

Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation, volume 2 (1984)

II. LES AMPHIBIENS¹

Veillez noter que le volume 2 du *Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation du CCPA* (1984) est en cours de révision, car il n'est plus à jour. Entre-temps, des sections de ce chapitre ont été remplacées par un renvoi à des publications plus récentes du CCPA lorsque celles-ci sont disponibles. Les sections qui n'ont pas été remplacées devraient être comparées à une documentation plus récente, comme celle disponible sur le microsite du CCPA sur les Trois R (http://www.ccac.ca/fr/alternatives/species-ressources_ressources-especes/amphibiens_amphibiens.html). Pour les études, veuillez consulter les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux sauvages* (2003, http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Animaux_sauvages.pdf) et le document d'accompagnement, les *Recommandations spécifiques aux espèces sur : les amphibiens et les reptiles* (2004, http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Animaux_sauvages_Amphibiens_Reptiles.pdf).

A. INTRODUCTION

1. Considérations générales

En tenant compte de la grande variété d'adaptation et de la diversité dans les besoins environnementaux que l'on rencontre parmi les espèces d'amphibiens et même chez les sous-espèces, l'exigence la plus importante dans l'établissement de conditions adéquates pour leur survivance en captivité est celle où le chercheur doit posséder toutes les informations pertinentes sur la biologie et les besoins d'environnement de l'espèce vivant dans son habitat naturel. On n'insistera jamais assez sur l'importance de ce point et sur le fait qu'on peut être assuré d'avance que les sources d'information sont déjà disponibles.

La liste des références générales, les livres et les guides d'identification cités en annexe de ce chapitre s'avéreront très utiles comme sources de données biologiques et pour l'identification de la plupart des amphibiens de l'Amérique du Nord. Des rapports spécifiques sur la nutrition, la santé, les manipulations, le comportement, etc. des divers amphibiens sauvages et ceux gardés en captivité sont publiés de temps à autre dans un certain nombre de revues scientifiques (voir l'annexe) lesquelles devraient être disponibles aux personnes (chercheurs) qui travaillent avec ces animaux.

1 K.W. Stewart, University of Manitoba, Major Contributor

2. La captivité comme environnement

Les capacités homéostatiques des amphibiens sont moins bien développées que celles des reptiles, des oiseaux ou celles des mammifères. Dans la nature, les amphibiens maintiennent leur température corporelle à l'intérieur de limites choisies en sélectionnant les microenvironnements dans lesquels ils peuvent acquérir ou perdre de la chaleur au besoin. En captivité, la température doit être contrôlée et maintenue dans des limites qui permettent à une espèce en particulier de fonctionner. On n'a pas tenté ici d'établir une liste de températures optimales, car elles varient beaucoup entre et à l'intérieur des espèces d'amphibiens et selon des états fonctionnels divergents tels la torpeur, l'accouplement, l'alimentation et la digestion.

La perte d'eau est un problème spécialement critique chez les amphibiens gardés en captivité. Règle générale, les amphibiens terrestres et semi-terrestres doivent avoir à leur disposition un plat d'eau suffisamment grand pour qu'ils s'y submergent. Cette eau ainsi que celle des réservoirs et des aquariums utilisés pour garder les amphibiens hautement aquatiques, doivent toujours provenir d'une source d'eau propre et être oxygénées afin de diminuer les chances de putréfaction. Là où l'approvisionnement domestique en eau doit être utilisé, l'eau doit être déchlorée.

Certains amphibiens, particulièrement les plus petites espèces et celles vivant dans des milieux humides comme les forêts tropicales, ont besoin de taux d'humidité presque saturés dans leur terrarium.

3. Nutrition

Les espèces d'amphibiens démontrent généralement des habitudes d'alimentation extrêmement étroites : la plupart sont prédatrices parmi lesquelles plusieurs d'entre elles ne montrent aucune réponse alimentaire exceptée pour les proies vivantes et mobiles. À cause de cela, les besoins nutritionnels de la plupart des espèces d'amphibiens sont soit à peine connus ou complètement inconnus et il existe un danger réel de voir apparaître des déficiences nutritionnelles chez les individus nourris avec des régimes alimentaires qui diffèrent beaucoup de leur alimentation naturelle. De plus, les espèces d'amphibiens que l'on peut amener à manger des aliments non vivants ont souvent besoin d'un entraînement intensif avant que l'on puisse se fier à ces aliments pour provoquer une réponse alimentaire chez les animaux. Durant cette période d'adaptation, les réserves nutritionnelles de l'animal peuvent déperir dangereusement.

B. HÉBERGEMENT ET CAGES

Pour l'hébergement à court terme des amphibiens dans le cadre d'études sur le terrain, veuillez consulter l'information contenue dans la section 10 – Hébergement et soins, dans les *Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : les amphibiens et les reptiles* (2004, http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Animaux_sauvages_Amphibiens_Reptiles.pdf).

1. Hébergement

La façon la plus pratique et efficace de fournir des conditions d'hébergement pour les amphibiens dans une animalerie est premièrement d'établir une série de conditions d'environnement générales pour les pièces en tant que telles en ce qui concerne des paramètres comme la longueur du jour et les variations de température. Deuxièmement, chaque terrarium ou réservoir peut être conçu comme une chambre environnementale individuelle dans laquelle la température, les intensités lumineuses et l'humidité peuvent être ajustées selon les besoins de chaque espèce.

2. Cages aquatiques

a. Évaluation de la taille et la densité de population des larves

Le cannibalisme peut apparaître, particulièrement parmi les salamandres larvaires et les têtards de crapauds. Il est si fréquent chez les *Ambystoma* et *Scaphiopus* larvaires qu'on doit les garder individuellement dans de petits aquariums ou dans des paniers de moustiquaire suspendus dans de plus grands aquariums. On peut éviter ou éliminer le cannibalisme chez la plupart des autres amphibiens larvaires par l'équilibre de la taille. À l'exception de *Scaphiopus*, la plupart des autres amphibiens larvaires sont herbivores ou détritivores et ils ne démontrent aucune tendance au cannibalisme. Une raison de plus pour fournir des cages pour l'élevage des larves d'amphibiens en aquarium est le fait que l'inhibition de la croissance des têtards est dépendante de la densité de population de ces animaux (Aikin, 1966; Rose et Rose, 1961). Cette dépendance est causée par un facteur non identifié, possiblement spécifique à l'espèce, secrété dans l'eau par les têtards en croissance. Cet effet peut être éliminé si le système de l'approvisionnement en eau en circulation continue est utilisé plutôt que le système de la recirculation de l'eau. Si on la filtre, l'eau en recirculation peut être utilisée et la densité de population des têtards doit être maintenue à un têtard par litre ou moins et les individus qui sont beaucoup plus gros ou ceux dont la croissance est plus rapide que celle de la majorité doivent être éliminés.

b. Température de l'eau pour les larves

Des températures de 10-12°C sont généralement adéquates pour faire l'élevage des espèces de salamandres larvaires que l'on rencontre au Canada et des températures de 18-22°C réussissent bien aux têtards. Cependant, il y a des exceptions qui affectent certaines espèces ou même certaines populations spécifiques d'une espèce en particulier. Encore ici, l'importance d'identifier correctement les animaux et de bien connaître leurs besoins biologiques exacts est de rigueur.

c. Système de circulation continue d'eau fraîche (grenouilles)

Les grenouilles léopard (*Rana pipiens*) peuvent être hébergées en nombre relativement grand dans de grands réservoirs, peu profonds et à circulation d'eau continue. Ce système est communément utilisé pour héberger les grenouilles qui servent pour l'enseignement au laboratoire et où on a besoin de très grandes quantités. Dans ces cas-là, les grenouilles doivent être maintenues dans un état de simulation de torpeur hivernale et habituellement elles mangent uniquement des proies vivantes et mobiles. À cause de cela, on ne doit pas tenter de les nourrir.

Une circulation de 10 à 15 litres d'eau à 4 °C par minute dans un réservoir de 1 m² suffit pour héberger jusqu'à 50 grenouilles. Si possible, cependant, 20 à 30 grenouilles par mètre carré représentent une meilleure densité de population. Le niveau d'éclairage doit être bas, comparable à celui que l'on retrouve sous la neige et la glace au fond d'un étang avec la longueur du jour constante à 8-9 heures. Ces conditions maintiennent les grenouilles léopard, que l'on a capturées au cours de l'automne, dans un état presque de torpeur si bien qu'elles peuvent vivre sans manger pendant quatre à cinq mois. L'augmentation de la longueur du jour et/ou de la température provoque l'apparition de la maturité sexuelle, rendant les grenouilles actives et augmentant leurs besoins alimentaires.

En conséquence, les grenouilles que l'on capture au moment où elles émergent au printemps ont perdu leurs réserves de graisse et, chez les adultes, on trouvera des gonades matures. On ne peut les maintenir sans les nourrir jusqu'au moment où elles se sont accouplées et qu'elles ont eu suffisamment de nourriture pour restaurer leurs réserves de graisse corporelle. Un autre avantage du système de circulation continue d'eau fraîche est celui grâce auquel les risques de maladies telles le « red leg » sont considérablement réduits.

d. Autres amphibiens aquatiques

Les amphibiens hautement aquatiques comme les nectures tachetés (*Necturus*), les grenouilles et les salamandres larvaires et les grenouilles adultes complètement aquatiques (*Xenopus* par exemple) vivent mieux dans des réservoirs ou des aquariums pourvus d'une circulation d'eau déchlorée de température adéquate, d'une source d'air comprimé et de pierres de fond pour l'aération.

3. Cages terrestres

a. Humidité et fond

Les amphibiens non aquatiques doivent être logés dans des terrariums dans lesquels la circulation d'air est suffisamment faible pour que l'humidité devienne presque saturée. On doit fournir un plat d'eau assez profond pour permettre l'immersion totale des grenouilles.

Le fond utilisé varie avec le type d'amphibiens. La plupart des crapauds s'accommodent bien sur un fond de sable propre et assez épais pour qu'ils s'enfouissent. Les petites salamandres, comme la plupart des pléthodontidés, semblent mieux survivre dans la mousse de sphaigne humide. De la terre, avec ou sans plantes, peut être utilisée, mais elle doit être enlevée s'il se produit des champignons ou de la décomposition bactérienne à la suite de la mort de plantes ou de tout autre organisme présent dans les terrariums.

b. Simulation de la torpeur hivernale

La dessiccation peut devenir un problème grave si on doit maintenir des amphibiens terrestres dans des conditions de simulation de torpeur hivernale, car les refroidisseurs d'air condensent d'une façon efficace la plus grande partie des vapeurs d'eau dans l'air. Pour compenser ces effets, il faut s'assurer que le fond du terrarium est toujours humide. Une bouteille de verre à grand goulot dont le couvercle est perforé pour permettre la circulation de l'air peut très bien servir pour simuler la torpeur hivernale. On doit

cependant mettre une épaisseur de papier buvard imbibée d'eau par-dessus l'animal au fond de la bouteille. Les bouteilles doivent toujours être gardées à la noirceur et à une température de 1 à 4 °C. Les amphibiens qui, provenant de l'état sauvage, viennent à peine de sortir de leur torpeur au printemps, n'ont plus de réserves de graisse et ils commencent leur maturité sexuelle. Il est important de noter que ces animaux ne peuvent pas supporter des périodes de froid et de jeûne plus longues.

C. ALIMENTS ET ALIMENTATION

Pour des renseignements concernant les études sur le terrain, voir la section 10.2 – Nourriture, dans les *Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : les amphibiens et les reptiles* (2004, http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Animaux_sauvages_Amphibiens_Reptiles.pdf).

1. Comportement et réponses alimentaires

À part quelques exceptions, les amphibiens en captivité doivent être nourris soit avec les aliments qu'ils ont normalement dans la nature ou avec des aliments qui leur ressemblent beaucoup. La maladie, apparemment causée par des déficiences nutritionnelles, se rencontre souvent quand les aliments qu'on leur donne diffèrent considérablement de leur alimentation naturelle. Il semble peu probable qu'on obtienne, dans un futur immédiat, des données précises sur les besoins nutritionnels de la plupart des amphibiens en captivité à cause des raisons suivantes :

- a. La majorité des amphibiens sont des prédateurs, quelquefois avec des exigences nutritionnelles extrêmement restreintes et spécifiques.
- b. Plusieurs espèces d'amphibiens manifestent des comportements alimentaires spécifiques avec une très forte connotation de mobilité pour poursuivre leurs proies. En conséquence, les amphibiens en captivité reconnaîtront la nourriture qui ne ressemble pas exactement à celle qu'ils retrouvent dans la nature et leur réponse alimentaire sera, partant, négative.
- c. Les espèces qui peuvent être entraînées à se nourrir de produits alimentaires morts ou qui diffèrent de ceux qu'ils mangent normalement peuvent rarement, si jamais, être entraînés à se nourrir avec un régime alimentaire défini (ou définissable) au point de vue de la nutrition.

2. Régimes alimentaires naturels

Des données sur la composition des régimes alimentaires naturels sont disponibles pour plusieurs des espèces d'amphibiens nord-américaines et européennes les plus communes et elles ont été compilées par Porter (1972a). De plus, des informations concernant des espèces en particulier sont aussi disponibles dans des guides d'identification et dans des articles publiés dans des revues scientifiques spécialisées (voir l'annexe). Encore une fois, cela démontre l'importance de consulter les références pertinentes pour chacune des espèces d'amphibiens que l'on garde en captivité.

L'alimentation quotidienne n'est habituellement pas obligatoire; cependant, on doit offrir de la nourriture, dans la plupart des cas, de 2 à 3 fois par semaine. Les meilleurs résultats, quant à la survie et à la croissance des amphibiens, que l'on peut obtenir, se produisent lorsque les animaux sont nourris à satiété chaque fois qu'on leur donne de la nourriture.

a. Ordre des Urodèles (salamandres)

Les salamandres aquatiques adultes et les salamandres larvaires et néoténiques se nourrissent d'une grande variété d'invertébrés aquatiques comme les sangsues, les escargots, les crustacés et les larves d'insectes aquatiques. Des formes plus grosses de salamandres peuvent aussi ingérer des poissons ou d'autres amphibiens, un fait important dont il faut tenir compte dans les précautions à prendre contre le cannibalisme (voir « Cages aquatiques »). En captivité, plusieurs espèces de salamandres aquatiques ont été nourries avec succès avec des crevettes de mer congelées, des fretins entiers congelés et des morceaux de filets de poisson.

Des salamandres terrestres peuvent se nourrir avec des invertébrés de surface ou souterrains comme les vers de terre, les limaces, les nymphes et les larves d'insectes et d'autres arthropodes. Les espèces *Ambystoma* et *Plethodon* se nourrissent très bien avec des vers de terre. Quant aux salamandres de l'espèce *A. tigrinum*, elles peuvent être nourries avec des larves de coléoptères à grain (*Tenebrio molitor*); cependant, il est préférable de ne pas donner trop longtemps des larves de *Tenebrio* dans la ration des amphibiens, car les exosquelettes chitineux et épais ne sont pas comestibles et peuvent causer des obstructions intestinales. Il se peut, mais ce n'est pas prouvé, que les amphibiens nourris exclusivement avec des larves de *Tenebrio* développent des déficiences nutritionnelles.

b. Ordre des larves d'Anoures (têtards)

Contrairement aux autres amphibiens, la plupart des anoures larvaires (têtards) sont herbivores ou détritivores, se nourrissent d'algues aquatiques et de plantes supérieures et de débris organiques contenus dans le fond des terrariums. En captivité, la plupart des têtards sont nourris de feuilles de laitue bouillie. Ils mangent aussi la plupart des sortes d'aliments secs préparés dans le commerce pour les poissons d'aquarium. Les pratiques usuelles d'entretien des aquariums veulent qu'on ne donne pas d'excès de nourriture aux animaux et qu'on enlève immédiatement la nourriture non consommée comme mesures pour prévenir la contamination de l'eau par la détérioration de la nourriture.

Quelques espèces de têtards sont prédatrices et, au Canada, la seule espèce est la forme larvaire des crapauds des Plaines et du Grand Bassin (*Scaphiopus bombifrons* et *intermontanus*, respectivement), dont l'alimentation naturelle consiste en des insectes, des crustacées et d'autres larves aquatiques de leur propre espèce. Les têtards *S. bombifrons* en captivité peuvent être nourris jusqu'à leur transformation avec des crevettes de mer vivantes (*Artemia nauplit*) puis, lorsque les têtards sont suffisamment gros, avec des crevettes de mer adultes congelées.

c. Ordre des anoures (grenouilles et crapauds)

Les anoures adultes sont tous des prédateurs. Dans la nature, leurs aliments vont des vers de terre, des limaces et des larves d'insectes pour les crapauds jusqu'aux divers insectes

volants que les grenouilles préfèrent à d'autres vertébrés incluant les poissons, les serpents ou occasionnellement de petits oiseaux et mammifères ingurgités par les grosses grenouilles léopard et les grenouilles géantes (ouaouaron) (*R. catesbeiana*). Les crapauds et les crapauds aux pieds réticulaires sont les plus faciles à nourrir en captivité, car ils mangent une très grande variété de vers, de limaces et de larves d'insectes faciles à obtenir, même durant l'hiver. Encore ici, les larves de *Tenebrio* peuvent être utilisées; cependant, elles ne doivent pas constituer à elles seules tout le régime alimentaire ni être données pendant une période de temps prolongée.

La plupart des vraies grenouilles (*Rana*) se nourrissent seulement d'insectes volants ou d'autres proies actives; en conséquence, le fait de ne garder que quelques individus en captivité n'est pas pratique à moins qu'on les garde dans un état de torpeur tel que décrit dans Cages aquatiques.

Les ranidés gardés individuellement en captivité peuvent, avec de la patience et de la chance, être entraînés à manger des aliments morts en les faisant balancer au bout d'un fil ou d'une pince. Le succès dépend du niveau d'adaptation aux mouvements et aux bruits que les grenouilles ont atteint. Malheureusement, beaucoup de grenouilles ne tolèrent pas le bruit causé par les déplacements humains autour de leur terrarium et elles arrêtent de manger. Dans ces cas, on doit leur donner des insectes vivants. Les très grosses grenouilles, comme les ouaouarons, peuvent de temps à autre être entraînés à manger des écrevisses ou des petits poissons alors qu'occasionnellement des souris vivantes s'avéreront la seule nourriture acceptable pour les grosses grenouilles géantes. Étant donné que ces animaux requièrent de grandes quantités d'aliments, les nourrir avec des insectes et avec la plupart des autres invertébrés n'est pas pratique.

La grenouille africaine à griffes (*Xenopus laevis*) et les espèces proches parentes *Pipa* et *Hymenochirus* de l'Amérique du Sud, que l'on trouve fréquemment dans les animaleries commerciales (« pet shops ») sont hautement aquatiques. Ces espèces mangent sans aucun problème. Les jeunes grenouilles peuvent manger des petits morceaux de foie congelé aussi bien que des crevettes de mer congelées. Plus elles croissent, plus les grenouilles acceptent des morceaux de foie congelé plus gros.

D. REPRODUCTION

1. Problèmes de reproduction en captivité

Il existe beaucoup plus de variations dans la reproduction des amphibiens qu'on le réalise souvent. Contrairement aux poissons, aux oiseaux et aux mammifères, il n'existe pas de lignées d'amphibiens adaptées à la captivité dans le commerce. Presque tous les amphibiens d'expérimentation excepté *Xenopus* proviennent de l'état sauvage ou d'élevage à partir des œufs obtenus de femelles sauvages. Même si quelques lignées ont été élevées en captivité sur une base expérimentale limitée, elles ont été gardées seulement pendant de courtes périodes de temps et en petites quantités. En conséquence, il n'y a pas eu de production de stocks génétiquement adaptés aux conditions de la captivité.

L'absence de reproduction de lignées d'amphibiens d'expérimentation est, en partie, due aux difficultés à établir des conditions environnementales adéquates pour stimuler la

maturité sexuelle et les comportements d'accouplement chez les animaux gardés en captivité. Ces conditions ne sont, en fait, souvent pas connues.

Même si les activités de la reproduction peuvent être amorcées facilement, beaucoup d'amphibiens s'avéreront extrêmement difficiles et dispendieux à élever avec succès jusqu'à leurs stades larvaires et de transformation précoces.

À part les études spécifiques sur la biologie de la reproduction, il n'y a pas eu beaucoup de raisons d'élever ces animaux en captivité. La plupart des chercheurs sont concernés plus avec les études sur les conditions naturelles de comportement et/ou écologiques que celles de la captivité. Lorsqu'il faut faire des expériences limitées dans des conditions contrôlées de captivité, on peut facilement les exécuter en utilisant des animaux que l'on capture à l'état sauvage plutôt que de faire appel à un programme d'élevage.

2. Reproduction en captivité d'espèces menacées

En général, tout projet qui requiert l'utilisation de très grands nombres d'animaux d'une espèce ou d'une population d'amphibiens sauvages rare ou en danger d'extinction ou d'extirpation locale, doit être justifié sérieusement en termes de résultats de recherche et d'avantages potentiels pour la population ou pour l'espèce concernée avant d'être démarré. Les programmes de reproduction en captivité peuvent être une avenue dans laquelle une telle recherche peut être entreprise et causer peu ou pas de dommages à la population sauvage.

3. Salamandres

La plupart des salamandres sont des animaux à fécondation interne, le mâle déposant un spermatozoïde qui est recueilli par la femelle qui l'introduit dans son cloaque. Les exceptions sont les salamandres de la famille des Cryptobrenchidés, celles des pays asiatiques (*Hynobiidés*) et les sirènes (*Sirenidés*) lesquelles exercent une fécondation externe.

Au Canada, les salamandres des genres *Plethodon*, *Enstatina* et *Aneides* qui appartiennent toutes à la famille des Plethodontidés, déposent leurs œufs dans des microenvironnements humides protégés sur la terre. Ces genres ne possèdent pas de stades larvaires libres et les juvéniles terrestres émergent des œufs.

4. Grenouilles

Les anoures sont presque tous des reproducteurs externes avec quelques exceptions comme la grenouille à queue *Ascaphus truei* de Colombie-Britannique et des états du nord-ouest américain.

La technique d'induction de la maturation sexuelle et de l'ovulation ou de l'émission de spermatozoïdes chez les anoures (principalement les espèces *Xenopus laevis* et *Rana*) par injection avec une gonadotrophine hypophysaire de grenouille ou avec une gonadotrophine chorionique de mammifère a été utilisée depuis un bon bout de temps (Welt et Wessels, 1967; Deuchar, 1972; Rugh, 1962).

Les amphibiens qui atteignent leur maturité de cette façon doivent habituellement être reproduits artificiellement étant donné qu'ils ne démontrent pas nécessairement de

comportement d'accouplement lorsque leur maturation sexuelle est induite artificiellement.

Même si la majorité des grenouilles et des salamandres vivant au Canada possèdent des œufs aquatiques et des larves aquatiques libres, la majorité des espèces d'amphibiens à travers le monde ne se reproduisent probablement pas de cette façon.

Parmi les anoures tropicaux et subtropicaux et les caeciliennes, il existe une riche variété de stratégies reproductrices, allant de l'ovoviviparité jusqu'aux sacs spécialisés de la femelle dans lesquels les œufs et les larves sont transportés et la mise à profit de l'eau accumulée dans les aisselles des feuilles et dans les ascidies (*Pitcher plants*) pour y déposer les œufs.

5. Modèles spécialisés de reproduction

Voici un commentaire spécial sur deux espèces de salamandres canadiennes, *Ambystoma trembleyi* et *A. platineum*. La première se trouve au sud de l'Ontario jusqu'aux provinces maritimes, la deuxième peut se trouver au sud-ouest de l'Ontario. Les deux espèces sont représentées uniquement par des femelles et elles possèdent une morphologie intermédiaire entre les espèces bisexuées *A. latérale* et *A. jeffersonianum*. Leur nombre de chromosomes est triploïde en ce qui concerne l'espèce bisexuée. Dans chaque cas, une femelle triploïde est accouplée par un mâle d'une espèce bisexuée (*trembleyi*, avec *laterale* et *platineum* avec *jeffersonianum*). Des œufs fertiles 3N sont pondus, lesquels ne contiennent apparemment aucun ADN paternel et ils éclosent comme de jeunes femelles qui sont apparemment génétiquement identiques à leur mère. De plus, il faut signaler que *A. platineum* et *A. trembleyi* sont tous deux des espèces que l'on retrouve au centre de l'Indiana, apparemment en l'absence de l'une et l'autre espèce bisexuée. Ces populations de salamandres sont considérées comme se reproduisant par parthénogénèse vraie (McGregor et Uzzell, 1964; Uzzell, 1964; Uzzell, 1970; Uzzell et Goldblatt, 1967), c'est-à-dire, une reproduction qui s'effectue sans que les œufs soient fécondés (Porter, 1972b).

E. MALADIES ET SOINS MÉDICAUX

Comme pour la plupart des autres informations sur les amphibiens, celles concernant les maladies sont largement empiriques et habituellement elles concernent des études sur seulement une ou tout au plus quelques espèces.

1. Pattes rouges (« red legs ») (*infection à Aeromonas*)

Le problème de santé le plus fréquemment rencontré chez les grenouilles gardées en captivité, est une infection bactérienne déjà mentionnée dans les paragraphes sur Système de circulation continue d'eau fraîche. La maladie des pattes rouges, comme la plupart des autres infections externes, commence probablement à la suite de blessures ou d'abrasions physiques à la peau laquelle s'infecte par la suite avec *Aeromonas hydrophila*.

Même si le fait que la source d'approvisionnement en eau continue et fraîche représente un avantage supplémentaire en ce sens qu'elle contribue à diminuer les risques de maladies comme le « red leg », ce n'est pas un traitement ni une prévention pour ces maladies. Alors, les grenouilles gardées dans ces conditions doivent quand même être

examinées quotidiennement pour les signes d'infections (surtout pour le « red leg ») et tout individu malade doit être éliminé immédiatement (Frazer, 1976).

Les signes typiques du « red leg » comportent des ulcères cutanés et des hémorragies caractéristiques (pétéchies) sur l'abdomen, les pattes et la langue, de la léthargie et de l'émaciation; cependant, plusieurs de ces signes peuvent être absents dans les cas aigus.

L'isolement et un traitement individuel avec un antibiotique (l'oxytétracycline en intubation stomacale deux fois par jour à une dose de 150 mg/kg de poids corporel pendant une semaine) sont efficaces, mais rarement pratiques dans des conditions de laboratoire (Siegmund, 1979; Frye, 1977). Les traitements de groupe avec la tétracycline dans l'eau des réservoirs sont fortement recommandés contre la maladie des pattes rouges et aussi comme « thérapeutique universelle » des autres infections des amphibiens. En réalité, l'absorption cutanée de ces antibiotiques est de toute évidence insuffisante pour produire un effet thérapeutique systémique aux concentrations (sécuritaires) dans l'eau des réservoirs qui peuvent être utilisées si on veut éviter des réactions toxiques de la peau (Siegmund, 1979; Frye, 1977; Temple et Fowler, 1978).

Le traitement de groupe avec la tétracycline à des niveaux sécuritaires peut aider à limiter l'étendue du « red leg » et le contrôle des premières manifestations de la maladie peut aussi être accru en augmentant la salinité de l'eau jusqu'à 0,6 %, mais sans dépasser cette valeur (Siegmund, 1979; Cosgrove, 1977). À cet effet, la procédure² suivante s'est avérée efficace : il suffit d'imprégner un napperon absorbant, comme un morceau de toile à emballage, avec du chlorure de sodium en cristaux et le déposer dans une partie du fond du réservoir qui ne contient pas d'eau. La plupart des grenouilles viendront souvent en contact avec le sel lors de leurs déplacements dans l'aquarium et le napperon leur servira de dispensateur prophylactique de traitement. Étant donné que les grenouilles ne peuvent pas vivre dans l'eau saumâtre, on ne doit pas utiliser ce traitement dans un système de recirculation d'eau où le fond au complet du réservoir peut être recouvert d'eau ce qui entraîne une augmentation de la salinité de l'eau.

2. Infections superficielles à fungus

Des infections superficielles à fungus comme celle causée par *Saprolegnia* peuvent aussi se produire à la suite d'éraflures mineures. Ces infections peuvent représenter un danger parmi les salamandres larvaires si plusieurs larves à l'intérieur d'un même réservoir commencent à se pincer les unes les autres. Les lésions se manifestent par des points blancs, habituellement flous, sur la peau, souvent à une extrémité, sur la nageoire médiane ou sur les branchies externes. On a démontré que les infections à fungus répondent bien au propionate de calcium comme solution de trempage. Les animaux malades sont trempés dans une solution aqueuse de 2-3 % de propionate de calcium pendant une minute et ensuite on les retourne immédiatement dans l'eau fraîche. On doit répéter le traitement une ou deux fois par jour jusqu'à ce que les lésions disparaissent. L'application topique sur les lésions d'une solution de mercurochrome à 2 % suivie après quelques minutes d'un lavage à la grande eau a déjà été recommandée (Boterenbrood et Verhoff-De Fremery, 1976). Des trempettes dans du permanganate de potassium à

² K.W. Stewart, Dept. of Zoology, University of Manitoba, Winnipeg MB, Canada

1:5000 pendant cinq minutes sont aussi efficaces contre l'infection à *Saprolegnia* (Temple et Fowler, 1978). L'apparition des infections à fungus, spécialement parmi les salamandres larvaires, doit nous prévenir que des tentatives de cannibalisme se produisent et que les larves doivent être logées individuellement, si possible.

3. Toxicité alimentaire

Occasionnellement, les amphibiens aquatiques développent un syndrome toxique qui semble être associé avec la présence de nourriture non consommée et partiellement décomposée dans le réservoir. Ce syndrome peut même se produire dans les réservoirs dans lesquels le taux de circulation d'eau est relativement élevé et où seulement de petites quantités de nourriture non consommée peuvent s'y rencontrer. Ce qui semble se produire c'est que les hyphes fongiques commencent à croître dans les agrégats de nourriture non consommée et ont probablement pour effet de réduire la circulation d'eau si bien que la décomposition anaérobie peut se produire. La toxicité affecte les réservoirs au complet et (dans le cas des têtards et des salamandres larvaires) tous les individus se retrouveront initialement immobiles sur la surface de l'eau. Leur réponse à tout dérangement se manifesterá par un comportement de nage violente, non coordonnée, souvent impliquant une rotation du corps.

Une fois que ces symptômes sont apparus, la mort suivra dans quelques heures. Quelquefois il est possible de sauver les individus les moins affectés en les plaçant dans un autre réservoir propre dans lequel la circulation d'eau est élevée.

On peut prévenir la toxicité alimentaire si on prend grand soin de ne pas suralimenter les animaux et d'enlever tous les restants de nourriture non consommée aussitôt qu'on les détecte (Siegmond, 1979).

4. Parasitisme

Les personnes qui dissèquent des grenouilles qu'on vient d'euthanasier doivent savoir que ces animaux peuvent être infectés avec *Alaria*, un parasite qui peut infecter les humains (Freeman, Stuart, Cullen et al. 1976; Fernandes, Cooper, Cullen et al. 1976). Ce risque sérieux de zoonose est discuté plus en détail dans le chapitre sur les reptiles en relation avec les couleuvres rayées lesquelles peuvent aussi être infectées avec *Alaria*. À l'exception de ce qui précède, aucune maladie des amphibiens ne représente des zoonoses importantes.

Pour d'autres questions de sécurité humaine associées au travail avec des amphibiens, voir la section 12 – Sécurité des personnes, dans les *Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : les amphibiens et les reptiles* (2004, http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Animaux_sauvages_Amphibiens_Reptiles.pdf).

F. ANESTHÉSIE ET ENTRAIVE

Pour des renseignements sur la contention physique et la manipulation, veuillez consulter la section 4 – Contention physique et manipulation, dans les *Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : les amphibiens et les reptiles* (2004, http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Animaux_sauvages_Amphibiens_Reptiles.pdf).

Étant donné que la peau des amphibiens est perméable, on peut facilement les anesthésier en les plaçant dans une solution aqueuse de 0,01 % de tricaine méthanesulfonate (MS-222) et l'anesthésie se produit en quelques minutes selon la grosseur des animaux.

Pour de plus amples renseignements sur l'anesthésie, veuillez consulter le chapitre XI – Anesthésie, dans le *Manuel du CCPA sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation*, vol. 1, 2^e éd. (1993), http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Experimentation_animaux_Vol1.pdf, et le *Module de formation du CCPA sur : l'anesthésie* (2003), <http://www.ccac.ca/fr/education/pnfiua/animaux-vivariums/am-anesthesie>. D'autres renseignements sont fournis dans la section 5 – Contention chimique et anesthésie, dans les *Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : les amphibiens et les reptiles* (2004, http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Animaux_sauvages_Amphibiens_Reptiles.pdf).

G. EUTHANASIE

Les renseignements précédemment fournis dans cette section seront remplacés par les *Lignes directrices du CCPA sur : l'euthanasie des animaux utilisés en science* (en prép.). Ces lignes directrices sont fondées sur les recommandations du groupe de travail sur l'harmonisation de l'International Council for Laboratory Animal Science (ICLAS) (Demers et coll., 2006. Harmonization of animal care and use guidance, *Science*, 312, 700-701) et sur les deux documents de référence international sur l'euthanasie recommandés par l'ICLAS, soit les *AVMA Guidelines on Euthanasia 2007* (http://www.avma.org/issues/animal_welfare/euthanasia.pdf) et les *Recommendations for euthanasia of experimental animals*. Part 1 (1996; <http://www.justitsministeriet.dk/fileadmin/downloads/dyreforsoegstilsynet/reco1.pdf>) and Part 2 (1997; <http://www.justitsministeriet.dk/fileadmin/downloads/dyreforsoegstilsynet/reco2.pdf>).

Pour les études sur le terrain, voir également la section 11 – Euthanasie, dans les *Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces : les amphibiens et les reptiles* (2004, http://www.ccac.ca/Documents/Normes/Lignes_directrices/Animaux_sauvages_Amphibiens_Reptiles.pdf).

RÉFÉRENCES

- Aikin G.C. (1966) Self-inhibition of growth in *Rana pipiens* tadpoles. *Physiological Zoology* 39:341-356.
- Boterenbrood E.C. et Verhoeff-De Fremery R. (1976) Urodeles. Dans : *UFAW Handbook* (5^e éd.). Edinburgh UK : Churchill Livingstone, p. 525-537.
- Cosgrove G.E. (1977) Amphibians Diseases. Dans : *Current Veterinary Therapy (VI) Small Animal Practice* (R.W. Kirk, éd.). Philadelphia PA : W.B. Saunders Co., p. 769-772.
- Deuchar E.M. (1972) *Xenopus laevis* and developmental biology. *Biological Reviews* 47(1):37-112.1
- Fernandes B.J., Cooper J.D., Cullen J.B., Freeman R.S., Ritchie A.C., Scott A.A. et Stuart P.F. (1976) Systemic infection with *Alaria americana*. *Canadian Medical Association Journal* 115(11):1111-1114.
- Frazer J.F.D. (1976) Anura (Frogs and Toads). Dans : *UFAW Handbook* (5^e éd.). Edinburgh UK : Churchill Livingstone, p. 516-524.
- Freeman R.S., Stuart P.F., Cullen J.B., Ritchie A.C., Mildon A., Fernandes B.J. et Bonin R. (1976) Fatal human infection with mesocercariae of the trematode *Alaria americana*. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene* 25(6):803-807.
- Frye F.L. (1977) General Considerations in the Care of Captive Amphibians. Dans : *Current Veterinary Therapy VI Small Animal Practice* (R.S. Kirk, éd.). Philadelphia PA : W.B. Saunders, p. 772-778.
- McGregor H.C. et Uzzell T.M. Jr. (1964) Gynogenesis in salamanders related to *Ambystoma jeffersonianum*. *Science* 143:1043-1045.
- Porter K.R. (1972) Food Relations of Amphibians and Reptiles. Dans : *Herpetology* (K.R. Porter, éd.). Philadelphia, PA : W.B. Saunders Co., p. 31-329.
- Porter K.R. (1972) Reproductive Adaptions of Reptiles. Dans : *Herpetology* (K.R. Porter, éd.). Philadelphia PA : W.B. Saunders Co., p. 378-436.
- Rose S.M. et Rose F.C. (1961) Growth Controlling Exudates of Tadpoles. Dans : *Proceedings of the Symposium of the Society for Experimental Biology and Medicine* 15, p. 207-281.
- Rugh R. (1962) *Experimental Embryology: Techniques and Procedures* (3^e éd.). Minneapolis MN : Burgess Publishing Company.
- Siegmund O.H. (éd.) (1979) Diseases of Amphibians. Dans : *Merck Veterinary Manual* (5^e éd.). Rahway NJ : Merck and Co., p. 1206-1209.
- Temple R. et Fowler M.E. (1978) Amphibians. Dans : *Zoo and Wild Animal Medicine* (M.E. Fowler, éd.). Philadelphia PA : W.B. Saunders, p. 81-88.
- Uzzell T.M. Jr. (1964) Relations of the Diploid and Triploid Species of the *Ambystoma jeffersonianum* Complex (*Amphibia Canudada*). *Copeia* 1964(2):257-300.

Uzzell T.M. Jr. (1970) Meiotic mechanisms of naturally occurring unisexual vertebrates. *American Naturalist* 104(939):433-445.

Uzzell T.M. Jr. et Goldblatt S.M. (1967) Serum proteins of salamanders of the *Ambystoma jeffersonianum* complex, and the origin of the triploid species of this group. *Evolution* 21(2):345-354.

Wilt F.H. et Wessels N.K. (éd.) (1967) *Methods in Developmental Biology*. New York

ANNEXE GUIDES D'IDENTIFICATION ET RÉFÉRENCES GÉNÉRALES

Cochran D.M. (1961) *Living Amphibians of the World*, Doubleday and Co., Toronto, Ont.

Conant R.M. (1975) *A Field Guide to Reptiles and Amphibians of Eastern and Central North America* (2^e éd.). Boston MA : Houghton Mifflin Co.

Cooper J.E. et Jackson O.F. (éd.) (1981) *Diseases of the Reptilia* (vol. 1 et 2). Toronto ON : Academic Press.

Marcus L.C. (1981) *Veterinary Biology and Medicine of Captive Amphibians and Reptiles*. Philadelphia PA : Lea & Febiger.

Nace G.W. (éd.) (1974) *Amphibians. Guidelines for the Breeding, Care and Management of Laboratory Animals*. Washington DC : National Academy of Sciences.

Reichenback-Klinke H.H. et Elkan E. (1965) *Diseases of Amphibians*. Neptune NJ : TFH Publications.

Stebbins R.C. (1966) *A Field Guide to Western Reptiles and Amphibians* (2^e éd.). Boston MA : Houghton Mifflin Co.

Stewart J.W. (1969) Care and Management of Amphibians, Reptiles and Fish in the Laboratory. Dans : *IAT Manual of Laboratory Animal Practice and Techniques* (2^e éd.) (D.J. Short et D.P. Woodnott, éd.). Springfield IL : Chas. C. Thomas.

REVUES

Copeia. Trimestrielle, publiée par l'American Society of Ichthyologists and Herpetologists, Florida State Museum, University of Florida, Gainesville FL 32611.

Herpetologica. Trimestrielle, Louisiana State University, Department of Biological Science, Shreveport, LA.

Revue canadienne de zoologie. Mensuelle, publiée par le Conseil national de la recherche du Canada, Ottawa ON K1A 0R6.

Wildlife Review (indexation, résumés). U.S. Fish and Wildlife Service, U.S. Dept. of the Interior, Aylesworth Hall, Fort Collins CO, Colorado State University.

Zoologica Scripta, Pergamon Press Inc., Maxwell House, Fairview Park, Elmsford, New York, NY. 10523.

Zoological Record, Biosciences Information Services, Arch St., Philadelphia, PA. 19103.

AUTRES PUBLICATIONS

Cook F.R. (1984) Introduction aux amphibiens et reptiles du Canada, Musée national des sciences naturelles, Musées nationaux du Canada.

Smith H.M. (1982) *Guide des batraciens de l'Amérique du Nord : Guide d'identification sur le terrain*. La Prairie QC : Éditions Marcel Broquet.