et reptiles ne tolèrent pas très bien les manipulations physiques (ex., les petits pléthodontidés ont tendance à surchauffer lorsqu'ils sont en contact avec les mains ou les grosses tortues sont portées à mordre), et leur contention risque d'engendrer des blessures à l'animal ou au manipulateur. Lorsqu'il est nécessaire de manipuler des amphibiens et des reptiles, les chercheurs doivent se rappeler que plusieurs espèces peuvent blesser le personnel qui les manipule ou causer une irritation cutanée.

Un bon nombre d'amphibiens et de reptiles peuvent être attrapés à la main, car ils sont petits et se déplacent lentement. Toutefois, l'usage de la force risque de les blesser sérieusement. L'utilisation de filets, de crochets, de courroies et de boîtes (pas en carton)

ou de sacs de transport est recommandée pour éviter que l'animal ne se blesse ou se débatte. De plus, un amphibien peut être maintenu temporairement dans un sac de plastique, contenant de l'eau et de l'air, et dont la paroi souple amortit les chocs. Enfin, il faut éviter d'enlever la couche protectrice de mucus qui est sur la peau des amphibiens. L'utilisation de filets fabriqués de fibres de tissu convient tout à fait à cette mesure de protection.

Lorsque les chercheurs manipulent les amphibiens à mains nues, ils doivent éviter de porter des insecticides, du parfum, des lotions ou toutes autres substances potentiellement toxiques. Le port de gants de latex protège l'animal contre l'abrasion, les produits chimiques et la propagation des maladies. Par contre, les gants doivent être sans talc ou rincés à l'eau tiède, car le talc irrite la peau des amphibiens.

Les gants de latex servent également à se protéger contre les morsures des animaux (s'il y a lieu) ou contre les sécrétions très toxiques de certains amphibiens. Dans ces cas, le contact avec la peau nue ou les muqueuses est à éviter.

4.1 Grenouilles et crapauds

Il faut agripper les grenouilles et les crapauds de grandeur moyenne (environ 5 g et plus) par la taille (tout juste devant les pattes arrière) lorsque les pattes arrière sont en pleinement déployées. S'ils peuvent fléchir leurs hanches et leurs genoux, ils pourront frapper avec leurs pattes. En ce qui concerne les animaux de plus grande taille, les pattes avant peuvent être immobilisées d'une seconde main.

4.2 Lézards et salamandres

La méthode de contention utilisée avec les lézards et les salamandres de petite taille consiste à appliquer une pression avec le plat de la main sur tout leur corps. Il faut éviter de concentrer la pression sur la queue. Par ailleurs, il est préférable d'agripper les animaux de moyenne et grande taille (environ 5 g et plus) par le corps, soit entre les pattes avant et arrière. Les salamandres aux stades larvaires et néoténiques ne doivent pas être tenues par la tête ou par le cou, car les branchies risquent d'être endommagées.

Il ne faut jamais, sous aucune circonstance, soulever un lézard ou une salamandre par la queue, car ils risquent la perdre. Même s'il ne s'agit pas d'une blessure grave, la perte de la queue peut nuire à la croissance et à la reproduction en les privant de réserves de gras (Derickson, 1976; Bellairs et Bryant, 1985) ainsi qu'à l'intégrité du spécimen. La blessure risque également d'altérer le comportement de l'animal (Ballinger, 1973; Bellairs et Bryant, 1985). L'utilisation de la bonne technique de contention permet d'éviter de telle situation (ex., l'utilisation d'une boîte à compression). Certaines espèces de geckos et de lézards perdent « volontairement » leur queue à l'approche d'un prédateur; par contre, d'autres espèces perdent leur queue seulement s'ils sont soumis à une pression ou à une menace externe.

4.3 Tortues

Il est possible d'immobiliser les tortues marines en leur couvrant les yeux à l'aide d'une étoffe foncée (Palladino *et coll.*, 1990). La méthode sert également à calmer les tortues géantes, comme les tortues serpentines. Pour leur part, les tortues Luth (*Dermochelys coriacea*) peuvent être immobilisées à l'aide d'un filet dans lequel leurs pattes sont placées le long du corps (M. James, comm. pers.). Les tortues à carapace rigide, comme les tortues caouane (*Caretta caretta*), étant plus agressives, elles doivent être manipulées avec soin sinon elles risquent d'affliger des blessures au chercheur. Placer les tortues dans une grande boîte sans lumière aide à la contention (M. James, comm. pers.).

4.4 Serpents

Au cours de la manipulation, le serpent doit être soutenu à plusieurs endroits; concentrer le poids de l'animal en un seul endroit risque de blesser le serpent au niveau des vertèbres.

Les serpents venimeux, comme les serpents à sonnette, sont dangereux et doivent être manipulés avec précautions. La méthode de contention choisie varie selon l'espèce et la nature du projet de recherche. Les interventions sont définies de façon à réduire, voire éliminer, les contacts entre le manipulateur et le serpent. L'utilisation d'un anesthésique comporte sa part de risque et force à retarder la remise en liberté de l'animal. C'est pourquoi l'administration d'un anesthésique n'est pas toujours nécessaire, entre autre, durant les manipulations de routine ou lors de l'examen de santé et des mesures morphologiques sur le terrain et, particulièrement si l'animal est manipulé par un personnel compétent, à l'aide des instruments adéquats.

Pour manipuler les serpents venimeux, il est possible de recourir à une boîte à compression ou d'un tube de plastique transparent. Lors d'une prise de sang ou du sexage, il est préférable d'inciter le serpent à entrer dans un tube de plastique ou d'acrylique transparent à l'aide d'un crochet. La manipulation peut être effectuée sur une table, sur le plancher, dans une chaudière ou directement à partir du sac à serpent. Le tube doit avoir une longueur d'environ 60 cm (24 po) et le diamètre doit être suffisamment large pour permettre le passage de la partie la plus large du corps du serpent sans que ce dernier ne puisse se retourner. Lorsque le tiers du serpent est dans le tube, il suffit d'agripper le serpent et le tube de façon à empêcher l'animal d'avancer ou de reculer dans le tube.

La manipulation des espèces dangereuses est réservée au personnel expérimenté qui doit toujours travailler en équipe. La deuxième personne, qui connaît les méthodes de capture, de manipulation et les mesures de sécurité, doit être présente en tout temps. Lors de la capture de serpents venimeux, des stocks d'antivenin destiné à l'espèce visée, et non périmé, ainsi que la marche à suivre en cas de morsure doivent toujours être à la portée de la main, même lors des excursions sur le terrain. Il est également préférable d'avertir les autorités locales des risques potentiels et de les informer de la marche à suivre en cas de morsure (voir Section 12. Lignes directrices sur la sécurité des humains).

5. Contention chimique et anesthésie

Parmi les renseignements pertinents sur l'anesthésie des amphibiens et des serpents qui sont offerts dans les manuels de Wright (2001a) et Mader (1996), on compte différents protocoles anesthésiques utilisés avec diverses espèces. Toutefois, il faut toujours consulter un vétérinaire expérimenté en matière d'anesthésie chez les amphibiens et les reptiles, lors de la planification d'un nouveau projet de recherche et l'utilisation d'une nouvelle espèce. Quelques produits chimiques excitent l'animal avant d'induire l'anesthésie; c'est pourquoi l'administration d'un tranquillisant est parfois indiquée (ASIH *et coll.*, 1987).

Lors de l'élaboration d'un protocole anesthésique, il ne faut pas reposer celui-ci sur des protocoles destinés aux mammifères. Chez les reptiles, la température ambiante et le ralentissement du métabolisme affectent la réponse anesthésique, et une dose plus petite risque d'être nécessaire. Les anesthésiques injectables peuvent avoir un effet prolongé sur les reptiles : qu'il faut quelques heures pour induire l'animal et quelques jours pour que l'animal récupère (Bennett, 1991; 1996). Sachant que la température affecte le dosage, la vitesse d'induction et la durée du réveil, il faut s'assurer de conserver la température du corps de l'animal à une température idéale.

En outre, la réponse anesthésique peut varier d'une espèce à une autre, voire d'un individu à un autre. Par exemple, lorsqu'il s'agit de comparer l'utilisation des gaz anesthésiques sur trois espèces de serpent, Blouin-Demers *et coll.* (2000) soutiennent que la réponse varie grandement d'une espèce à une autre. Il est donc important de consulter les études publiées ou un vétérinaire spécialisé dans les espèces étudiées avant de procéder à l'anesthésie.

L'anesthésie par hypothermie n'est pas une méthode de choix avec les amphibiens et les reptiles, puisque l'état inconscient n'est pas obtenu assez rapidement et la justesse de la méthode est difficile à évaluer (Martin, 1995).

5.1 Amphibiens

Le caractère perméable de la peau des amphibiens fait en sorte que la méthode de choix pour les anesthésier consiste à les tremper dans une solution d'anesthésique soluble.

Le méthane-sulfonate de tricaïne (TMS), également appelé MS-222[®], est l'anesthésique idéal pour les amphibiens, prenant pour acquis que le dosage est adéquat selon l'espèce et la taille de l'animal, et que ce dernier est surveillé de près. Le National Wildlife Health Center (NWHC) des États-Unis offre des renseignements pertinents sur l'utilisation d'anesthésique chez les amphibiens sur le terrain (http://www.nwhc.usgs.gov/research/amph_dc/sop_anesth.html). En général, les amphibiens sont anesthésiés par submersion dans une solution aqueuse de TMS. Puisque le TMS devient acide lorsqu'il est dissout dans l'eau, la solution impose un stress à l'animal et transforme la plupart des tricaïnes de façon à ce que ceux-ci ne soient pas absorbés

(Wright 2001a). Cela étant dit, la solution de TMS doit alors être tamponnée avec du bicarbonate de sodium. Dans son ouvrage, Wright (2001a) suggère des dosages et des méthodes de tamponnage.

Dans le but de réduire les risques anesthésiques, les chercheurs doivent s'assurer de retirer l'animal de la solution et de bien le rincer à l'eau fraîche pour enlever les résidus d'anesthésique, dès qu'il ne réagit plus à la pression oculaire et au pincement de l'orteil (NWHC, 2001). La solution aqueuse d'anesthésique ne doit pas être rejetée dans l'environnement pour éviter qu'elle ne se retrouve dans l'habitat naturel des amphibiens. Une fois l'animal sous anesthésie, et jusqu'à ce qu'il soit parfaitement éveillé (c.-à-d. plus de 30 min), il faut surveiller l'animal pour ne pas qu'il se noie.

En plus de respirer par les poumons et les branchies, les amphibiens respirent par la peau. Il est important de conserver l'animal humide à l'aide d'une étoffe ou d'un bandage mouillé pour permettre à l'animal anesthésié de respirer par la peau, car la respiration pulmonaire et branchiale est réduite, voire absente.

La durée du réveil varie selon le stade de développement, l'anesthésique, la température, l'espèce et la profondeur anesthésique. En général, la durée d'une anesthésie au TMS dure de 30 à 90 minutes, une fois l'animal rincé à l'eau fraîche. Durant la période de réveil, l'amphibien doit être placé dans de l'eau fraîche à température ambiante et à l'abri des rayons du soleil ainsi qu'à une température excédant 25°C. Lorsque l'animal marche ou nage normalement, il peut être relâché. Autant que possible, les amphibiens doivent être relâchés dans un endroit frais et sombre pour éviter d'être repérés par les prédateurs (NWHC, 2001).

Les anesthésiques injectables, comme le propofol, ont été testés sur les grenouilles (von Esse et Wright, 1999 [www.arav.org/Journals/JA014223.htm]) et peuvent être utilisées lorsque l'utilisation d'un agent injectable est nécessaire.

5.2 Reptiles

Parmi les anesthésiques injectables et inhalants, qui ont été utilisés avec succès sur les serpents, le propofol est un agent qui induit rapidement et en douceur l'anesthésie. Il permet d'effectuer des injections à répétition avec peu d'accumulation et d'effets indésirables comme l'excitation, ainsi qu'un réveil rapide sans effet indésirable. Le propofol est un anesthésique injectable qui est administré par voie intraveineuse ou intra-osseuse. L'agent est rapidement métabolisé et non cumulatif. Par contre, il risque de causer une dépression cardio-pulmonaire selon la dose. L'apnée (arrêt respiratoire) est fréquente à la suite d'une première injection. Il y a apnée ou pas selon la dose et la vitesse d'injection. Pour les interventions de longue durée, une fois les animaux anesthésiés à l'aide d'un anesthésique injectable, certains d'entre eux peuvent être intubés et l'anesthésie maintenue au gaz.

Si un réveil rapide est nécessaire, les gaz anesthésiques volatils, comme l'isoflurane, sont particulièrement utiles. Toutefois, les anesthésiques volatils prennent plus de temps à faire effet, car les reptiles peuvent retenir leur souffle. La vitesse de l'induction au gaz et du réveil varie selon la température; la vitesse étant plus élevée lorsqu'il fait chaud.

Chez les reptiles qui sont faciles à immobiliser, l'anesthésie locale est une option à prendre en considération. Par contre, aucune étude en matière de dose toxique n'a été menée chez les reptiles. Si l'anesthésie locale est la méthode choisie, il faut utiliser une seringue de petit volume et une aiguille de petit calibre.

Chez les serpents, lorsqu'il n'existe pas de documentation sur l'anesthésie de l'espèce étudiée, l'isoflurane est l'agent anesthésique de choix. Blouin-Demers *et coll.* (2000) affirment avoir réveillé tous les serpents qui avaient été endormis à l'isoflurane, contrairement à ceux anesthésiés à l'halothane.

6. Marquage

6.1 Marquage des tissus

Parmi les méthodes efficaces utilisées pour identifier les amphibiens et les reptiles, on compte la photographie et le dessin des motifs de l'animal sur une silhouette en blanc (ex., dessiner les motifs qui sont sur la tête d'un serpent à sonnette). Ces méthodes doivent être envisagées avant toutes autres méthodes plus invasives.

Lorsque les méthodes d'identification requièrent une chirurgie mineure, il faut utiliser une anesthésie locale (ex., lidocaïne 2%) au site de la chirurgie (Wright, 2001b).

6.1.1 Tatouages, peintures et colorants

Même si le tatouage a été utilisé avec succès chez les amphibiens et les reptiles, la procédure est longue, et il faut enlever toutes les sécrétions de la peau. Avant de tatouer la peau, il faut s'assurer que : 1) le choix du colorant fera contraste avec la pigmentation de la peau; et 2) la perte de lisibilité à la suite de la diffusion du colorant. Lorsque la toxicité de l'agent utilisé est inconnue, il faut effectuer des recherches dans les ouvrages de référence ou effectuer des essais en laboratoire avant d'en faire l'utilisation sur le terrain.

En général, l'utilisation de la peinture ne doit être réservée qu'à certains usages bien précis (c.-à-d. lorsqu'il faut identifier l'animal d'un rapide coup d'œil). On ne doit jamais peindre la peau moite et perméable des amphibiens. Bien que la peau des reptiles soit moins perméable, sa perméabilité est variable selon les espèces et c'est pour cette raison que la peinture ou les solvants de la peinture peuvent éventuellement être absorbés et provoquer la mort de certains animaux. Dans le même ordre d'idée, la peinture ne doit pas être appliquée sur les carènes de la carapace d'une tortue, car la présence de peinture à cet endroit peut déformer la carapace lorsque celle-ci grandit, en particulier lorsque la tortue

est à un stade subadulte. De plus, l'application de peinture comme marquage temporaire n'est pas indiquée chez les tortues qui ne se baignent pas ou qui ne perdent pas leurs écailles facilement (ex., tortues serpentes), car la peinture risque d'y rester longtemps. Lorsque la peinture est la méthode choisie, seules les peintures contenant des pigments, des bases et des solvants non toxiques doivent être appliquées. Si la couleur est trop vive, elle risque de nuire au camouflage de l'animal.

Il est possible d'injecter un plastique inerte de couleur dans les palmures des amphibiens pour les identifier. De plus, la technique d'implant d'élastomère visible (VIE), conçue pour les poissons, est de plus en plus utilisée chez les amphibiens. Des études en cours ont démontré que VIE est une méthode de marquage permanente (Binckley *et coll.*, 1998). Par contre, il faut se rappeler que le marqueur risque de migrer s'il est placé à l'intérieur de la cuisse. Le marqueur risque également de ne pas être suffisamment fluorescent sur la peau foncée de la plupart des amphibiens. Le marqueur VIE doit rester au froid jusqu'à l'injection.

6.1.2 Marquage sur la carapace

Chez la plupart des espèces de tortues terrestres, il est possible de marquer la carapace en faisant des entailles ou des petits trous dans les écailles marginales de la carapace. Les codes d'identification sont présentés dans l'ouvrage de Ferner (1979).

Les étiquettes de tissus vivants (c.-à-d. greffer un morceau de plastron, de couleur plus pâle, sur la carapace) constituent une méthode acceptable chez les tortues marines à carapace rigide. Cette méthode est toutefois longue et demande une attention particulière au moment de l'identification des sujets (Fontaine et Schexnayder, 1995).

6.1.3 Ablation des phalanges

L'ablation des phalanges ne doit être utilisée qu'en dernier recours. Lorsqu'il existe d'autres méthodes de marquage permanent moins douloureuses qui n'affectent pas le comportement ou la survie des animaux, on recommande de les utiliser. Enfin, l'ablation des phalanges ne doit pas être effectuée chez les chéloniens et les lézards.

Même si l'ablation des phalanges a été effectuée par le passé, en prétendant que l'intervention avait peu ou pas d'effet sur le comportement et la survie des animaux (Ferner, 1979), il reste que Davis et Ovaska (2001), dans leur ouvrage, stipulent que les effets réels sont, en fait, plutôt méconnus. Au cours de leur étude, ils ont remarqué que le comportement des salamandres qui ont subi une ablation au niveau des phalanges a changé légèrement, ce qui pourrait réduire les chances de survie. De plus, selon Wright (2001b), l'ablation des phalanges sur le terrain a ouvert la porte à de sérieux problèmes de santé chez certains amphibiens : inflammation et nécrose du site pouvant causer une infection généralisée.

Lorsque l'ablation des phalanges est la seule méthode possible, il faut se limiter à l'ablation d'un seul orteil par patte. De plus, il ne faut pas procéder à l'ablation de phalanges adaptés pour exercer une fonction précise : le creusage, l'escalade, l'amplexus et la propulsion. La méthode de codification pour une ablation minimale est présentée dans les ouvrages de Ferner (1979) et de Donnelly *et coll.* (1994).

Avant de procéder à la taille de l'orteil, l'amphibien doit être sous anesthésie ou bien avoir reçu une analgésie suffisante (ex., lidocaïne 2% appliquée localement), et le site doit être désinfecté selon un protocole chirurgical (Wright, 2001b). Dans la mesure du possible, l'amputation est effectuée à l'articulation interphalangienne (Wright, 2001b). Une agrafe en acier inoxydable ou un fil à suture (monofilament résorbable) stériles sert de garrot avant l'amputation. Un adhésif chirurgical est ensuite appliqué (Wright, 2001b). Il faut éviter d'appliquer des agrafes chez les amphibiens qui seront relâchés, car il risque d'y avoir enchevêtrement (Wright, 2001b).

Il faut se rappeler que les doigts peuvent se régénérer chez les salamandres, les tritons et certaines grenouilles. Toutefois, il est possible d'empêcher la régénération en cautérisant la plaie à l'aide de solutions comme de l'acétate de phénylmercure. Par contre, il est important de savoir que les composés de mercure sont toxiques pour l'environnement.

Pour maximiser l'obtention des données, il est possible de conserver l'orteil dans une solution de formaline tamponnée à 10% pour déterminer l'âge à l'aide de la squelettechronologie, ou dans de l'éthanol à 70% à 100% pour mener l'analyse génétique.

6.1.4 Marquage au fer et enlèvement d'écaille

Le marquage au fer et l'enlèvement des écailles sont des méthodes invasives qui ne sont pas suggérées. Ces techniques laissent des marques permanentes chez les serpents et les marques ne semblent pas augmenter le taux de mortalité ni nuire à leur déplacement. Par contre, chez les amphibiens, la marque au fer risque de disparaître après quelques mois.

Selon un code numérique normalisé (Ferner, 1979), les écailles sont enlevées à l'aide de petits ciseaux chirurgicaux ou d'un cautère. La guérison est généralement rapide et les infections sont rares. Parmi les méthodes semblables, on compte l'inscription de lettres ou de chiffres sur la peau à l'aide d'un électrocautère. Les couches profondes de la peau doivent être cautérisées pour éviter la régénération de celle-ci.

Il est fortement recommandé d'appliquer un anesthésique local (aérosols à base de benzocaïne, comme le Cetacaïne, ou un anesthésique local injectable, comme la lidocaïne 2%), lors du marquage au fer ou à l'électrocautère. Puisque la peau des reptiles est assez imperméable, l'effet de l'anesthésique topique n'est pas très efficace.

6.2 Bague et étiquetage

Le choix de la méthode de marquage repose sur l'espèce, l'habitat et le but du projet de recherche. Certaines restrictions s'appliquent à ces méthodes, comme il en est question dans les *Lignes directrices sur : le soin et l'utilisation des animaux sauvages*. En général, les étiquettes externes sont contre-indiquées chez les amphibiens et les reptiles, sauf chez les tortues. Elles le sont d'autant plus chez les animaux au corps fin et allongé comme les serpents et plusieurs lézards.

Le résultat de l'utilisation de méthodes différentes mais semblables peut varier grandement. Par exemple, les étiquettes de nageoire en plastique (Rototag en deux morceaux) qui sont posées sur les nageoires de certaines tortues semblent tenir assez longtemps sans causer d'infection importante ou de nécrose (Van Dam et Diez, 1997), alors que sur d'autres espèces de tortues marines, il y a une importante perte d'étiquettes (Eckert et Eckert, 1989). De plus, les étiquettes qui sont posées sur les nageoires avant des tortues marines ont tendance à s'emmêler dans les filets à branchies (Nichols et Seminoff, 1998).

Il arrive que les bagues et les billes de couleur soient utilisées chez les amphibiens et les reptiles. Il est possible de les coudre sur la tête ou au creux de la queue du lézard ou bien encore sur la sonnette du serpent à sonnette. Chez les amphibiens, des billes de couleurs variées peuvent être enfilées sur un fil en acier inoxydable à travers la cuisse et qui est attaché au fémur (ou bien inséré dans la queue des espèces de salamandre qui ne perdent pas leur queue) (Wright, 2001b). Lorsque cette méthode est utilisée, il y a des risques que les fils se mêlent. De plus, une mauvaise insertion de la broche peut causer la nécrose du muscle et de l'os (Wright, 2001b).

Des plaques d'identification ressemblant au disque de Peterson ont été fixées sur la palmure entre les orteils des pattes postérieures. Toutefois, seules les grosses grenouilles peuvent s'habituer aux petits disques d'identification entre leurs palmures.

Après avoir été associés à de nombreuses mortalités chez les tortues en eau douce, les disques de Peterson ont été remplacés par des rubans de couleur en mylar de 2,5 à 5 cm. En plus de la taille, des plaques d'identification du type disque et celles du type agrafe pour l'oreille peuvent être fixées dans les palmures entre les orteils. Par contre, les agrafes semblent nuire aux tortues lorsqu'elles creusent leur nid.

Dans le cadre d'une étude échelonnée sur plus de 25 ans, certaines espèces de tortues (ex., tortues serpentes, *Chelydra serpentina*) ont conservé leur étiquette numérique, en duraluminium fixée à l'arrière de leur carapace à l'aide d'un fil d'acier inoxydable. Des étiquettes de nageoire en métal ont déjà été posées sur des nageoires de tortues marines, mais le mode d'attache des étiquettes doit laisser suffisamment de place pour la croissance de la tortue sinon il y a risque de nécrose et l'étiquette tombera (Prince, 1996).

6.2.1 Transpondeurs PIT

Les transpondeurs passifs intégrés (PIT), ou micropuces, servent à identifier les amphibiens et les reptiles de façon permanente, et ils peuvent être utilisés comme méthode d'identification auxiliaire. Selon Wright (2001b), les transpondeurs ont pu être utilisés sur une variété d'espèces dont les tritons, nouvellement métamorphosés de plus de 2 grammes. Il faut recapter l'animal et utiliser du matériel spécialisé pour identifier et lire le code du transpondeur, à l'aide de cette méthode.

Une fois le site désinfecté, selon le protocole chirurgical, la micropuce est implantée de façon sous-cutanée ou intrapéritonéale. Autant que possible, un adhésif chirurgical (cyanoacrylate) sert à refermer l'incision. L'utilisation de l'adhésif permet d'éviter que l'implant soit expulsé de la plaie durant la cicatrisation (Wright, 2001b).

Parmi les complications qui sont survenues lors de l'utilisation des transpondeurs PIT, on compte : la migration du transpondeur lorsqu'il est implanté de façon sous-cutanée ou interne, rendant leur lecture plus difficile; bris de la puce et la perte du signal (Wright, 2001b). Il est également possible d'injecter l'implant PIT dans l'épaule ou la nageoire des tortues marines, mais il arrive que les implants migrent en profondeur et ne soient plus lisibles.

6.2.2 Fil à encodage binaire ou analogue

Le fil à encodage binaire ou analogue est une méthode largement utilisée chez les poissons, mais qui est parfois employé sur les amphibiens. Le fil, de taille quasi microscopique, est détecté de façon électronique. Seule ombre au tableau, il faut attendre que l'animal meure avant de pouvoir lire et récupérer l'implant. Par contre, étant peu invasive et permanente et le dispositif de petite taille, la méthode peut être indiquée pour certains projets de recherche.

6.2.3 Radars harmoniques

Les systèmes de radars harmoniques offrent certains avantages sur la radiotéléométrie : l'émetteur est plus léger, car il ne contient pas de pile et le radar harmonique est multidirectionnel tout en étant capable de localiser les émetteurs sous la terre, sous une roche et même derrière un arbre.

7. Émetteurs radio

Attacher un petit émetteur radio sur un amphibien ou un reptile est rendu chose courante lorsqu'il faut localiser et suivre les déplacements d'un individu. Autrefois, les émetteurs n'étaient pas conçus pour un grand nombre d'amphibiens et de reptiles à cause de leur petite taille et des habitudes de vie (sous la terre ou à l'étroit) de ces derniers. Toutefois,

les chercheurs doivent considérer toutes les méthodes disponibles et choisir un émetteur et une méthode d'attache qui conviennent à l'anatomie et au comportement naturel de l'espèce étudiée.

7.1 Émetteur attaché à l'extérieur du corps

La méthode n'est pas indiquée lorsque la pose de l'émetteur risque de nuire à la reproduction, la locomotion, les interactions de comportement, la thermorégulation, la mue et tout autre activité normale de l'animal. La forme de l'émetteur et son point d'attache doivent être tels qu'ils ne représentent aucun risque d'enchevêtrement avec la végétation ou d'autres obstacles. Chez les espèces cryptiques, comme le crapaud, l'émetteur doit être camouflé.

À la fin de l'étude, il faut retirer l'émetteur, sinon l'attacher à l'aide d'un dispositif d'auto-libération. Les amphibiens et les reptiles grandissent durant toute leur vie. C'est pourquoi il faut retirer les émetteurs après un certain temps, car ils peuvent éventuellement devenir une source de constrictions ou d'irritations pour les animaux.

Chez un bon nombre d'amphibiens et de reptiles, il est possible de fixer les émetteurs à l'aide de harnais (comme des tubes vides de petits diamètres en PVC) ou d'autres techniques, mais le dispositif risque d'altérer l'apparence de l'animal de façon à modifier son comportement, ainsi que son interaction avec ses semblables et les prédateurs. La méthode choisie pour attacher l'émetteur doit être adaptée à l'espèce étudiée. De plus, au cours d'une étude sur les grenouilles tachetées, Bull (2000) a remarqué que le sexe et la période de l'année jouent un rôle important dans le choix de la méthode. En comparant l'utilisation de deux méthodes, une bande à la taille et un brassard, Bull (2000) mentionne qu'il faut observer les sujets fréquemment, car l'irritation apparaît rapidement dans les deux cas, mais plus particulièrement avec le brassard.

Les émetteurs radio peuvent être vissés ou agrafés au rebord de la carapace des tortues terrestres ou d'eau douce. Ils peuvent également être suturés sur le dos des lézards de grande taille ou au corps aplati.

Lorsque les émetteurs sont attachés aux écailles de la carapace des tortues marines à carapace rigide à l'aide d'époxy, il arrive que les écailles se détachent (M. James, comm. pers.). De plus, le durcisseur de l'époxy (époxy en deux étapes) risque d'infliger des brûlures. Par contre, il existe des époxydes en deux étapes qui se polymérisent sous l'eau, réduisant considérablement l'émission de chaleur. (Hickerson, 1999). Parmi les amalgames qui durcissent sans dégager de chaleur, on compte l'élastomère de silicone combiné à la résine de polymère qui est appliqué en deux couches (Hickerson, 1999).

Lorsque les harnais sont installés sur les tortues marines, ils doivent être fabriqués de bandes élastiques et de tubes de PVC souples qui épousent les membres de l'animal et empêchent les frottements et la corrosion du harnais, sinon il y aurait éventuellement perte de l'émetteur (M. James, comm. pers.). Il est également possible de fixer l'émetteur à la

pointe postérieure de la carapace des tortues marines à carapace rigide à l'aide d'une boucle faite de monofilament et passée à travers un trou dans une écaille (M. James, comm. pers.). Les chercheurs qui travaillent avec les tortues marines doivent se rappeler que les vieux émetteurs rectangulaires nuisent à l'hydrodynamisme et qu'il est préférable d'utiliser les modèles plus petits qui ont une forme en ellipse et une antenne interne (Watson et Granger, 1998).

7.2 Émetteurs implantés et par gavage

Dans son ouvrage, Madison (1997) remarque que l'utilisation des émetteurs implantés et par gavage convient davantage que les émetteurs externes pour les études à long terme chez les espèces qui creusent comme les salamandres.

Chez les grands serpents et les lézards, ainsi que chez les salamandres et les grenouilles de grande taille, il est possible d'implanter l'émetteur dans ou hors de la cavité corporelle, grâce à une intervention chirurgicale. L'émetteur est choisi en fonction de sa taille et de sa masse, et il doit être enrobé d'un enduit imperméable biologiquement inerte. De plus, les chercheurs doivent être conscients des effets physiologiques et comportementaux de l'implant sur l'espèce à l'étude. Par exemple, Graves et Duvall (1993) ont remarqué que les émetteurs implantés tôt dans la saison provoquaient la résorption des follicules et, par le fait même, nuisaient à la reproduction.

Les émetteurs doivent être implantés de façon à ne pas nuire aux organes qui les entourent. Dans le cas des implants cœlomiques et sous-cutanés, il est préférable de les suturer à la paroi afin qu'ils ne bougent pas et n'entrent pas en contact avec les organes vitaux. L'implantation doit être effectuée par des chercheurs entraînés et expérimentés, ainsi que sous la supervision d'un vétérinaire (consulter l'ouvrage de Reinert et Cundall, 1982 pour connaître les techniques jugées acceptables).

Les émetteurs administrés par gavage risquent d'altérer les données recueillies, car le passage du dispositif risque de simuler le passage de nourriture dans l'estomac et modifier le comportement thermorégulateur de l'animal. La capsule qui est gavée doit être suffisamment petite pour descendre dans l'œsophage sans empêcher le passage de la nourriture et pour être régurgité, au besoin. Cette contrainte encourage l'utilisation du plus petit émetteur possible et ce dernier ne devrait pas peser plus de 1% de la masse de l'animal. Les émetteurs peuvent rester dans le système digestif pendant plusieurs jours, ce qui permet d'amasser les données nécessaires en matière de déplacement et de température corporelle (Sato *et coll.*, 1994; 1995).

La taille minimale d'un serpent qui peut recevoir un implant varie selon la taille de l'émetteur et les compétences du chirurgien. En général, la largeur de l'émetteur ne devrait pas dépasser 50% de celle du serpent, au site de la chirurgie, et le poids, 5% de celui du serpent. L'implantation ne posera donc aucun problème chez les espèces au corps très large, comme le serpent à sonnette de Massasauga, chez lequel les individus d'aussi peu que 30 à 40 cm peuvent recevoir un implant.

Chez les femelles gestantes (qui perdent jusqu'à 50% de leur poids corporel à la mise bas), l'émetteur ne doit pas excéder plus de 2,5% du poids de l'individu. À moins qu'il n'y ait pénurie d'animaux lors de l'étude, cette norme doit être observée à la lettre, car le stress causé par la gestation et la parturition est un facteur de mortalité post-partum important auquel viendrait s'ajouter la présence de l'implant. Implanter une femelle dont la gestation est avancée augmente les risques de complication à la parturition. De plus, les contractions, lors de la parturition, peuvent causer la déhiscence d'une plaie qui n'est pas complètement guérie. L'implantation par chirurgie ne doit pas avoir lieu plus tard que la quatrième semaine avant la mise bas et aucune intervention chirurgicale ne devrait avoir lieu après la mi-juin. Il faut se rappeler que la période de parturition varie amplement d'une année à l'autre.

Chez les serpents, l'effet de l'inflammation post implantation sur l'ovulation et l'adhérence du follicule dans l'oviducte est méconnu, mais il existe des risques de complication. Habituellement, l'émetteur est implanté aux deux tiers de la distance qui sépare la bouche du cloaque, c'est-à-dire tout juste à côté, ou au-dessus, des ovaires. Lorsqu'une femelle a de gros follicules préovulatoires, l'implantation risque de causer un traumatisme. Dans les cas de débilitation lors de l'ovulation, il est possible que les œufs soient expulsés de l'oviducte vers le cœlome, causant une péritonite. De plus, une implantation effectuée trop tôt durant la gestation risque de provoquer la résorption du follicule. Chez la femelle gravide, la gestation peut causer un stress et une forme de débilitation qui s'amplifiera au moment de la chirurgie. C'est pourquoi il est préférable d'accorder environ deux semaines de convalescence à la femelle après la mise bas avant d'implanter un émetteur.

À la suite d'une chirurgie, le serpent doit être gardé dans un local d'hébergement chaud (28° à 30°C) pendant au moins 24 heures. Lorsque l'individu s'abstient de boire et de manger, un volume de fluides intracœlomique (saline stérile courante) équivalent à 2% du poids corporel du serpent peut être administré par voie intrapéritonéale (IP) afin de s'assurer que l'animal est bien hydraté avant sa remise en liberté. L'administration d'un antibiotique peut être nécessaire et les chercheurs doivent être consultés avant d'effectuer toute procédure afin d'assurer des soins postopératoires adéquats. Le prolongement de la convalescence de 3 à 6 jours permet au serpent d'atteindre et de maintenir sa température corporelle préférentielle. Par contre, dans le but de réduire le stress que doit subir le serpent, ce dernier doit être relâché le plus rapidement possible, soit dès que ses capacités locomotrices sont revenues à la normale.

Un serpent a besoin d'un minimum de quatre semaines après l'intervention chirurgicale pour guérir complètement. D'une part, aucune femelle ne doit être implantée après la mi-juin, d'autre part, aucun serpent ne doit subir l'intervention plus tard que la fin d'août, car ils doivent être guéris avant le début de la période d'hibernation (en Ontario, le Snake and Lizard Advisory Group recommande de ne pas effectuer d'implantation après le 1^{er} août [Willson, en prép.]). Par contre, lorsqu'il faut poser un implant après le mois d'août, les serpents doivent être gardés en captivité jusqu'à ce que la plaie soit guérie. Il est donc important de s'assurer que le délai engendré ne les empêche pas d'atteindre le site d'hibernation à temps. Pour de plus amples renseignements, le Ministère des Ressources

naturelles de l'Ontario vous invite à consulter le Snake and Lizard Advisory Group (contacter Roxanne St-Martin, 705-755-3201; roxanne.stmartin@mnr.gov.on.ca).

8. Procédures médicales et chirurgicales

La perception de la douleur des amphibiens ressemble sensiblement à celle des mammifères. C'est pourquoi un analgésique et un anesthésique doivent être administrés lors de procédures invasives ou potentiellement douloureuses.

Il faut utiliser les protocoles de préparation chirurgicale adéquats pour préparer la peau à toutes interventions jugées invasives (ex., biopsies, incisions ou amputations). L'utilisation d'agent contenant de l'alcool est contre-indiquée, car il est absorbé par la peau et dissout les sécrétions en surface qui protège l'animale contre la déshydratation et les infections. Il ne faut pas utiliser l'iode, car il s'agit d'un antiseptique topique qui est létal pour les amphibiens. La tétracycline (topique) est efficace pour les infections cutanées, mais il s'agit d'un antibiotique puissant qui peut être injecté intramusculairement. Chez la grenouille, une injection dans les sacs dorsaux lymphatiques permet d'administrer une dose de façon rapide. Par contre, il faut s'assurer que l'absorption ne soit pas trop rapide.

À ce jour, il existe très peu de données à propos des effets de l'analgésie sur les amphibiens (Wright, 2001b) et les reptiles (Bennett, 1996). Dans son ouvrage, Bennett (1996) remarque que les anti-inflammatoires non stéroïdiens, comme la méglumine de flunixin, procurent un soulagement au reptile. Par contre, chez les amphibiens, l'application d'un analgésique ou d'un antiseptique risque d'être plus létale que l'absence de traitement.

8.1 Prélèvement sanguin

Chez les grenouilles et les crapauds, il est possible de prélever du sang des veines fémorale, ventro-abdominale et linguale (Whitaker et Wright, 2001). Chez la plupart des salamandres, la veine ventrale de la queue demeure l'endroit où le prélèvement est le plus facile (Whitaker et Wright, 2001). La ponction cardiaque est également possible, mais la procédure est invasive et requiert que l'animal soit sous anesthésie à moins d'une contention solide. Il faut se rappeler que l'anesthésie risque de se révéler plus traumatique que la ponction cardiaque elle-même. Si l'animal n'est pas surveillé adéquatement, l'anesthésie comporte certains risques. Par contre, il est important d'évaluer le niveau de stress (avec et sans anesthésie) qui est occasionné par la ponction cardiaque avant d'arrêter son choix sur une méthode (Busk *et coll.*, 2000; B. Pauli, comm. pers.).

En ce qui concerne les reptiles, Campbell (1996) indique que le sang est souvent prélevé à partir de la veine ventrale coccygienne chez les lézards alors que chez les chéloniens, le sang est prélevé à partir d'un certain nombre d'endroits : veine jugulaire, le sinus veineux dorsal coccygien, le cœur, et la veine ou l'artère branchiale.

Chez les serpents, le sang est prélevé dans la veine ventrale de la queue. Une fois le serpent immobilisé, le site de prélèvement est nettoyé à l'aide d'un tampon d'alcool. Le corps du serpent doit être ramené à la verticale pour assurer une bonne circulation sanguine dans la queue. L'aiguille est alors insérée avec soin entre les écailles à un angle de 45°, à mi-chemin (ou aux deux tiers) entre le cloaque et le bout de la queue. Pour s'assurer d'atteindre la veine ou l'artère caudale qui est située de façon centrale, il est préférable d'insérer l'aiguille le long de la ligne médiane de la surface ventrale de la queue. L'aiguille est insérée lentement jusqu'à ce que la vertèbre caudale offre une résistance. Ensuite, l'aiguille est légèrement retirée (0,5 à 2,0 mm), puis, le piston de la seringue est tiré lentement pour aspirer le sang.

Lorsque l'aiguille est bien dans la veine ou l'artère caudale, l'embout de la seringue se remplit rapidement de sang, et il est alors possible de prélever la quantité de sang nécessaire. Si le sang ne vient pas tout de suite, ou qu'il arrête, il faut retirer et enfoncer l'aiguille de quelques mm, ou bien la tourner, jusqu'à ce que le sang vienne. En fin de compte, il arrive qu'il faille retirer l'aiguille complètement et insérer une nouvelle aiguille à un nouveau site pour atteindre le centre de la veine ou l'artère et obtenir le débit sanguin suffisant.

Une fois le prélèvement terminé, il faut retirer l'aiguille et appuyer légèrement au site de prélèvement pour arrêter l'écoulement sanguin.

Chez les serpents de grande taille et aussi chez les tortues, il est possible de prélever du sang par ponction cardiaque, mais la méthode comporte certains risques. Lorsque cette méthode est choisie, la personne qui procède à l'intervention doit connaître parfaitement l'anatomie de l'espèce (Tyler, 1999).

8.2 Analyse de l'ADN

Un échantillon d'ADN peut être obtenu à partir de la peau d'un serpent qui vient de muer (Clark, 1998) et par le grattage des écailles.

De plus, il est possible d'effectuer une biopsie à partir de l'orteil taillé lors du marquage (voir la Section 6.1.3 Ablation des phalanges pour connaître les techniques de conservation).

Lorsque l'intervention est effectuée avec soin et avec les instruments de taille adéquate, un échantillon de peau peut être prélevé grâce à une biopsie effectuée dans la région dorsale axiale de la nageoire arrière chez les tortues marines capturées sans causer de saignement important (Dutton et Balazs, 1995). Il est également possible de prélever un échantillon sur les rebords des nageoires antérieures à l'aide d'un poinçon à biopsie.

9. Transport

Le retrait de l'environnement naturel, l'importation et l'exportation des taxa menacés ou en voie d'extinction sont interdits à moins que ce soit fait selon les normes en vigueur et en collaboration avec des spécialistes en conservation de la faune.

Pendant le transport, les amphibiens et les reptiles doivent être placés dans une caisse fermée, suffisamment ventilée, fabriquée à partir de matériaux non toxiques et isolée de façon à protéger l'animal contre les écarts température (IATA, 2001). La *Réglementation du transport des animaux vivants* de l'Association du transport aérien international (IATA) constitue une bonne source d'information sur la fabrication des caisses et la quantité d'animaux à y mettre. Toutes les caisses réutilisables doivent être dûment lavées, désinfectées ou stérilisées (IATA, 2001).

La plupart des espèces peuvent être placée dans un sac de coton, à l'ouverture nouée, ou dans une glacière en polystyrène, pour les transports de courte durée. Il faut toutefois s'assurer que le sac ne soit pas troué. De plus, une attention particulière est apportée à la ventilation et à la protection contre les températures extrêmes. Puisque les spécimens ont tendance à surchauffer rapidement, il faut garder les sacs loin des sources de chaleur et à l'abri du soleil.

9.1 Amphibiens

Les amphibiens doivent être conservés à l'humidité. Pour ce faire, il suffit de mouiller le sac ou de placer de la mousse ou des serviettes de papier mouillées dans les caisses de plastiques. Il faut faire attention au poids du tissu mouillé des sacs, car il peut écraser les petits amphibiens. Il est possible de transporter les amphibiens dans un sac de plastique fermé dans lequel on a versé de l'eau et insufflé de l'air. Encore une fois, il faut conserver les sacs et les caisses au frais et à l'abri des rayons du soleil.

Lorsque les amphibiens sont transportés, il faut utiliser deux types de caisses : un contenant d'emballage où est confiné l'animal, et un caisson extérieur rigide qui renferme le contenant d'emballage. Ce dernier doit être résistant à l'eau et ne pas se dégrader lorsqu'il est mouillé. Les boîtes de carton sont à éviter, car elles risquent de s'affaisser et se déchirer si elles sont mouillées par des accessoires humides ou par de l'urine. Des contenants de plastique ou de polystyrène (ex. contenant de margarine) peuvent servir pour transporter les amphibiens. Il est important de bien nettoyer, rincer et laisser sécher à l'air libre les contenants avant de les utiliser. Il faut toutefois percer des petits trous ($\frac{1}{8}$ à $\frac{1}{4}$ po) dans le couvercle et sur les côtés pour favoriser une bonne ventilation. Les trous sont habituellement faits de l'intérieur vers l'extérieur pour éviter que les animaux ne soient irrités par les rebords.

La taille du contenant varie amplement selon la taille et le niveau d'activité de l'amphibien transporté. Les anoures ont tendance à sauter durant le transport et elles se blessent parfois. Il faut donc limiter la hauteur libre dans de contenant pour éviter les blessures :

les anoures dont le corps mesure plus de 15 cm sont de bons sauteurs et ne doivent pas avoir plus de 2,5 cm de libre en hauteur, alors que les petites anoures ne doivent pas en avoir plus de 5 cm.

Il doit y avoir une couche protectrice au fond du contenant pour réduire les blessures. Le matériel protecteur peut également servir de source d'eau lors des transports. Toutefois, le choix du matériel protecteur doit être fait judicieusement pour éviter d'irriter la peau sensible des amphibiens. La présence de sphaigne mouillée ou une feuille de mousse déchiquetée procure à l'animal un abri aéré. La mousse doit être humide et non détrempée, sinon elle risque de s'affaisser et d'écraser, d'emprisonner ou de noyer les petits animaux. Des morceaux ou des copeaux d'éponge humides peuvent être utilisés. Par contre, il faut éviter l'utilisation de serviettes de papier mouillées, car elles ne protègent pas contre les impacts.

Les sacs de tissu humide (30 x 45 cm), à l'exception de la jute ou de toute autre fibre abrasive, peuvent servir de contenant d'emballage pour restreindre le mouvement.

Les rebords et les couvercles doivent être bien fermés et scellés. Ensuite, les contenants sont placés dans la caisse de transport rigide. Il est suggéré de placer du papier journal ou des copeaux de polystyrène entre les contenants dans la caisse de transport pour éviter qu'ils ne se cognent durant le transport.

La plupart des espèces doivent être conservées à des températures qui varient de 16°C à 28°C. Les caisses de transport isolées (une boîte de polystyrène placée dans une boîte de carton) protègent les animaux contre les écarts brusques de températures et les températures extrêmes. Il existe également des boîtes à l'épreuve de l'eau fabriquées de fibre de verre ou de contreplaqué tapissé de mousse ou bien encore de polystyrène. Dans les cas de températures extérieures extrêmes, il est possible d'inclure des sacs chauffants ou refroidissants dans la caisse de transport. Par contre, l'effet des sacs est d'une durée relativement courte ne permettant pas de laisser les caisses et les animaux à des températures extrêmes pour une période de temps prolongée. Lorsque les conditions météorologiques sont extrêmes, il est préférable d'attendre une température plus clémente avant de transporter les animaux.

Pour éviter les risques de cannibalisme, d'agression inter-espèces ou de toxicité entre certaines espèces, il faut éviter de mélanger les animaux de différentes tailles (petite et moyenne) ou d'espèces différentes ainsi que de surpeupler les contenants d'emballages. De plus, le choix de la taille du contenant doit reposer sur les recommandations qui suivent :

- Les grands amphibiens (anoures dont le corps mesure plus de 15 cm et les autres amphibiens dont la longueur totale dépasse 30 cm) doivent être transportés individuellement. Le contenant d'emballage doit contenir au moins un volume de 5 L et avoir un diamètre permettant à toute la partie ventrale de l'animal de toucher le fond. Les sacs de tissu doivent avoir une dimension d'au moins 30 x 45 cm.

- Les amphibiens de taille moyenne (anoures dont le corps mesure de 6 à 15 cm et les autres amphibiens qui ont une longueur totale de 15 à 30 cm) peuvent être transportés en groupe maximal de 20 animaux par contenant. Chaque animal doit avoir un espace minimal de 250 ml et la dimension du contenant doit permettre à la surface ventrale de tous les amphibiens d'entrer en contact avec le fond. Les sacs en plastique doivent avoir une dimension minimale de 30 x 45 cm.
- Les amphibiens de petite taille (anoures dont le corps mesure de 3 à 6 cm et les autres amphibiens qui ont une longueur totale de 6 à 15 cm) peuvent être transportés en groupe maximal de 40 animaux par contenant. Chaque animal doit avoir un espace minimal de 100 ml et la dimension du contenant doit pouvoir permettre à la surface ventrale de tous les amphibiens d'entrer en contact avec le fond. Les sacs en plastique doivent avoir une dimension minimale de 30 x 45 cm.
- Les amphibiens de très petite taille (anoures dont le corps mesure moins de 3 cm et les autres amphibiens qui ont une longueur totale de moins de 6 cm) peuvent être transportés en groupe maximal de 50 animaux par contenant. Chaque animal doit avoir un espace minimal de 50 ml et la dimension du contenant doit pouvoir permettre à la surface ventrale de tous les amphibiens d'entrer en contact avec le fond. Les sacs de tissus ne sont pas indiqués pour les très petits animaux.

Les larves d'amphibiens doivent être transportées dans un contenant avec de l'eau et une bonne quantité d'air. En fait, les larves sont d'excellentes candidates pour les sacs en plastiques qui contiennent plus d'air que d'eau. Il faut parfois rajouter de l'air frais dans les sacs.

Lorsque les espèces particulièrement toxiques (ex., les grenouilles des marais et les tritons de la côte ouest) doivent être maintenues dans les contenants pendant quelques jours, ce qui n'est pas l'idéal, l'eau doit être changée au cours de cette période.

9.2 Reptiles

Les tortues en eau douce doivent être transportées dans un sac de tissu mouillé, alors que les lézards et les serpents peuvent être transportés dans un sac de tissu sec, à condition qu'ils puissent être aspergés d'eau si le voyage dure plus d'une journée.

Les serpents venimeux se transportent bien dans un sac de tissu, mais ce dernier doit être déposé dans une boîte de bois ou de métal pour s'assurer qu'ils ne s'échappent pas ni ne mordent le manipulateur à travers le sac. Le contenant doit être isolé (ex., une caisse en contreplaqué dont l'intérieur est tapissé de polystyrène solide). Les serpents venimeux doivent être placés dans une double boîte : chaque serpent est placé dans un sac de tissu noué qui est placé dans une boîte, ou contenant, scellé, qui est placé à son tour dans une caisse isolée pour le transport. Du papier journal chiffonné doit être placé autour des petites boîtes pour éviter qu'elles se frappent durant le transport.

10. Hébergement et soins

Les conditions d'hébergement des animaux maintenus en captivité sur le terrain doivent être adaptées à l'espèce et contribuer à leur santé ainsi qu'à leur bien-être, en particulier, lorsqu'il s'agit de répondre aux besoins sociaux et comportementaux de l'animal (CCPA, 1993, vol. 1, chap. VI).

Selon le chapitre II du *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation*, vol. 2 (CCPA, 1984), les amphibiens et les reptiles qui sont destinés à demeurer en captivité pour une longue période ont besoin de soins particuliers. Dans son ouvrage, Tyler (1999) propose d'autres renseignements pertinents.

10.1 Hébergement

Les amphibiens et les reptiles qui sont en captivité risquent de souffrir d'irritation après avoir essayé de creuser pour sortir de la cage, c'est pourquoi il faut concevoir des cages aux formes arrondies (sans coin) et au fini lisse. Le couvercle doit également être ajusté.

La plupart des amphibiens et des reptiles bénéficieront davantage d'une cage aménagée à l'image de leur milieu naturel lors d'un hébergement de longue durée. Un tel enrichissement est souvent bien simple. Par exemple, la présence d'un abri est un élément important pour les serpents et il peut s'agir d'un bol de plastique renversé ou d'une feuille de papier sans nuire à l'entretien et à la propreté de la cage. Un bon nombre d'espèces ont besoin de matériaux pour creuser alors que les crapauds ont besoin de poussière. D'autres espèces tireront profit de certains enrichissements, comme l'amélioration du vivarium de façon à permettre aux grenouilles de manger sous l'eau. Même si les espèces de serpents fréquemment utilisées ne demandent pas beaucoup d'enrichissement, certaines espèces ont des besoins bien spécifiques.

La thermorégulation peut être facilitée grâce à l'utilisation d'un gradient thermique. Pour garder une peau en santé, plusieurs lézards doivent avoir accès à un spectre lumineux complet, y compris les rayons UV (Barten, 1996).

Il est évident que tous les amphibiens et les reptiles doivent avoir accès à de l'eau fraîche, mais le mode d'approvisionnement varie selon l'espèce. Par exemple, certaines espèces boivent à même le bol, alors que d'autres s'y submergent pour rester bien hydratés et en santé. Pour leur part, d'autres espèces, surtout les serpents et les lézards arboricoles, boivent principalement les gouttelettes d'eau qui s'accumulent sur leur peau ou dans leur environnement. Ces espèces ont besoin d'être aspergées (parfois pendant de longues période) pour demeurer hydratées. D'une part, un milieu trop humide (surtout si l'hygiène est déficiente et la température un peu trop basse) est propice aux infections bactériennes et fongiques de la peau. D'autre part, priver les animaux d'un bain et (ou) d'une brumisation d'eau risque de mener à la déshydratation et à d'autres maladies en découlant (p. ex. la goutte, l'inanition, le stress chronique, etc.).

Les animaux qui sont maintenus en captivité à l'intérieur durant l'hiver sont les plus enclins à souffrir de déshydratation à cause du faible taux d'humidité relative dû au chauffage. Même les espèces désertiques, qui trouvent habituellement refuge dans leur milieu naturel sous la terre avec une humidité élevée de 60 à 70%, peuvent souffrir de déshydratation lorsqu'ils sont gardés dans un milieu trop sec sans accès à de l'eau fraîche. Si une brumisation quotidienne, qui est essentielle, détrempe le fond de la cage, il suffit d'attendre après la brumisation pour en faire le changement.

Lorsque les larves d'amphibiens sont hébergées au-delà de leur métamorphose, il faut inclure des plates-formes flottantes ou des surfaces sèches pour éviter que les jeunes grenouilles se noient ou que le stade larvaire se prolonge.

Il est important de ne pas utiliser de désinfectant dans le vivarium lorsque l'animal s'y trouve. Par contre, après l'utilisation d'une cage, d'un contenant, d'un accessoire et de toute surface non poreuse, un désinfectant approprié doit être utilisé. Le substrat et tous les accessoires (p. ex. perches et cachettes en bois) doivent être jetés et remplacés entre chaque utilisation d'un vivarium.

10.2 Nourriture

L'utilisation de proie vivante comporte des avantages et des inconvénients qui doivent être pris en considération avant l'adoption d'un mode d'alimentation. Toutefois, lorsque des amphibiens et des reptiles sont voués à rester en captivité pour une certaine période de temps, il faut essayer de les encourager à accepter la nourriture déjà tuée. Plusieurs amphibiens et reptiles, insectivores et prédateurs (surtout les amphibiens), préfèrent les proies qui se déplacent et ont de la difficulté à accepter la nourriture morte ou en granules. La plupart des serpents, des lézards et des tortues, pour leur part, s'adaptent assez facilement aux animaux préalablement tués.

Il faut se rappeler que nourrir les serpents et les autres reptiles de petits animaux vivants pleinement conscients pose un problème d'ordre moral. Dans de tels cas, il faut comparer la valeur scientifique et pédagogique du maintien en vie de ces animaux avec le stress subi par les vertébrés supérieurs conscients de l'attaque menée par le prédateur. La seule autre solution est de gaver l'animal, ce qui risque de le blesser et de causer des troubles nutritionnels. De plus, dans le cas des serpents venimeux, le manipulateur court le risque de se blesser.

La nourriture vivante, comme les rongeurs et les grillons, peut infliger des blessures à leur prédateur. Lorsque l'animal est malade, blessé ou tout simplement stressé par la captivité, il risque de refuser de manger et la proie risque de le mordre. Il est possible que les rats et les souris tuent un serpent déprimé, alors que les grillons peuvent infliger des blessures qui risquent de s'infecter.

Les amphibiens doivent être nourris au moment qui convient à leur routine d'activité : les animaux diurnes sont nourris le matin et en début d'après-midi, alors que les animaux

nocturnes sont nourris en début de soirée (Wright, 2001c). Si l'animal n'a pas faim au moment d'être servi, les suppléments de vitamines et de minéraux peuvent perdre de leur efficacité ou l'animal peut se voir infliger des blessures par sa proie comme il a été mentionné précédemment (Wright, 2001c).

Pour les herbivores et les omnivores, un apport en fruit (20%) a augmenté l'appétence de la diète et, par le fait même, incité l'animal à manger. Il faut toutefois couper les fruits en très petits morceaux et bien les mélanger aux autres ingrédients pour s'assurer que l'animal ne mangera pas que les fruits.

Il existe des diètes commerciales pour les lézards, les serpents et les tortues qui peuvent être ajoutées comme supplément aux aliments frais (50/50). Par contre, il faut faire un choix judicieux en matière de diète commerciale, car elle varie en qualité.

Dans le cas des animaux qui sont gardés en laboratoire sur une longue période, ils ont besoin de suppléments vitaminiques et minéraux qui peuvent être saupoudrés ou incorporés aux aliments.

11. Euthanasie

L'ouvrage à consulter en matière d'euthanasie est le *2000 Report of the AVMA Panel on Euthanasia* (AVMA, 2000). L'euthanasie est une procédure qui induit une perte de conscience rapide suivie de la mort et qui ne cause ni douleur ni détresse. Chez les animaux ectothermes, il faut tenir compte des particularités de leur métabolisme, de leur respiration ainsi que de leur tolérance à l'hypoxie lors de l'euthanasie.

Les amphibiens et les reptiles peuvent être euthanasiés par surdose anesthésique (p. ex., le pentobarbital sodique injectable chez les reptiles ou la solution de TMS tamponnée [MS-222[®]] chez les amphibiens). Les anesthésiques comme le TMS peuvent être également utilisés chez les animaux de très petite taille ou ceux au stade larvaire.

Le TMS est acide et les solutions d'une concentration de ≥ 500 mg/L doivent être tamponnées avec du bicarbonate de sodium pour obtenir un pH de 7 à 7,5. Le TMS peut aussi être injecté dans les espaces lymphatiques ou la cavité pleuropéritonéale. Il existe des protocoles normalisés à suivre lors de l'injection de TMS (par exemple, vous pouvez consulter le http://www.nwhc.usgs.gov/research/amph_dc/sop_anesth.html). Par contre, seul le personnel ayant reçu une formation sur son utilisation à des fins d'euthanasie devrait utiliser le TMS.

Le pentobarbital sodique, 60 à 100 mg/kg, peut être administré par voies intraveineuse, intracœlomique, intra-abdominale ou intrapleuropéritonéale. Chez la grenouille et le crapaud, l'anesthésique peut être injecté dans les espaces lymphatiques sous-cutanés. Les barbituriques, autres que le pentobarbital, risquent d'être douloureux à l'injection.

Une solution d'hydrochlorure de benzocaïne peut servir de bain chez les amphibiens. La benzocaïne, proprement dite, n'est pas hydrosoluble, mais elle se dissout dans l'éthanol avant d'être diluée dans l'eau. Pour sa part, l'hydrochlorure de benzocaïne est hydrosoluble et peut être utilisée en concentration de > 250 mg/L lors de l'euthanasie. Son utilisation est approfondie sur le site Web du NWHC qui n'en recommande pas particulièrement l'usage chez les anoues au stade post-métamorphose.

Un grand nombre de reptiles et d'amphibiens sont capables de retenir leur respiration et de survivre en anoxie pendant un certain temps (jusqu'à 27 heures chez certaines espèces) (Bennett, 1991). C'est pourquoi l'euthanasie par gaz inhalants, comme le CO₂, est assez difficile. Les serpents paralysent et arrêtent de respirer lors de l'anesthésie; ils ne peuvent donc pas être euthanasiés par surdose de gaz anesthésique.

La décapitation n'induit pas une perte de conscience rapide et elle ne devrait pas être utilisée à moins d'être immédiatement suivie d'une décérébration pour détruire le cerveau car il ne suffit pas de couper la moelle épinière pour enlever toute sensibilité à la douleur. Le propofol et les barbituriques à courte action peuvent provoquer une anesthésie générale rapide avant la décérébration.

L'euthanasie par hypothermie (refroidissement ou congélation) n'est pas une méthode recommandée, car la formation de cristaux de glace sur la peau et au niveau des tissus peut engendrer de la douleur et de la détresse. Toutefois, la congélation rapide des animaux profondément anesthésiés reste acceptable.

12. Sécurité des personnes

Les amphibiens et les reptiles risquent de transmettre la salmonella et une variété d'autres agents pathogènes aux êtres humains. C'est pourquoi les protocoles de manipulation doivent comprendre un lavage des mains entre chaque animal manipulé et à la fin des procédures.

Dans un autre ordre d'idées, nous ne rappelons jamais trop l'importance de manipuler les serpents venimeux avec précautions. Les chercheurs et leur personnel technique doivent connaître et être familiers avec les procédures adéquates de contention de ces animaux. De plus, ils doivent connaître les mesures d'urgence en cas de morsure, même accidentelle, et avoir à portée de la main le nécessaire, comme un stock d'antivenin, pour intervenir. La personne qui manipule le serpent doit toujours être accompagnée d'une deuxième personne connaissant les méthodes de capture et la manipulation des serpents et les premiers soins à administrer. Toutefois, l'antivenin doit être administré par un médecin dans un établissement de santé, car certaines personnes sont allergiques à l'antivenin et risquent d'avoir une réaction indésirable.

Dans certains cas extrêmes, où les serpents venimeux doivent être gardés en captivité de façon permanente, il est possible, grâce à une intervention chirurgicale, de les rendre non venimeux. Cette avenue est explorée lorsqu'il est impossible de se procurer un antivenin.

Il est important d'identifier le personnel médical ayant les connaissances nécessaires pour intervenir en cas de morsure, avant qu'une expérimentation utilisant des serpents venimeux ne commence. De plus, un établissement de santé doit être au courant de la nature de l'expérimentation de façon à pouvoir prodiguer les soins d'urgences et l'examen approprié du personnel. Si une personne est mordue par un serpent, elle doit être accompagnée d'une autre personne en tout temps, en particulier lors du transport vers l'établissement de santé, pour s'assurer que les mesures d'urgence sont suivies à la lettre.

Il est d'une importance capitale de consulter d'autres chercheurs expérimentés en matière d'espèces venimeuses, en plus de consulter des ouvrages de référence, car certaines informations ne sont pas écrites, mais plutôt transmises d'un chercheur à l'autre.

Le ministère des Ressources naturelles de l'Ontario a mis sur pied un comité de spécialistes nommé Snake and Lizard Advisory Group (SLAG). Le SLAG travaille présentement à compiler les différents protocoles d'expérimentation sur le terrain et peut être considéré comme une source de renseignement complémentaire aux lignes directrices contenues dans ce document. Pour de plus amples informations, veuillez contacter Roxanne St-Martin (705-755-3201; roxanne.stmartin@mnr.gov.on.ca).

13. Références

American Society of Ichthyologists and Herpetologists (ASIH), the Herpetologists' League (HL), et la Society for the study of Amphibians and Reptiles (SSAR) (1987) *Guidelines for the Use of Live Amphibians and Reptiles in Field Research*. Document électronique, <http://www.asih.org/pubs/herpcoll.html>

American Veterinary Medical Association (AVMA) (2000) 2000 Report of the AVMA Panel on Euthanasia. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 218(5): 669-696. Disponible au <http://www.avma.org/resources/euthanasia.pdf>

Association du transport aérien international (IATA) (2001) *Réglementation du transport des animaux vivants*, 28^e éd. 376 pp. Montréal QC: IATA.

Ballinger R.E. (1973) Experimental evidence of the tail as a balancing organ in the lizard, *Anolis carolinensis*. *Herpetologica* 29(1): 65-66.

Barnett S.L., Cover J.F. et Wright K.M. (2001) Amphibian husbandry and housing. Dans: *Amphibian Medicine and Captive Husbandry* (dir. K.M. Wright et B.R. Whitaker), pp. 35-61. Malabar FL: Krieger Publishing Company.

Barten S.L. (1996) Lizards. Dans: *Reptile Medicine and Surgery* (dir. D.R. Mader), pp. 47-61. Toronto ON: W.B. Saunders Company.

- Bellairs A. d'A. et Bryant S.V. (1985) Autonomy and regeneration in reptiles. Dans: *Biology of Reptilia*, vol. 15 (dir. C. Gans et F. Billett), pp. 301-410. Toronto ON: John Wiley & Sons.
- Bennett R.A. (1991) A review of anesthesia and chemical restraint in reptiles. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 22(3): 282-303.
- Bennett R.A. (1996) Anesthesia. Dans: *Reptile Medicine and Surgery* (dir. D.R. Mader), pp. 241-247. Toronto ON: W.B. Saunders Company.
- Binckley C.A., Plesky B., Werner K. et Droeges S. (1998) Using the visible implant fluorescent elastomer (VIE) tagging system to mark salamanders. USGS Patuxent Wildlife Research Center. Document électronique, <http://www.pwrc.usgs.gov/resshow/droege2rs/salmark.htm>
- Blouin-Demers G., Weatherhead P.J., Shilton C.M., Parent C.E. et Brown G.P. (2000) Use of inhalent anesthetics in three snake species. *Contemporary Herpetology* 2000(4). Document électronique, <http://dataserver.calacademy.org/herpetology/herpdocs/ch/2000/4/index.htm>
- Bull E.L. (2000) Comparison of two radio transmitter attachments on Columbia Spotted Frogs (*Rana luteiventris*). *Herpetological Review* 31(1): 26-28.
- Busk M., Jensen F.B. et Wang T. (2000) Effects of feeding on metabolism, gas transport and acid-base balance in the bullfrog *Rana catesbiana*. *American Journal of Physiology—Regulatory, Integrative and Comparative Physiology* 278(1): R185-R195.
- Campbell T.W. (1996) Clinical pathology. Dans: *Reptile Medicine and Surgery* (dir. D.R. Mader), pp. 248-257. Toronto ON: W.B. Saunders Company.
- Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) (1984) *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation*, vol. 2. 232 pp. Ottawa ON: CCPA. Disponible au http://www.ccac.ca/french/gui_pol/guframe.htm
- Conseil canadien de protection des animaux (CCPA) (1993) *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation*, vol. 1, 2^e éd. 232 pp. Ottawa ON: CCPA. Disponible au http://www.ccac.ca/french/gui_pol/guframe.htm
- Clark A. (1998) Reptile sheds yield high quality DNA. *Herpetological Review* 20: 17-18.
- Coddington E.J. et Cree A. (1995) Effect of acute captivity stress on plasma concentrations of corticosterone and sex steroids in female whistling frogs *Litoria ewingi*. *General and Comparative Endocrinology* 100: 33-38.
- Declining Amphibian Population Task Force (DAPTF) *Fieldwork Code of Practice*. Document électronique, http://www.mpm.edu/collect/vertzo/herp/Daptf/fcode_e.html

- Davis T.M. et Ovaska K. (2001) Individual recognition of amphibians: effects of toe clipping and fluorescent tagging on the salamander *Plethodon vehiculum*. *Journal of Herpetology* 35(2): 217-225.
- Derickson W.K. (1976) Lipid storage and utilization in reptiles. *American Zoologist* 16: 711-723.
- Donnelly M.A., Guyer C., Juterbock J.E. et Alford R.A. (1994) Techniques for marking amphibians. Dans: *Measuring and Monitoring Biological Diversity: Standard Methods for Amphibians* (dir. W.R. Heyer, M.A. Donnelly, R.W. McDiarmid, L.C. Hayek et M.S. Foster), pp. 277-284. Washington DC: Smithsonian Institution Press.
- Dutton P. et Balazs G.H. (1995) Simple biopsy technique for sampling skin for DNA analysis of sea turtles. *Marine Turtle Newsletter* 69: 9-10.
- Eckert K.L., Bjorndal K.A., Abrau-Grobois F.A. et Dannelly N. (eds.) (1999) *Research and Management Techniques for the Conservation of Sea Turtles*. IUCN/SSC Marine Turtle Specialist Group Publication, 4. Gland CH: IUCN.
- Eckert K.L. et Eckert S.A. (1989) The application of plastic tags to leatherback sea turtles, *Dermocholys coriacea*. *Herpetological Review* 20(4): 90-91.
- Ferner, J.W. (1979) *A Review of Marking Techniques for Amphibians and Reptiles*. Herpetological Circulars, 9. 42 pp. Salt Lake City UT: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.
- Fontaine C.T et Schexnayder M.A. (1995) Recognition of a captured head-started Kemp's Ridley turtle by its living tag. *Marine Turtle Newsletter* 70: 9-10.
- Graves B.M. et Duvall D. (1993) Reproduction, rookery use, and thermoregulation in Free-ranging, pregnant *Crotalus v. viridis*. *Journal of Herpetology* 27: 33-41.
- Hickerson E. (1999) Satellite technologies workshop. *Marine Turtle Newsletter* 86: 13-14.
- Mader D.R. (1996) *Reptile Medicine and Surgery*. 512 pp. Toronto ON: W.B. Saunders Company.
- Madison D. (1997) The emigration of radio-implanted spotted salamanders, *Ambystoma maculatum*. *Journal of Herpetology* 31(4): 542-551.
- Martin B.J. (1995) Evaluation of hypothermia for anesthesia in reptiles and amphibians. *ILAR Journal* 37(4): 186-190. Disponible au http://dels.nas.edu/ilar/jour_online.asp?id=jour_online

- Matutte B., Storey K.B., Knoop F.C. et Conlon J.M. (2000) Induction of synthesis of an antimicrobial peptide in the skin of the freeze-tolerant frog, *Rana sylvatica*, in response to environmental stimuli. *FEBS Letters* 483: 135-138.
- Moore I.T. et Jessop T.S. (2003) Stress, reproduction, and adrenocortical modulation in amphibians and reptiles. *Hormones and Behavior* 43: 39-47.
- Nascimento A.C.C., Fontes W., Sebben A. et Castro M.S. (2003) Antimicrobial peptides from anuran skin secretions. *Protein and Peptide Letters* 10: 227-238.
- National Wildlife Health Center (NWHC) (2001) *Anesthesia of Amphibians in the Field*. Document électronique, http://www.nwhc.usgs.gov/research/amph_dc/sop_anesth.html
- Nichols W.J. et Seminoff J.A. (1998) Plastic “rototags” may be linked to sea turtle bycatch. *Marine Turtle Newsletter* 79: 20-21.
- Pisani G.R. (1973) *A Guide to Preservation Techniques for Amphibians and Reptiles*. Herpetological Circulars, 1. 22 pp. Salt Lake City UT: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.
- Prince R.I.T. (1996) Loss of tags from growing juvenile loggerhead turtles in captivity. *Marine Turtle Newsletter* 72: 8-10.
- Reinert H.K. et Cundall D. (1982) An improved surgical implantation method for radio-tracking snakes. *Copeia* 1982: 702-705.
- Sato K., Sakamoto W., Matsuzaway Y., Tanaka H. et Naito Y. (1994) Correlation between stomach temperatures and ambient water temperatures in free-ranging loggerhead turtles, *Caretta caretta*. *Marine Biology* 118: 343-351.
- Sato K., Sakamoto W., Matsuzaway Y., Tanaka H., Minamikawa S. et Naito Y. (1995) Body temperature independence of solar radiation in free-ranging loggerhead turtles, *Caretta caretta*, during internesting periods. *Marine Biology* 123: 197-205.
- Simmons J.E. (2002) *Herpetological Collecting and Collections Management, Revised Edition*. Herpetological Circulars, 31. 153pp. Salt Lake City UT: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.
- Tyler M.J. (1999) Frogs and toads as experimental animals. *ANZCCAR News* 12: 1-4.
- Van Dam R.P. et Diez C.E. (1997) Preliminary evaluation of plastic tag performance on Caribbean Hawksbill Turtles. *Marine Turtle Newsletter* 76: 11-12.
- Von Esse F.V. et Wright K.M. (1999) Effect of intracoelomic propofol in White’s Tree Frogs, *Pelodytes caerulea*. *The Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians* 9(3): 7-8. Disponible au <http://www.arav.org/Journals/JA014223.htm>

Watson K.P. et Granger R.A. (1998) Hydrodynamic effect of a satellite transmitter on a juvenile green turtle (*Chelonia mydas*). *Journal of Experimental Biology* 201: 2497-2505.

Whitaker B.R. et Wright K.M. (2001) Clinical techniques. Dans: *Amphibian Medicine and Captive Husbandry* (dir. K.M. Wright et B.R. Whitaker), pp. 90-110. Malabar FL: Krieger Publishing Company.

Willson R. (en prép.) *Invasive Procedures Protocol for Snakes*. Préparé pour le Snake and Lizard Advisory Group (SLAG) de l'Ontario.

Wright K.M. (2001a) Restraint techniques and euthanasia. Dans: *Amphibian Medicine and Captive Husbandry* (dir. K.M. Wright et B.R. Whitaker), pp. 111-128. Malabar FL: Krieger Publishing Company.

Wright K.M. (2001b) Surgical techniques. Dans: *Amphibian Medicine and Captive Husbandry* (dir. K.M. Wright et B.R. Whitaker), pp. 273-283. Malabar FL: Krieger Publishing Company.

Wright K.M. (2001c) Diets for Captive Amphibians. Dans: *Amphibian Medicine and Captive Husbandry* (dir. K.M. Wright et B.R. Whitaker), pp. 63-72. Malabar FL: Krieger Publishing Company.

14. Autres références utiles

Barthalmus G.T. (1994) Biological roles of amphibian skin secretions. Dans: *Amphibian Biology*, vol. 1: The integument (dir. H. Heatwole et G.T. Barthalmus), pp. 382-410. Chipping Norton AU: Surrey Baetty & Sons.

Bartlett R.D. et Tennant A. (2000) *Snakes of North America: Western Region*. Houston TX: Gulf Publishing Company.

Bennett D. (1999) *Reptiles and Amphibians*. Expedition Field Techniques Series. London UK: The Expedition Advisory Centre, Royal Geographic Society (with the Institute of British Geographers). Disponible au <http://www.rgs.org>

Bevins C.L. et Zasloff M. (1990) Peptids from frog skin. *Annual Review of Biochemistry* 59: 395-414.

Burke T.J. (1986) Reptile anesthesia. Dans: *Zoo and Wild Animal Medicine* (dir. M.E. Fowler), pp. 153-155. Philadelphia PA: W.B. Saunders Company.

Campbell H.W. et Christman S.P. (1982) Field techniques for herpetofaunal community analysis. Dans: *Herpetological Communities* (dir. N.J. Scott), pp. 193-200. Wildlife Research Report, 13. Washington DC: US Department of the Interior, Fish & Wildlife Service.

- Conant R. et Collins J.T. (1991) *A Field Guide to Reptiles and Amphibians: Eastern to Central North America*. Boston MA: Houghton Mifflin Company.
- Cook F.R. (1984) *Introduction to Canadian Amphibians and Reptiles*. Ottawa ON: National Museum of Natural Sciences.
- Corn P.S. et Bury R.B. (1990) *Sampling Methods for Terrestrial Amphibians and Reptiles*. General Technical Report PNW-GTR-256. Portland OR: USDA Forest Service, Pacific Northwest Research Station.
- Crump D. (2001) The effects of UV-B radiation and endocrine disrupting chemicals (EDCs) on the biology of amphibians. *Environmental Reviews* 9: 61-80.
- Downes H. (1995) Tricaine anesthesia in amphibia: a review. *Bulletin of the Association of Reptilian and Amphibian Veterinarians* 5: 11-16.
- Fellers G.M. (1997) Design of amphibian surveys. Dans: *Sampling Amphibians in Lentic Habitats: Methods and Approaches for the Pacific Northwest* (dir. D.H. Olson, W.P. Leonard et R.B. Bury), pp. 23-34. Northwest Fauna, 4. Olympia WA: Society for Northwestern Vertebrate Biology.
- Frye F.L. (1991) *A Practical Guide for Feeding Captive Reptiles*. Malabar FL: Krieger Publishing Company
- Heyer W.R., Donnelly M.A., McDiarmid R.W., et coll. (dir.) (1994) *Measuring and Monitoring Biological Diversity: Standard Methods for Amphibians*. Washington DC: Smithsonian Institution Press.
- Kaplan H.M. (1969) Anesthesia in amphibians and reptiles. *Federation Proceedings* 28: 1541-1546.
- Letcher J. (1992) Intracoelomic use of tricaine methanesulfonate for anesthesia of bullfrogs (*Rana catesbeiana*) and leopard frogs (*Rana pipiens*). *Zoo Biology* 11: 243-251.
- Licht P., McCreery B.R., Barnes R. et Pang R. (1983) Seasonal and stress related changes in plasma gonadotropins, sex steroids, and corticosterone in the bullfrog, *Rana catesbeiana*. *General and Comparative Endocrinology* 50: 124-145.
- Martin D. et Hong H. (1991) The use of Bactine® in the treatment of open wounds and other lesions in captive anurans. *Herpetological Review* 22: 21.
- Miller L.R. et Gutzke W.H.N. (1998) Sodium brevitall as an anaesthetizing agent for crotalines. *Herpetological Review* 29: 16.

Murphy J.B., Adler J. et Collins J.T. (dir.) (1994) *Captive Management and Conservation of Amphibians and Reptiles*. Contributions to Herpetology, vol. 11. 408 pp. Ithaca NY: Society for the Study of Amphibians and Reptiles.

Pauli B.D., Perrault J. A. et Money S. L. (2000) *RATL: A database of reptile and amphibian toxicology literature*. Série de rapports techniques, 357. Hull QC: Environnement Canada, Service canadien de la faune. Disponible au http://www.cws-scf.ec.gc.ca/publications/tech/tech357/index_f.cfm

Vethamany-Globus S., Globus M. et Fraser I. (1977) Effects of tricaine methanesulphonate (MS-222) on the blood glucose levels in adult salamanders (*Desmognathus fuscescens*). *Experientia* 33: 1027.

Zasloff M. (1987) Magainins, a class of antimicrobial peptides from *Xenopus* skin: isolation, characterization of two active forms, and partial DNA sequence of a precursor. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the USA* 84: 5449-5453.

15. Glossaire

Amplexus : position que prennent les grenouilles lors de l'accouplement; le mâle agrippe la femelle par l'arrière.

Néoténique : qui qualifie une salamandre qui a atteint la maturité sexuelle sans avoir subi de métamorphose; elle reste au stade larvaire et respire à l'aide des branchies.

16. Abréviations

ASIH : American Society of Ichthyologists and Herpetologists

DAPTF : Declining Amphibian Population Task Force