

Année 2005

Les maladies infectieuses et parasitaires des amphibiens



THESE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTE DE MEDECINE DE CRETEIL

Le 15 décembre 2005

par

Marie Elodie Clément

Née le 25 décembre 1980 à Paris XIII (Ile-de-France)

JURY

Président : M.

Professeur à la Faculté de Médecine de CRETEIL

Membres

Directeur : M. BOULOUIS Henri-Jean

Professeur à l'ENVA

Assesseur : Mme HADDAD HOANG XUAN Nadia

Maître de Conférences à l'ENVA

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Directeur : M. le Professeur COTARD Jean-Pierre

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs PARODI André-Laurent, PILET Charles

Professeurs honoraires: MM. BORDET Roger, BUSSIERAS Jean, LE BARS Henri, MILHAUD Guy, ROZIER Jacques, THERET Marcel

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (DSBP)

Chef du département : M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur - Adjoint : M. DEGUEURCE Christophe, Professeur

<p>-UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur* M. DEGUEURCE Christophe, Professeur Mlle ROBERT Céline, Maître de conférences M. CHATEAU Henri, AERC</p> <p>-UNITE DE PATHOLOGIE GENERALE , MICROBIOLOGIE, IMMUNOLOGIE Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur* M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur</p> <p>-UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE M. BRUGERE Henri, Professeur * Mme COMBRISON Hélène, Professeur M. TIRET Laurent, Maître de conférences</p> <p>-UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur * M. TISSIER Renaud, Maître de conférences M. PERROT Sébastien, Maître de conférences</p> <p>-UNITE DE BIOCHIMIE M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences* M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences</p>	<p>- UNITE D'HISTOLOGIE , ANATOMIE PATHOLOGIQUE M. CRESPEAU François, Professeur * M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur Mme BERNEX Florence, Maître de conférences Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE VIROLOGIE M. ELOIT Marc, Professeur * Mme ALCON Sophie, Maître de conférences</p> <p>-DISCIPLINE : PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES M. MOUTHON Gilbert, Professeur</p> <p>-DISCIPLINE : BIOLOGIE MOLECULAIRE Melle ABITBOL Marie, Maître de conférences contractuel</p> <p>-DISCIPLINE : ETHOLOGIE M. DEPUTTE Bertrand, Professeur</p> <p>-DISCIPLINE : ANGLAIS Mme CONAN Muriel, Ingénieur Professeur agrégé certifié</p>
---	--

DEPARTEMENT D'ELEVAGE ET DE PATHOLOGIE DES EQUIDES ET DES CARNIVORES (DEPEC)

Chef du département : M. FAYOLLE Pascal, Professeur - Adjoint : M. POUCHELON Jean-Louis , Professeur

<p>-UNITE DE MEDECINE M. POUCHELON Jean-Louis, Professeur* Mme CHETBOUL Valérie, Professeur M. MORAILLON Robert, Professeur M. BLOT Stéphane, Maître de conférences M. ROSENBERG Charles, Maître de conférences Melle MAUREY Christelle, Maître de conférences contractuel</p> <p>-UNITE D'OPHTALMOLOGIE M. CLERC Bernard, Professeur Melle CHAHORY Sabine, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE CLINIQUE EQUINE M. DENOIX Jean-Marie, Professeur * M. AUDIGIE Fabrice, Maître de conférences Mme CARSTANJEN Bianca, Maître de conférences contractuel Mme GIRAUDET Aude, Professeur contractuel</p> <p>-UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE M. MIALOT Jean-Paul, Professeur * (rattaché au DPASP) M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, Maître de conférences (rattachée au DPASP) M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences M. REMY Dominique, Maître de conférences (rattaché au DPASP) Melle CONSTANT Fabienne, AERC (rattachée au DPASP)</p>	<p>- UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE M. FAYOLLE Pascal, Professeur * M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences M. MOISSONNIER Pierre, Professeur Mme VIATEAU-DUVAL Véronique, Maître de conférences M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences Mlle RAVARY Béangère, AERC (rattachée au DPASP) M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences contractuel M. HIDALGO Antoine, Maître de conférences contractuel</p> <p>- UNITE DE RADIOLOGIE Mme BEGON Dominique, Professeur*</p> <p>- UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES M. CHERMETTE René, Professeur * M. POLACK Bruno, Maître de conférences M. GUILLOT Jacques, Professeur Melle MARIIGNAC Geneviève, Maître de conférences contractuel</p> <p>M. PARAGON Bernard, Professeur (rattaché au DEPEC) M. GRANDJEAN Dominique, Professeur (rattaché au DEPEC) Melle BLANCHARD Géraldine, Professeur contractuel</p>
--	---

DEPARTEMENT DES PRODUCTIONS ANIMALES ET DE LA SANTE PUBLIQUE (DPASP)

Chef du département : M. CERF Olivier, Professeur - Adjoint : M. BOSSE Philippe, Professeur

<p>-UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES M. BENET Jean-Jacques, Professeur* M. TOMA Bernard, Professeur Mme HADDAD HOANG XUAN Nadia, Maître de confér.contractuel Mme DUFOUR Barbara, Maître de conférences M. SANAA Moez, Maître de conférences</p> <p>-UNITE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS D'ORIGINE ANIMALE M. BOLNOT François, Maître de conférences * M. CARLIER Vincent, Professeur M. CERF Olivier, Professeur Mme COLMIN Catherine, Maître de conférences M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Maître de conférences</p>	<p>- UNITE DE ZOOTECNIE, ECONOMIE RURALE M. COURREAU Jean-François, Professeur* M. BOSSE Philippe, Professeur Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur Mme LEROY Isabelle, Maître de conférences M. ARNE Pascal, Maître de conférences M. PONTER Andrew, Maître de conférences</p> <p>- UNITE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR M. MILLEMANN Yves, Maître de conférences* Mme BRUGERE-PICOUX Jeanne, Professeur M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences contractuel M. ADJOU Karim, Maître de conférences</p>
---	---

Mme CALAGUE, Professeur d'Education Physique

* Responsable de l'Unité

AERC : Assistant d'Enseignement et de Recherche Contractuel

REMERCIEMENTS

A Monsieur le Professeur

Professeur à la Faculté de Médecine de Créteil, qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de soutenance de thèse.

Hommage respectueux.

Au Professeur Henri-Jean Boulouis

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, pour ses précieux conseils précédant l'élaboration de notre thèse.

Hommage reconnaissant.

Au Docteur Nadia Haddad Hoang Xuan

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, qui a accepté d'être notre assesseur de thèse.

Sincères remerciements.

Au Docteur Norin Chai

Pour ses conseils et son aide dans l'élaboration de cette thèse. Qu'il trouve ici l'expression de ma reconnaissance et tous mes remerciements.

Aux directeurs des élevages d'amphibiens les Docteurs Amaury de Luze, Daniel Boujard, André Mazabraud et Krys Vleminckx

Pour leur accueil dans leurs établissements et leur collaboration. Sincères remerciements.

Aux soigneurs et responsables animaliers Jean-Paul Chaumeil, Gérard Bénisti, Brigitte Guillet, Stéphanie Lemarchand, Morgane Nicolas, Christophe de Medeiros et Christophe du vivarium

Toute ma reconnaissance et mes remerciements pour vos enseignements et votre aide, je ne les oublierai pas.

A Laurent

Pour son amour et sa compréhension quant à mes travaux sur les amphibiens. Sans toi je n'y serais pas arrivée.

A mon Père et Cathy, mes sœurs Carole et Elodie et mes grands-parents

Pour leur amour et leur soutien constant. Qu'ils trouvent dans ce travail la récompense de leurs efforts.

A mes amis

Pour leur attention et leur soutien.

Enfin, un grand merci à tous ceux qui m'ont beaucoup aidée ces derniers temps et que je n'ai pas cités. Je ne vous oublie pas.

Les maladies infectieuses et parasitaires des amphibiens

NOM et Prénom : CLEMENT Marie

Résumé

Après une étude bibliographique des amphibiens et de leurs maladies infectieuses et parasitaires, l'auteur présente une comparaison zootechnique de quatre différents élevages de xénope, animaux d'expérimentation destinés aux unités de recherche, et le suivi vétérinaire effectué dans deux de ces élevages par le service vétérinaire de la Ménagerie du Jardin des Plantes.

Cette étude a mis en évidence différentes conditions de maintenance parmi ces élevages. Les conditions d'élevage sont mieux connues chez *Xenopus laevis* que chez *Xenopus tropicalis*. La maîtrise de certains paramètres d'élevage et le suivi sanitaire et médical des animaux sont les deux points critiques essentiels pour lesquels des investissements doivent être faits.

Des épisodes de mycobactérioses dans chacun de ces élevages sont supposés intervenir dans un accroissement des taux de mortalité, et ont nécessité l'euthanasie de tous les *X. tropicalis* de certains de ces élevages. Pour trouver une alternative à ce traitement, des expérimentations permettant de mieux connaître l'épidémiologie des mycobactérioses atypiques chez *X. laevis* et *X. tropicalis* sont en cours.

Mots clés : AMPHIBIENS, MALADIES INFECTIEUSES ET PARASITAIRES, XENOPES, ELEVAGES, MYCOBACTERIOSE.

Jury :

Président : Pr.

Directeur : Pr. BOULOUIS

Assesseur : Dr. HADDAD HOANG XUAN

Adresse de l'auteur :

Mlle Marie CLEMENT
73 bis, rue de Montigny
27200 VERNON

Amphibians' infectious and parasitic diseases

SURNAME : CLEMENT

Given name : Marie

Summary

After a bibliographic study about amphibians and their infectious and parasitic diseases, the author presents a comparison between four facilities that maintain a *Xenopus* colony, models for research laboratories, about their husbandry practices and how two of these facilities were cared for the veterinary unit of la Ménagerie du Jardin des Plantes.

Different techniques in the care and maintenance of *Xenopus* were shown through these facilities. Husbandry and housing of *Xenopus laevis* are better known than *Xenopus tropicalis* ones. Investments have to be done for two critical points, some procedures used for the care and maintenance and sanitary and medical veterinary cares.

Mycobacterioses are supposed to take part of mortality growth, and all *X. tropicalis* among these facilities were euthanised because of them. Experimentations on *X. laevis* and *X. tropicalis* to know more about mycobacteriosis' epidemiology are practiced.

Keywords : AMPHIBIAN, INFECTIOUS AND PARASITIC DISEASES, XENOPUS, FACILITIES, MYCOBACTERIOSIS.

Jury :

President : Pr.

Director : Pr. BOULOUIS

Assessor : Dr. HADDAD HOANG XUAN

Author's address:

Mlle Marie CLEMENT

73 bis, rue de Montigny

27200 VERNON

Table des matières

Table des matières	1
Introduction	3
1. Première partie : Caractéristiques générales des amphibiens et de leurs maladies infectieuses et parasitaires	5
1. 1. La Classe des Amphibiens	5
1. 1. 1. Systématique	5
1. 1. 2. Particularités anatomiques et fonctionnelles	6
1. 1. 3. Présentation de quelques taxons rencontrés en captivité	13
1. 2. Etude spécifique de quelques amphibiens d'élevage	19
1. 2. 1. Les Xénopes	19
1. 2. 1. 1. <i>Xenopus laevis</i> et <i>Xenopus tropicalis</i>	21
1. 2. 1. 1. 1. Modèles génétiques	21
1. 2. 1. 1. 2. Elevages	23
1. 2. 2. Les Axolotls, <i>Ambystoma mexicanum</i>	27
1. 2. 2. 1. Elevage des axolotls, forme larvaire aquatique	27
1. 2. 2. 1. 1. Logement	27
1. 2. 2. 1. 2. Nourriture	29
1. 2. 2. 1. 3. Reproduction	30
1. 2. 2. 2. Elevage des axolotls, forme métamorphosée terrestre	31
1. 2. 2. 2. 1. Logement	31
1. 2. 2. 2. 2. Nourriture	32
1. 2. 2. 2. 3. Reproduction	32
1. 2. 3. Les Dendrobates	32
1. 2. 3. 1. Logement	33
1. 2. 3. 2. Nourriture	35
1. 2. 3. 3. Reproduction	36
1. 2. 4. Bilan de l'élevage des amphibiens	37
1. 3. Etude spéciale des agents infectieux et parasitaires des Amphibiens	39
1. 3. 1. Bactéries	39
1. 3. 1. 1. Principales bactérioses connues chez les amphibiens	39
1. 3. 1. 2. Synthèse des connaissances actuelles sur les mycobactérioses chez les amphibiens	44
1. 3. 2. Virus	45
1. 3. 3. Algues et champignons	49
1. 3. 4. Autres parasites Protozoaires et Métazoaires	54
2. Deuxième partie : Travail personnel, visites et suivis sanitaires d'élevages d'instituts de recherche utilisant le modèle « xénope »	65
2. 1 Comparaison zootechnique de plusieurs élevages de xénopes	65
2. 1. 1. Problématique	65
2. 1. 2. Matériel et Méthodes	65
2. 1. 3. Résultats	67
2. 1. 3. 1. Les élevages du centre d'élevage C	67
2. 1. 3. 2. Les élevages du centre d'élevage B	70
2. 1. 3. 3. Animaleries de <i>X. tropicalis</i> et <i>X. laevis</i> du centre d'élevage A	74

2. 1. 3. 4. Elevages du centre d'élevage D (Belgique)	79
2. 1. 4. Discussion : Identification des problèmes, recommandations relatives aux bonnes pratiques d'élevage	80
2. 2. Suivis sanitaires des xénopes des centres d'élevage C et A par le service vétérinaire de la Ménagerie du jardin des Plantes.....	84
2. 2. 1. Suivi sanitaire de l'élevage de xénopes du centre C	84
2. 2. 1. 1. Contexte	84
2. 2. 1. 2. Matériel et Méthodes.....	84
2. 2. 1. 3. Résultats	86
2. 2. 1. 4. Discussion	87
2. 2. 2. Historique et gestion des maladies sévissant chez les <i>X. tropicalis</i> du centre d'élevage A.....	88
2. 2. 2. 1. Contexte et examens précédemment effectués.....	88
2. 2. 2. 2. Matériels et méthodes.....	88
2. 2. 2. 3. Résultats	88
2. 2. 2. 4. Discussion	90
Conclusion	92
BIBLIOGRAPHIE	93
Liste des tableaux et des figures.....	101
Liste des abréviations utilisées	103
ANNEXES	104
Annexe 1 : Liste des dendrobatidés, avec leurs origines et leurs conditions de maintenance (Yves Mathieu).....	105
Annexe 2 : Données de la visite des élevages de xénopes du centre C.....	108
Annexe 3 : Données de la visite des élevages de xénopes du centre B.....	115
Annexe 4 : Aliment pour animaux aquatiques MAZURI	122
Annexe 5 : extraits du cahier d'autopsies du centre d'élevage B.....	124
Annexe 6 : Données de la visite des élevages de xénopes du centre A	125
Annexe 7 : Plan de l'animalerie <i>X. laevis</i> du centre d'élevage A	132
Annexe 8 : Evolution du taux de mortalité de l'animalerie « collection » du centre A entre novembre 2001 et mars 2005	133
Annexe 9 : Evolution du taux de mortalité total <i>X. tropicalis</i> du centre d'élevage A entre janvier 2002 et octobre 2004.....	134
Annexe 10 : Evolution du taux de mortalité du lot RS 031203 du centre d'élevage A de février 04 à février 05.....	135
Annexe 11 : Evolution du taux de mortalité du lot 206 de l'ancienne animalerie <i>X. tropicalis</i> du centre d'élevage A de février 04 à mars 05.....	136
Annexe 12 : Liste des morts dans la nouvelle animalerie du centre d'élevage A du 18/03/04 au 11/01/05.....	137
Annexe 13 : Liste des 174 xénopes du centre C autopsiés.....	130

Introduction

Les grenouilles, crapauds et salamandres ont été utilisés de façon extensive par les écoles et les unités de recherche depuis de nombreuses années. On les trouve aussi dans des parcs zoologiques et des collections privées, et de plus en plus sur le marché des animaux de compagnie. Malheureusement les amphibiens sont devenus rares dans de nombreux pays suite aux pollutions hydriques, au drainage des terres et autres formes de destruction de leurs habitats. Outre les programmes d'élevage dans un but de conservation, certains amphibiens sont de plus en plus élevés en tant qu'espèces modèles expérimentaux. Ils ont l'avantage d'être des vertébrés à caractéristiques génétiques et physiologiques extrapolables à l'Homme, mais ce ne sont pas des mammifères ce qui pose apparemment moins de problèmes éthiques. Malgré l'intérêt suscité par les amphibiens, peu d'espèces sont correctement élevées en captivité et les connaissances en médecine des amphibiens restent très limitées par rapport à celles des reptiles, oiseaux et même des poissons. L'espérance de vie d'un amphibien nouvellement captif est assez courte, souvent à cause de conditions d'élevage inadéquates. Pourtant si on prête plus d'attention aux conditions d'élevage et de maintenance de ce groupe si divers, ils peuvent survivre assez longtemps.

Il existe donc un réel besoin de mieux connaître de bonnes conditions de maintenance des amphibiens en captivité ainsi que leurs maladies les plus répandues, notamment leurs maladies infectieuses et parasitaires.

Ces dernières sont très présentes dans les élevages et contribuent certainement aussi au déclin mondial des populations d'amphibiens sauvages.

Dans ce document, nous apporterons d'abord une contribution bibliographique à l'étude de la classe des Amphibiens et des particularités anatomiques propres à chaque ordre. Des exemples de conditions d'élevage de certaines espèces d'amphibiens seront aussi abordées, dont celles des xénopes, espèces dont les épizooties infectieuses en élevage seront étudiées par la suite. Enfin nous regrouperons les agents infectieux et parasitaires les plus courants des amphibiens, et nous présenterons leurs caractéristiques épidémiologiques.

La deuxième partie sera un apport personnel, comparant tout d'abord les qualités zootechniques de différents élevages de xénopes destinés à l'expérimentation. Puis les suivis vétérinaires de certains de ces élevages seront présentés. L'étude des infections à mycobactéries, courantes et handicapantes chez certains amphibiens d'élevage, sera abordée tout au long de cette partie.

1. Première partie : Caractéristiques générales des amphibiens et de leurs maladies infectieuses et parasitaires

1. 1. La Classe des Amphibiens

1. 1. 1. Systématique

Le terme Amphibiens, créé par Linné et incluant les Reptiles, fut restreint par Latreille (1825) aux grenouilles (ordre des Anoures) et aux salamandres (ordre des Urodèles) ; les amphibiens serpentiformes (ordre des Gymnophiones) furent finalement ajoutés.

Malgré l'apparente hétérogénéité des trois ordres d'amphibiens actuels (Lissamphibiens), l'accent est mis aujourd'hui sur la présence d'au moins deux caractères communs, et qui leur sont absolument propres : ils ont des dents pédicellées, c'est-à-dire avec une zone de moindre résistance entre couronne et base et ils ont, dans l'oreille moyenne, un deuxième osselet (l'opercule), recouvrant la fenêtre ovale, à côté de la columelle. Comme il n'y a aucune chance statistique que ces deux petits caractères soient apparus indépendamment dans ces trois ordres, il faut reconnaître à l'ensemble de la classe une origine monophylétique.

Ce sont des vertébrés tétrapodes et anamniotes.

Ils ont une biologie "amphibie" : les formes larvaires sont aquatiques, à respiration branchiale ; après avoir subi la métamorphose, les adultes sont terrestres à respiration pulmonaire.

La classe des amphibiens compte environ 4000 espèces réparties en trois ordres :

- Les Gymnophiones (étymologiquement "Serpents nus").

Ils sont vermiformes, sans membres ; ils mènent une vie fouguseuse, sous les tropiques et ils sont rarement observés dans les collections d'animaux exotiques.

- Les Urodèles (environ 350 espèces).

Les adultes conservent une queue, sont encore inféodés au milieu aquatique. La plupart ont quatre membres, bien que chez certaines familles comme les Sirénidés et les Amphiumidés, les membres sont très réduits voire absents. Certaines petites espèces aquatiques sont appelées néotomes. De nombreuses espèces d'Urodèles ne se métamorphosent pas ; les larves conservent leurs branchies externes et se reproduisent (cf. axolotls). Ce phénomène s'appelle la néoténie.

- Les Anoures.

Ces amphibiens nous sont les plus familiers, incluant environ 4000 espèces de grenouilles et crapauds. Les grenouilles sont typiquement les membres de la famille des Ranidés, ont une peau lisse et ont un mode de vie plus aquatique, alors que les crapauds sont de la famille des Bufonidés, ont une peau granuleuse et occupent des habitats plutôt terrestres. Les adultes sont trapus et sans queue, ont des membres postérieurs longs adaptés au saut (ECHALIER *et al.*, 2002).

Ces animaux ont des modes et des milieux de vie très variés, et leurs anatomie et physiologie sont aussi bien particulières. Pour appréhender au mieux les aspects cliniques relatifs à ces amphibiens, il faut connaître leur anatomie et certaines de ses adaptations fonctionnelles.

1. 1. 2. Particularités anatomiques et fonctionnelles

L'organisation générale

Elle est typique des vertébrés tétrapodes.

Morphologie : les amphibiens ont une tête, un tronc et une queue (absente chez les Anoures adultes) ; ils ont des membres pairs (sauf les Gymnophiones) ; ils n'ont pas de vraies nageoires impaires mais ont de simples replis cutanés, dorsaux ou caudaux, non soutenus par des pièces squelettiques (larves ou Urodèles adultes) (**fig.1**)

Anatomie : le névraxe est situé dorsalement, sous la protection du crâne et d'un canal vertébral ; la cavité générale des amphibiens est indivise et renferme les viscères (dans les replis du mésentère)... (HOFF *et al.*, 1984)

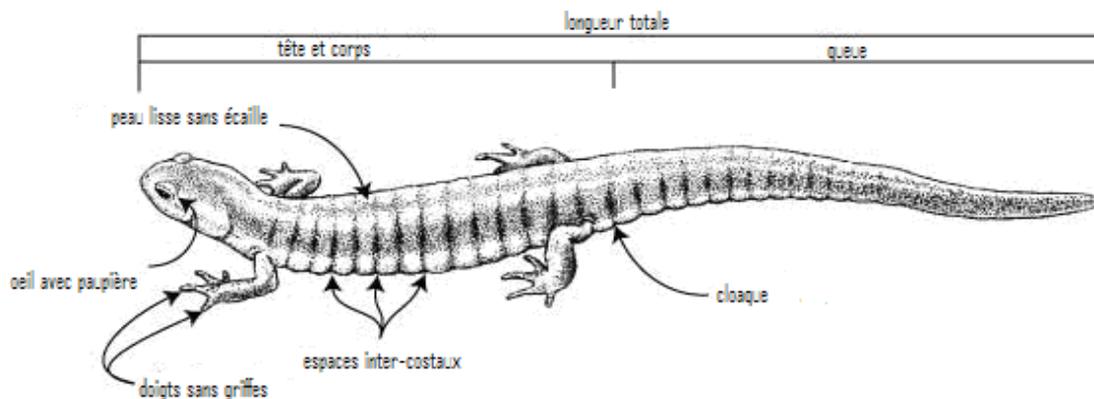


Figure 1 : Anatomie externe d'une salamandre (Anonyme, 2002-03)

Le Squelette

Contrairement aux autres appareils, l'organisation du squelette peut varier énormément au sein d'un même ordre.

Gymnophione adulte : presque tous les os crâniens sont fusionnés. Il y a 200 à 300 vertèbres chez certains Gymnophiones. Ils n'ont pas de ceinture pectorale ou pelvienne et pas de sacrum.

Urodèle adulte : le crâne d'une salamandre présente une structure intermédiaire entre celle très ossifiée des Gymnophiones, et celle à nombre d'os réduit des Anoures. Les arcs de la mâchoire supérieure sont incomplets (quadrato-jugal ne rejoignant pas le maxillaire) et les capsules nasales sont largement séparées. Il y a quelques 50 vertèbres chez les Urodèles très peu différenciées en région cervicale (un atlas), en région dorsale (15 à 20 vertèbres avec des côtes articulées par deux têtes), en région sacrée (une vertèbre) et en région caudale (20 à 30 vertèbres). La ceinture pectorale a perdu toute relation avec le squelette céphalique et s'attache par des muscles à la colonne vertébrale. La ceinture pelvienne se fixe dorsalement à la colonne vertébrale, mais sur une unique vertèbre spécialisée (décisif pour la vie terrestre). Les ceintures scapulaire et pelvienne sont uniquement enchondrales (scapula, coracoïde), ne s'ossifiant qu'autour de la cavité glénoïde. Le membre a un plan "chiridien", comprenant trois segments : le stylopode (humérus pour le membre antérieur et fémur pour le membre postérieur), le zeugopode (radius et ulna pour le membre antérieur et tibia et fibula pour le membre postérieur) et l'autopode (petits os carpiens pour la main et tarsiens pour le pied, métacarpiens et métatarsiens, et les phalanges pour les doigts et les orteils).

Chez les Urodèles, semi rampants, le membre est « transversal » (segment proximal se déplaçant dans le plan horizontal) (ARMSTRONG et MALACINSKI, 1989).

Anoure adulte : la boîte crânienne se réduit à un tube médian mais le squelette céphalique est particulièrement élargi (en « piège à loup »), les arcs de la mâchoire supérieure délimitant de vastes orbites sans plancher. Les dents sont pédicellées et absentes sur la mandibule des anoures.

Il y a quatre paires d'arcs squelettiques branchiaux chez les larves (cf. Appareil respiratoire) qui fusionnent chez l'adulte en un cartilage hyobranchial.

Les Anoures ont 10 vertèbres : une cervicale unique (atlas), sept dorsales à fortes apophyses transverses (côtes soudées ?), une sacrée en liaison avec la ceinture pelvienne et une caudale, baguette osseuse impaire, l'urostyle. La disposition des ceintures est la même que chez les Urodèles, mais ils ont en plus deux petits os dermiques (clavicule, cleithrum) et la scapula et la coracoïde sont complètement ossifiées sur la pectorale. Le membre est aussi chiridien, mais adapté au saut chez les anoures : les différents segments du membre postérieur sont très allongés et disposés en Z (ressort) dans un plan parasagittal (WRIGHT et WHITAKER, 2001).

Le système nerveux

La moëlle épinière

Elle occupe toute la longueur du canal vertébral chez les Urodèles, alors que, chez les Anoures, elle est courte et ne se prolonge dans l'urostyle que par un phylum terminal.

Sa structure est fondamentalement tubulaire (comme chez tous les vertébrés) : elle a un fin canal axial (épendyme), puis la substance grise (corps cellulaires) est en position centrale et, l'enveloppant, la substance blanche (cordons de fibres myélinisées) est à la périphérie.

Les nerfs rachidiens sont très nombreux chez les Gymnophiones et Urodèles, mais les Anoures en ont seulement 10 paires ; ils naissent chacun par deux racines (sensitive et motrice), puis ces nerfs mixtes échangent des fibres (plexus, brachial et lombaire) avant de se distribuer en nerfs périphériques.

L'encéphale

Les cinq structures fondamentales sont alignées dans un même plan avec intercommunication entre les ventricules successifs.

- Le télencéphale

Les bulbes olfactifs prolongent, en avant, les hémisphères cérébraux.

Le télencéphale est relativement très développé chez les Gymnophiones, presque aveugles, pour lesquels les informations olfactives sont très importantes.

- Le diencephale, tubulaire

Le ventricule III est flanqué par le thalamus. Ventralement se situe l'hypothalamus auquel est appendu l'hypophyse, en arrière du chiasma optique.

- Le mésencéphale

Le toit (recevant la quasi-totalité des afférences optiques) bombe en deux gros lobes optiques chez les Anoures (yeux très développés), alors que chez les Urodèles, il y a un simple bombement impair. Il régresse chez les Gymnophiones qui sont presque aveugles. Les structures ventrales (tegmentum) d'intégration et motrices font ici du mésencéphale le principal centre de commande de l'encéphale.

- Le métencéphale (cervelet)

Il est peu développé anatomiquement, bien que ses connexions soient déjà fondamentalement les mêmes que chez les Amniotes. Chez les Urodèles, les auricules cérébelleuses latérales

(apports labyrinthiques et du système latéral) prédominant, tandis que chez les Anoures il existe un développement relatif (en rapport avec la vie terrestre) d'un corps cérébelleux médian.

- Le myélocéphale (bulbe rachidien, moelle allongée)

Sa structure est celle d'une moelle ouverte dorsalement en un large ventricule IV (partagé avec le métencéphale, et fermé par une toile choroïdienne). Les colonnes de substance grise médullaire s'y prolongent et correspondent aux centres de départ (noyaux moteurs, médio ventralement) ou d'arrivée (afférences sensorielles, latéro dorsalement) des nerfs crâniens V à X (ANVER et POND, 1984).

Les organes des sens

Vision

Les yeux sont volumineux chez les formes terrestres, notamment chez les Anoures adultes où la vision joue un grand rôle dans le comportement alimentaire (noter aussi l'importance du toit optique). Par contre, les Gymniophones (vie en terrier ou en eaux boueuses) sont (presque) aveugles.

Ouïe

L'oreille interne : le labyrinthe membraneux logé dans la capsule otique (cf. squelette, crâne) comporte l'utricule avec ses canaux semi-circulaires (pour l'exploration des trois plans de l'espace) et le saccule présentant deux évaginations avec des papilles sensorielles à fonction auditive (tandis qu'il n'y en a qu'une seule, la lagena, chez les Amniotes).

L'oreille moyenne comporte des dispositifs pour la transmission des ondes aériennes. Chez les Anoures, une cavité (dérivant de la première poche pharyngienne) s'ouvre par une trompe d'Eustache, au plafond de la bouche ; elle est traversée par une baguette (la columelle) reliant la fenêtre ovale de la capsule otique à un tympan à fleur de peau et tendu sur un anneau cartilagineux.

Chez les Urodèles, qui n'ont ni cavité, ni tympan, les vibrations externes sont transmises *via* un ligament ou un muscle, inséré sur l'un ou l'autre des deux osselets articulés sur la fenêtre ovale (cf. : Systématique).

Ligne latérale

C'est un système sensoriel propre aux vertébrés aquatiques. Il existe donc chez toutes les larves, mais seulement chez les adultes Urodèles à vie amphibie et, exceptionnellement chez quelques Anoures primitifs et aquatiques (ex : les xénopes).

Il s'agit d'alignements céphaliques et troncaux, de neuromastes toujours superficiels. Ce système est en relation fonctionnelle avec une paire de neurones géants bulbaires (cellules de Mauthner) (TINSLEY et KOBEL, 1996).

Olfaction

De chaque côté du nez un sac nasal s'ouvre par une narine externe, mais également comme chez tous les Vertébrés tétrapodes, par un orifice interne (choane) en avant de la voûte buccale. Outre sa cavité principale (avec épithélium olfactif typique et nombreuses glandes de Bowman), il existe un diverticule spécialisé, l'organe de Jacobson, pour capter les odeurs provenant de la cavité buccale et qui est particulièrement développé chez les Amniotes.

Goût

Les structures sensorielles gustatives sont limitées à la cavité buccale, en particulier à la face dorsale de la langue. Chez les Anoures, elles sont groupées en un plateau, à l'extrémité distale de papilles fongiformes.

L'appareil digestif

Tous les amphibiens adultes sont carnivores et ont un appareil digestif simple. La mastication intervient dans la cavité buccale, mais les proies sont souvent ingérées directement. Les Gymnophiones ont de nombreuses rangées de dents, alors que les Anoures n'en ont pas sur leur mandibule et que leurs têtards n'ont pas de véritables dents mais des structures cornées ornant leur bouche. Elle est séparée de l'œsophage par un sphincter. C'est un conduit court et large, à épithélium pseudo - stratifié de cellules cubiques (parfois ciliées transportant les ingestas) et de nombreuses cellules caliciformes à mucus, et glandulaires à pepsinogène. Certains Pipidés n'ont ni dents, ni langue, ni cellules à pepsinogène (comme chez certains Salamandridés). L'estomac est une poche incurvée déjetée à gauche, séparée de l'intestin par un sphincter pylorique. La zonation intestinale est peu marquée et seuls les anoures ont une valve à l'entrée du gros intestin (**fig. 2**).

Le foie et la vésicule biliaire sont intimement connectés et reliés à l'intestin par un canal cholédoque. Le foie intervient peu dans la détoxification ammoniacale chez les amphibiens aquatiques, car l'ammoniaque diffuse librement à travers la peau et est excrété par les reins. Par contre l'uréogénèse s'y déroule chez les amphibiens terrestres (excrétion d'un composé moins toxique, transformation éventuelle en acide urique pour épargne hydrique). Remarque : chez les Urodèles et Apodes, il y a un tissu hématopoïétique cortical sous la capsule fibreuse du foie (RAPHAEL, 1993).

Ils ont aussi un pancréas dont les canaux rejoignent l'extrémité du cholédoque. Les canaux pancréatiques sont nombreux chez les Urodèles et les Gymnophiones, unique chez les Anoures.

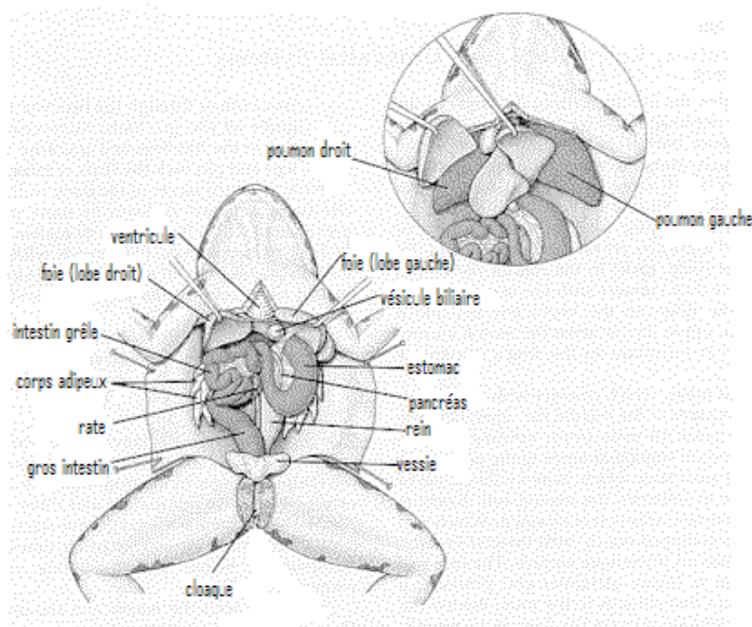


Figure 2 : Schéma de la cavité générale de *Rana temporaria*
D'après HICKMAN *et al.*, 1992.

L'appareil respiratoire

Typiquement, des poumons succèdent au système larvaire branchial à la métamorphose, sous le couvert d'une respiration cutanée, toujours importante.

Les Branchies

La première poche pharyngienne (entre arcs mandibulaire et hyoïdien), qui ne s'ouvrira pas chez les Urodèles, constituera la cavité de l'oreille moyenne des Anoures (cf. Organes des sens).

En arrière, il y a quatre fentes branchiales, chacune en avant d'un arc squelettique.

Les branchies externes bourgeonnent sur la face externe des trois premiers arcs squelettiques branchiaux, sont pennées (axe musculéux avec deux rangées de ramifications, ciliature) et beaucoup plus développées chez les larves d'Urodèles.

Chez les seuls têtards d'Anoures, une deuxième génération de branchies dites internes, portées, cette fois, par les 4 arcs et protégées dans une chambre branchiale par un repli cutané, se substitue à la première série.

Ces structures régresseront à la métamorphose ; cependant les branchies se maintiennent toute la vie chez les Urodèles Pérennibranches (formes néoténiques) (ARMSTRONG, 1989).

Les poumons

Les poumons sont deux sacs ovoïdes ou tubulaires. Leur structure est sacculaire, c'est à dire qu'une vaste cavité centrale avec paroi interne vascularisée et plus ou moins soulevée en replis délimite des alvéoles de différents ordres.

Sauf chez les Gymnophiones (**fig. 3**) et certains Urodèles, au corps allongé, où il existe une trachée, les deux poumons communiquent directement avec une courte chambre laryngo - trachéale, s'ouvrant (glotte) sur le plancher buccal (CRAWSHAW, 2003).

Remarque : il y a des cordes vocales, notamment chez Crapauds et Grenouilles mâles. De plus, des sacs vocaux indépendants et bombant sous la peau servent de caisses de résonance.

La respiration cutanée

Elle est toujours importante. A cet effet, le tégument nu est maintenu humide par de nombreuses glandes.

Chez les Anoures, la vascularisation spécifique de la peau est même assurée par une artère cutanée se détachant de l'arc pulmonaire VI (cf. Appareil circulatoire) (GRINER, 1983).

L'appareil circulatoire

L'instauration, à la métamorphose, d'une respiration pulmonaire entraîne l'établissement d'une double circulation sanguine.

Cependant, chez les amphibiens, la séparation anatomique du coeur, devant assurer le cheminement distinct du sang revenant des tissus de celui qui s'est re-oxygéné dans les poumons reste incomplète puisque, au delà des deux oreillettes, le ventricule reste indivis. Chez l'embryon s'ébauche le système typique des six paires d'arcs aortiques (reliant l'aorte ventrale aux racines de l'aorte dorsale), mais les deux premières disparaissent précocement. Chez les larves, les arcs III à VI, longeant les arcs squelettiques correspondants, assurent la vascularisation branchiale.

Il existe des veines portes hépatique et rénale qui reçoivent du sang de la moitié caudale du corps. Tant que des études pharmacocinétiques n'ont pas été menées sur le sujet, il faut éviter d'injecter des principes actifs qui sont métabolisés ou excrétés par les reins ou le foie dans la partie caudale du corps (WRIGHT et WHITAKER, 2001).

Gymnophione adulte :

Comme ils n'ont pas de membres, ils n'ont pas autant d'artères et de veines périphériques que les autres amphibiens. Ils ont environ 200 sacs lymphatiques sous-cutanés.

Urodèle adulte :

Les arcs aortiques (chez l'adulte les grosses artères de la base du coeur) restent continus chez les larves d'Urodèles, où des boucles vasculaires, en dérivation, alimentent les trois paires de branchies externes ; cependant que, de la paire VI, se détache de chaque côté une fine artère pulmonaire. Chez les adultes : les arcs III forment les troncs des carotides, irriguant la tête, les arcs IV constituent deux crosses aortiques symétriques qui confluent en une aorte dorsale (ce sont les arcs systémiques, alimentant le corps et les membres), les arcs V persistent et, doublant les précédents, forment une seconde paire de crosses aortiques. Les arcs VI conduisent le sang aux poumons (artères pulmonaires). Chez les Urodèles, entre ces artères pulmonaires et le système des quadruples crosses aortiques, persiste chez l'adulte, de chaque côté, une fine communication (trou de Botal).

Ils ont un nombre variable de sacs lymphatiques, environ 10 drainant la tête et le coelome et quatre situés caudalement au sacrum.

Anoure adulte :

Les arcs aortiques sont interrompus en une partie afférente et une efférente, que relie des anses vasculaires correspondant aux branchies internes (présentes ici sur les quatre paires d'arcs squelettiques) chez les larves d'Anoures. L'organisation est ensuite la même que chez les Urodèles, sauf que les arcs V disparaissent et qu'une artère cutanée se détache de l'arc VI pour aller alimenter les surfaces respiratoires tégumentaires des flancs.

Le nombre de sacs lymphatiques est très réduit (un à cinq le long de l'urostyle et une paire sous-scapulaire), mais les Anoures ont des sinus lymphatiques répartis dans tout le corps, dont un important juste sous la peau, dorsalement à l'urostyle (ECHALIER *et al.*, 2002).

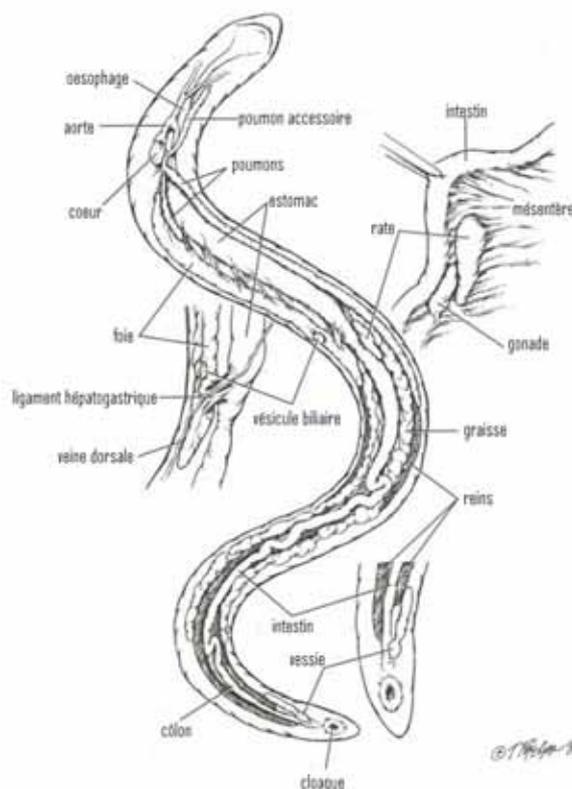


Figure 3.3. General anatomy of a caecilian. Inset view of cloaca and internal anatomy. (Tim Phelps)

Figure 3 : Anatomie générale d'un Gymnophione

D'après PHELPS (in WRIGHT et WHITAKER, 2001).

L'appareil urinaire

Les ébauches rénales se forment successivement d'avant en arrière à partir du mésoderme intermédiaire.

Le pronéphros est le rein fonctionnel larvaire ; il a peu de néphrons à pavillon cilié ouvert sur la cavité générale. Son uretère primaire (canal de Wolff) constituera le canal d'évacuation urinaire définitif.

L'opisthonéphros apparaît dès la métamorphose. Chez les Urodèles, l'organe présente une longue portion antérieure effilée (dite génitale, car, chez le mâle, la plupart des tubules y assurent l'évacuation des spermatozoïdes vers l'uretère). Chez les Anoures, cette région ne se distingue pas extérieurement.

Les reins ont 500 à 2000 néphrons, débutant par une dilatation coiffant un peloton capillaire (corpuscule de Malpighi) ; leur pavillon persiste chez les Urodèles. Chez les Anoures, les néphrons sont fermés, bien qu'il subsiste quelques pavillons ciliés indépendants (ouverts sur le coelome et dont le canalicule débouche dans des capillaires du système porte rénal).

Chez la plupart des Anoures, on observe, paradoxalement, une disposition primitive : le canal est rejoint régulièrement par les tubes collecteurs, y compris ceux véhiculant le sperme (cf. : appareil génital). Chez les Urodèles, l'alignement est régulier pour la région rénale antérieure, tandis que les collecteurs de la région postérieure s'allongent en anses, ne s'abouchant que vers l'extrémité distale de l'uretère.

Les Gymnophiones adultes n'ont pas les mêmes tubules que les Anoures et les Urodèles : ils ont des néphrostomes ouverts sur la cavité coelomique et d'autres drainant le système vasculaire ; ils se rejoignent tous dans un tube collecteur mésonephrique. Cette filtration concomitante coelomique et vasculaire peut modifier l'absorption et la distribution de principes actifs administrés par voie intracoelomique. Les reins des amphibiens ne peuvent pas concentrer l'urine au-delà de la concentration plasmatique.

Les produits excrétés par les reins des amphibiens dépendent de leur milieu de vie : ammoniacque et eau pour les amphibiens aquatiques, urée ou acide urique pour les amphibiens terrestres qui conservent ainsi de l'eau (WILLIAMS, 2002).

Les vessies des amphibiens sont souvent bilobées, mais il existe aussi des vessies cylindriques ou bicornes. Les amphibiens uricotéliques ont souvent des cils dans leur vessie.

Les appareils génitaux

Il existe une relation typique chez les Vertébrés entre les appareils urinaire et génital. Chez le mâle, les testicules déversent leurs spermatozoïdes *via* l'uretère primaire (uro-spermiducte) ; par contre, chez la femelle, les ovules empruntent un canal distinct (de Mueller).

L'appareil génital mâle

Chez les Gymnophiones, les testicules sont allongés, polylobés et intimement connectés aux reins. Chez les Anoures, les testicules sont globuleux. Chez les Urodèles âgés, ces organes deviennent généralement polylobés, chaque lobe comportant plusieurs zones correspondant à des étapes différentes de la spermatogenèse (variables suivant les saisons).

Il existe un corps adipeux, soit rubané dans le repli péritonéal (Urodèles), soit coiffant la gonade d'un panache de digitations (Anoures), (**fig. 4**).

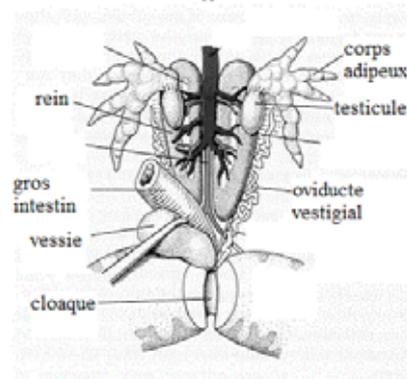
Remarque : il existe une structure interposée entre testicule et corps adipeux chez les Bufonidés mâles et interprétée comme un ovaire atrophique, l'organe de Bidder.

Les spermatozoïdes sont de forme variable, mais de structure typique : ils ont une tête effilée et souvent une membrane ondulante. Ils sont transportés par un uro-spermiducte ou canal de Wolff jusqu'au cloaque. Les Gymnophiones possèdent un phallosome, organe sexuel externe permettant une fécondation interne. Chez les Anoures et les Urodèles, les fécondations sont en majorité externes. Il n'ont pas d'organe sexuel externe, mais la fécondation peut être

interne par un transfert de spermatophore (structure gélatineuse élaborée par le mâle et entourant les spermatozoïdes) jusqu'au cloaque de la femelle.

Figure 4 : Schéma de l'appareil génital mâle d'Anoure

D'après HICKMAN *et al.*, 1992.



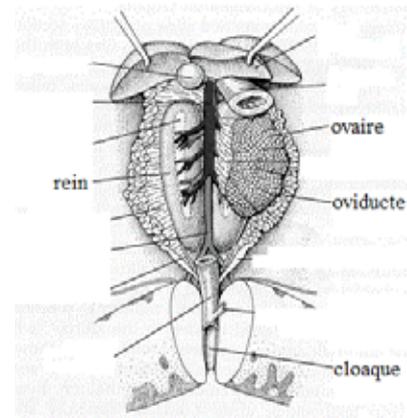
L'appareil génital femelle

Les ovaires sont des sacs creux, habillés et soutenus par le péritoine (mésovarium) ; de très nombreux ovocytes en vitellogenèse (**fig. 5**) entourés par des cellules folliculaires bombent dans leur cavité centrale.

Les oviductes sont une paire de gros tubes contournés, s'ouvrant par un petit ostium ; dans l'épaisseur il y a de nombreuses glandes (sécrétant les enveloppes gélatineuses des oeufs). Leurs parties terminales élargies (utérus) débouchent individuellement (papilles génitales) dans un cloaque (ANVER et POND, 1984).

Figure 5 : Schéma de l'appareil génital femelle d'Anoure

D'après HICKMAN *et al.*, 1992.



1. 1. 3. Présentation de quelques taxons rencontrés en captivité

Plus de 4000 espèces d'amphibiens ont été décrites à ce jour, mais seulement un dixième sont couramment rencontrés en captivité.

Les crapauds, ou « *Bufo spp.* ».

La famille des *Bufo* comprend aussi bien le Crapaud commun européen *Bufo bufo*, le Crapaud à dos noir *Bufo melanostictus* (**fig. 6**), que des espèces de taille plus importante telles que *Bufo paracnemys* (**fig. 7**). Ils ont besoin d'un grand terrarium (environ 100L pour un couple de *Bufo bufo*), avec comme substrat une litière de feuilles assez profonde (ils sont en majorité terrestres) et une humidité relative importante assurée par des vaporisations régulières et une température n'excédant pas 23°C. Les crapauds prélevés dans la nature

peuvent souffrir de la captivité, alors que ceux relâchés ou échappés peuvent très bien s'adapter à leur nouveau milieu et le coloniser.



Figure 6 : *Bufo melanostictus*
(photo CLEMENT, 2005)



Figure 7 : *Bufo paracnemys* femelle
(photo CLEMENT, 2005)

Les grenouilles vraies ou « *Rana spp.* ».

Elles sont aussi bien terrestres qu'aquatiques. Leur aquaterrarium doit en conséquence contenir une partie immergée (roches couvertes de mousses ou de feuilles par exemple) et l'eau être idéalement en mouvement (petite cascade). La grenouille taureau, *Rana catesbeiana*, peut vivre dans une gamme de températures très large, mais croît le mieux entre 20-25°C. La grenouille léopard, *Rana pipiens*, d'origine nord américaine, croît mieux à des températures plus basses mais est aussi facile à maintenir en captivité (utilisée en laboratoire). La grenouille européenne commune, *Rana temporaria* (**fig. 8**), vit bien sous des climats tempérés et peut hiberner.



Figure 8 : *Rana temporaria*
(photo CLEMENT, 2005)

Les rainettes ou « *Hyla spp.* ».

Les rainettes constituent une grande famille et sont pour la plupart arboricoles. Elles ont des ventouses à l'extrémité élargie de chaque doigt, facilitant l'escalade. C'est pourquoi leur terrarium doit comporter des branches et un degré d'humidité important. La rainette céruleenne *Litoria caerulea*, est une espèce placide et facile à élever et qui croît bien à 26-28 °C (mais peut supporter des températures plus basses). *Phrynohyas resinifictrix* (**fig. 9**) et *Gastrotheca riobambae* (**fig. 10**) sont des rainettes.



Figure 9 : *Phrynohyas resinificatrix*
(photo CLEMENT, 2005)



Figure 10 : *Gastrotheca riobambae*
(photo CLEMENT, 2005)

Les Dendrobates (*Dendrobates spp.*, *Phyllobates spp.* etc.)

Les Dendrobates sont de petites grenouilles très colorées d'Amérique centrale et du sud. Leur peau sécrète un poison, réellement toxique s'il est ingéré ou inoculé. Le port de gants est conseillé lors de toute manipulation (CHAI, 2004). On rencontre souvent *Dendrobates tinctorius* (bleue et noire) (**fig. 11**) et *Phyllobates vittatus* (noire, verte et jaune) dans des collections. *Phyllobates terribilis* (**fig. 12**) sécrète le venin le plus dangereux au monde. Ces anoures ne sont pas toujours faciles à élever car ils nécessitent une température élevée (26-28°C), une humidité relative proche de 100 % et une nourriture quotidienne à base de tout petits insectes (premières larves de grillons par exemple, ce qui nécessite l'entretien d'un élevage d'insectes).



Figure 11 : *Dendrobates tinctorius*
(photo CLEMENT, 2005)



Figure 12 : *Phyllobates terribilis*
(photo CLEMENT, 2005)

Les crapauds à ventre de feu ou « *Bombina spp.* ».

Les crapauds à ventre de feu se diversifient en de nombreuses espèces de couleurs très variées et aux besoins très différents. Ainsi *Bombina bombina* est autant terrestre qu'aquatique et a besoin d'un terrarium avec autant de zones aquatiques que terrestres. L'espèce orientale, *Bombina orientalis* (**fig. 13**), est plus terrestre et vit bien avec quelques foyers de mousses ou de feuilles humides dans son terrarium. Elle est plus facile à élever que *Bombina bombina*.



Figure 13 : *Bombina orientalis*
(photo La Ferme Tropicale, 2004)

Les Dactylères, ou Xénopes (*Xenopus spp.*).

Ces grenouilles plates africaines sont exclusivement aquatiques et très souvent rencontrées en élevage. Certaines espèces telles que *Xenopus laevis* (**fig. 15**) et *Xenopus tropicalis* (**fig. 14**) sont très exploitées comme modèles de recherche depuis plusieurs dizaines d'années. Les Dactylères du Cap, *Xenopus laevis*, sont particulièrement résistantes et ont constitué des populations férales dans les zones tempérées sur tous les continents.



Figure 14 : *Xenopus tropicalis*
(photo CLEMENT, 2005)



Figure 15 : *Xenopus laevis*
(photo CLEMENT, 2005)

Les Axolotls (*Ambystoma mexicanum*)

La Salamandre mexicaine, *Ambystoma mexicanum* (**fig. 16**), constitue un parfait exemple de néoténie, la forme adulte étant une larve non métamorphosée. On en trouve souvent dans les élevages des laboratoires de recherche, bien que sur les hauts plateaux des Andes dont elles sont natives, elles aient été classées espèces menacées (destruction d'habitats, introduction de poissons dévorant les larves...). Les axolotls peuvent être facilement élevés dans une eau tempérée, entre 10-25°C, avec des zones où se cacher et des tiges de plantes pour les pontes des femelles.



Figure 16 : *Ambystoma mexicanum*
(photo CLEMENT, 2005)

Les Salamandres

La Salamandre tigrée, *Ambystoma tigrinum*, est caractéristique de la famille des Ambystomatidés terrestres. Elle s'élève bien en captivité, à des températures variant de 15 à 25°C. Son environnement doit être terrestre subtropical forestier. *Gyrinophilus porphyriticus* (**fig. 17**) et *Tylototriton shanjing* (**fig.18**) sont deux salamandres.



Figure 17 : *Gyrinophilus porphyriticus*
(photo CLEMENT, 2004)



Figure 18 : *Tylototriton shanjing*
(photo LARSON, 2003)

L'ordre des Gymnophiones

On connaît peu d'espèces de Caeciliens rapportées captives. On trouve des Caecilidés en Afrique sub-saharienne, en Inde, dans les Seychelles et en Amérique centrale et du Sud. Environ 88 espèces de caeciliens ont été décrites, parmi lesquelles le Caecilien mexicain, *Dermophis mexicanus* et le Caecilien Varagua *Gymnopsis multiplicata* sont rencontrés en captivité. Cet ordre comprend l'amphibien le plus grand, le Caecilien de Thompson *Caecilia thompsoni*, long de plus de 150 cm.

Ces animaux sont fouisseurs et ont besoin de terrariums au substrat adapté (WRIGHT et WHITAKER, 2001).

1. 2. Etude spécifique de quelques amphibiens d'élevage

Les Anoures et les Urodèles, aquatiques ou terrestres, s'élèvent différemment. Certaines espèces sont très appréciées des terrariophiles ou des laboratoires, par leur aspect (caractères morphologiques, couleur...), leur facilité d'élevage ou certaines particularités physiologiques intéressantes.

Trois groupes d'espèces, les xénopes, les axolotls et les dendrobates, ont été choisis pour présenter les conditions d'élevages de différents amphibiens. Parmi les xénopes, différentes espèces seront présentées et plus particulièrement les caractéristiques des deux espèces utilisées en laboratoire de recherche. Leurs conditions d'élevages seront aussi exposées, ce qui permettra de mieux appréhender les visites d'élevages de xénopes utilisés comme modèles de recherches de la deuxième partie.

Les conditions d'élevages des axolotls et des dendrobates décrites sont celles rencontrées chez des particuliers.

1. 2. 1. Les Xénopes

Les xénopes (*Xenopus spp.*) sont des grenouilles appartenant à l'ordre des anoures, de la famille des *Pipidae* (**Tableau I**). Toutes les espèces de ce genre sont exclusivement aquatiques et se répartissent en Afrique.

Le nombre d'espèces de xénopes connues a triplé au cours de ces 30 dernières années, suite à des analyses sur des animaux prélevés dans des parties reculées d'Afrique. Comme beaucoup sont indifférenciables morphologiquement, les espèces sont identifiées par analyses ADN et caryotypage, mettant en évidence de nombreux degrés de polyploïdie (2 : 4 : 8 : 12). Les autres critères de différenciation d'espèces sont les chants pour attirer des partenaires qui sont spécifiques (spécialistes) et les hybridations expérimentales (barrières de fertilisation, viabilités, hybrides stériles...). Mais certaines espèces différentes (caractères morphologiques, cri, caryotype) sont interfécondes.

Les critères morphologiques, caryotypiques, d'hybridation et certaines caractéristiques biochimiques ont permis de diviser le genre *Xenopus* en deux nouveaux genres, *Xenopus* et *Silurana*. Cependant ce changement n'est pas été effectif dans la taxonomie.

Tableau I : Différentes espèces de xénopes (TINSLEY et KOBEL, 1996)

Genres	Espèces	Sous espèces/nombre de chromosomes
<i>Silurana</i>		<i>X. tropicalis</i> : 2n=20 <i>X. epitropicalis</i> : 2n=4X=40
<i>Xenopus</i>	laevis : 2n=4X=36	<i>X. laevis</i> Rassenkreis <i>X. gilli</i> <i>X. largeni</i>
	muelleri : 2n=4X=36	<i>X. muelleri</i> <i>X. borealis</i> <i>X. clivii</i>
	fraseri-like	<i>X. fraseri</i> : 2n=4X=36 <i>X. pygmaeus</i> : 2n=4X=36 <i>X. amieti</i> : 2n=8X=72 <i>X. andrei</i> : 2n=8X=72 <i>X. boumbaensis</i> : 2n=8X=72 <i>X. ruwenzoriensis</i> : 2n=12X=108
	4ème sous-groupe	<i>X. vestitus</i> : 2n=8X=72 <i>X. wittei</i> : 2n=8X=72
	5ème sous-groupe	<i>X. longipes</i> 2n=12X=108

n = nombre de chromosomes d'un gamète.

Nombre X = nombre de chromosomes appariés.

Les xénopes sont utilisés en recherche depuis environ 50 ans. *Xenopus laevis* est l'espèce modèle servant dans des travaux de physiologie, biochimie, endocrinologie et biologie du développement.

Il a d'abord joué un rôle dans l'élaboration de tests de grossesse. Plus tard, les xénopes furent utilisés pour tester la tolérance pharmacologique de certains produits et pour démontrer l'existence de facteurs régulant la croissance (GRIMM, 1952/3). Les effets embryotoxiques des polluants environnementaux ont été testés sur des têtards (DUMPERT, 1983). Les xénopes sont aussi des animaux utilisés comme indicateurs de la radioactivité dans l'environnement (GIANNETTI et al., 1990). Aujourd'hui les ovocytes de *X. laevis* sont utilisés pour établir des clones (JENTSCH et al., 1990). L'évolution des outils moléculaires a permis d'identifier le rôle d'une grande variété de molécules grâce à l'addition de produits de gènes au matériel de *X. laevis*, notamment grâce aux injections d'ARNm dans leurs embryons et à l'incubation d'explants avec des préparations protéiques. La preuve que de nouvelles activités moléculaires sont nécessaires à certains processus serait plus facilement établie par la soustraction de certains gènes. C'est pourquoi d'autres espèces de xénopes modèles expérimentaux que *X. laevis* sont actuellement étudiées (ZIMMERMAN *et al.*, 1999).

Alors que depuis 1970, une nouvelle phase de recherche utilise les xénopes en biologie cellulaire et moléculaire, des recherches en systématique et en génétique sur le genre *Xenopus* ont permis d'identifier les 17 espèces actuellement connues et de reconnaître un grand manque de connaissance de leur biologie. On sait qu'ils habitent l'Afrique subsaharienne, dans des habitats allant de la forêt dense à des terrains semi désertiques, de mares des basses terres à des lacs de montagne. Néanmoins, aucune étude de terrain sérieuse ne permet de connaître leur température de vie optimale, la composition

biochimique adéquate de l'eau dans laquelle ils vivent, les interactions entre les différentes communautés, le temps de génération de chaque espèce etc. Pourtant il existe des populations férales de *X. laevis* (échappés de laboratoires) aux Etats-Unis et en Europe, dont les expansions sont surveillées. Ainsi certaines caractéristiques de cette espèce ont pu être suivies (stratégie de survie par cannibalisme par exemple) (TINSLEY et KOBEL, 1996).

Le succès de l'élevage des xénopes montre leur adaptabilité et leur tolérance à des conditions de vie pré-établies. Pourtant, même si ces amphibiens sont destinés à devenir des modèles expérimentaux de plus en plus distants d'animaux sauvages, il est nécessaire de connaître les conditions de vie d'une espèce pour réussir son élevage durablement. Les deux espèces actuellement élevées pour leurs productions sont *X. laevis* et *X. tropicalis*. Les autres espèces sont maintenues dans des collections appartenant à certains laboratoires.

1. 2. 1. 1. *Xenopus laevis* et *Xenopus tropicalis*

1. 2. 1. 1. 1. Modèles génétiques

L'utilisation d'amphibiens comme modèles expérimentaux en recherche biologique continue de croître. On a d'abord utilisé des espèces du genre *Rana* tout au long du XXème siècle pour finalement leur préférer les espèces du genre *Xenopus* depuis une vingtaine d'années (voir [fig. 19](#)).

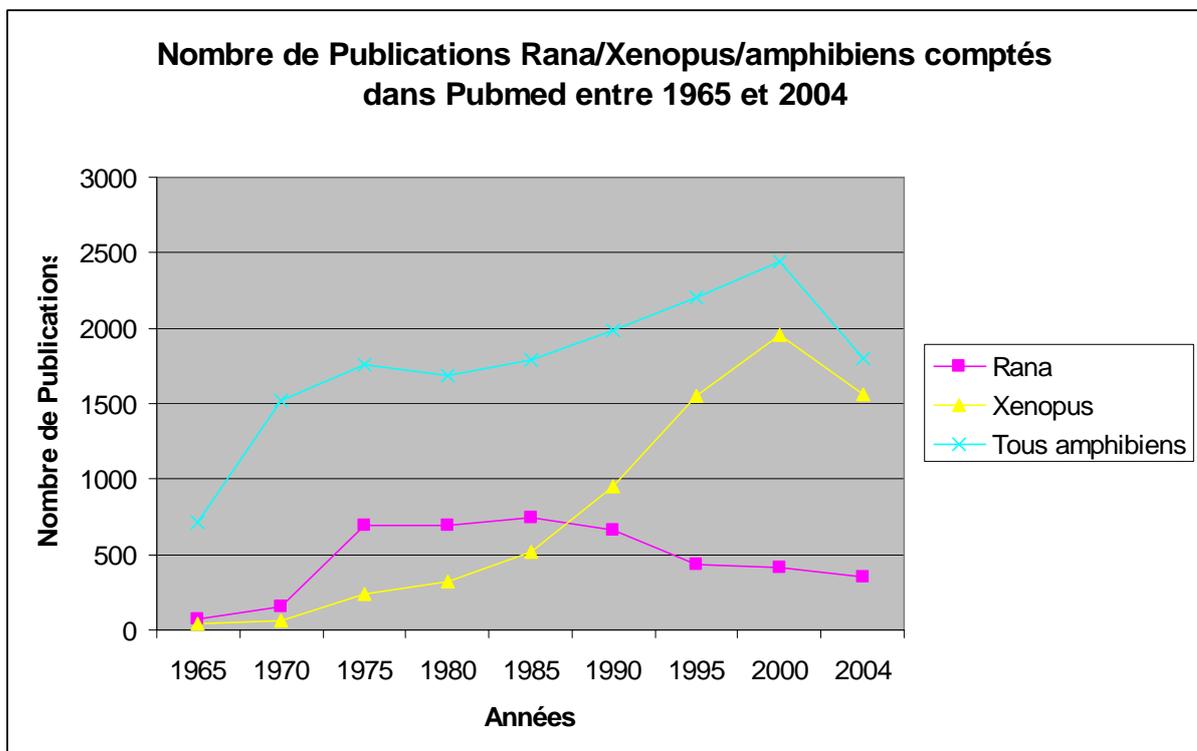


Figure 19 : nombre de publications Rana/Xenopus/amphibiens dans la base bibliographique Pubmed entre 1965 et 2004

Contrairement à d'autres espèces d'amphibiens, les xénopes sont plus faciles à élever et ont un renouvellement des générations relativement court (de trois mois à un an suivant les espèces).

Xenopus laevis a été un des modèles les plus productifs en embryologie au cours de ce dernier siècle.

Ses ovocytes sont produits en grand nombre, sont de grande taille, ils ont un développement externe et sont robustes et faciles à manipuler. *Xenopus laevis* a néanmoins deux désavantages majeurs pour son utilisation en génétique. D'abord il atteint une maturité sexuelle « accélérée » en un à deux ans, rendant trop longues les expérimentations sur plusieurs générations (par exemple établir une lignée de grenouilles transgéniques ou d'homozygotes pour un gène). Ensuite ces animaux sont allotétraploïdes, si bien que des gènes présentent des copies fonctionnelles ou non. Cela complique beaucoup la création de mutants KO sur un gène par exemple (nécessitant l'inactivation de quatre allèles).

Xenopus (Silurana) tropicalis est un animal proche de *X. laevis*, puisque des hybrides ont été observés en laboratoire. Ils sont morphologiquement semblables à *X. laevis*, mais beaucoup plus petits (5cm de long maximum contre 12cm chez les femelles *X. laevis*).

Ce sont les seuls membres de l'ordre à être diploïdes. Néanmoins, ils sont morphologiquement très proches des *X. epitropicalis* qui sont tétraploïdes et avec lesquels ils peuvent s'hybrider. Ils partagent les mêmes niches écologiques au Cameroun, les *X. tropicalis* semblant plus nombreux au nord et à l'ouest, alors que les *X. epitropicalis* seraient plutôt au sud et à l'est. D'après M. Du Pasquier (généticien spécialiste de l'élevage des xénopes), il reste encore des *X. tropicalis* en Côte d'Ivoire et au Gabon, mais des espèces à 40 chromosomes ont de plus en plus tendance à occuper leurs biotopes. C'est pourquoi la capture de ces animaux doit faire l'objet d'une identification si *X. tropicalis* doit devenir un modèle génétique. *X. tropicalis* a de plus un temps de génération de trois mois (**Tableau II**).

Donc, depuis une dizaine d'années, *X. tropicalis* est devenu un modèle très attractif : il est plus prolifique que *X. laevis*, ses ovocytes ont les mêmes facilités d'exploitation, son temps de génération est plus court, il est diploïde et plus petit (logement d'un plus grand nombre) et enfin son génome est comparable en taille et en nombre de chromosomes avec celui de la souris (44 chromosomes, 3×10^9 pb).

Tableau II : Qualités exploitables de *X. laevis* et *X. tropicalis*
(ZIMMERMAN et GRAINGER, 1999)

Espèces	<i>X. laevis</i>	<i>X. tropicalis</i>
Ploidie	allotétraploïde	diploïde
N	18 chromosomes	10 chromosomes
taille du génome	$3,1 \times 10^9$ pb	$1,7 \times 10^9$ pb
temp. d'élevage	16-22°C	25-30°C
taille adulte (F)	10-12 cm	4-5 cm
taille des ovocytes	1-1,3 mm	0,7-0,8 mm
taille des pontes	300-1000 ovocytes	1000-3000 ovocytes
temps de génération	1-2 ans	<5 mois

1. 2. 1. 1. 2. Elevages

Les amphibiens sont utilisés intensivement en recherche internationale. Cependant il n'existe pas de guide de bonnes pratiques d'élevage ou de texte réglementaire standardisant les conditions d'élevages et de soins des xénopes dans les organismes de recherche. Plusieurs livres traitant de la biologie générale des xénopes (DEUCHAR, 1975 ; TINSLEY et KOBEL, 1996) ont été publiés mais sans la moindre donnée sur leur élevage dans un laboratoire. Les nombreux rapports sur les conditions d'élevages s'appuient rarement sur de vraies données expérimentales, mais semblent plus être les résultats de tests et d'erreurs, voire de croyances ancestrales. Néanmoins certains ont essayé de regrouper des données issues de pratiques en laboratoire (GREEN, 2002 ; SCHULTZ *et al.*, 2003)).

Elevage de *X. laevis*

Seuls HILKEN *et al.*, 1995, ont mené une étude scientifique, essentiellement descriptive, sur les paramètres d'élevages (température, qualité et niveau de l'eau, quantité disponible par animal, nourriture préférée, couleur des fonds et cachettes disponibles) influençant la croissance chez les jeunes *X. laevis* métamorphosés. Quatre de ces facteurs étaient statistiquement associés avec la croissance en taille et la croissance pondérale des jeunes.

- Les lots élevés à différentes températures (19°C, 22°C et 24°C) pendant cinq mois ne présentaient pas de différence significative de croissance.
- Les lots élevés à différents niveaux d'eau (5 à 20 cm) non plus, ainsi que ceux ayant ou non des cachettes.
- Par contre le lot élevé sur fond noir grandissait plus vite que celui élevé sur fond gris, lui-même grandissant plus vite que celui élevé sur fond blanc.
- De même les animaux les moins nombreux par bac grandissaient plus vite que ceux trop nombreux (facteur important !).
- Les changements d'eau améliorent certes sa qualité mais dérangent aussi les animaux. Les xénopes peuvent en théorie vivre dans des eaux très chargées en particules, car ils respirent peu par la peau (DEUCHAR, 1975). C'est pourquoi la meilleure croissance était obtenue avec un système d'eau filtrée et recirculante.
- Enfin, la nourriture semble être le facteur influençant le plus la croissance des jeunes. Ces derniers mangent tout ce qui est à leur portée, dont d'autres jeunes métamorphosés plus petits. Ils préfèrent ce qui est vivant et bouge (*Tubifex sp.*), mais pour des raisons pratiques, les nourrir avec des granulés industriels pour xénopes parfois supplémentés par des *Tubifex sp.* et du cœur de bœuf semble idéal (les aliments vivants sont des sources de contamination bactérienne potentielle).

Après les têtards, les jeunes métamorphosés sont les stades où il y a le plus de pertes. Ils sont donc un bon modèle d'étude par leur sensibilité potentielle aux paramètres d'environnement et leurs performances (croissance) facilement évaluables.

Les critères permettant d'établir des conditions d'élevage optimales chez les adultes sont moins présentés. Par exemple les effets de la qualité de l'eau ne sont pas considérés : effet de la déchloration (le chlore est toxique à 3,8 mg/L), étude des variations de température...

Les effets de différents paramètres sur les pontes (fréquence d'injection d'hCG, utilité d'un choc thermique pour préparer les pontes...) devraient être intéressants, puisque les femelles pondeuses entretiennent l'effectif des élevages et approvisionnent en ovocytes

les centres de recherche. Seules des études descriptives existent sur ce sujet (SCHULTZ *et al.*, 2003).

MAJOR et WASSERSUG, 1998, ont mené une enquête dans 66 élevages de xénopes destinés à la recherche à travers le monde (49 (74 %) américains, 3 (4,45 %) canadiens, 2 (3 %) suisse et israélien, et 1 (1,15 %) italien, japonais, chilien, allemand, finlandais, autrichien et français) pour évaluer certaines de leurs conditions d'élevages (type de bac, qualité de l'eau, température de l'eau, photopériode, alimentation). Ils ont conclu à une très large disparité des méthodes entre les différents élevages et ont établi une grille des qualités des paramètres étudiés les plus fréquemment rencontrés parmi ces élevages (**Tableaux III et IV**).

Tableau III : Variabilité des procédés utilisés dans la maintenance et le soin des *X. laevis* adultes, d'après sur une enquête menée dans 66 élevages
(MAJOR et WASSERSUG, 1998)

Paramètre	Variantes
Type de bac	plastique, verre, fibre de verre, plexiglas, bois, métal
Transparence du bac	opaque ou non
Volume/grenouille	1L à 4,45L
Qualité de l'eau	déchlorée, eau de ville traitée ou non
Circulation d'eau	statique (changement complet 1 à 4 fois/j), recirculant, ouvert avec circulation d'eau lente ou rapide (changement complet en 24h)
Température de l'eau	15°C à 25°C, M = 19,8°C
Cachettes	aucune, ombre, cache pots, tubes, plantes, roches...
Photopériode	12 (jour):12 (nuit), 14:10, 10:14, 16:8, lumière naturelle, 24:0
Fréquence de nourrissage	1 à 7 fois par semaine
Type de nourriture	granulés industriels, organes de bétail, les deux,+ insectes,+ "autres"

Tableau IV : Procédés les plus souvent utilisés dans la maintenance et le soin des *X. laevis* adultes, d'après sur une enquête menée dans 66 élevages
(MAJOR et WASSERSUG, 1998)

Paramètre	Le plus fréquemment rencontré	Nombre d'élevages (en %)
Type de bac	plastique	59
transparence du bac	opaque	62
Volume/grenouille	4L	29
Qualité de l'eau	déchlorée	91
Circulation d'eau	statique	68
Température de l'eau	19-23°C	46
Cachettes	non	54
Photopériode	12:12	68
Fréquence de nourrissage	3 fois par semaine	41
Type de nourriture	granulés industriels	74

Si ces méthodes ne sont pas les meilleures, elles accordent une qualité de vie acceptable aux animaux et aux animaliers par rapport à l'investissement qu'elles ont nécessité. Le nombre d'élevages américains dans cette étude est très important et leurs procédés d'élevage sont peut-être sur-représentés.

Donc, établir des normes dans les conditions d'élevage de *X. laevis* semble difficile. Lorsque des problèmes sont rencontrés, la gestion des paramètres d'élevage est toujours en cause, mais sa correction n'est pas toujours évidente.

Elevage de *X. tropicalis*

L'élevage de ces derniers est plus récent que celui des *X. laevis*. Avec sa diploïdie et son temps de génération court, *X. tropicalis* est un bon candidat pour les analyses génétiques nécessitant plusieurs générations. La demande pour ces animaux est souvent supérieure à l'offre que peuvent fournir les entreprises qui en font commerce (Xenopus Express est en rupture de stock actuellement). L'importation continue de ces animaux de régions du monde peu expérimentées en pathologie augmente le risque de contamination des élevages ainsi que d'autres animaux naïfs (REED *et al.*, 2004).

Donc parmi les *X. tropicalis*, certains sont issus d'élevages et d'autres sont encore extraits de leur milieu naturel. La connaissance des besoins réels de ces animaux semble très approximative et leur fragilité, sensibilité aux infections, les rend moins flexibles à élever que les *X. laevis*. Toutefois, certains laboratoires ne semblent pas rencontrer d'ennuis particuliers avec ces animaux et ZIMMERMAN *et al.*, 1999 (Université de Virginie) donnent un guide d'élevage de *X. tropicalis* assez complet (**Tableau V**).

Malheureusement aucune expérimentation réelle n'a été menée pour établir la valeur ou la qualité optimale des différents paramètres.

Tableau V : Recommandations pour les paramètres d'élevage de *X. tropicalis*, synthèse bibliographique

Paramètres	Recommandations	Commentaires	Sources
Température de l'eau	adultes : 25°C (pas < 22°C)	meilleure qualité des pontes	ZIMMERMAN <i>et al.</i> , 1999
	têtards : 28°C	meilleur développement larvaire	ZIMMERMAN <i>et al.</i> , 1999
Type de bac	fibre de verre/plastique/verre	disponibilité, coût, résilience	MAJOR et WASSERSUG, 1998
Opacité	fond noir si possible, ombre	semble moins stressant	RAND et KALISHMAN, 2005
Volume d'eau/xénope	1,25L à 1,5L	jamais seule/bac	TROTT <i>et al.</i> , 2004
Qualité de l'eau	4-5 fois moins concentrée en sel que chez <i>X.laevis</i>	Tolérance expérimentée	ZIMMERMAN <i>et al.</i> , 1999
	Déchlorée/mélange eau distillée eau de ville	Toxicité : baisse de performances	RAND et KALISHMAN, 2005
Circulation de l'eau	statique, changement total 2 fois/semaine	Confort des animaux	RAND et KALISHMAN, 2005
	circuit ouvert, changement d'eau total/24h	Stabilité de l'environnement, propreté de l'eau	TROTT <i>et al.</i> , 2004
Fréquence de nourrissage	adultes : 2 fois/semaine		RAND et KALISHMAN, 2005
	jeunes métamorphosés : 6 fois/semaine	croissance optimale	ZIMMERMAN <i>et al.</i> , 1999
Type de nourriture	adultes : granulés de petite taille au saumon		ZIMMERMAN <i>et al.</i> , 1999
	jeunes métamorphosés : id. + <i>Tubifex sp.</i>	croissance optimale	ZIMMERMAN <i>et al.</i> , 1999

Les conditions d'élevage de *X. tropicalis* ont été calquées sur celles de *X. laevis*, sauf pour leur température d'élevage qui est plus élevée.

Les données concernant leurs habitats naturels sont peu nombreuses. Des *X. tropicalis* ont été trouvés dans des zones de forêt dense à 22°C-24°C, juste avant la saison des pluies. Pour de nombreux amphibiens vivant sous les mêmes climats, cette période de fortes précipitations s'accompagnant d'une baisse de la température est un prélude nécessaire à la période de reproduction (BARNETT *et al.*, in WRIGHT et WHITAKER, 2001). Les *X. tropicalis* ne sont pas toujours faciles à reproduire en captivité. Des femelles *X. laevis* peuvent pondre lors de variations « accidentelles » de la température. La qualité des ovocytes de *X. tropicalis* semble très dépendante de la température aussi. Donc il serait intéressant d'avoir plus de données à ce sujet. Un forum Internet permettant aux chercheurs utilisant des *X. tropicalis* de partager des informations sur les conditions d'élevage a d'ailleurs été créé (ZIMMERMAN *et al.*, 1999).

1. 2. 2. Les Axolotls, *Ambystoma mexicanum*

Les axolotls sont des amphibiens, urodèles du genre *Ambystoma* (large bouche) dont font aussi partie les salamandres. Ces amphibiens se reproduisent à l'état larvaire et ne se métamorphosent que rarement. Ils sont dits néoténiques facultatifs (la néoténie obligatoire existe chez les Protées et les Nectures, urodèles qui ne se métamorphosent pas). Le nom « Axolotl » vient du nom « Xolotl », dieu aztèque de la transformation (en axolotl pour échapper à ses ennemis) et de la mort. « Xolotl » voudrait aussi signifier « chien d'eau ». Avant la naissance de la ville de Mexico dans le bassin de Mexico, les axolotls vivaient dans les lacs Xochimilco et Chalco (altitudes élevées, rivières fraîches). Aujourd'hui, peu d'axolotls survivent dans des canaux vestiges du lac Xochimilco (eaux claires très froides) et dans certains lacs d'eau douce à 2000m d'altitude (animaux en voie de disparition). Heureusement, ils s'élèvent très facilement en captivité et beaucoup ont pu être réintroduits. Les axolotls sont depuis longtemps élevés dans des laboratoires de recherche, car ils ont une capacité à s'auto guérir, voire à faire repousser entièrement un membre manquant. De plus leurs embryons sont assez gros et robustes et donc utilisés comme matériel de travail dans des conditions de laboratoire (GRESENS, 2004).

Certains de leurs caractères morphologiques assez jolis (branchies externes en forme de longs voiles) ainsi qu'un élevage plutôt facile, en ont faits des animaux de compagnie appréciés des aquariophiles.

La longévité maximale connue en captivité pour les formes larvaires est de 25 ans, marquée par une régression des branchies et une chute des capacités de reproduction. Quelques unes de leurs conditions d'élevage sont résumées dans le **Tableau VI**. La forme adulte est viable si elle est obtenue avant que la forme larvaire n'ait atteint sa maturité sexuelle (un an), mais très difficile à maintenir si elle est obtenue après. Ces formes adultes ressemblent aux salamandres tigrées, *Ambystoma tigrinum* et *Ambystoma mavortium sp.*, et s'élèvent dans les mêmes conditions (résumées dans le **Tableau VII**).

1. 2. 2. 1. Elevage des axolotls, forme larvaire aquatique.

C'est un amphibien en général calme (hors périodes de repas). Il semble avoir son maximum d'activité au lever et coucher du soleil, ainsi qu'en période de reproduction. Bien que totalement aquatique, il possède aussi des poumons rudimentaires mais respire majoritairement avec ses branchies externes et sa peau (SCOTT, 1981).

1. 2. 2. 1. 1. Logement

L'aquarium

Un axolotl adulte peut mesurer entre 18-35 cm de long. Les installations des laboratoires sont minimalistes et utilisent souvent des aquariums « boule » à poisson rouge pour chaque individu. Dans l'idéal, un aquarium contenant un individu doit faire au moins 45 cm de long. La **hauteur d'eau** doit être suffisante pour immerger totalement les axolotls. Ils semblent aussi moins stressés lorsque le fond est sombre.

Il n'est pas nécessaire de filtrer l'eau si elle est changée régulièrement. Néanmoins, un aquarium équipé d'un **filtre** permet de ne changer que 20% de l'eau par semaine. Il existe différents types de filtres : installé à l'intérieur de l'aquarium, sous un fond de graviers ou intégré à l'aquarium, pendu à l'extérieur de l'aquarium ou complètement à l'extérieur, avec

des tuyaux d'arrivée et de sortie d'eau. Ils « recyclent » l'eau de l'aquarium car ils contiennent des populations micro organiques permettant **le cycle de l'azote**. Les axolotls excrètent en effet de **l'ammoniaque** (NH_3) très toxique sous cette forme non ionisée. Il va être transformé en **ion nitrite** (NO_2^-) moins toxique par des bactéries *Nitrosomonas*, puis en **ion nitrate** (NO_3^-) encore moins toxique par des bactéries *Nitrobacter*. Les nitrates pourront être utilisés par des plantes. Donc, avant d'introduire des animaux, il faudra équilibrer la composition de l'eau en introduisant une source protéique dans l'aquarium équipé de son filtre au départ, puis en mesurant (tests du commerce) régulièrement la composition en NH_3 et en NO_3^- . Des animaux pourront occuper l'aquarium après un à deux mois.

Le filtre doit être bien adapté au volume d'eau de l'aquarium, et ne pas avoir un débit trop important car cela stresse les animaux.

Il est possible de décorer l'aquarium avec des graviers au fond. Néanmoins, les axolotls peuvent les absorber (même s'ils sont gros), ils peuvent boucher le filtre et entretenir la présence de déchets dans l'aquarium. L'utilisation de sable semble être une bonne alternative. Des décors comme des plantes en plastique (les vivantes pouvant amener des agents pathogènes, être inadéquates ou mangées), tubes, pots etc. sont appréciés comme cachettes et agrémentent l'aquarium.

Paramètres de l'eau

La température est importante. Elle doit être comprise entre 14 et 20°C. Plus la température est froide, moins les axolotls sont actifs et moins ils mangent (métabolisme réduit). Au-delà de 24°C pendant plusieurs jours ou si la température varie de façon importante régulièrement, les axolotls vont être stressés et beaucoup plus sensibles aux infections. Des dispositifs de chauffage pour poissons peuvent être utilisés pour réchauffer l'eau de façon durable. La démarche est plus lourde s'il faut la refroidir (utilisation de bouteilles d'eau en plastique congelées).

L'eau de ville est souvent à un **pH** d'environ 7 après traitement. Les axolotls supportent un pH compris entre 6,5 et 8 au maximum. On peut utiliser des kits vendus en magasin aquariophile pour stabiliser le pH de l'aquarium si nécessaire, ou utiliser des sels si elle est trop acide.

La dureté de l'eau représente (approximativement) la quantité de sels qui y est dissoute. Ils sont variés : sulfate de magnésium (MgSO_4), NaHCO_3 , KCl , NaCl ... La dureté totale (TH, Titre Hydrotimétrique, ou DH en français et GH en allemand) se mesure en degré. Le degré français °f, correspond à 10 mg/L de bicarbonate de calcium, soit 4 mg/L de calcium. Valeurs en degrés des différentes eaux :

- * entre 0 et 5 °f = très douce ;
- * entre 6 et 10 °f = douce ;
- * entre 11 et 15 °f = moyennement dure ;
- * entre 16 et 30 °f = dure ;
- * au dessus de 30 °f = très dure.

Les zones urbaines alimentées en eau dure auront plus de dépôts de calcaire dans les canalisations d'eau chaude. Il existe une corrélation entre le pH et la dureté de l'eau (la présence de sels influence l'équilibre électrochimique de l'eau). Les axolotls préfèrent les eaux dures et peuvent être temporairement anémiés (peau et branchies pâles) dans des eaux douces. Après avoir contrôlé la dureté de l'eau à l'aide de bandelettes ou de tests vendus dans le commerce, il est possible de compléter l'eau en sels pour la rendre plus dure (solutions de Holtfreter et de Steinberg) (démarche et composition des solutions : ARMSTRONG et *al.*,

1989). Si l'eau est trop dure (degré trop haut), il suffit de couper l'eau avec une autre eau moins dure, telle l'eau minérale Volvic® ou de l'eau osmosée (souvent disponible dans les commerces spécialisés). L'eau de pluie convient bien si elle est recueillie dans des récipients en plastique alimentaire.

Enfin, certains composés sont toxiques pour les axolotls. Nous avons vu le cas de l'ammoniaque (NH₃), d'autant plus toxique à pH>8 et à température élevée, et résolu par la présence d'un filtre biologique. Le **chlore** (Cl₂) et les **chloramines** (NH₂Cl, NHCl₂ et NCl₃) sont aussi facilement toxiques pour les amphibiens aquatiques. Le chlore est dissous dans l'eau de ville à laquelle il est ajouté dans certaines villes comme désinfectant. L'ammoniaque sous forme gazeuse est aussi ajouté par certaines municipalités à l'eau de ville, et forme des chloramines en se combinant avec le chlore. Si le chlore est rapidement éliminé en laissant l'eau reposer 24h avant de l'utiliser, les chloramines nécessitent par contre des principes déchlorateurs (produits, filtres...). La plupart de ces déchlorateurs éliminent aussi les traces de métaux tels le plomb, le mercure, le cuivre, le cadmium et le manganèse provenant des canalisations d'eau.

En résumé : les paramètres de l'eau sont importants dans le maintien des axolotls. Changer régulièrement une partie de l'eau des aquariums est nécessaire. La quantité d'eau à changer dépend du volume de l'aquarium et de la présence ou non de filtres. Les mesures de concentrations en certains constituants et polluants de l'eau sont recommandées. Prendre soin de la composition de l'eau aide à prévenir les épisodes infectieux, entretient les axolotls au calme et encourage la reproduction.

1. 2. 2. 1. 2. Nourriture

Les axolotls sont **carnivores** et ont donc besoin d'un régime à base de viande. Ils ont une grande bouche équipée de petites fausses dents leur permettant d'agripper, mais pas de mâcher. La taille des aliments ne doit pas être supérieure au contenant de leur bouche. Les axolotls peuvent manger de la nourriture vivante ou morte.

Etant très sensibles au mouvement, les axolotls nouvellement captifs seront uniquement attirés par des proies vivantes. Ainsi les **vers de terre** sont une bonne source alimentaire s'ils viennent d'un jardin non traité aux herbicides, pesticides etc. Les proies vivantes d'origine aquatique risquent d'être porteurs de parasites, sauf s'ils proviennent d'une eau sans poisson par exemple (s'il n'y a pas d'hôte, il n'y a pas de parasite). Les *Tubifex sp.* sont conseillés, bien que pouvant être porteurs de bactéries, de parasites ou d'autres agents pathogènes et qu'ils ne sont pas nutritionnellement équilibrés pour les axolotls. On rapporte aussi qu'ils attaquent les œufs de salamandres. Les donner réfrigérés est plus sûr, mais ils sont moins nutritifs. Les **larves de chironomes** (vers rouges) sont très bien équilibrées et utiles pour nourrir les jeunes axolotls (vente de cubes réfrigérés). Les vers aquatiques du genre *Lumbriculus*, analogues des lombrics terrestres, conviennent aussi bien s'ils proviennent d'eaux sans poisson. Des **daphnies**, faune du plancton, sont une bonne source alimentaire pour les jeunes, les axolotls plus gros ne les repérant pas. Ils s'obtiennent facilement en faisant des infusoires de plantes.

Enfin, la nourriture la mieux adaptée se compose de **minuscules crevettes**, vendues par cubes réfrigérés dans le commerce. Les vers de farine dont la cuticule n'est pas digérée sont à bannir de la ration des axolotls.

Dans les laboratoires, pour des raisons pratiques, on donne plus facilement des proies mortes (morceaux de viande, de poissons...) ou des **granulés**. Ces granulés sont souvent ceux utilisés pour les truites ou les saumons et contiennent environ 45 % de protéines et 15-20 % de

graisses. Une alimentation trop grasse (*Tubifex*, vers blancs) conduit systématiquement à des problèmes de foie. L'aliment doit aussi contenir des nutriments variés : donner des granulés à très haute teneur en protéines de bonne qualité mais manquant de vitamines est inutile. Les axolotls préfèrent généralement attraper leur nourriture au fond de l'eau plutôt qu'à la surface (expériences peu fructueuses de nourrissage aux paillettes Reptomin ND). Les granulés expansés qui flottent ne sont pas idéaux.

La fréquence de nourrissage est variable. Dans l'idéal deux à trois distributions hebdomadaires sont suffisantes. Ces animaux étant assez voraces, il est déconseillé de mélanger des axolotls de taille différente dans un même aquarium (cannibalisme), ou avec des poissons (qui grignotent les branchies des axolotls ou se font manger par eux) ou encore avec d'autres amphibiens aquatiques tels des xénopes, des tritons, des pleurodèles etc.

1. 2. 2. 1. 3. Reproduction

Les axolotls sont sexuellement matures assez tôt, à un an environ. Néanmoins, ils peuvent l'être plus tard si leur croissance est lente, comme la plupart des amphibiens et des reptiles. Les accouplements étant obtenus facilement et rapidement, séparer assez tôt les congénères de sexes différents peut être nécessaire. Les accouplements surviennent préférentiellement entre janvier et avril.

Lors de réunion des congénères, les mâles paradent, émettent des spermatophores vers le milieu extérieur que la femelle prend dans son cloaque. La fécondation est interne et les œufs sont pondus un à deux mois plus tard. Prévoir des supports de ponte comme des tiges de plantes est utile sinon les femelles ont tendance à pondre sur les tuyaux des filtres.

A l'éclosion des œufs les larves doivent être séparées car le cannibalisme est intense. Il décroît avec l'âge.

Tableau VI : Quelques conditions d'élevage des axolotls aquatiques

Type d'aquarium	En verre, plastique...long d'au moins 45 cm
Hauteur d'eau	Recouvrant les axolotls, au moins 10 cm
Substrat/Décors	Graviers ou sable/Plantes en plastique, pots, tubes...
Filtres	Un organique pour l'aquarium. Plusieurs autres possibles (à charbon, à particules...) sur les arrivées d'eau.
Température de l'eau	16-20°C
pH de l'eau	7,4-7,6
Dureté de l'eau	10-12 °GH
Type de nourriture	Artémias, larves de chironomes, minuscules crevettes... granulés qui coulent avec moins de 20% de graisses. Daphnies pour les jeunes.
Fréquence de nourrissage	Tous les jours pour les jeunes, 2 fois par semaine pour les adultes.
Maturité sexuelle	Vers un an.
Répartition des congénères	Ne mettre ensemble que des axolotls adultes de même taille et de même sexe.
Sensibilités particulières	Bruits, polluants aquatiques, filtration d'eau trop importante.

D'après SCOTT, 1981 ; ARMSTRONG *et al.*, 1989 ; GRESENS, 2004.

1. 2. 2. 2. Elevage des axolotls, forme métamorphosée terrestre

Les axolotls ne se métamorphosent généralement pas, mais des exceptions surviennent parfois suite à une mutation génétique ou à une expérimentation scientifique.

La plupart des axolotls sont incapables de se métamorphoser sans administration d'hormones thyroïdiennes, expérience que les possesseurs passionnés d'axolotls ne devraient pas tenter.

Selon une légende aquariophile, la métamorphose serait obtenue après baisse progressive du niveau d'eau de l'aquarium, souvent fatale car les axolotls ne se métamorphosent pas de cette façon. De même, l'administration d'iode pour provoquer la métamorphose est tellement toxique que les axolotls en meurent.

Nous avons vu que les axolotls métamorphosés avant leur maturité sexuelle sont viables et s'élèvent comme les salamandres tigrées, *Ambystoma tigrinum* et *Ambystoma mavortium spp.*, mais vivent moins longtemps. Les axolotls se métamorphosant après leur maturité sexuelle ne sont souvent pas viables ou nécessitent des injections régulières d'hormones.

Les axolotls terrestres ont des caractères morphologiques différents des axolotls aquatiques, plus adaptés au milieu terrestre. Leurs membres sont plus musclés pour supporter leur poids. Ils n'ont plus de branchies externes et leurs poumons se développent. Leur tête et leur queue deviennent plus rondes. Ils ont des paupières et leur peau devient moins perméable à l'eau. Elle est souvent d'une couleur différente de celle larvaire.

1. 2. 2. 2. 1. Logement

Les axolotls et les salamandres tigrées appartiennent à la famille des Ambystomatidés dont les membres sont appelés « salamandres taupes » car ils s'enterrent dans les terrains meubles les litières de feuilles. Leurs habitats naturels se situent dans les forêts et les marécages d'Amérique du Nord, du Canada et de parties d'Amérique Centrale.

Leur terrarium idéal est aménagé afin de reproduire leurs conditions de vie dans ces zones. Un aquarium en verre de 45 cm de long*30 cm de profondeur*30cm de hauteur est la taille minimale pour un axolotl terrestre ou une salamandre. Le substrat peut être une couche de terre de 6-15 cm de profondeur (pour leur permettre de s'enterrer), recouverte d'un cm environ de litière de feuilles. Des décorations telles de petites plantes en pots enterrés, des mousses etc. peuvent être ajoutées, mais certaines salamandres vont réarranger leur environnement et d'autres creuser et se cacher régulièrement.

Une source de lumière en plus (U.V) est facultative et nécessite des cachettes pour que les amphibiens puissent s'y soustraire à volonté.

La température du vivarium doit être comprise entre 15°C et 23°C et ne pas excéder 25°C en été.

Des bacs d'eau ne sont pas nécessaires (les axolotls et salamandres défèquent dedans) mais le substrat et les plantes sont humidifiés (ni détremés, ni secs) en pulvérisant de l'eau dans le terrarium régulièrement.

Certains éleveurs utilisent des aqua terrariums (la moitié est aquatique et l'autre moitié est terrestre) pour élever des Salamandres tigrées larvaires et adultes. Ces aqua terrariums sont grands et ont un système empêchant les adultes de se noyer dans la partie aquatique.

Les Salamandres tigrées, surtout les mâles, semblent territoriales. Un grand volume est nécessaire pour élever plusieurs salamandres ensemble.

1. 2. 2. 2. Nourriture

Il faut nourrir les Salamandres tigrées et les axolotls deux à trois fois par semaine. Ils mangent des **vers de terre**, des **criquets**, des **grillons**, des **papillons**, des **araignées**, des **scarabées**, des **mouches**, des **vers**, des petites souris et d'autres amphibiens (les souris sont peu conseillées car elles sont trop grasses et les autres amphibiens sont porteurs éventuels d'agents pathogènes). Les vitamines et les suppléments nutritionnelles ne sont pas obligatoires mais peuvent être données occasionnellement dans la nourriture.

1. 2. 2. 3. Reproduction

Les accouplements ont été rares en captivité. Des naissances obtenues en conditions de semi captivité (serres, grands jardins) ou suite à l'introduction d'une femelle déjà gestante nouvellement captive ont été rapportées. Induire une période d'hibernation pour provoquer des accouplements serait une possibilité. Cependant toutes les salamandres ne subissent pas une période de repos (leur habitat n'est pas assez froid) et cette organisation nécessite une bonne connaissance du milieu de vie naturel de l'espèce possédée.

Tableau VII : Quelques conditions d'élevage pour les axolotls terrestres et les salamandres tigrées

Taille du vivarium	Au moins 45 cm l*30cm p*30cm h pour un animal : plus il est grand, mieux c'est.
Type de substrat	Terre meuble sur quelques cm recouverte d'une litière de feuilles humides.
Décors	Petites plantes en pot, bois, pierres... Pas de bac d'eau.
Température	15-23°C
Nombre d'animaux dans un groupe	Animaux territoriaux, congénères ensemble peu conseillé.
Nourriture	Criquets, grillons, papillons, araignées, scarabées... Eviter souris et autres amphibiens.
Fréquence de nourrissage	2 à 3 fois par semaine
Reproduction	Inconnue

D'après SCOTT, 1981 ; ARMSTRONG *et al.*, 1989 ; CLARE, 2005.

1. 2. 3. Les Dendrobates

La famille des Dendrobatidés compte plusieurs genres, regroupant chacun plusieurs espèces. Les six genres sont *Dendrobates*, *Phyllobates*, *Aromobates*, *Epipedobates*, *Colostethus* et *Minyobates*.

Ces petites grenouilles très colorées sont réputées pour leur pouvoir toxique, exploité par les indiens d'Amérique qui les utilisaient pour enduire de poison la pointe de leurs flèches. L'origine de ce venin est actuellement étudiée. Les dendrobates l'élaboreraient à partir d'alcaloïdes contenus dans des insectes qu'elles absorbent. Donc ces grenouilles perdraient très rapidement leur toxicité en élevage, ne se sustentant plus de ces insectes (SAPORITO, *et al.*, 2004). Connaître l'origine des dendrobates achetées (captives ou prélevées dans la nature) et toujours les manipuler avec des gants sont nécessaires. Les *Phyllobates spp.*, dont *Phyllobates terribilis*, ont le venin le plus toxique.

Ces petites grenouilles mesurent entre 2-6 cm et vivent dans les forêts pluviales d'Amérique centrale et d'Amérique du Sud, surtout au niveau du sol. Certaines rares espèces sont arboricoles.

Yves Mathieu, un des plus anciens éleveurs français de dendrobates, a synthétisé les lieux d'origine et les conditions essentielles de maintenance des dendrobatidés (**Annexe 1**).

Le **tableau VIII** présente quelques espèces les plus fréquemment trouvées dans le commerce et sur les bourses d'échanges (surtout allemandes et hollandaises).

Tableau VIII : Principales espèces de dendrobates rencontrées en élevage

Nom	Taille	Couleur	Origine	Fréquence en élevage
<i>Dendrobates leucomelas</i>	3,5 cm	Noire et jaune (ou verdâtre ou petits points noirs).	Nord ouest du Brésil, Vénézuéla, Guyana, Surinam. Entre 50 et 800 m.	Morphe noir et jaune très fréquent.
<i>Dendrobates auratus</i>	3,5 cm à 6 cm.	Noire et verte ou noire et bleue.	Panama, Nicaragua, Costa Rica, Colombie, Hawaï.	Morphe verte des plus faciles à trouver. Bleu plus rare.
<i>Dendrobates azureus</i>	4-4,5 cm.	Bleu (clair sur le dos, foncé sur le ventre) à tâches noires.	Région frontalière du Brésil et du Surinam.	Assez facile à trouver mais chère.
<i>Dendrobates tinctorius</i>	4,5 à 6 cm.	Nombreux morphes.	Brésil, Surinam et Guyane.	Les plus faciles à trouver, sauf en France !
<i>Dendrobates ventrimaculatus</i>	1,2 à 2 cm	Noir avec des lignes jaunes, pattes et ventre bleu turquoise à tâches noires.	Amazonie, Brésil et Colombie. Guyane française.	Nulle en France, limitée ailleurs.
<i>Phyllobates vittatus</i>	3 cm	Noire, verte et jaune	Côte Pacifique du Panama et du Costa Rica.	Rare.

D'après CAGE, 1999.

1. 2. 3. 1. Logement

L'élevage des dendrobates n'est pas nécessairement compliqué, mais nécessite une certaine disponibilité, surtout pour leur alimentation.

Ils vivent souvent à **plusieurs**, mais il est déconseillé de mélanger différentes espèces (empoisonnement possible entre elles, même si leur pouvoir venimeux est moindre en captivité). Il faut un terrarium d'au moins 60 cm*40 cm *40 cm pour quatre animaux maximum. Des **cachettes** pour qu'ils puissent s'isoler les uns des autres (mâles très territoriaux) et s'extraire du stress environnant sont indispensables, mais aussi des espaces plus ouverts pour leur permettre de chasser.

Certains habitant les forêts pluviales et aimant grimper, il est nécessaire de prévoir des souches et des plantes à cet effet.

Un substrat et des décors les plus naturels possibles sont recommandés. De la terre recouverte de mousses et de feuilles peut remplir le fond, et quelques fougères, lierre...etc., ainsi que des souches et des cailloux peuvent enrichir le logement. Certains préconisent l'utilisation de terre de bruyère (au pouvoir acidifiant anti-mycosique), mais cette précaution ne permet pas le développement de toutes les plantes. Les plantes pouvant convenir à ces milieux tropicaux très humides sont nombreuses et variées (demander en jardinerie). Certaines utilisées en aquariophilie peuvent agrémenter les plans d'eau et les cascades.

Un système permettant de récupérer l'eau au fond du terrarium (drain, billes d'argile expansées trouvées en jardinerie) est nécessaire, le taux d'humidité relative à l'intérieur étant élevé (forêts pluviales : 90-100 % d'humidité).

Certains « éleveurs » de dendrobates les maintiennent sur du papier absorbant ou de la pelouse artificielle, sans ressemblance avec leur milieu naturel. L'absence de plantes est préjudiciable car elles facilitent le maintien d'un fort taux d'humidité dans le terrarium.

Humidité du terrarium

L'humidification à l'intérieur du terrarium peut être assurée grâce à des pulvérisations d'eau au moins trois fois par jour. Un couvercle grillagé à mailles très fines (petits animaux qui s'échappent) permet un renouvellement de l'air qui évite la condensation sur les vitres.

L'utilisation de **cascades**, éléments décoratifs, peut permettre de maintenir un bon taux d'humidité dans le terrarium.

Un décor en résine ou en ardoise sur une vitre verticale du terrarium, avec un petit bassin juste en dessous (simple vitre oblique) constitue le substrat de la cascade. Plusieurs systèmes sont possibles pour la circulation de l'eau : pompe (aquariophile) dans un bac à l'extérieur du terrarium avec un tuyau qui vient du bassin et un tuyau qui en part pour alimenter la cascade (changement d'eau régulier du bac extérieur), pompe dans le bassin lui-même et même système que ci avant (problème de changement d'eau et d'évaporation), pompe cachée derrière la cascade...

Le même système peut être construit mais modifié pour arroser automatiquement (la pompe est couplée à une minuterie) en utilisant un brumisateurs à la place de la cascade. Certaines plantes doivent être arrosées manuellement dans les terrariums munis de cascades.

La **pulvérisation d'eau manuelle** avec un pulvérisateur à plantes trois fois par jour est une autre solution.

Les dendrobates, bien que ne nageant pas, se baignent régulièrement dans les coupelles d'eau mises à leur disposition. Elles ne devront être ni trop larges, ni trop profondes et les grenouilles devront pouvoir en sortir facilement.

Température du terrarium

La température est chaude (entre 20°C et 30°C suivant les espèces) et peut être stable durant toute l'année. Mimer une saison des pluies (températures plus fraîches, humidité moindre) n'est pas nécessaire. Les températures diminueront de 2-4°C la nuit.

Un câble chauffant circulant sous le terrarium ou enfoui au fond du substrat et relié à un thermostat dans le terrarium et à une minuterie à l'extérieur est une bonne solution.

L'utilisation d'un thermomètre est néanmoins conseillée à l'intérieur du terrarium.

Eclairage

Les dendrobates sont des grenouilles diurnes qui ont besoin d'être éclairées. Des tubes de lumière naturelle ou des tubes U.V pour les reptiles sont utilisables. D'autres paramètres

modifient (les cachettes) ou sont modifiés (la pousse des plantes) par la lumière. Les dendrobates n'ont pas besoin d'être éclairées plus de 10-12h par jour, et il n'y a pas de changement saisonnier.

L'étude de l'apport des U.V sur leur croissance (les effets sont bien connus chez les reptiles) serait intéressante, car des malformations des pattes antérieures sont rapportées plus nombreuses chez des têtards de dendrobates non éclairés que chez des têtards de dendrobates bien éclairés (WALLS, 1995).

1. 2. 3. 2. Nourriture

Un rapport fait sur les *Dendrobates tinctorius* aux Nouragues en Guyane (BORN, 1994), indique que l'examen du contenu stomacal d'un groupe de *D. tinctorius* a donné les nourritures suivantes : « sept groupes ont été identifiés : **termites, fourmis, coléoptères, acariens et araignées, larves d'insectes, guêpes, mouches** et une catégorie restante ». Dans nos régions, de nombreux petits arthropodes peuvent-être utilisés : **drosophiles** (forme aptère qui ne vole pas), **micro grillons** (élevage à faire soi-même le plus couramment), **pucerons, plancton des prairies** (coup de filet à mailles très fines dans les hautes herbes au printemps, récupération de multiples insectes), **fourmis** (les fourmis ailées sont mieux acceptées), **termites** (idéal, mais on ne se les procure facilement qu'en forêt), **teignes de ruches**.

Les teignes sont une excellente nourriture, très utilisée par les éleveurs mais qui nécessitent un apprentissage pour les *Dendrobates sp.* (elles chassent avec leur langue, la taille des teignes est d'abord de 3 mm puis on l'augmente jusqu'à 8 mm), mais pas pour les *Epipedobates sp.* et les *Phyllobates sp.* (ils ont des petites dents et gobent leurs proies). Ainsi, des animaux tels que les *Phyllobates terribilis* prennent même des morceaux de vers de terre.

Pour équilibrer l'alimentation des dendrobates, compléter en vitamines et minéraux les insectes donnés est peut-être nécessaire. C'est notamment le cas pour les drosophiles, insectes les plus utilisés (et les plus facilement élevés) par la majorité des possesseurs de dendrobates. Certains saupoudrent régulièrement les proies avec des compléments vitaminés pour chien en croissance avant de les donner. Face au manque d'étude sur le sujet, varier les proies est encore la meilleure des solutions. Des cas de gouttes ont été décrits chez des *P. terribilis* exclusivement nourries avec des micro grillons, eux même nourris avec des croquettes pour chien (WRIGHT et WHITAKER, 2001). Les dendrobates étant de gros mangeurs, les cas d'obésité ne sont pas rares et on ne doit les nourrir qu'une fois par jour, voire une fois tous les deux jours.

Les proies qui disséminent facilement dans le terrarium sont regroupées dans des coupelles en plastiques pas trop hautes pour être distribuées (**fig : 20**).

Varié la nourriture et la fournir en quantité suffisante maintient les dendrobates en bonne santé et stimule la reproduction.



Figure 20 : *D. tinctorius*, repas de micro grillons
(photo CLEMENT, 2005)

1. 2. 3. 3. Reproduction

La maturité sexuelle des dendrobates est atteinte vers 12-18 mois. Les mâles et les femelles se ressemblent, ces dernières étant un peu plus grosses à cause de leurs masses ovariennes. Pour certaines espèces comme *D. leucomelas*, le mâle chante et se bagarre avec les autres mâles en période de reproduction. Pour cette dernière espèce, les mâles ont sur les membres antérieurs des disques adhésifs plus larges que ceux des femelles.

Pour déclencher une période de reproduction, on mime une saison des pluies en augmentant le taux d'humidité de l'air jusqu'à 100 %. Mimer une saison sèche avant est facultatif.

Le mâle chante lors de la parade pour attirer la femelle vers le point de ponte choisi où a lieu l'amplexus. Pour certaines espèces telles que *D. tinctorius* et *D. azureus*, la femelle se frotte d'abord au mâle pour l'attirer (SUMMERS *et al.*, 1999).

La plupart des espèces (*D. azureus*, *D. auratus*, *P. vittatus*, *E. tricolor* ou *D. leucomelas*) vont pondre de deux à dix œufs sur une surface humide (mousse avec quelques gouttes d'eau) à l'abri de la lumière (demi noix de coco évidée et renversée par exemple). Les œufs peuvent supporter une dessiccation de quelques jours. Les dendrobates semblent pondre plus facilement dans des pots un peu profond (emballage de pellicule photo, pot à yaourt...).

Certaines choisissent des pondoirs en hauteur, d'autres des pondoirs plus proches au sol. Il est donc nécessaire de fournir des pondoirs à différentes hauteurs.

D'autres espèces, telles *D. ventrimaculatus*, pondent dans l'eau, donc il faut veiller au remplissage des pondoirs.

Les œufs sont ensuite gérés de manière artificielle ou naturelle :

Gestion par l'éleveur : Le pondoir est retiré deux jours après la ponte et les œufs sont mis dans un fond d'eau. Il est impératif que la plus grande partie de l'œuf soit émergée. On les laisse dans la pénombre entre 20°C et 25°C. Au bout de quelques jours, les œufs non fécondés sont blancs et doivent être retirés. L'eau est changée régulièrement et l'éclosion survient au bout de 15 jours. Les têtards sont alors séparés (cannibalisme) et placés chacun dans un verre d'eau. Pour *D. ventrimaculatus*, les œufs sont directement séparés et chacun placé dans un verre d'eau. *P. vittatus* est un cas particulier : les têtards ne sont pas cannibales et peuvent être élevés dans le même bac d'eau.

Gestion par les parents : Dès éclosion des œufs sur la surface humide, les parents transportent les têtards un par un jusqu'à un récipient rempli d'eau par l'éleveur (emballage de pellicule photo...). Il y en aura un par pot et les têtards en surnombre mourront.

Quel que soit le mode d'élevage, l'eau des têtards doit ensuite être changée au moins une fois par jour. Ils sont nourris avant d'être changés avec des paillettes pour poissons carnivores (à base de viande ou de poisson) mixées (certains ajoutent de la poudre d'épinards mixée etc.).

Il est impératif de baisser le niveau d'eau avant la métamorphose pour laisser la possibilité aux petites grenouilles de sortir. Elles peuvent ensuite être toutes rassemblées dans un petit terrarium très humide. Les petites grenouilles sont nourries comme les adultes, mais avec des proies plus petites (WALLS, 1995).

1. 2. 4. Bilan de l'élevage des amphibiens

Les amphibiens sont aussi bien élevés par des particuliers terrariophiles pour la beauté des terrariums et les caractéristiques originales de ces animaux, que par des instituts de recherche qui exploitent leurs particularités physiologiques, génétiques et reproductives. Les Anoures et Urodèles, aquatiques et terrestres, et leurs têtards (tous aquatiques) ont des composantes d'élevage communes et des différences importantes. Ainsi les paramètres évaluant la qualité et la composition de l'eau, différents suivant les espèces, sont contrôlés pour les amphibiens aquatiques et les têtards. Pour les amphibiens terrestres, il faut surveiller la quantité d'eau disponible. Le type de substrat et les éléments de décors, ainsi que l'éclairage sont très importants chez les amphibiens terrestres. L'équilibre des rations est encore très peu connu et si des proies vivantes sont nécessaires chez les amphibiens terrestres, on privilégie de plus en plus les proies inanimées chez les amphibiens aquatiques, pour des raisons pratiques et sanitaires (les têtards sont en plus phytoplanctoniques).

Le déroulement de la reproduction est particulier à chaque espèce et les comportements peuvent être déclenchés artificiellement. Les cycles de reproduction des espèces utilisées par les instituts sont si bien connus que leurs productions sont totalement contrôlées. Bien connaître les conditions d'élevage adéquates est nécessaire au maintien de la bonne santé des amphibiens. De nombreuses maladies proviennent de mauvaises connaissances d'environnement ou de nourrissage, ou sont aggravées par ces dernières. Néanmoins il existe aussi des maladies infectieuses dont le traitement, conditionné par une amélioration des conditions d'élevage, est aussi nécessairement médical. La connaissance des agents infectieux, signes cliniques qu'ils provoquent et traitements à mettre en œuvre est nécessaire à tout vétérinaire intervenant sur des amphibiens.

1. 3. Etude spéciale des agents infectieux et parasitaires des Amphibiens

1. 3. 1. Bactéries

Les infections bactériennes sont une cause importante de mortalité chez les amphibiens. Malheureusement leur détection intervient tardivement au sein d'effectifs lorsque les pertes sont déjà avancées.

La plupart des agents sont des bactéries communes de l'environnement qui deviennent pathogènes chez des amphibiens stressés. Les transports et mauvaises conditions d'élevage (qualité de l'eau, humidité relative, température et photopériode défectueuses, surpopulation, ration inadaptée...) ainsi que tout changement mineur de leur environnement altèrent leurs défenses immunitaires et leur métabolisme, les rendant incapables de juguler une infection bactérienne. La période d'hibernation est une phase délicate pour leur métabolisme et leur immunité (WRIGHT et WHITAKER, 2001).

Le diagnostic d'une maladie chez les amphibiens est complexe car les symptômes sont souvent non spécifiques (postures anormales, diminution des réflexes, changement de couleur de la peau...) alors que les agents sont différents (CHAI, 2004). La majorité des bactéries identifiées lors d'infections sont Gram négatif et sensibles à des antibiotiques connus.

Malheureusement il existe peu de données sur leur pharmacocinétique chez les amphibiens et on extrapole à partir de doses efficaces connues chez d'autres espèces, avec plus ou moins de succès. Les réponses au même traitement divergent en plus d'une espèce d'amphibien à l'autre.

Après une présentation des principales bactérioses connues chez les amphibiens, une synthèse des connaissances actuelles sur les mycobactérioses chez les amphibiens sera présentée, car elles sont présentes et étudiées dans les élevages d'instituts de recherche utilisant le modèle « xénope » (*voir 2*).

1. 3. 1. 1. Principales bactérioses connues chez les amphibiens

Les bactéries isolées d'animaux malades, leurs caractéristiques, les signes cliniques rencontrés chez les animaux malades et la démarche clinique adaptée sont présentés dans le **tableau IX**.

Les principes actifs antibactériens utilisables chez les amphibiens, leurs posologies, durées de traitement, et voies d'administration sont présentés dans le **tableau X**.

Tableau IX : Bactéries des amphibiens : maladies, épidémiologie, démarche diagnostic et traitements (synthèse bibliographique)

Maladies	Bactéries	Espèces connues sensibles	Répartition	Source	Transmission	Signes cliniques/Lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Dermatosépticémie, syndrome « Red Leg »	<i>Aeromonas spp.</i> , <i>Flavobacterium/Chryseobacterium indologenes</i> et <i>Chr. meningosepticum</i> , <i>Pseudomonas spp.</i> , <i>Acinetobacter spp.</i> , <i>Citrobacter freundii</i> , <i>Proteus spp...</i> Des bactéries Gram + telles que des <i>Streptococcus</i> non hémolytiques du groupe B.	Tout amphibien est sensible secondairement à un stress (mauvaises conditions d'élevages en captivité, infections concomitantes dans la nature).	Cosmopolite.	Ces bactéries Gram- sont pour la majorité ubiquitaires dans l'environnement (aquatiques et telluriques) et souvent commensales des amphibiens. Ce sont donc des agents opportunistes devenant pathogènes suite à une baisse d'immunité.	Cette maladie n'est normalement pas contagieuse, mais est responsable d'anazooties. Néanmoins un amphibien infecté multipliant les bactéries pourrait être une source infectieuse pour les amphibiens débilisés.	Chez les amphibiens captifs, les mortalités sont élevées, et les signes cliniques apparaissent rapidement. Abattement, anorexie, œdème, ascite, peau pâle et moins brillante, pétéchies et ulcères cutanés hémorragiques, surtout des parties en contact avec un support sont observés. Les amphibiens aquatiques peuvent perdre des doigts. Le foie est pâle et il y a des hémorragies sur les organes à l'autopsie.	Le diagnostic est difficile car la quantité réelle des espèces bactériennes commensales chez des amphibiens sains est souvent inconnue. Des fluides corporels sont prélevés quand c'est possible. Etalement et coloration rapide (Gram, HES...) sont effectués en première approche. A l'autopsie : les prélèvements sont faits le plus rapidement et le plus stérilement possible pour culture et identification. Les lésions histologiques rencontrées sont : une myopathie dégénérative et de multiples zones de nécrose et de coagulation avec des groupes de bactéries.	Sanitaire : les amphibiens malades sont isolés, et les conditions d'élevage sont optimisées pour tous. Fluidothérapie, augmentation de la température (le métabolisme des amphibiens malades est souvent accéléré) et oxygénothérapie sont instaurés pour traiter les états de choc. <u>Médicale</u> : les bactéries isolées sont souvent Gram- et chloramphénicol, enrofloxacin ou gentamicine sont utilisables en première intention. Après avoir établi un antibiogramme, sulfaméthazine, oxytétracycline... sont utilisables. Toute voie d'administration est possible : PO (attention au déséquilibre de la flore intestinale !), peu de muscles pour IM, IV pas toujours évidentes... Toute antibiothérapie doit durer au moins 7 jours.	IPPEN et BROOKS <i>et al.</i> , 1983 ; HOFF, FRYE et JACOBSON, 1984 ; WORTHYLAKE et HOVINGH, 1989 ; CRAWSHAW, 1992 ; O.I.E, 1996 ; WRIGHT, 1996 ; ZWART, 1996 ; GREEN <i>et al.</i> , 1999 ; PILET, 2000 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; MAUEL <i>et al.</i> , 2002 ; WILLIAMS, 2002.
Mycobactérioses	Bacilles très variés, ubiquitaires, Gram+ et possédant une paroi cellulaire résistante (Ziehl Neelsen +).	Les amphibiens captifs de certaines espèces des genres <i>Amphiuma</i> , <i>Desmognathus</i> , <i>Gyrinophilus</i> ,	Cosmopolite.	L'épidémiologie des mycobactérioses des amphibiens est très différente de celle des mammifères et	Les mycobactéries pénètrent dans l'organisme de l'amphibien suite à une effraction	La peau est presque toujours touchée : érosions, nodules, abcès cutanés. La fonction respiratoire est	Les lésions internes peuvent être visibles par coelioscopie ou transillumination. A l'histologie les	Le traitement est difficile. Les antibiothérapies seraient au minimum tri-thérapeutiques et ne sont	HOFF, FRYE et JACOBSON, 1984 ; ASFARI, 1988 ; WRIGHT, 1996 ; PECHERE et

	Espèces isolées chez les amphibiens : <i>Mycobacterium abscessus</i> , <i>M. chelonae</i> , <i>M. fortuitum</i> , <i>M. marinum</i> , <i>M. xenopi</i> , <i>M. gordonae</i> , <i>M. szulgai</i> et <i>M. ulcerans</i> .	<i>Plethodon</i> , <i>Pseudotriton</i> , <i>Cynops</i> , <i>Bufo</i> , <i>Acris</i> , <i>Pelodryas</i> , <i>Pseudacris</i> , <i>Leptodactylus</i> , <i>Pleurodema</i> , <i>Xenopus</i> , <i>Pseudis</i> et <i>Rana</i> sont sensibles.		des oiseaux. Les mycobactéries en cause sont dans l'environnement des amphibiens.	cutanée. La contamination par ingestion de mycobactéries a été prouvée chez les têtards.	compromise quand la peau est trop atteinte. L'appétit est conservé mais les animaux maigrissent. Apathie et anorexie sont observées en fin d'évolution. Des nodules gris sur la peau, des tubercules ou juste des points de différentes tailles sont les lésions rencontrées. En phase subclinique, les intestins et le foie sont souvent atteints.	granulomes sont composés de macrophages épithélioïdes qui forment des foyers encapsulés à centres caséux secs. Ils contiennent un grand nombre de bacilles A.A.R mis en évidence par coloration spécifique (Ziehl Neelsen). L'identification d'espèce passe par des techniques moléculaires (PCR).	pas utilisées car réservées aux humains. A cause de leur potentiel zoonotique, les amphibiens atteints et leurs congénères d'élevage sont euthanasiés. Tout le matériel réutilisable est nettoyé avec des produits tuberculicides.	GHARBI, 1999 ; GREEN <i>et al.</i> , 2000 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; TROTT <i>et al.</i> , 2004 ;
Chlamydyphoses	<i>C. psittaci</i> et <i>C. pneumoniae</i> (agent pathogène humain important). Bactéries Gram- (0,2 µm-1,5µm), non mobiles et à multiplication intracellulaire.	Les amphibiens captifs <i>Xenopus laevis</i> , <i>Xenopus tropicalis</i> et <i>Ceratobatrachus guentheri</i> sont sensibles. <i>Myxophyes iteratus</i> l'est dans la nature.	USA, Canada et Australie.	<i>C. psittaci</i> est transmis par la viande mal cuite, <i>C. pneumoniae</i> , agent pathogène du tractus respiratoire a une distribution cosmopolite.	Anazootie. Les animaux infectés transmettent la maladie.	L'infection est systémique et présente une inflammation pyogranulomateuse. Léthargie, perte d'équilibre, gonflement, œdème, jetage naso-oral/dyspnée, dépigmentations cutanées, pétéchies et desquamation sont observés. A l'histologie : granulomes disséminés, glomérulonéphrite, hépatite et histiocytose splénique sont rencontrés.	Des prélèvements de tissus sains sont nécessaires. Lors de dermatosépticémie, les coupes histologiques de foie ont des inclusions intra cytoplasmiques en microscopie électronique. L'identification est possible par test d'immunofluorescence, séquençage des gènes de l'ARNr 16S ou de la protéine majeure A de la membrane externe bactérienne.	Une antibiothérapie est instaurée sur les malades et leurs congénères. Doxycycline, Tétracycline ou Oxytétracycline sont utilisables. Lors de suspicion de surinfection par des bactéries Gram-, on peut traiter par amikacine ou enrofloxacin.	CRAWSHAW, 1992 ; WRIGHT, 1996 ; MUTSCHMANN, 1998 ; BERGER <i>et al.</i> , 1999 ; REED <i>et al.</i> , 2000 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ;
Rickettsioses	<i>Aegyptianella ranarum</i> , est la seule espèce identifiée malgré une recherche de rickettsies chez les amphibiens.	<i>Rana catesbeiana</i> , <i>Rana clamitans</i> et <i>R.septentrionalis</i> sont sensibles.	Ontario, Canada.	Les sources infectieuses sont les autres individus porteurs de ces bactéries.	La transmission est indirecte. Les tiques sont les vecteurs de ces rickettsies.	Aucune maladie n'a été observée. Il y a des vacuoles sous membranaires dans le cytoplasme des érythrocytes.	On met en évidence des inclusions dans le cytoplasme des érythrocytes. L'identification se fait par PCR.	Aucun traitement n'a encore été décrit.	HOFF <i>et al.</i> , 1984 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.

Maladies	Bactéries	Espèces connues sensibles	Répartition	Source	Transmission	Signes cliniques/Lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Salmonelloses	<i>Salmonella spp.</i> , bacilles gram-ubiquitaires en milieu aquatique et sans spécificité d'hôte. La maladie se développe suite à une toxoinfection alimentaire chez les humains et chez les animaux domestiques.	<i>Rana perezei</i> , <i>Bufo sp.</i> , <i>Litoria caerulea</i> , <i>Hyla minuta</i> ... peuvent être porteurs de salmonellas.	Europe (îles Canaries), Australie, Asie (Inde), Amérique centrale (Trinidad, Grenade), Amérique du Sud (Surinam).	Les sources de contamination sont l'alimentation et les fèces.	Les amphibiens hébergent de nombreux sérotypes et la prévalence de portage de salmonelles dans les populations est supérieures à 10 % . Elles sont absorbées via l'eau.	Aucun signe clinique n'a été observé chez les amphibiens. Par contre ils sont considérés comme des réservoirs de salmonelles et peuvent contaminer leur environnement (contamination de sources d'eau potable à destination humaine).	Des prélèvements sont faits dans différentes portions d'intestin. Les milieux de culture sont spécifiques, puis l'identification passe par un sérotypage.	Aucun traitement n'a encore été décrit.	ANVER et POND, 1984 ; SHARMA <i>et al.</i> , 1974 ; O'SHEA <i>et al.</i> , 1990 ; TAYLOR <i>et al.</i> , 2000 ; MERMIN <i>et al.</i> , 2004.
Leptospiroses	Les leptospires sont des bactéries spirochètes qui se développent dans les reins des vertébrés et sont pathogènes pour les humains et les animaux. Un nouveau sérovar de <i>Leptospira autumnalis</i> a été isolé chez des amphibiens.	<i>Bufo marinus</i> , <i>Eleutherodactylus johnstonei</i> peuvent héberger des leptospires.	La Barbade et les Philippines.	L'urine d'animaux contaminés est la source de contamination.	Les leptospires sont souvent transmises par de l'eau contaminée par l'urine d'animaux excréteurs. Les amphibiens semblent être des réservoirs mais le phénomène reste à étudier.	La pathogénie est à vérifier chez les amphibiens.	L'isolement de leptospires dans les urines et les reins, une sérologie leptospires positive établissent un diagnostic de certitude.	Aucun traitement n'a été présenté pour les amphibiens.	BABUDIERY <i>et al.</i> , 1973 ; EVERARD <i>et al.</i> , 1990.

Tableau X : Principaux antibiotiques (noms, posologies, durées des traitements, voies d'administration) utilisables chez les amphibiens (CRAWSHAW, 1992 ; WRIGHT, 1996 ; REED *et al.*, 2000 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; WILLIAMS, 2002)

Antibiotique	Posologie/durée du traitement	Voies d'administration*
Acide nalidixique	10 mg/L jusqu'à guérison	Bains
Acriflavine	500 mg/L dans des bains quotidiens de 30min	Bains
Amikacine	5mg/kg toutes les 48h 7 à 14 fois	IM, SC, IC
Carbenicilline	200mg/kg toutes les 24h	SC, IM, IC
Ceftazidime	20 mg/kg toutes les 24-48h	IM
Chloramphenicol	50 mg/kg toutes les 24h	SC, IM, IC
	20 mg/L	Bains
Ciprofloxacine	10 mg/kg toutes les 24-48 h 7 fois au min	PO
	5mg/L pendant 6-8 h toutes les 48h 7 fois au min	Bains
Doxycycline	10-50 mg/kg toutes les 24 h	PO
Enrofloxacin	5-10 mg/kg toutes les 24h 7 fois au min	IM, SC, IC, PO
Gentamicine	2,5 mg/kg à 3°C toutes les 72h	IM
	3 mg/kg à 22°C toutes les 24h (anoures)	IM
	1mg/ml pendant 8h toutes les 24-48h	Bains
Métronidazole	10 mg/kg/j pendant 5-10 j	PO
Oxytétracycline	50 mg/kg toutes les 24h	PO
	50-100 mg/kg toutes les 48h	IM
	100mg/L/j pendant 1h	Bains
Paromomycine	50-75 mg/kg toutes les 24h	PO
Pipéracilline	100mg/kg toutes les 24h	IM, SC
Sulfadiazine	132 mg/kg toutes les 24 h	?
Sulfaméthazine	1g/L changé tous les j	Bains
Tétracycline	50 mg/kg toutes les 12h	PO
Triméthoprime-sulfadiazine	15-20 mg/kg toutes les 48h 5 à 7 j	IM
Triméthoprime-sulfaméthoxazole	15 mg/kg toutes les 24h pendant 21 j	PO
Triméthoprime-sulfamide	3 mg/kg toutes les 48h	PO, SC

* SC=Sous-Cutané, IM=Intra-Musculaire, PO=PerOs, IC=Intra-Coelomique

1. 3. 1. 2. Synthèse des connaissances actuelles sur les mycobactérioses chez les amphibiens

Les mycobactérioses sont les plus anciennes maladies infectieuses connues chez les amphibiens. Les mycobactéries sont ubiquitaires dans l'environnement et sont classées en parasites obligatoires des vertébrés (*Mycobacterium tuberculosis*, *M. bovis*, *M. avium*, *M. leprae* et *M. paratuberculosis*), commensaux obligatoires ou accidentels des vertébrés, et saprophytes. De nombreuses espèces de mycobactéries commensales et saprophytes ont été isolées chez les amphibiens : *M. chelonii* subsp. *abscensus*, *M. (giae) fortuitum*, *M. marinum*, *M. ranae*, *M. thamnospheos* et *M. xenopi*.

Le nombre d'espèces d'amphibiens recensés atteints est en constante augmentation. *M. marinum* et *M. xenopi* sont les espèces les plus isolées chez les amphibiens adultes, mais jamais sur les têtards, ce qui laisse supposer une durée d'incubation supérieure à celle des stades larvaires (WRIGHT et WHITAKER, 2001).

D'après HOFF, FRYE et JACOBSON (1984), ces infections sont souvent constatées chez les amphibiens d'élevage (soumis à une meilleure surveillance), mais certaines études ont mis en évidence des taux d'incidence allant jusqu'à 20 % dans des colonies sauvages d'anoures d'Amérique du Sud. Les infections mycobactériennes sont en majorité insidieusement chroniques, mais des flambées épizootiques existent en élevage (ASFARI, 1983 ; TROTT *et al.*, 2004), ce qui montre l'hétérogénéité du comportement biologique des différentes espèces de mycobactéries et des réponses de leurs hôtes (VAN DER SAR *et al.*, 2004). D'après RAMAKRISHNAN *et al.* (1997), des grenouilles léopards (*Rana pipiens*) infectées par *M. marinum* développent des granulomes et une infection subclinique, mais cette maladie devient létale chez les individus immunodéprimés. Ces mycobactéries sont ubiquitaires en milieu aquatique. L'eau semble être la source de contamination. Néanmoins, chez les poissons, la contamination est massive par leur alimentation (HOFF, FRYE et JACOBSON, 1984). La contagiosité des mycobactéries est avérée dans certains élevages de saumons, mais elles semblent être peu contagieuses chez les amphibiens, qui se contamineraient à une source commune (WILLIAMS, 2002). Les xénopes, espèces exclusivement aquatiques, pourraient développer la maladie suite à un stress en s'étant contaminés à la même source, et la maladie pourrait être contagieuse chez eux comme chez les poissons, à cause de leur milieu de vie. Des xénopes porteurs asymptomatiques pouvant devenir excréteurs de mycobactéries suite à un stress sont aussi suspectés (FENTON *et al.*, 1997).

La plupart des espèces de mycobactéries rencontrées chez les amphibiens sont connues pour provoquer chez l'homme des symptômes cutanés. De possibles zoonoses sont craintes, mais aucune contamination directe d'un amphibien à l'homme n'a été constatée. Une étude portant sur *M. marinum* présente chez des poissons et des pisciculteurs travaillant avec eux, a prouvé qu'ils étaient infectés par des souches différentes, la source de contamination étant toujours l'eau (UCKO *et al.*, 2005). VAN DER SAR *et al.* (2004) ont mis en évidence des souches de *M. marinum* de virulences différentes, celle responsable du granulome des piscines chez l'homme et d'une forme aiguë mortelle chez le poisson zèbre (*Danio rerio*) étant différente de celle provoquant la forme chronique chez le poisson zèbre. Une espèce de mycobactérie, *M. ulcerans* suscite plus de craintes car elle est responsable des ulcères de Buruli (troisième mycobactériose humaine grave en Afrique). Or des *X. tropicalis* élevés aux Etats-Unis, mais provenant d'une zone d'enzootie humaine de mycobactériose à *M. ulcerans* en Afrique, ont développé une mycobactériose dont les lésions étaient semblables à celles causées par *M. ulcerans* (TROTT *et al.*, 2004). La mycobactérie identifiée était finalement *M. liflandii*, peu connue en tant qu'agent pathogène humain (KOTLOWSKI R, 2004).

1. 3. 2. Virus

De nombreux virus ont été isolés chez les amphibiens, mais peu sont pour l'instant associés à une maladie. L'herpesvirus de Lucke, responsable d'adénocarcinomes rénaux, est le mieux connu et a été très étudié en recherche cancérologique.

Bien qu'ayant une réplication et des caractères morphologiques nouveaux, la famille des *Iridoviridae* n'a pas été autant étudiée que celle d'autres grands virus à ADN (*Herpesviridae*, *Poxviridae*...). En effet ces virus n'infectent pas les vertébrés à sang chaud et étaient reconnus non pathogènes chez les vertébrés à sang froid il y a encore une quinzaine d'années. Le récent constat qu'ils pouvaient contribuer au déclin mondial des amphibiens en infectant des populations de grenouilles sauvages et d'élevage ainsi que des salamandres en voie de disparition, et pouvaient être responsables de mortalités dans les élevages piscicoles, les a fait reconnaître comme agents pathogènes majeurs.

D'autres virus (*Calicivirus*) ont été isolés chez des amphibiens. Le génome de certains (*Retrovirus*) a été entièrement décrypté, mais leurs mécanismes de transmission, et leur impact sur les populations... n'ont pas encore été évalués (KAMBOL *et al.*, 2003).

Les virus déjà isolés chez des amphibiens, leurs caractéristiques, les maladies éventuelles qu'ils provoquent, la démarche diagnostique les mettant en évidence et leurs traitements éventuels sont présentés dans le **tableau XI**.

Tableau XI : Virus des Amphibiens : maladies, épidémiologie, diagnostics et traitements (synthèse bibliographique)

Maladie	Virus	Espèces sensibles	Lieux de présence avérée	Sources	Transmission/cycle viral	Prévalence, signes cliniques/lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Infection par les Iridoviridae	<i>G/Ranavirus</i> : grands virus (152-157 nm) robustes icosaédriques enveloppés à ADN double brin.	Les genres <i>Rana</i> , <i>Bufo</i> , <i>Ambystoma</i> , <i>Notophthalmus</i> , <i>Xenopus</i> , <i>Diemictylus</i> et <i>Limnodynastes</i> peuvent être porteurs de <i>Ranavirus</i> .	<u>Asie</u> : <i>Tiger frog virus (TFV)</i> et <i>Rana grylio virus (RGV)</i> . <u>Océanie</u> : <i>Bohle Iridovirus (BIV)</i> . <u>Europe</u> : <i>RUK</i> , <i>BUK</i> , <i>Rana esculenta iridovirus (REIR)</i> . <u>Canada</u> : <i>Regina ranavirus (RRV)</i> . <u>USA</u> : <i>Tadpole edema virus (TEV)</i> , <i>Frog virus 3 (FV3)</i> , <i>ATV</i> , <i>XV</i> . <u>Venezuela</u> : <i>LSV</i> . Ils ont été très étudiés aux USA et en Angleterre où des épizooties à taux de mortalité importants ont été rapportées.	Les amphibiens infectés et le matériel inerte peuvent être des sources de contamination. Certains <i>ranavirus</i> tels que le BIV peuvent infecter les amphibiens, les reptiles et les poissons. Ces derniers sont donc des sources infectieuses potentielles.	Inconnue. Ils survivent sur du matériel inerte mais ne s'y multiplient pas. Ils infectent de nombreuses lignées cellulaires des amphibiens. Leur cycle de réplication est intracellulaire et ils ne se multiplient pas au-delà de 33°C.	Ils peuvent induire de fortes morbidités et mortalités chez les amphibiens captifs et sauvages. Chez les têtards : diminution de l'activité, ascites, hémorragies focales, mort sont observées. Chez les adultes : diminution d'activité, ulcérations cutanées, hémorragies focales, mort sont observées.	Les prélèvements à fournir sur animaux vivants sont inconnus. Les carcasses ou rate et foie frais, réfrigérés ou fixés dans du formol 10 % ou de l'éthanol 70 % sont à fournir pour les morts. L'identification d'une ranavirose se fait par coupes histologiques, isolement des virus dans les tissus, ELISA et PCR (pour les porteurs sains).	Aucun anti-viral n'a été testé. Il reste beaucoup d'inconnu : l'intervention des gènes viraux pour provoquer la maladie, le maintien et la transmission des virus, l'étendue des espèces sensibles, la réponse immunitaire de l'hôte contre les virus...	AHNE <i>et al.</i> , 1998 ; BOLLINGER <i>et al.</i> , 1999 ; MAO <i>et al.</i> , 1999 ; CHINCHAR, 2001 ; WILLIAMS, 2001 ; CULLEN <i>et al.</i> , 2002 ; GANTRESS <i>et al.</i> , 2002 ; MARSH <i>et al.</i> , 2002 ; DOCHERTY <i>et al.</i> , 2003.
	<i>Frog erythrocytic virus (FEV)</i> . Grand (450 nm), enveloppé à ADN double brin, de genre inclassable.	Les genres <i>Rana</i> , <i>Bufo</i> , <i>Leptodactylus</i> , <i>Phrynohyas</i> et <i>Ptychadena</i> peuvent être porteurs de <i>FEV</i> .	Canada, USA, Brésil, Costa Rica, Afrique du Sud et Chine.	Les amphibiens infectés sont les sources infectieuses.	Indirecte. Un vecteur hématophage, moustique ou moucheron, est nécessaire. Ils ne sont pas transmis par l'eau, par voie orale ou par des sangsues. Le <i>FEV</i> colonise les hématies.	L'infection par le <i>FEV</i> semble contribuer à la mort de jeunes métamorphosés, déséquilibrant la population dans ses classes d'âges. L'anémie et la mort sont possibles.	Examen cytologique des hématies : elles sont sphériques au lieu d'ovales. De grosses inclusions intracytoplasmiques rouges ou bleues entourées de plus petites sont visibles en coloration de Wright et Giemsa. La nature virale des particules est évidente en microscopie électronique.	Aucun traitement n'a été rapporté. La suppression des vecteurs, essentiellement, en captivité semble être une méthode de choix.	SPEARE <i>et al.</i> , 1991 ; GRUIA-GREY <i>et al.</i> , 1992 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Adénocarcinome renal de Lucké	<i>Lucké Tumor Herpesvirus (LTV)</i> ou <i>Rana herpesvirus 1 (RaHV-1)</i> . Lignée des virus de poissons et non des mammifères ou des oiseaux.	<i>Rana pipiens</i> est la seule espèce sensible connue.	USA.	Les adultes atteints sont les sources infectieuses.	La transmission se fait directement aux œufs, embryons et larves au printemps, pendant les naissances. Les phases du cycle viral dépendent de la température : la formation des particules	Ces viroses régressent dans le Minnesota depuis la progression de <i>B. dendrobatidis</i> . Les animaux atteints sont abattus, gonflent et meurent quand la tumeur a métastasé.	Un rein ou les deux sont atteints. Il ne faut pas confondre de multiples tumeurs avec des trématodes enkystés. A l'histologie, les cellules tumorales forment des tubules. On a des inclusions virales	Aucun. La lutte dans la nature serait difficile. En élevage, on élimine l'individu touché et sa descendance.	LUCKE, 1934 ; LUCKE, 1938 ; ANVER et POND, 1984 ; MC KINNELL <i>et al.</i> , 1989 ; CRASHAW, 1996 ; WRIGHT, 1996

					virales dans les cellules hôtes se fait à basse température (hiver, croissance de la tumeur), les tumeurs métastasent à hautes températures (été). La réplication n'a pas lieu en dessous de 22°C, absence de particules virales dans la tumeur.	Un ou plusieurs nodules blancs colonisent les reins puis grossissent en masses très infiltrantes. On a des adénocarcinomes, plus rarement des adénomes.	acidophiles icosaoédriques (95-110 nm) dans le cytoplasme et le noyau des cellules néoplasiques en hiver, mais aucune en été.		; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Calicivirose	<i>Calicivirus</i>	Deux cas ont été décrits chez <i>Ceratophrys orata</i> .	Captifs aux USA	Inconnue. Il y a eu une épizootie de calicivirose chez des reptiles et des amphibiens dans un zoo.	La transmission est supposée aérienne si elle est directe, par le biais de matériel contaminé si elle est indirecte.	Les deux amphibiens malades sont morts subitement. Tous deux avaient une pneumonie, un avait de l'œdème et l'autre une hyperplasie lymphoïde.	Des particules virales sont visibles à l'histologie. L'identification se fait par PCR.	Aucun traitement n'a été rapporté.	SMITH <i>et al.</i> , 1986.
Herpesvirose-like	<i>Herpesvirus-like</i>	<i>Rana dalmatina</i> est sensible.	Italie et Suisse, populations sauvages.	Les grenouilles infectées sont des sources de contamination.	La transmission n'a pas été étudiée.	De nombreuses vésicules épidermiques dorsales et latérales ont été observées chez 35% et 80% de deux populations. Aucune mort n'a été constatée.	A l'histologie : hyperplasie épidermique, caryomégalie et particules roses intranucléaires sont observées. Des particules <i>herpesvirus-like</i> sont visibles en microscopie électronique des vésicules.	Aucun traitement n'a été rapporté.	BENNATI <i>et al.</i> , 1994.
Réservoirs de <i>Flaviviridae</i>	Virus West nile et virus Sindbis.	<i>Rana ridibunda</i> est sensible.	Tadjikistan pour le virus West nile, Europe pour le Sindbis.	Le virus West nile provoque de sérieuses maladies chez les chevaux, les humains et les oiseaux. Des amphibiens peuvent être porteurs.	La transmission est indirecte. Les moustiques transmettent le virus aux amphibiens qui sont capables de les multiplier et de réinfecter les moustiques.	Il y a une virémie. Aucun signe clinique n'a été décrit.	Les examens pour confirmer le portage sont une sérologie positive au virus West nile et/ou une mise en évidence directe des virus. Des sérologies positives à des anticorps dirigés contre d'autres arboviroses (encéphalite à tiques japonaise) ont été rapportées.	Aucun traitement n'a été rapporté.	KOSTIUKOV <i>et al.</i> , 1986 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.

1. 3. 3. Algues et champignons

Les infections fongiques et algales locales et systémiques sont très communes chez les amphibiens, se manifestant par un assombrissement ou une décoloration et des ulcérations de la peau (WILLIAMS *in* MEREDITH & REDROBE, 2002).

La plupart des espèces algales ou fongiques responsables d'infections chez les amphibiens sont des agents opportunistes d'animaux blessés ou immunodéprimés. De mauvaises conditions de maintenance sont des facteurs de stress favorisant le développement d'une maladie fongique car elle est rarement rencontrée chez des animaux élevés de façon appropriée (WRIGHT, 1996).

Les trois principales maladies sont :

- la saprolégniose, causées par un groupe d'une vingtaine d'espèces d'algues de la famille des *Saprolegniaceae* chez les amphibiens aquatiques,
- la chromomycose, maladie chronique causée par des organismes mycosiques pigmentés formant des conidies chez les Anoures (cf. *Fonsecaea*, *Cladosporium*)
- la phycomycose, causée par des espèces fongiques non pigmentées des genres *Mucor* et *Basidiobolus* par exemple, chez les Anoures (CRAWSHAW, 1996).

Ces deux dernières maladies sont des zoonoses potentielles.

L'émergence d'épizooties fongiques n'a été reconnue que récemment. En effet, elles supposent une transmission horizontale et les amphibiens sauvages adultes sont souvent solitaires. Mais des rassemblements se font pendant les périodes de reproduction et les œufs et les larves sont groupés, permettant une transmission. Le problème de la transmission horizontale se pose en élevage où les amphibiens sont souvent en surpopulation (WRIGHT et WHITAKER, 2001).

Deux espèces fongiques *Batrachochytrium dendrobatidis* et *Basidiobolus ranarum* sont de plus en plus étudiées car elles sont supposées impliquées dans le déclin mondial des populations d'amphibiens (ROLLINS-SMITH *et al.*, 2001).

Les espèces fongiques et algales connues des amphibiens, les maladies éventuelles qu'elles provoquent et leur épidémiologie, leur mise en évidence, identification et traitements sont présentés dans le **tableau XII**.

Les principaux antifongiques utilisables chez les amphibiens sont présentés dans le **tableau XIII**.

Tableau XII : Algues et champignons des Amphibiens : maladies, épidémiologie, diagnostics et traitements (synthèse bibliographique)

Maladies	Agents pathogènes isolés	Espèces connues sensibles	Lieux de présence avérée	Source	Transmission	Signes cliniques/lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Saprolégniose	<i>G/Saprolegnia</i> , <i>F/Saprolegniaceae</i> , oomycètes aquatiques comprenant plusieurs espèces d'agents pathogènes opportunistes des amphibiens et des poissons, dont <i>Saprolegnia ferax</i> et <i>S. parasitica</i> .	Tout amphibien peut être sensible.	Cosmopolite en élevages, eaux douces tempérées froides.	Les agents pathogènes sont dans l'eau.	Le cycle de vie des <i>Saprolegnia spp.</i> est complexe. Au cours des reproductions sexuée et asexuée, oospores, zoospores, gemmes et hyphes sont produites. On ne sait pas qui des oospores (enkystées, formes de résistance) ou des zoospores (mobiles) ou les deux sont les formes infectieuses.	L'infection est très commune. Des tapis mycéliens gris blancs sur la peau accompagnés d'une ulcération sous-jacente est quasi pathognomonique. L'extension systémique est possible et l'animal devient léthargique, respire mal, vomit, perd du poids et meurt.	La probabilité de saprolégniose est forte à la présentation clinique, mais une culture est nécessaire pour ensuite identifier l'agent infectieux. Des zoospores (coque fine, sphériques, 10-14 µm et à 1 à 4 spores internes) et des hyphes (aseptées, 2-40 µm de diamètre, affinités différentes au P.A.S et à L'H.E) sont présents sur les lésions.	Une température supérieure à 20°C inhibe bien la croissance des <i>Saprolegnia spp.</i> On traite par applications de merthiolate et de mercurochrome. Dans les cas sévères, des bains de Vert de Malachite, de sulfate de cuivre, ou de permanganate de potassium sont possibles. Les têtards malades sont traités par des bains de Bleu de méthylène.	FRYE et GILLEPSIE, 1989 ; CHERMETTE et BUSSIERAS, 1993 ; BLAUSTEIN <i>et al.</i> , 1994 ; CRAWSHAW, 1996 ; WRIGHT, 1996 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Chytridiomycose : maladie infectieuse émergente préoccupante.	<i>Batrachochytrium dendrobatidis</i> , chytridiomycète utilisant la kératine comme substrat.	De nombreuses espèces sont sensibles, dont <i>X. laevis</i> et <i>X. tropicalis</i> .	<i>B. dendrobatidis</i> subsistait à l'état enzootique chez <i>X. laevis</i> en Afrique du Sud, puis a été disséminée à travers le monde suite au commerce international des xénopes à partir de 1930. Des épizooties ont été signalées aux USA, en Australie, en Equateur, en Nouvelle Zélande, en Amérique centrale et en Espagne.	Les sources de contamination sont les amphibiens infectés, leur milieu environnant (eau) et le matériel qu'ils contaminent.	La transmission est horizontale directe d'animal à animal, et indirecte par un substrat humide. Les zoospores contaminantes sont aquatiques et meurent de dessiccation. Il existe probablement d'autres animaux réservoirs, car <i>B. dendrobatidis</i> n'est pas très spécifique d'hôte et croît sans hôte amphibien en laboratoire.	<i>B. dendrobatidis</i> provoque de fortes morbidités et mortalités en captivité et dans la nature. Les amphibiens meurent d'une défaillance organique suite à une attaque massive de leur peau (le mécanisme causant la mortalité est inconnu). Anorexie puis léthargie une semaine après exposition et des mues excessives de lambeaux de peau gris blancs à marrons sont observés. La colonisation par les zoospores est restreinte aux couches superficielles de la peau.	La peau est prélevée, surtout la couche la plus superficielle des pieds. Les tests de routine pour l'identification (observation directe, histologie, culture) sont très peu sensibles. Un test immunoperoxidase utilisant des anticorps poly clonaux sur des coupes histologiques améliore grandement sensibilité et spécificité. Les tests ELISA utilisant des anticorps poly clonaux ont une bonne sensibilité, et ceux utilisant des anticorps monoclonaux une bonne spécificité.	Soutenir l'état général des amphibiens est important (bains pour osmorégulation, oxygénation de l'eau...). Les agents antifongiques sont très prometteurs en laboratoire, mais seuls l'Itraconazole et le Fluconazole fonctionnent sur les malades. Une hausse de la température est à considérer (zoospores tués >31°C). Une désinfection de l'environnement est nécessaire car <i>B. dendrobatidis</i> résiste jusqu'à 7 semaines dans l'eau. Ethanol, glutaraldéhyde et hypochlorite de sodium sont de bons désinfectants. L'utilisation des U.V donne des résultats partagés.	DASZAK <i>et al.</i> , 2001 ; NICHOLS <i>et al.</i> , 2001 ; PARKER <i>et al.</i> , 2002 ; JOHNSON <i>et al.</i> , 2003 ; WELDON <i>et al.</i> , 2003 ; WOODHAMMS <i>et al.</i> , 2003.

Infection par <i>Basidiobolus ranarum</i>	<i>Basidiobolus ranarum</i> , est un champignon saprophyte isolé du tractus digestif de nombreux amphibiens et reptiles.	<i>Bufo hemiophrys hemiophrys</i> , <i>Bufo hemiophrys baxteri</i> , <i>Rana pipiens</i> , <i>Hymenochirus curtipes</i> sont sensibles.	Animaux captifs et sauvages aux USA.	Les amphibiens infectés moribonds sont les sources de contamination.	<i>B. ranarum</i> a une activité chytinolytique et survit sur des insectes. Consommés par des amphibiens, ils se retrouvent dans leur tube digestif. Le mécanisme de la pathogénicité de <i>B. ranarum</i> est inconnu.	Fatigue, peau du dos et du ventre plus foncée, mues excessives, doigts congestionnés puis mort en 5 jours ont été observés chez les crapauds malades. Le derme n'est pas atteint, on a une hépatomégalie et un foie marbré de gris.	A l'histologie : les lésions cutanées colorées au P.A.S révèlent des sphérules. L'aspect anormal des hépatocytes semble provenir d'un phénomène toxique. La culture mycologique après raclage est fiable à 50 %. Les frottis cutanés avec coloration au P. A. S sont à l'étude pour détecter une infection précoce.	L'itraconazole a été essayé sur les crapauds (0,1 mL une fois/j pendant 9 jours). Certains ont montré des signes cliniques d'insuffisance rénale avant de guérir.	GROFF <i>et al.</i> , 1991 ; ROLLINS-SMITH <i>et al.</i> , 2001 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; NELSON <i>et al.</i> , 2002.
Mucormycoses.	Espèces du genre <i>Mucor</i> (dont <i>Mucor amphiorum</i>). Les Mucorales sont connus pour dégrader les matières organiques et être non pathogènes.	<i>Bufo bufo</i> , <i>Bufo marinus</i> , <i>Bufo hemiophrys baxteri</i> , <i>Pelodryas cerulea</i> sont sensibles.	Champignons cosmopolites, cas cliniques découverts aux USA.	Le sol héberge ces espèces fongiques.	Les spores sont inhalées ou ingérées ou directement inoculées à travers la peau ou les tissus suite à un traumatisme.	Il existe une forme cutanée : les crapauds étudiés étaient abattus et avaient de multiples (4-12) et petits (2mm) nodules congestionnés recouverts de duvet blanc. Ils sont morts en une semaine. Il existe une forme systémique : septicémie et mort interviennent rapidement. Des granulomes affectent généralement tous les organes et leur répartition dépend du site d'entrée des spores.	L'histologie sur les granulomes : nombreuses cellules géantes et macrophages, quelques lymphocytes et granulocytes éosinophiles entourent les sphérules de <i>M. amphiorum</i> .	Aucun traitement n'a été testé car il y a eu trop peu de cas pour l'instant.	BERGER <i>et al.</i> , 1997 ; SPEARE <i>et al.</i> , 1997 ; CREEPER <i>et al.</i> , 1998 ; TAYLOR <i>et al.</i> , 1999 ; ROLLINS-SMITH <i>et al.</i> , 2001 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; NELSON <i>et al.</i> , 2002.
Chromomycoses	<i>Cladosporium carrioni</i> , <i>C. cladosporioides</i> , <i>C. herbarum</i> , <i>Fonsecaea dermatidis</i> , <i>F. pedrosoi</i> , <i>Phialophora sp.</i> , <i>Scolecobasidium humicola</i> et <i>Wangiella dermatitidis</i> , sont des champignons telluriques non contagieux.	De nombreuses espèces parmi les genres : <i>Bufo</i> , <i>Ceratophrys</i> , <i>Leptodactylus</i> , <i>Osteopylus</i> , <i>Pelodryas</i> , <i>Phyllomedusa</i> , <i>Pternohyla</i> , <i>Pyxicephalus</i> , <i>Rana</i> et <i>Rhacophotrus</i> sont sensibles.	Cosmopolite.	Les spores contaminantes sont dans la terre, le bois et les végétaux en décomposition.	Les spores sont inhalées, absorbées ou inoculées. Pour <i>F. pedrosoi</i> , seuls les animaux stressés et immunodéprimés développent des signes cliniques. La maladie est toujours mortelle.	Des lésions ulcératives et granulomateuses pigmentées de la peau, ou une atteinte systémique sont observés. Certains amphibiens peuvent être anorexiques et exprimer des signes neurologiques. Encéphale, poumons, cœur, moëlle épinière, ovaires, peau, muscles, foie et reins peuvent porter des granulomes bruns noirs.	La durée d'évolution est variable (20 j à 6 mois) et les granulomes peuvent être mis en évidence par ultrasonographie et/ou coelioscopie. L'examen histologique des granulomes révèle des amas d'hyphe bruns noirs et surtout des corps sclérotiques (infection par un champignon pigmenté). Les cultures mycosiques sont parfois négatives.	Certains anti-mycosiques devraient être efficaces, mais n'ont encore jamais été essayés sur des chromomycoses : l'amphotéricine B, le kétoconazole ou l'itraconazole par exemple. Les champignons responsables de chromomycoses chez les amphibiens sont les mêmes que chez les hommes, donc l'euthanasie des animaux infectés est recommandée.	VELASQUEZ <i>et al.</i> , 1975 ; ANVER <i>et al.</i> , 1984 ; BUBE <i>et al.</i> , 1992 ; CHERMETTE <i>et al.</i> , 1993 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.

Maladies	Agents pathogènes isolés	Espèces connues sensibles	Lieux de présence avérée	Source	Transmission	Signes cliniques/lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Ichtyophonose	<i>Ichtyophonus sp.</i> , champignons pléiomorphes parfois difficiles à classer (confusion avec des microsporidies).	Epizooties chez <i>Notophtalmus viridescens</i> mais à l'état enzootique chez <i>Rana clamitans</i> , <i>Rana catesbeiana</i> ...	Colonies sauvages des USA et d'Amérique du sud.	La source de contamination est inconnue.	Les mécanismes de transmission sont inconnus.	Les amphibiens atteints finissent par mourir. Les tritons infectés sont abattus, gonflés et flottent à la surface. Des nodules apparaissent dorsolatéralement sur la moitié inférieure du corps et gênent les mouvements. Certains sont ulcérés, ce qui favoriserait les surinfections bactériennes et fongiques responsables de la mort. Les muscles ont des striations blanches et grises.	Des coupes histologiques de muscles striés squelettiques doivent être faites : des spores envahissent les fibres musculaires striées, une inflammation éosinophile et granulomateuse est plus ou moins marquée. Les cultures fongiques sont souvent infructueuses.	Les infections à <i>Ichtyophonus sp.</i> ont pour l'instant été observées sur des colonies sauvages et aucun traitement n'a été instauré.	GREEN <i>et al.</i> , 1995 ; MIKAELIAN <i>et al.</i> , 2000 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Dermocystidiose	Les <i>Dermocystidium spp.</i> , ou <i>Dermosporidium spp.</i> , ou encore <i>Dermomycoïdes spp.</i> , sont de petite taille et en forme de spores.	<i>Ambystoma mexicanum</i> est sensible.	Captifs aux USA.	La source de contamination est inconnue.	Les mécanismes de transmission sont inconnus. Chez les poissons le cycle de vie de <i>Dermocystidium spp.</i> passe par différentes phases : hyphes, plasmodia, sporoblastes et spores contenant des zoospores uniflagellés.	Les amphibiens très infectés sont débilités et peuvent avoir des nodules ou cystes, contenant des spores sur le corps et éventuellement les branchies. L'élévation de la fréquence respiratoire est possible dans ce cas.	Sur des raclages de nodules on observe des spores sphériques à large vacuole centrale et corps réfringent.	Aucun traitement n'a été testé, mais on peut essayer le kétoconazole ou l'itraconazole ou les bains de chlorure de benzalkonium. Une élévation de la température a guéri des Axolotls (25°C) infectés.	LOM et DYKOVA, 1995 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; PASCOLINI <i>et al.</i> 2003.

Tableau XIII : Principaux antifongiques (noms, posologies, voies d'administration) utilisables chez les amphibiens (CRAWSHAW, 1992 ; GREEN *et al.*, 1995 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; WILLIAMS, 2002)

Antifongique	Posologie/durée du traitement	Voies d'administration*	Commentaires
Amphotéricine B	1 mg/kg toutes les 24h pendant 14 à 28j	IC	
Chlorure de Benzalkonium	2mg/L en 1h toutes les 24h	Bains	Saprolégniose
	0,25 mg/L pendant 72h	Bains	Saprolégniose
Sulfate de cuivre	500 mg/L 2min pendant 24h 5j puis 7j jusqu'à guérison	Bains	Saprolégniose
Fluconazole	60 mg/kg toutes les 24h pendant 7j	PO	
Itraconazole	2mg/kg par 24h pendant 14 à 28 traitements	PO	
Ketoconazole	10 mg/kg toutes les 24h	PO	
	10-20 mg/kg toutes les 24h pendant 14 à 28 traitements	PO	
Vert de Malachite	0,2 mg/L pendant 1h toutes les 24h	Bains	Saprolégniose
Bleu de méthylène	4mg/L	Bains	Saprolégniose
	3 mg/L pendant 5j	Bains	Saprolégniose
	50 mg/mL pendant 10s, <2 mg/ml pour les têtards	Bains	Saprolégniose
Mercurochrome	3mg/l pendant 72h	Bains	
Miconazole	5 mg/kg toutes les 24h pendant 14 à 28 j	IC	
Nitrofurazone	10-20 mg/L toutes les 24h changés quotidiennement	Bains	
	100 mg/L changés tous les 2j	Bains	
Chlorure de Sodium	4-6 g/L pendant 72h	Bains	
	10-25 g/L pendant 5 à 30 min	Bains	Saprolégniose
Chlorite de Sodium	20 mg/L pendant 6-8h	Bains	Têtards

* IC=Intra-Coelomique, PO=PerOS

1. 3. 4. Autres parasites Protozoaires et Métazoaires

Les amphibiens sont souvent des hôtes de Protozoaires et de Métazoaires, mais les maladies associées sont rares. Il existe de nombreux types d'interrelations hôtes parasites, allant du commensalisme, qui est sans conséquence pathologique et peut même être bénéfique, au parasitisme, où le parasite se nourrit au détriment de l'hôte avec parfois des conséquences pathologiques pour ce dernier. Les amphibiens et de nombreux Protozoaires et Métazoaires ayant évolué en même temps, on trouve souvent des animaux sains infestés et un traitement n'est alors pas toujours nécessaire voire judicieux (WRIGHT et WHITAKER, 2001).

Les amphibiens aquatiques et terrestres (adultes, têtards et œufs) sont les hôtes d'une grande quantité de Protozoaires et de Métazoaires. La faune qui infeste les larves d'amphibiens et les espèces aquatiques présente de nombreuses similitudes avec celle infestant les poissons. Certains Protozoaires et Métazoaires ont un cycle de vie direct (monoxène) et ne parasitent que les amphibiens, hôtes définitifs. D'autres ont un cycle de vie indirect (hétéroxène) qui nécessite au moins deux hôtes. Les amphibiens peuvent alors être hôtes intermédiaires hébergeant les stades immatures, ou hôte définitif hébergeant les stades sexuellement matures. Les amphibiens prélevés dans la nature portent une multitude de nématodes, trématodes, cestodes, Protozoaires et myxosporidies gastro-intestinaux et systémiques. On trouve aussi des tiques et des sangsues sur le revêtement cutané des amphibiens. Bien que de nombreux amphibiens supportent bien ces charges parasitaires, même en captivité stressante, elles peuvent devenir un sérieux problème lorsqu'ils tombent malades. De nombreux parasites ont des cycles de vie complexes et lorsque leur hôte se retrouve captif il n'y a plus de possibilité de transmission. La décision de traiter dépend donc de l'espèce parasitaire, de l'état clinique de l'amphibien et des possibilités d'explosion d'une infection (CRAWSHAW, 1996).

Une description de ces différents parasites, organes qu'ils infestent, symptômes éventuels qu'ils causent, moyens de mise en évidence et traitements sont présentés dans les **tableaux XIV et XV**. Les principaux principes actifs utilisables contre ces parasites sont présentés dans le **tableau XVI**.

Tableau XIV : Distribution des Protozoaires et Métazoaires au sein des organes des amphibiens

	Peau	Branchies	Poumons	Tractus digestif	Viscères	Gonades	Tractus urinaire	Vésicule biliaire	Sang	Muscles	Coelome
Protozoaires											
Ciliés	O	O		O			O				
Opalinides				O							
Flagellés	O	O		O	O				O		
Amibes				O	O						
Apicomplexes				O	O			O	O		
Microsporidies						O				O	
Métazoaires											
Myxosporidies					O	O	O	O		O	O
Monogènes	O	O		O			O				
Digènes	O	O	O	O	O		O				O
Cestodes	O			O	O					O	O
Nématodes	O		O	O						O	O
Acanthocéphales				O	O						O
Sangsues	O	O			O						O
Crustacés	O	O									

O=Oui

D'après Poynton in Wright et Whitaker, 2001

Tableau XV : Parasites des amphibiens : maladies, épidémiologie, diagnostics et traitements (synthèse bibliographique)

Type d'organisme	Agents parasitaires isolés	Sources/transmission	Cycles parasitaire	Signes cliniques/lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Protozoaires							
Ciliés du tube digestif	Genres : <i>Ballantidium</i> , <i>Cepedietta</i> , <i>Nyctotheroïdes</i> , <i>Tetrahymena</i> et <i>Sicuophora</i> qui nagent dans le contenu digestif.	Ces Protozoaires sont commensaux du tube digestif des amphibiens.	Le cycle parasitaire est direct. La reproduction se fait par division binaire transverse.	Les amphibiens infestés sont en mauvaise condition physique. Certains Axolotls infestés ont des diarrhées.	Le diagnostic est établi si les ciliés sont très nombreux et après élimination des autres causes de maladies. Les ciliés sont visibles au microscope optique après étalement de fèces ou d'une goutte d'eau du bac. Il ne faut pas les confondre avec des opalinidés : ils ont un macronucléus et un infundibulum que n'ont pas les opalinidés.	On traite lorsque c'est nécessaire : métronidazole 10-20 mg/kg ou de la paromomycine 50-75 mg/kg une fois/j pendant 5j.	WRIGHT , 1996 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Ciliés externes et du tractus urinaire	Axolotls et têtards d'anoures peuvent être infestés par des trichodinidés. <i>Trichodina uricola</i> infecte aussi l'appareil urinaire des crapauds, grenouilles et têtards. <i>T. xenopodos</i> infecte spécifiquement <i>X. laevis</i> . Les genres <i>Carchesium</i> et <i>Vorticella</i> et d'autres Péritriches colonisent le revêtement cutané des amphibiens, surtout des jeunes débilisés.	Ces ciliés prolifèrent dans l'eau des aquariums mal entretenus.	Le cycle parasitaire est direct. Ces ciliés se nourrissent de particules organiques en suspension.	Les ciliés ectoparasites deviennent trop nombreux, leur disque adhésif attaque la peau des amphibiens, provoquant une desquamation (nourriture). Lésions cutanées, ulcérations, excès de production de mucus et branchies érythémateuses sont observés.	Un raclage peu profond des lésions cutanées est observé au microscope optique. Les trichodinidés bougent en tournant, sont en forme de cloches (40-70 µm), ont un disque adhésif et une ciliature orale spiralée. Les ciliés du tractus urinaire sont mis en évidence dans un prélèvement d'urine obtenu par taxis à l'extérieur du bac.	Il est nécessaire de changer l'eau régulièrement. Les amphibiens infestés sont baignés dans de l'eau distillée ou de l'eau salée. Dans les cas plus graves, on utilise des bains de Vert de Malachite, permanganate de potassium, sulfate de cuivre, formol, Chlorite de sodium (tous dilués).	KRUGER <i>et al.</i> , 1991 ; CRAWSHAW, 1992 ; RAPHAEL, 1993 ; WRIGHT, 1996 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Opalinidés	5 genres : <i>Cepedeia</i> , <i>Opalina</i> , <i>Protoopalina</i> , <i>Protozelleriella</i> et <i>Zelleriella</i> .	Ces Protozoaires sont commensaux essentiellement du gros intestin des anoures.	Leur cycle de vie est étroitement lié à celui de leur hôte. Les formes adultes nageuses se divisent (trophontes) dans l'adulte, des tomontes très petits enkystés passent dans le milieu extérieur avec les fèces, absorbés par des têtards les gamontes produisent des zygocystes qui	Les trophontes se nourrissent par pinocytose sur les fèces de l'hôte : pas de compétition alimentaire, non pathogènes.	Les opalinidés sont visibles dans les fèces fraîches : trophontes nageurs et tomontes minuscules et immobiles peuvent aider au diagnostic. Ils n'ont ni macronucléus, ni infundibulum (différence	Le traitement n'est pas nécessaire.	WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; CRAWSHAW, 2003.

			chez un têtard proche de la métamorphose se transforment en trophontes dans le gros intestin.		avec les ciliés) et leurs kystes sont différents des œufs d'helminthes car ils contiennent parfois un petit opalinidé avec ses rangées de flagelles.		
Flagellés ectoparasites	Dinoflagellés de la F/Oodinidae. G/Oodinium chez les larves d'amphibiens. Un flagellé kinétoplastidé, <i>Ichtyobodo</i> parasite aussi le revêtement cutané des amphibiens.	Les amphibiens parasités sont les sources parasitaires.	Leur cycle parasitaire est direct. Pour les dinoflagellés : le trophonte est une petite structure (35-110µm) sphérique ou pyriforme attachée et qui se nourrit du cytoplasme des cellules de l'hôte. A maturité il se détache et devient un kyste rempli de dinospores qui, libérées, vont nager avec leurs deux flagelles jusqu'à un hôte et se transformer en trophonte. <i>Ichtyobodo</i> a aussi une forme fixée et une forme de contamination/multiplication nageuse libre.	Les lésions sont toujours externes, allant d'un aspect duveteux, poussiéreux à une décoloration grise sur la peau et les branchies. Hémodilution avec problèmes d'osmorégulation et détresse respiratoire lors d'atteinte importante sont possibles. Les amphibiens atteints chroniquement peuvent être immunodéprimés et plus sensibles aux infections opportunistes.	Un raclage cutané met en évidence les formes fixées.	Le pronostic peut toujours être mauvais, même après une intervention rapide. Des changements d'eau réguliers sont essentiels. Des bains de chlorite de sodium, de Vert de Malachite ou de sulfate de cuivre, de formol dilués sont plus toxiques. Le métronidazole est efficace Per Os et de la chloroquine est administrée chez les poissons.	LEWIS <i>et al.</i> , 1988.
Flagellés intestinaux	5 ordres courants : <i>Proteromonadida</i> (<i>Proteromonas</i> , <i>Karotomorpha</i>), <i>Retortamonadida</i> (<i>Chilomastix</i> , <i>Retortomonas</i>), <i>Diplomonadida</i> (<i>Enteromonas</i> , <i>Hexamita</i> , <i>Brugeroelleia</i> , <i>Giardia</i> ...), <i>Oxymonadida</i> (<i>Monocercomonoides</i>) et <i>Trichomonadida</i> (<i>Monocercomonas</i> , <i>Tetratrichomonas</i>).	La contamination se fait par ingestion d'eau ou de nourriture contaminées par des flagellés commensaux et communs de la faune digestive de leur hôte. Ex : des Protozoaires non pathogènes pour les amphibiens terrestres le sont pour les salamandres.	Le cycle parasitaire est direct et se déroule en totalité chez l'hôte. On a une rupture d'équilibre de la faune digestive chez les animaux stressés, ce qui permet une multiplication des flagellés par exemple.	Les signes cliniques sont non spécifiques d'une atteinte par les flagellés digestifs.	Les flagellés sont mis en évidence dans les fèces ou le contenu digestif frais, car ils s'enkystent en milieu défavorable et sont alors très difficiles à identifier. Une coloration de Wright-Giemsa permet une certaine conservation du prélèvement pour une observation différée. L'identification d'espèce se fait en microscopie électronique.	On traite les animaux malades au métronidazole Per Os pour réduire leur population de flagellés, mais pas pour l'exterminer.	CRAWSHAW, 1992 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Flagellés du sang	O/ <i>Diplomonadida</i> : <i>Brugeroelleia</i> et <i>Hexamita</i> . O/ <i>Kinetoplastida</i> : trypanosomatidés.	Tout amphibien infesté est une source de contamination.	Le cycle parasitaire est indirect. Il y a un hôte vertébré et un vecteur invertébré moustique ou sangsue.	Une mort subite est possible. Une charge importante peut compromettre les performances reproductives de l'individu. 60 espèces de trypanosomes sont connues, la plupart étant non pathogènes. <i>Trypanosoma inopinatum</i> peut causer une anémie, des adénites et des hémorragies et <i>T. ranarum</i> peut causer une nécrose splénique.	Les flagellés sont repérés par leur nage active dans une goutte de sang. On fait des colorations de Wright-Giemsa et au Protargol : les Diplomonadida ont 6 flagelles antérieurs et 2 flagelles postérieurs et pas de membrane ondulante, contrairement aux trypanosomes.	Pour les trypanosomoses : sulfate de quinine, bisulfate de quinine ou chloroquine ne doivent être utilisés que chez les amphibiens anémiés et après confirmation de la présence de trypanosomes.	FLYNN, 1973 ; DESSER <i>et al.</i> , 1993 ; WERNER, 1993 ; WRIGHT, 1996.

Type d'organisme	Agents parasitaires isolés	Sources/transmission	Cycles parasitaires	Signes cliniques/lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Amibes	<i>Entamoeba ranarum</i> (tractus digestif, foie des têtards et des adultes) et <i>E. ilowaiskii</i> . <i>Naegleria</i> et <i>Acanthamoeba</i> peuvent causer des lésions oculaires et pénétrer la lame criblée de l'œil. Isolement aussi de <i>Copramoeba</i> , <i>Hartmanella</i> , <i>Mastigamoeba</i> et <i>Vahlkampfia</i> .	Les amibes sont dans l'environnement des amphibiens.	Leur cycle parasitaire est direct. L'infestation se fait par ingestion. Les facteurs prédisposants sont le stress, une nourriture inadaptée, un manque d'ingestas et des infections ou des infestations intercurrentes.	Les amphibiens malades sont anorexiques et perdent beaucoup de poids en peu de temps. Puis les fèces deviennent très fluides et sont mélangés à du sang, aboutissant à une déshydratation rapide de l'animal. Lors d'amibiase rénale ou hépatique, les animaux peuvent être déshydratés, avoir de l'ascite ou des oedèmes.	L'hypothèse diagnostic d'amibiase est émise lorsqu'il y a des amibes dans les fèces, bien qu'il est difficile de différencier celles pathogènes de celles qui ne le sont pas. Le diagnostic de certitude intervient à l'autopsie : ulcères, nécrose du foie, des reins... et coloration d'amibes par l'Acide Per-iodique de Schiff ou la coloration argentique de Gomori.	Rétablir une bonne balance des fluides corporels (Fluidothérapie) est nécessaire. On traite les amibiases au métronidazole, et on traite aussi les infections et les infestations intercurrentes.	VALENTINE <i>et al.</i> , 1984 ; WILLIAMS, 2002.
Apicomplexes du sang	Hemogregarinidés (<i>G/Hemogregarina</i> et <i>Hepatozoon</i>), lankesterellidés (<i>Lankesterella</i> , <i>Schellackia</i>), dactylostomidés (<i>Babesiosoma</i> et <i>Dactylosoma</i>).	Tout amphibien infesté est une source parasitaire.	Le cycle de parasite est indirect. Il y a un hôte vertébré et un vecteur hématophage invertébré (sangues, puces, moustiques). Cependant chez les lankesterellidés, des sporozoïtes en dormance peuvent passer directement entre vertébrés suite à de la prédation.	La pathogénicité des apicomplexes du sang n'a pas été prouvée. Certains auteurs rapportent des cas d'anémie.	Les parasites sont mis en évidence dans le sang par coloration de Wright et Giemsa. Hemogregarinidés et lankesterellidés apparaissent sous forme de haricot dans le cytoplasme des érythrocytes. Les identifications de genre repose sous la forme des sporozoïtes dans le vecteur invertébré.	Aucun traitement n'est conseillé.	DESSER, 1993 ; DAVIES et JOHNSTON, 2000 ; PAPERNA et MARTIN, 2001 ; LAINSON <i>et al.</i> , 2003.
Apicomplexes des autres tissus.	Coccidies de la famille des Emériidés (<i>Eimeria</i> et <i>Isospora</i>) et phases tissulaires des apicomplexes du sang.	Tout amphibien infesté est une source parasitaire.	Le cycle parasitaire est direct. Les parasites sont intra-cellulaires dans les cellules épithéliales surtout. Mérogonie et gamétogonie ont lieu chez l'hôte et la sporulation aussi (dans les fèces chez les autres espèces). La contamination se fait par ingestion d'oocystes sporulés. Les adultes transmettraient les parasites aux têtards en période de ponte.	Les adultes sont rarement malades. Perte de poids et diarrhées sont possibles chez les jeunes et les amphibiens immunodéprimés. Il y a une néphrite lors de coccidiose rénale.	La mise en évidence des parasites est difficile car la sporulation a lieu dans l'intestin à charge protozoaire élevée. Les prélèvements sont placés dans du dichromate de potassium 2,5 % et observés jusqu'à la sporulation des oocystes (<i>Eimeria</i> : 4 sporocystes, <i>Isospora</i> : 2 sporocystes). Des coupes histologiques d'intestin ou de reins sont réalisées après l'autopsie.	Une fluidothérapie est mise en place pour les amphibiens très atteints. Aucun coccidostat de type amprolium n'a été testé. L'essai du Triméthoprime-sulfaméthoxazole (TMS) a amélioré l'état général chez certains amphibiens (surinfections de la paroi intestinale érodée ?).	UPTON <i>et al.</i> , 1993 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; BOLEK <i>et al.</i> , 2003.

Microsporidies	Les microsporidies sont de très petits protozoaires sporulant, parasites intracellulaires obligatoires. Ils infestent rarement les amphibiens. Des spores des genres <i>Pleistophora</i> (très bien caractérisé), <i>Alloglugea</i> et <i>Microsporidium</i> (toutes les nouvelles espèces) ont été trouvés chez eux.	Tout amphibien infesté peut être source de microsporidies.	Le cycle parasitaire des microsporidies est direct. Les amphibiens s'infestent par ingestion de spores qui éclosent dans la cavité buccale, développent dans l'intestin leur sporoplasme infestant les cellules intestinales. Puis il y a une sporulation massive à l'intérieur de cellules qui s'hypertrophient, ont une apparence cystique et sont nommées xénomas. Les microsporidies sont dangereuses pour les animaux en captivité.	D'importantes mortalités chez des <i>Bufo bufo</i> captifs par infection à <i>Pleistophora myotrophica</i> ont été constatées. <i>P. myotrophica</i> infeste les muscles striés, les tissus conjonctifs, les ovaires et l'organe de Bidder, d'où une atrophie et une émaciation. Des cas ont aussi été observés chez des têtards dont les xénomas étaient visibles avant de mourir. Des stries pâles/blanches entre les fibres musculaires striées squelettiques sont présentes.	Par transillumination on voit des stries blanches sur les muscles. Il y a des spores (5-20µm, pyriformes avec une vacuole postérieure, Gram +) dans le raclage des lésions, les calques cloacaux ou les prélèvements fécaux. Des coupes histologiques de muscles sont nécessaires pour voir des sporocystes entre les myofibrilles.	Les amphibiens atteints sont euthanasiés, des quarantaines à l'entrée des élevages sont nécessaires. Des essais d'injections de succinate de sodium chloramphenicol (Lymphomed ND) et d'oxytétracycline hydrochloride associée à du sulfate de polymyxine B (Terramycine ND) semblaient inhiber la sporulation.	PAPERNA et LAINSON, 1995 ; GRACZYK <i>et al.</i> , 1996 ; WRIGHT, 1996 ; MUTSCHMANN, 2000 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ;
Métazoaires							
Myxospores	Parasites obligatoires à multiples spores infestantes (capsules polaires et sporoplasme infestant). Genres <i>Chloromyxum</i> , <i>Leptotheca</i> , <i>Myxidium</i> et <i>Myxobolus</i> . Rares chez les amphibiens et rarement pathogène (longue histoire associative).	Un vertébré (amphibien ou poisson ?) infesté est une source parasitaire.	Le cycle parasitaire des myxospores est mal connu. Il est indirect chez les poissons pour certaines espèces de <i>Myxobolus</i> (stade myxospore chez le poisson acquis par contact avec un stade actinospore chez un invertébré oligochète). Une nouvelle espèce de <i>Chloromyxum sp.</i> a été isolée de la vésicule biliaire (coelozoïc) et des muscles, reins, testicules et ovaires (histozoïc, enfermés dans une capsule) d'amphibiens.	Leur rôle pathogène est longtemps resté inconnu. Un rapport récent d'infestation chez des grenouilles africaines (<i>Afrixalus sp.</i> et <i>Hyperolius sp.</i>) par des myxospores du genre <i>Hoferellus</i> , fait état d'une maladie polykystique hypertrophiante rénale.	Les organes atteints sont biopsés, de l'urine et de la bile sont prélevées. Des colorations de Wright-Giemsa ou de Ziehl-Nielsen mettent en évidence des spores à capsule polaire pyriformes, ou sphériques et réfringentes.	Une bonne maintenance est nécessaire car le traitement est difficile par l'extrême résistance des spores.. Chez les poissons on fait des désinfections à l'eau de Javel, aux U.V... Les principes actifs à administrer sont : furazolidone, proguanil, fumagilline et toltrazuril. Des granulés de fumagilline 0,1 % sont donnés à des poissons atteints par <i>Myxobolus cerebralis</i> .	EL-MATBOULI et HOFFMANN, 1991 ; LOM et DYKOVA, 1995 ; McALLISTER et TRAUTH, 1995 ; UPTON <i>et al.</i> , 1995 ; MUTSCHMAN, 1999 ; MUTSCHMAN, 2004.
Monogènes	Ce sont des trématodes à organes adhésifs antérieur et postérieur, ce dernier les attachant à leur hôte. Ils appartiennent au groupe des Polystomes.	Les amphibiens parasités sont les sources de contamination.	Le cycle parasitaire est direct. Les trématodes monogènes sont des parasites de la cavité buccale, du tractus digestif, des poumons et du tractus urinaire des amphibiens adultes. Il y a production d'œufs dans le milieu desquels s'échappent des larves nageuses oncomiracidium qui vont trouver un autre hôte. Dans le groupe des <i>gyrodactylus</i> , la reproduction se fait par polyembryonie vivipare, production de jeunes vivants à partir de multiples embryons.	Les tissus sont lésés par attachement et/ou surinfection, des amphibiens peuvent être anémiés s'ils sont parasités par un monogène hématophage... On a parfois des irritations des branchies et des anémies chez les adultes.	On met en évidence les parasites dans des raclages cutanés. On peut voir des parasites dans la vessie par transillumination. Les parasites vivipares portent leurs petits (visibles) dans leur corps.	Seules les infestations massives sont traitées. Les amphibiens parasités par des vivipares sont faciles à traiter (les larves sont sensibles aux médicaments), les traitements doivent être répétés pour les ovipares (les œufs sont résistants, attente de l'éclosion). Les bains de praziquantel ou de formol sont efficaces. les organophosphorés sont à proscrire chez les amphibiens.	CRAWSHAW, 1992 ; DU PREEZ et KOK, 1997 ; JACKSON, 2001 ; TINSLEY, 2002 ; DU PREEZ <i>et al.</i> , 2003 ; TINSLEY, 2003.

Type d'organisme	Agents parasitaires isolés	Sources/transmission	Cycles parasitaires	Signes cliniques/lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Digènes	Ce sont les trématodes les plus fréquents chez les amphibiens. Les adultes sont dans la lumière du gros intestin, mais aussi dans le cloaque, la vessie (genres <i>Gorgodera</i> et <i>Gorgoderina</i>), les yeux, le système nerveux central, les trompes d'Eustache (Hemiuridés), les cavités corporelles et les poumons (Hematoloechidés).	Les amphibiens parasités, les larves d'insectes, les têtards et les escargots contiennent les formes infestantes de ces parasites.	Le cycle parasitaire des trématodes digènes est indirect. On trouve des adultes et des larves enkystées (peau, foie, cœur, parois intestinales...) chez les hôtes amphibiens. Les cycles les plus simples ont deux hôtes : un amphibien HD et un invertébré aquatique (mollusque) HI. D'autres nécessitent 3 ou 4 hôtes différents.	Les signes cliniques sont très variables et peu spécifiques : Jetage nasal et pneumonie (infestation par <i>Haematoloechus</i> dans le parenchyme pulmonaire), maladie rénale (infestation par <i>Gorgodera</i> ou <i>Gorgoderina</i>)... Certaines espèces de trématodes digènes telles que <i>Riberoia ondatrae</i> sont suspectées être à l'origine de difformités, tératogenèse chez les anoues (<i>Rana sp.</i> , <i>Hyla sp.</i>) aux U.S.A.	On peut trouver des œufs de trématodes chez les animaux vivants infestés par examen fécal direct ou par lavage trachéal. Par transillumination, coelioscopie ou échographie on peut voir des granulomes vermineux ou des formes parasitaires adultes. Sur des coupes histologiques, on peut observer des petits granulomes blanchâtres sur différents organes et/ou des larves migrant dans différents organes.	De nombreux traitements médicaux sont inefficaces et dangereux pour la vie de l'hôte (mort des vers dans les tissus, réponse inflammatoire importante). L'administration de corticoïdes puis de praziquantel, à répéter plusieurs fois à deux semaines d'intervalle, est un traitement possible.	SCHELL, 1985 ; BARTON, 1999 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Cestodes	Sous classes des <i>Pseudophyllidea</i> , <i>Proteocephalidea</i> et <i>Cyclophyllidea</i> . On trouve des larves de <i>Diphyllobothrium</i> dans les muscles, la peau, les viscères et les cavités corporelles. Les formes adultes des espèces trouvées dans les intestins sont : <i>Bothricephalus sp.</i> chez têtards et salamandres, <i>Cephalochlamys sp.</i> chez les xénopes... Spargana, stade plerocercarioïde de <i>Spirometra erinacei</i> , est retrouvée chez de nombreuses grenouilles en Australie.	Les hôtes intermédiaires et définitifs infestés (amphibiens, crustacés, autres vertébrés -chien, chat, renard...-) sont les sources parasitaires.	Le cycle parasitaire des cestodes est indirect. Deux cycles différents sont possibles. Chez les Pseudophyllidés et les Proteocephallidés : les œufs embryonnés éclosent dans l'eau pour libérer une larve ciliée coracidium qui va être ingérée par un crustacé, premier HI, où elle devient procercoïde. Le stade plerocercarioïde intervient dans l'amphibien HI ou HD. Pour les Cyclophyllidés, les œufs embryonnés doivent être ingérés par l'HI qui convient. La larve en résultant est un cysticercoïde si l'hôte est invertébré ou vertébré, et un cysticerque si l'hôte est un vertébré.	Les têtards infestés par des larves de cestodes arrêtent de grandir. Des traumatismes digestifs sont possibles lors de migrations de <i>Diphyllobothrium</i> à travers les parois intestinales ou lors de charges importantes en <i>Nematotaenia</i> adultes (<i>Cyclophyllidea</i>) qui obstruent la lumière intestinale.	Des proglottis ou des parasites adultes sortent directement du cloaque de grenouilles très infestées. On trouve des œufs et des portions de cestodes à l'examen fécal direct. Des granulomes vermineux et/ou des adultes peuvent apparaître par transillumination ou par coelioscopie. Des vers plats enkystés sont souvent découverts à l'autopsie.	On administre du praziquantel, répété tous les 15j, car il est efficace contre les adultes, mais pas contre les larves enkystées.	FLYNN, 1973 ; BARTON, 1999 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
Nématodes	Les nombreuses et diverses espèces de nématodes sont les helminthes les plus représentés chez les amphibiens. Il peut y avoir des larves de nématodes, libres ou enkystées dans la peau, les muscles, le mésentère et le tractus digestif, et des formes adultes dans le tractus digestif ou les poumons.	Les amphibiens infestés ou HI voire HP (pour les nématodes qui ont un cycle parasitaire indirect) sont les sources de parasites.	Le cycle parasitaire des nématodes est direct, ne nécessitant qu'un hôte amphibien (espèces de l'ordre des <i>Rhabditida</i> , de la superfamille des <i>Cosmocercoidea</i> , des <i>Heterakoidea</i>), ou indirect, où les amphibiens peuvent être HI favorisant le(s) développement(s) larvaire(s), ou	Certains genres sont bien connus et souvent rencontrés. Le genre <i>Strongyloides</i> est responsable de mortalités chez les petites grenouilles, de malnutrition et prédispose au syndrome « Red leg ». le genre <i>Rhabdias</i> prédispose aux pneumonies suite aux migrations larvaires, et aux	Des œufs de nématodes sont mis en évidence par examen fécal direct et observation après test de flottation. L'identification d'espèce est quasiment impossible, mais on peut distinguer des œufs embryonnés contenant une L1	Des principes anthelminthiques sont utilisés en quarantaine. Le fenbendazole (très sûr), l'ivermectine (attention aux surdosages, difficulté d'administration), le lévamisole, le thiabendazole (stressant)... répétés au moins deux fois à deux	ANDERSON, 1992 ; CRAWSHAW, 1992 ; WRIGHT, 1996 ; IGLAUER <i>et al.</i> , 1997 ; GOLDBERG <i>et al.</i> , 1998 ; NICHOLS, 2000 ; PATTERSON-KANE <i>et al.</i> , 2001 ;

	<i>O/Rhabditida (Rhabdias et Strongyloides), SF/Cosmocercoidea (Aplectana, Cosmocerca, Cosmocercoidea), SF/Heterakoidea</i> , sont les taxons rencontrés chez les amphibiens.		HP transporteur « mécanique » de larves, ou encore HD dans lequel sont hébergés les vers adultes.	retards de croissance. <i>Pseudocapillaroides xenopi</i> et <i>Dracunculus sp.</i> , infestent la peau des dactylères et causent des ulcérations, le xénope évoluant vers la mort. Les filaires (<i>Foleyella</i>) peuvent infester les tissus, les vaisseaux sanguins et lymphatiques (HD : moustique) et les microfilaires peuvent tuer les amphibiens débilisés...	(<i>Rhabdias, Aplectana</i>) et des oeufs non embryonnés (<i>Cosmocercoidea</i>). Les œufs sont dans les fèces fraîches. La transillumination, la coelioscopie... peuvent permettre de voir des adultes, des larves enkystées... Les œufs, les larves et les adultes de <i>Pseudocapillaroides xenopi</i> sont visibles microscopiquement et les femelles à l'œil nu (2-3mm), les mues sont morcelées et ont des galeries. Les filaires sont mises en évidence dans des prélèvements sanguins ou lymphatiques.	semaines d'intervalle sont utilisables.	WILLIAMS, 2002 ; BOLEK et COGGINS, 2003 ; BURSEY <i>et al.</i> , 2004 ; CHAI, 2004.
Acanthocéphales	Ces vers ronds se caractérisent par leur tête épineuse qui est un proboscis éversible hérissé de crochets. <i>Acanthocephalus ranae</i> parasite certains amphibiens.	Tout amphibien infesté ou un HI arthropode (crustacé ou insecte) sont des sources parasitaires.	Le cycle parasitaire des acanthocéphales est indirect. Les œufs contenant une larve qui a un crochet (acanthor) doivent être ingérés par un arthropode HI, dans lequel la larve devient un acanthella. Le stade suivant est la larve infectante ou cystacanth. L'HD est un vertébré qui mange l'arthropode. Exemple de variation : le cystacanth s'enkyste dans des HP. Les amphibiens ont toujours des vers adultes.	L'infestation par <i>Acanthocephalus ranae</i> peut se manifester par une perte de poids et une sépticémie, suite à l'érosion, la perforation de la paroi intestinale puis une péritonite.	Des œufs de forme allongée et fine sont présents dans les fèces. Des adultes et des formes juvéniles sont vus en transillumination ou par coelioscopie ou encore à l'autopsie.	Peu de principes anthelminthiques ont été testés. L'ivermectine est utilisée chez les mammifères infestés par des acanthocéphales. Le loperamide a été testé avec succès chez des poissons infestés. Les surinfections sont traitées avec des antibiotiques adéquats	TARASCHEWSKI <i>et al.</i> , 1990 ; BUSSIERAS et CHERMETTE, 1995 ; WRIGHT, 1996.
Sangsues	Annélides de la classe des <i>Hirudinea</i> . Ce sont des ectoparasites, rarement des endoparasites, hématophages des amphibiens terrestres et aquatiques.	Tout animal porteur (nombreux vertébrés) est une source de sangsues.	Le cycle parasitaire est direct. Les adultes sont hermaphrodites. Les sangsues peuvent quitter leur hôte après un repas de sang. Occasionnellement elles peuvent entrer par le cloaque, gagner la cavité coelomique via le réseau lymphatique et se nourrir sur le cœur et le foie de l'hôte.	Les animaux à charge parasitaire importante sont anémiés. La pathogénicité des sangsues s'exprime par leur rôle de vecteur d'hémoflagellés, d'apicomplexes, de virus et de bactéries.	Reconnaissables à vue, les sangsues sont des annélides nageuses avec une ventouse à chaque extrémité du corps.	Les sangsues fixées sur la peau sont retirées à la main. Aucun traitement n'a été décrit pour les sangsues parasitant l'intérieur du corps de l'amphibien.	BURRESON, 1995 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.

Type d'organisme	Agents parasitaires isolés	Sources/transmission	Cycles de vie	Signes cliniques/lésions	Diagnostic	Traitements	Références
Arthropodes	Crustacés branchioures, <i>G/Argulus</i> .	Les femelles et les mâles de crustacés parasitent temporairement des amphibiens.	Le cycle parasitaire est direct. Ils pondent sur des pierres ou des plantes, leurs larves sont nageuses et les mâles et femelles adultes parasitent les amphibiens.	Certains branchioures sont hématophages, d'autres se nourrissent du tégument de leur hôte. Des problèmes d'osmorégulation, des infections bactériennes et fongiques secondaires interviennent alors.	Ces crustacés à carapace bilobée bien visibles et fixés sur la peau de l'amphibien s'enlèvent facilement.	Ils sont retirés à la main. L'eau des aquariums est changée régulièrement après traitement. Les bains d'eau salée et les bains d'ivermectine pendant 30-60 min sont utilisables. Le lufénuron a été testé sur des têtards qui se sont métamorphosés 4 semaines après traitement, sans séquelle.	WOLFE <i>et al.</i> , 2001 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.
	Les Pentastomides sont des parasites arthropoïdes adaptés aux poumons des reptiles et des amphibiens. En forme de langue, ils ont 4 crochets rétractiles dans leur région orale.	Un animal parasité ou milieu environnant sont des sources potentielles de pentastomides.	Le cycle parasitaire est direct ou indirect. Le développement comprend des œufs, des larves, des nymphes et des adultes. Les larves ont 2-3 paires de pattes et migrent le long des intestins de leur hôte intermédiaire pour s'enkyster dans les viscères où ils se transforment en nymphes.	La détérioration des surfaces respiratoires et digestives (hématophages et détritivores) peut induire une anémie, une hypoprotéïnémie et des infections secondaires. Les parasites contournent la réponse immunitaire de l'hôte en se recouvrant d'une substance mimant le surfactant pulmonaire.	On peut voir en transillumination les parasites pulmonaires, et par coelioscopie ceux du tractus digestif... Des œufs contenant des larves avec des pattes peuvent être trouvés dans les fèces ou lors de lavages trachéaux ou gastriques. Attention, les pentastomides sont des agents zoonotiques.	Le lévamisole ou le thiabendazole ou encore l'ivermectine sont recommandés chez les reptiles.	RILEY <i>et al.</i> , 1999.
	Larves de Trombiculidés (Aoûtats), <i>G/Hannemania</i> .	Le milieu extérieur (larves ne survivant pas à l'intérieur) et les autres animaux infestés sont des sources de parasites.	Les larves de couleur jaune-orangée s'attachent à la surface de l'hôte, et se nourrissent de tissus dissous via leur stylostome. Elles se détachent ensuite et finissent leur cycle à l'extérieur.	On voit des vésicules oranges plus ou moins grosses sur le ventre et l'intérieur des pattes des amphibiens terrestres. Quelques mortalités ont été rapportées (mise en cause des traitements).	Le diagnostic est évident à l'observation. Des grattages sont possibles pour mettre les parasites en évidence. On trouve des œufs dans les fèces d'amphibiens, mais ce sont souvent des œufs de trombiculidés à mode de vie libre absorbés avec la nourriture.	L'ivermectine PO, percutanée ou en bains est efficace. Il faut traiter chaque semaine pendant au moins 12 semaines.	WRIGHT, 1996 ; SLADKY <i>et al.</i> , 2000.
	Les tiques sont rares chez les amphibiens. <i>Amblyomma dissimile</i> est commune avec les reptiles.	Les animaux s'infestent à partir du milieu extérieur.	Des stades larvaires différents sont fixés sur le revêtement cutané de l'animal et se nourrissent de son sang. Ils tombent ensuite.	Les affaiblissements/anémies sont rares. Par contre les tiques sont vecteurs d'hétoparasites, de virus et de bactéries pathogènes.	Les tiques sont visibles sur l'animal.	Les tiques sont retirées à la main. L'administration d'ivermectine en percutané les tue.	BURRIDGE <i>et al.</i> , 2003.
	Insectes : puces (larves de <i>Batrachomya mertensi</i>) et Diptères (<i>Bufolecillia</i> sp.) sont les seuls organismes à parasiter les amphibiens.	Des insectes adultes viennent pondre sur les amphibiens.	Des larves parasites se développent sur des plaies (myiases rares). Les larves de <i>Bufolecillia</i> sp. sont très dévastatrices.	L'infestation par les larves de <i>Bufolecillia</i> sp. provoque dyspnée, anorexie puis mort (elles se nourrissent de l'amphibien). L'infestation de	Les larves d'insectes sont collectées à partir de raclages ou de biopsies de lésions actives.	Les larves sont retirées à l'aide d'une pince (le lavage des plaies à l'eau oxygénée est utile). Le lévamisole ou l'ivermectine dilués	VOGELNEST, 1994 ; WRIGHT, 1996 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001.

				la rainette céruléenne par <i>Batrachomya mertensi</i> se manifeste par une inflammation de la membrane tympanique.		appliqués directement peuvent être efficaces. Une très courte exposition au dichlorvos (toxique pour l'amphibien !) peut l'être aussi.	
--	--	--	--	---	--	--	--

Tableau XVI : Principaux antiparasitaires (noms, posologies, voies d'administrations, spectres) utilisables chez les amphibiens (CRAWSHAW, 1992 ; IGLAUER *et al.*, 1997 ; WRIGHT et WHITAKER, 2001 ; WILLIAMS, 2002)

Antiparasitaires	Posologie/durée du traitement	Voies d'administration*	Parasites visés	Commentaires
Acriflavine	0,025% pendant 5 j changé toutes les 24h	Bains	protozoaires externes	
Bleu de méthylène	2 mg/L pendant plusieurs j	Bains	protozoaires externes	
Chlorure de sodium	10-25 g// pendant 10 min	Bains	protozoaires externes	ne pas dépasser le temps
Fenbendazole	100 mg/kg tous les 15j	PO	Nématodes	
	50 mg/kg/j tous les 3-5j	PO	Nématodes résistants	
Formalin 10%	1,5 ml/L pendant 10min tous les 2j	Bains	protozoaires externes	Toxique
Formalin 0,5-1%	?	topique	trématodes monogènes (<i>Polystoma</i> , <i>Gyrodactylus</i>)	Toxique
Ivermectine	0,2-0,4 mg/kg tous les 15j	PO, IM, SC	Nématodes et Arthropodes	Toxicité d'espèce
	2 mg/kg	Percutané	Nématodes et Arthropodes	Toxicité d'espèce
	10 mg/L pendant 30-60 min	Bains	Nématodes et Arthropodes	Toxicité d'espèce
Lévamisole	8-10 mg/kg tous les 15-21 j	PO, IM, ICe, topique	Nématodes, Pentastomides, Myiases	Toxicité de surdosage
	12mg/L, 5L/animal pendant 4j et refait 10-15j après	Bains	Nématodes	Toxicité de temps de contact
Lopéramide	50 mg/kg 3 j de suite	PO	Acanthocéphales	
Métronidazole	10 mg/kg 1fois/j pendant 5-10j	PO	Flagellés	
	100-150 mg/kg tous les 15-21j	PO	suspicion d'amibiase	
	50 mg/kg/j pendant 3-5j	PO	amibiase confirmée	
	5g/Kg de nourriture 3-4 repas	PO	Têtards et larves	
Paramomycine	50-75 mg/kg/24h	PO	amibiase	
Permanganate de potassium	7 mg/L pendant 5 min tous les j jusqu'à effet	Bains	protozoaires externes	
Praziquantel	8-24 mg/kg tous les 7 à 24j	PO, SC, ICe, percutané	Trématodes et Cestodes	
Sels de mer	10-25 g// pendant 5-30 min	Bains	parasites externes	
	10 mg/L pendant 3h tous les 7 à 21j	Bains	Trématodes et Cestodes	
Sulfate de cuivre	500 mg/L pendant 2 min tous les j à effet	Bains	protozoaires externes	
Sulfate de quinine	30 mg/L pendant 1h	Bains	hémoprotzoaires	
Sulfadiazine	132 mg/kg tous les j	?	potentiellement les coccidies	
Sulfamethazine	1g/L refait tous les j	Bains	potentiellement les coccidies	
Thiabendazole	50-100 mg/kg tous les 15j	PO	Nématodes cutanés	stressant
	0,1 g/L 4 j puis refaire 10-15j après	Bains	Nématodes cutanés	stressant

* : PO=PerOs, ICe=Intra Coelomique

2. Deuxième partie : Travail personnel, visites et suivis sanitaires d'élevages d'instituts de recherche utilisant le modèle « xénope »

2. 1 Comparaison zootechnique de plusieurs élevages de xénopes

2. 1. 1. Problématique

Différents Instituts de recherche en biologie cellulaire et moléculaire utilisent les xénopes en tant que modèles expérimentaux. Ils élèvent différentes espèces de xénopes. Les plus nombreux sont les *Xenopus laevis* car leurs ovocytes constituent le matériel de choix pour les expériences de transgène. La plupart de ces laboratoires essaient de développer l'élevage de *Xenopus tropicalis*, modèle aux caractéristiques plus avantageuses.

Ces amphibiens sont élevés en grand nombre depuis quelques dizaines d'années pour remplir des objectifs de production et semblaient solides et faciles à maintenir. Cependant des chutes de production et des mortalités de plus en plus importantes ont été enregistrées. Ces événements ont motivé les scientifiques à s'intéresser à la santé de leurs xénopes et notamment aux infections présentes dans leurs élevages. Si les résultats étaient variables concernant les *Xenopus laevis*, une dominante pathologique était récurrente chez les *Xenopus tropicalis* : des mycobactérioses. C'est ainsi que tous les *X. tropicalis* d'un élevage étaient euthanasiés, un traitement médical étant inapplicable à cause du potentiel zoonotique des mycobactéries. Malgré un intérêt tout particulier porté au modèle *X. tropicalis*, son maintien en élevage devenait donc difficile. C'est essentiellement ce problème qui a motivé une intervention vétérinaire dans ces différents élevages.

Seuls les vétérinaires de la Direction des Services Vétérinaires (DSV) viennent contrôler régulièrement ces élevages. Ils évaluent les aspects sanitaires et sécuritaires des locaux, mais n'ont généralement pas les connaissances requises en élevage et pathologie des amphibiens. Des vétérinaires praticiens en clinique aidés de biologistes ont initié des bases de diagnostic et de traitements. Ces démarches ont été longues et pas toujours fructueuses.

Mon travail a consisté en l'étude des conditions d'élevage et des maladies présentes dans ces élevages.

L'objectif premier était d'aider ces élevages à résoudre leurs problèmes de mortalité.

Pour y parvenir nous avons d'abord cherché les défauts zootechniques et les améliorations à apporter aux conditions d'élevage des xénopes de ces Instituts, après les avoir synthétisées.

Puis nous avons établi des diagnostics et instauré des traitements lorsque c'était possible.

Enfin, lorsqu'il était impossible de traiter les problèmes lors des visites, des xénopes de certains Instituts étaient donnés pour subir des examens médicaux au laboratoire vétérinaire de la Ménagerie du Jardin des Plantes (2.2).

2. 1. 2. Matériel et Méthodes

Trois sites d'étude français ont été choisis et un site belge a été inclus par la suite. Ils seront présentés de façon anonyme. Ils ont fait l'objet d'une visite sanitaire et deux des sites français ont fourni des xénopes pour les examens.

Il existe de nombreux laboratoires en France qui utilisent des xénopes, mais peu qui les élèvent. Le centre d'élevage A est devenu en 1999 le centre unique d'élevage de xénopes au niveau national, afin d'éviter la multiplication de petits élevages qui deviendraient coûteux pour la communauté scientifique travaillant sur ce modèle. Il existe néanmoins deux centres d'élevage « miroirs » : le centre d'élevage B et le centre d'élevage C.

Le premier visité était le centre d'élevage C. Ses 1500 xénopes servent pour l'essentiel aux recherches réalisées par les chercheurs du laboratoire et un peu à la vente. Ils ont actuellement des *X. laevis* et un nouveau lot dans une nouvelle animalerie de *X. tropicalis*. Une nouvelle livraison (NASCO, USA) après euthanasie de l'ancien stock de *X. tropicalis* (provenant du centre d'élevage A) est arrivée au début Août 2005.

Le deuxième site visité était le centre d'élevage B. Ses xénopes ne sont destinés qu'à sa propre utilisation. Il possède des *X. laevis*, des *X. tropicalis* et une animalerie « collection » regroupant diverses autres espèces de xénopes.

Enfin le troisième site visité était le centre d'élevage A. Il regroupe 4000 animaux et s'intègre à une plateforme technologique de transgénèse, comme les deux premiers sites. Il est surtout orienté vers la vente et la création de lignées transgéniques. Il possède aussi des *X. laevis*, des *X. tropicalis* (les ventes étaient interrompues lors de la visite) et une animalerie « collection ». Un dernier site a récemment été visité. Il s'agit du centre d'élevage D en Belgique, l'élevage de *X. tropicalis* allant être euthanasié suite à une épizootie de mycobactériose.

Les animaleries de ces laboratoires ont d'abord été visitées. L'objectif de ces visites d'élevage était de repérer les points sensibles parmi les conditions d'élevage, pour lesquels toute variation pouvait entraîner un problème sanitaire éventuellement correctible (établissement de points de contrôle).

Les élevages ont été identifiés et leurs objectifs (vente, utilisation sur place...) définis. Cela a permis de recueillir plus particulièrement certaines données zootechniques concernant les conditions et méthodes d'élevage. Nous avons retenu **l'agencement des locaux** : taille des salles, nombre d'animaux et de bacs, disposition des bacs, équipements, aération, éclairage, chauffage, ambiance générale ; **les caractéristiques du logement des xénopes** : contenance des bacs, types de bacs et leur décoration, charge animale par bac, type de circuit d'eau, provenance de l'eau, les filtres et la méthode et la fréquence des changements d'eau.

L'application de tests de contrôle de la qualité de l'eau évalués avec quels outils ont été notés, et certains **paramètres de la qualité de l'eau** ont été mesurés : température de l'eau, pH, concentration en nitrites/nitrates, en chlore et dureté totale de l'eau. La température était mesurée, puis le pH, la dureté et l'excès de nitrites/nitrates de l'eau ont été évalués avec des bandelettes TETRA TEST 5.1 ND (**fig : 21**), dans tous les bacs d'une pièce lorsque c'était possible. Pour les méthodes d'élevage, nous avons décrit une partie **alimentation** : type de denrées alimentaires, quantité distribuée et fréquence de distribution ; **les protocoles de reproduction** : ponte « naturelle », manipulation et fréquence des pontes ; **les protocoles de gestion sanitaire et médicale** : effectifs, méthodes d'identification, nettoyage/désinfection des bacs, prophylaxies médicales, gestion des malades, autopsies et analyses.

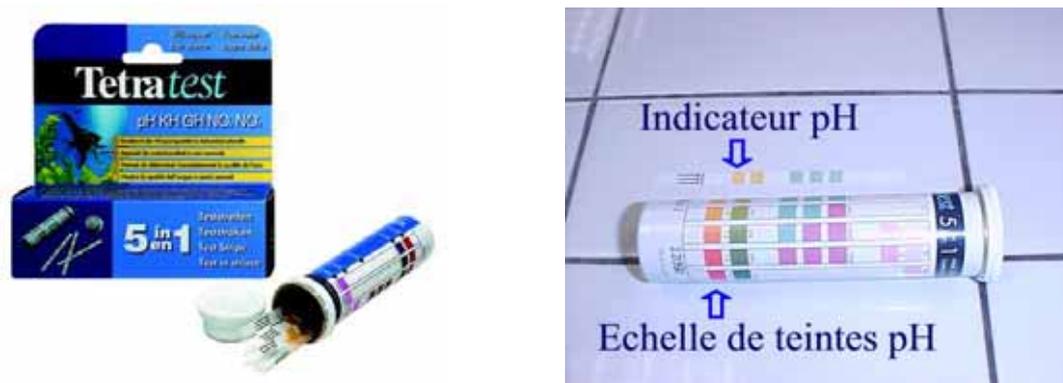


Figure 21 : Tétratest 5.1 ND, bandelettes colorées évaluant cinq paramètres de l'eau
(photo CLEMENT, 2005)

Enfin les dominantes pathologiques de chaque site ont été exposées. Les examens médicaux pratiqués sur des échantillons d'animaux particuliers aux élevages A et C font l'objet de la partie suivante (2.2).

2. 1. 3. Résultats

2. 1. 3. 1. Les élevages du centre d'élevage C

Introduction

Le centre d'élevage C maintient environ 1500 *X. laevis*. Les spécimens adultes proviennent essentiellement du centre d'élevage de xénopes de Montpellier et sont renouvelés par les reproductions internes. Il y a quelques lots provenant de Xenopus Express (société de vente). Le laboratoire avait un élevage de *X. tropicalis* dont la totalité des animaux a été euthanasiée suite à une épizootie de mycobactériose. Les *X. laevis* ont subi des épisodes de mortalités accrues et des agents pathogènes ont parfois été identifiés (nématodose en 2003).

Le responsable des animaleries avait remarqué une chute de ponte de certaines femelles *X. laevis* au printemps précédent et souhaitait savoir quelle en était la cause.

La présence de deux salles abritant les mêmes espèces mais élevées dans des conditions différentes, permet par comparaison de repérer les points sensibles qui peuvent influencer sur le bien être des animaux et indirectement sur l'augmentation des taux de mortalité.

Les informations retenues durant la visite apparaissent en Annexe 2.

Logement/ambiance

Les xénopes adultes occupent trois salles, dont une en cours de préparation pour recevoir des *X. tropicalis*, et les têtards deux salles. Deux animaliers s'occupent de leurs soins quotidiens et fournissent pontes et têtards aux chercheurs. Les orientations de recherche nécessitent différentes productions. Les pontes des adultes élevés dans une **salle neuve** sont vendues aux chercheurs d'un laboratoire cosmétique. La plupart des travaux concernent les processus régissant la métamorphose des amphibiens. Des lignées d'adultes transgéniques créées par ce laboratoire sont entretenues et logées dans la **salle neuve**.

De nombreuses femelles *X. laevis* pondueuses occupent la **salle commune**. Des anguilles et des axolotls occupent quelques aquariums. Les *X. tropicalis* étaient logés dans cette salle.

Salles « xénopes adultes »

Les conditions d'élevage sont très différentes entre les deux salles (cf. **Annexe 2**).

La **salle neuve** est plus moderne que celle **commune**, dont les installations sont très vétustes. Cette **salle neuve** est confinée (un sas à l'entrée, pas d'autre ouverture sur l'extérieur, une source d'eau contrôlée provenant d'un réservoir et un circuit d'eau recirculant) alors que la **salle commune** est très accessible (plusieurs portes et fenêtres, eau de ville à filtration peu efficace approvisionnant un circuit ouvert).

Dans la **salle neuve**, des points de contrôle existent pour la température, le pH, la dureté et les concentrations en nitrates et nitrites de l'eau. Ils sont irréguliers ou inexistant dans la **salle commune** et les paramètres d'élevages fluctuent quand ils sont régulièrement contrôlés.

L'ambiance de la **salle neuve** est meilleure que celle de la **salle commune**.

Salles « têtards »

L'élevage des têtards est très différent de celui des adultes. Ils grandissent et changent tous les jours de bac. Ils sont beaucoup plus sensibles au stress et au manque d'oxygénation. Cet élevage de têtards ne présente pas de problème particulier.

Les méthodes d'élevages

Alimentation

Des aliments industriels pour poissons (granulés et paillettes) de taille adéquate sont distribués en quantité suffisante à tous les xénopes, quotidiennement ou trois fois par semaine selon leur stade de développement. Quelques proies vivantes (larves d'*Artémia sp.*), réfrigérées (larves de chironomes) ou du cœur de bœuf sont distribuées une fois par semaine.

Le type d'aliments, leur composition et leur fréquence de distribution ont été étudiés pour optimiser l'état général et le potentiel de production des têtards, des jeunes métamorphosés et des adultes.

Reproduction

Il existe un protocole pour induire les pontes, par injection d'hCG dans les sacs lymphatiques dorsaux, chez les femelles et éventuellement chez les mâles. Certaines femelles sont « pressées » pour obtenir une ponte, manœuvre stressante. Les femelles ne sont pas induites plus de deux fois par an et les pontes semblent être de bonne qualité.

Gestion sanitaire et médicale

Les xénopes de la **salle neuve** sont identifiés (certains portent même des transpondeurs), dénombrés et ont un suivi régulier. Dans la **salle commune**, seuls les bacs sont identifiés, le comptage est intermittent mais il existe un suivi de reproduction.

Il existe des cahiers journaliers d'entrées et de sorties pour les deux salles.

Les mesures de nettoyage et désinfection des aquariums sont inégalement appliquées. Les aquariums sont nettoyés et désinfectés à l'eau de Javel lorsqu'un lot de xénopes change d'aquarium, mais seule la **salle neuve** possède des tube U.V inclus dans le circuit d'eau.

Les animaux malades sont euthanasiés. Un système de quarantaine, l'application de prophylaxies et de traitements médicaux sont inexistantes.

Problèmes rencontrés, dominantes pathologiques

Une étude des taux de mortalité (assortis des causes) a été menée durant un an (2003-2004) dans les **salles neuve et commune**. Il y avait en moyenne un mort par mois dans la **salle commune** et à peine un mort tous les quatre mois dans la **salle neuve**. Les animaliers attribuent cette inégalité aux différences existant entre les conditions d'élevage des deux salles.

Certains *X. tropicalis* malades ont subi des examens au laboratoire vétérinaire de la Ménagerie du Jardin des Plantes, et c'est ainsi que des mycobactéries ont été identifiées en 2004 et des nématodes intra-coelomiques en 2005 (*voir 2.2*).

Les *X. tropicalis* contaminés par des mycobactéries étaient dans la **salle commune**. Ils étaient élevés dans les mêmes conditions que les *X. laevis*.

Une nouvelle salle vient d'être préparée pour accueillir les futurs *X. tropicalis*. La température de cette nouvelle salle est contrôlée et les batteries d'aquariums sont les mêmes que celles de la **salle neuve**. Normalement le circuit d'eau aurait dû être de type ouvert avec seulement un grand bac de réserve supérieur avec un écoulement d'eau gravitationnel (une erreur à la livraison ou une absence de savoir faire...). Cela aurait permis de stabiliser les paramètres d'élevage tout en évitant une communication entre les aquariums lorsque l'eau qui a traversé tous les aquariums circule à nouveau.

Bilan et perspectives pour l'élevage

Dans ces élevages, le personnel est très compétent en aquariophilie et a un réel souci du bien-être de leurs animaux.

Les paramètres d'élevage (température et qualité de l'eau surtout) de la **salle commune** sont difficiles à maîtriser par la vétusté des installations obéissant à des normes d'élevage largement dépassées. Néanmoins, pour des raisons budgétaires, les taux de mortalité sont acceptables par rapport aux objectifs de production chez les *X. laevis*.

L'euthanasie de la totalité de l'élevage de *X. tropicalis* a provoqué la décision d'installer une nouvelle salle dont les paramètres seraient mieux contrôlés. Les mycobactéries semblent devenir pathogènes chez des animaux immunodéprimés, stressés. C'est pourquoi l'amélioration des paramètres d'élevage devient nécessaire. Ces xénopes ont une grande importance car ils seraient les modèles animaux à utiliser dans les futurs projets de recherche.

Cette euthanasie totale aurait peut-être été évitée s'il existait un suivi médical des élevages.

Il serait intéressant d'instaurer des autopsies systématiques sur chaque animal mort avec des prélèvements d'organes suspects. Il faudrait aussi pouvoir isoler les animaux issus de bacs potentiellement infectés (bacs infirmerie). L'investissement dans divers traitements serait à instaurer par la suite.

2. 1. 3. 2. Les élevages du centre d'élevage B

Introduction

L'Unité de recherche possède environ 1500 spécimens, base de diverses expérimentations dont la validité pourrait être discutable s'ils sont malades.

Il existe quatre animaleries différentes réparties en trois locaux. Ces pièces fermant à clef sont sous la responsabilité d'un animalier. La comparaison entre pièces est difficile car elles abritent différentes espèces de xénopes. La synthèse et l'analyse des conditions d'élevage et des maladies ont été faites pour chaque espèce/animalerie.

Les données complètes de la visite de cet élevage sont regroupées en **Annexe 3**.

Logement

La première animalerie (salle 1) est une petite pièce regroupant environ 300 *Xenopus tropicalis* (trois origines différentes : Adio, Adio F1 –issues de reproductions internes- et Uyéré) et une vingtaine de *Xenopus ruwenzoriensis* et *Xenopus boumbaensis*

Cette salle s'ouvre sur l'**animalerie « collection » (salle 2)** comprenant environ 300 spécimens de différentes espèces : *X. laevis* croisés, *X. pygmaeus*, *X. wittei*, *X. andrei longyi*, *X. borealis*, *X. ruwenzoriensis*, *X. clivii*, *X. amieti*... Certains xénopes transgéniques sont aussi présents, dont une partie inutilisée (le chercheur s'en occupant est parti) va être euthanasiée.

La dernière pièce contient deux aquariums à truites (200L chacun) de *X. laevis* à **l'engraissement (salle 3)**

L'animalerie dite « commune » (salle 4) regroupe les *X. laevis* en production. Elle contient environ 300 individus provenant de Rennes, de la société Xenopus Express, de NASCO (Etats-Unis) et produits sur place.

La dernière salle stocke les **animaux transgéniques (salle 5)**. Une petite pièce contenant un réfrigérateur, de la nourriture et des étagères la précède.

Elle contient environ 250 xénopes transgéniques, dont une partie est élevée dans des aquariums en verre alimentés par la même source d'eau, et une autre dans des petits bacs en plastique (modulos). Il y a un grand manque de place dans cette salle.

Il y a des **têtards** dans toutes les salles.

Tous les aquariums sont anciens et des algues brunes couvrent leurs parois (établissement d'une obscurité rassurante...).

Ils sont alimentés par de l'eau de ville filtrée dès son entrée dans les circuits ouverts. Les **salles 1, 3, et 5** ont des réservoirs de stockage de l'eau avant son entrée dans les circuits (déchloration).

Toutes les salles ont un système pour régler la température (climatiseur, résistances dans les réservoirs d'eau), mais ils ne sont pas assez efficaces car elle varie. Tous les xénopes sont élevés à environ 21°C dans une eau dure, paramètres respectivement trop froid et trop élevé pour les *X. tropicalis* et certaines espèces de xénopes de la **collection**.

Les paramètres de qualité de l'eau (température, pH, dureté, concentrations en nitrates et nitrites) sont rarement mesurés (normalement tous les trois mois) et jamais dans tous les

aquariums, sauf lors de problème pathologique. Le matériel de mesure utilisé (bandelettes Tétratest ND) est peu précis.

Les méthodes d'élevage

Alimentation

Les xénopes des **trois premières pièces** et de la **salle transgéniques** sont nourris de la même façon, ainsi que les mâles de **l'animalerie commune**. Par contre les femelles pondeuses *X. laevis* de **l'animalerie commune** (beaucoup plus grosses) sont nourries avec de gros granulés.

Les rations des têtards ont été variées. La plus efficace pour optimiser leur potentiel de croissance contenait des granulés MAZURI AQUATIC 3ND mixés (**Annexe 4**). Pourtant les têtards sont phytoplanctoniques (granulés préparés pour adultes carnivores). Des particules trop grosses entraînaient la mort lors de l'absorption ou n'étaient pas ingérées par les têtards. La soupe d'orties non filtrée n'était pas bien consommée pour la même raison. La soupe d'orties bien mixées enrichie en larves d'*Artémia sp.* fraîchement écloses et nageant en surface, n'étaient pas consommées chez les très jeunes têtards qui, s'équilibrant peu, n'arrivaient pas à les attraper. Finalement l'animalier a testé les infusoires de soupe d'orties (riches en microorganismes) chez les très jeunes têtards et obtient une grande quantité de jeunes métamorphosés.

Reproduction

Il existe des protocoles pour induire les pontes chez toutes les femelles xénopes. Les doses des injections d'hCG dans les sacs lymphatiques dorsaux sont différentes suivant les espèces. Quelques femelles sont mortes ces derniers mois après que ces injections ont été pratiquées par des personnes inexpérimentées.

Les xénopes les plus difficiles à reproduire sont les *X. tropicalis* et les *X. ruwenzoriensis*.

Gestion sanitaire et médicale

Les effectifs de xénopes adultes sont identifiés et suivis. Les têtards ne le sont pas du tout. Les nettoyages et désinfections sont peu pratiqués, alors qu'il existe un isolement des animaux malades.

Des aquariums « quarantaine », ainsi qu'une table d'autopsie sont situés dans la **salle commune**. Un cahier de comptes-rendus d'autopsies (voir **Annexe 5**) existe et est à jour. Les prélèvements effectués ne sont pas toujours pertinents et le responsable de l'élevage ne désire pour l'instant pas investir dans l'analyse des prélèvements.

Il n'existe pas de prophylaxie médicale, mais des traitements médicaux empiriques sont instaurés.

Dominantes pathologiques et traitements effectués

Pièce *X. tropicalis* : il n'y a pas eu de cas clinique ces trois derniers mois, mais quelques animaux (une dizaine) ont des tâches noires. En octobre 04, il y a eu cinq morts inexplicables dans le bac des *X. boumbaensis*, et un traitement empirique au furanol (nifurpirinol) deux fois à deux jours d'intervalle a été administré.

Pièce « collection » : Un lot de 30 femelles *X. tropicalis* provenant de Genève le 9/02/05 a été introduit dans cette pièce et semble bien s'acclimater. Elles ont été induites par injection d'hCG deux semaines après.

Un *X. laevis* a été trouvé mort dans son aquarium le 8/02/05, et a été autopsié. Il ne présentait aucune lésion macroscopique. Des prélèvements de foie, rein, rate, cœur, muscle, peau ont été préparés pour analyse histologique. Il y avait un animal gonflé dans le même aquarium, et trois autres dans des aquariums différents qui le sont depuis quelques mois, mais dont le niveau de vie n'est pas affecté.

Il y a de fortes disparités dans la taille des xénopes de certains aquariums présentant une vingtaine d'individus du même âge et élevés ensemble. Ces retards de croissance ne semblent pas affecter les plus petits animaux. Néanmoins, il y a des batailles et des morsures lors du nourrissage.

Une dizaine d'animaux sont morts de maladies/cause inconnue au cours de ces trois derniers mois.

Pièce population *X. laevis* férale : il n'y a pas de cas clinique. Ces xénopes proviennent d'une population férale, animaux captifs échappés dans le département des Deux-Sèvres, et en croissance.

Salle commune : Un aquarium est voué à l'isolement (infirmerie).

Une dizaine d'animaux ont été trouvés morts ces six derniers mois, dont une majorité provenait du même lot de Xenopus Express. Quelques animaux sont maigres dans cette salle. Cette salle a le taux de mortalité le plus important.

Salle transgéniques : Il y a régulièrement des cas de « red leg » dans cette animalerie. Malgré l'administration de Bleu de Méthylène 10 % et de tétracyclines dans la nourriture pour tous les animaux de la salle, on observe une mortalité dans quatre aquariums au moment de la visite.

La semaine suivante quatre autres aquariums et un ayant précédemment eu des morts contenaient des animaux malades (un à deux par bac). Parmi ces derniers, un seul présentait des palmures rouges et déjà rognées mais tous avaient de l'emphysème sous-cutané des pattes postérieures et plus ou moins du reste du corps, les faisant flotter à la surface. La plupart des xénopes atteints sont de petite taille.

Du Bleu de Méthylène 10% a été mis dans ces aquariums et des tétracyclines ajoutées aux aliments. Une grenouille a été isolée.

Deux jours après il n'y avait plus de signes cliniques dans certains aquariums traités, mais persistance sur un animal d'un aquarium traité. L'emphysème s'est en partie résorbé chez la grenouille isolée.

Trois autres aquariums non traités ont un à deux xénopes atteints. Deux autres xénopes sont isolés dans des petits aquariums avec du Bleu de Méthylène 10%. Une odeur de chlore se dégage du réservoir et la pompe brassant cette eau a été accélérée.

Bilan et perspectives pour cet élevage

Nous avons remarqué le sérieux de l'animalier qui a un réel souci de bien-être concernant les animaux. Ces derniers sont vraiment élevés dans de bonnes conditions, par rapport aux moyens dont le laboratoire dispose.

Les cahiers d'entrées-sorties sont présents dans toutes les salles. Les cas cliniques sont notés et peu nombreux. Un coin d'autopsie a été aménagé pour les xénopes, des prélèvements ont été effectués, mis dans du formol 10 % et conservés au réfrigérateur et le cahier d'autopsie est bien rempli.

Un test de qualité de l'eau est effectué tous les trois mois (pH, GH, nitrates, nitrites).

Nous avons regretté :

- L'absence d'une salle infirmerie permettant l'isolement des individus en contact avec un malade et le nettoyage (retrait des algues sur les parois qui peuvent servir de substrats à divers agents infectieux dans ce cas) et la désinfection (Eau de Javel convenant très bien) de leur aquarium d'origine.
- La qualité incertaine de l'eau. Le pH et la dureté de l'eau ont chacun une même valeur dans les différents aquariums abritant différentes espèces de xénopes. Pourtant les *X. laevis* vivent plutôt dans des eaux à pH 7,5-8,5 et GH 11-12° (valeurs obtenues dans cet élevage) alors que les *X. tropicalis* préfèrent les eaux à PH 6,5-7 et à GH 3-4° (valeurs obtenues dans les forêts pluviales). N'ayant pas de mortalité accrue chez les *X. tropicalis*, monter un aquarium test avec un mélange d'eau (moitié eau de ville, moitié eau déminéralisée nécessitant un filtre), et/ou ajouter des tanins (feuilles de chêne) pour diminuer le pH de l'eau pourrait être testé. L'effet escompté serait une amélioration de la qualité de vie, mesurée par une amélioration des performances reproductives par exemple. Nous ajouterons que les bandelettes Tétratest ND sont des bandelettes colorées aux résultats parfois très peu précis. Il serait peut-être intéressant d'avoir un test chlore (chloramine ?) pratiqué avant et après passage des filtres. Un autre filtre installé à la sortie des cuves de réserve et avant les goutte-à-goutte pourrait être judicieux.
- Les retards de croissance dans la salle « collection ». On note une grande disparité de taille entre les xénopes issus d'une même ponte et partageant le même aquarium. Il faudrait refaire des lots en regroupant les animaux les plus petits ensemble et les animaux les plus gros ensemble. Une reprise de la croissance des petits serait attendue.
- Les pontes des *X. laevis* de qualité inégale. Les femelles pondent trois fois par an au lieu d'une. La fréquence des atteintes de l'appareil génital constatée lors d'autopsies (7/17, voir Annexe 5) est élevée. Il faudrait essayer de ne faire pondre chaque femelle que deux fois par an.
- Les aquariums de têtards disséminés.

Malgré la vétusté des locaux, cet élevage est bien entretenu. Une seule personne s'occupe réellement de tous les xénopes, minimisant le nombre de manipulations stressantes et éventuellement de transfert mécanique d'agents pathogènes d'un aquarium à l'autre.

Une nouvelle pièce devrait permettre le regroupement des têtards.

La salle des xénopes transgéniques subit actuellement un épisode de pathologie. Pour savoir si les signes cliniques sont d'origine infectieuse, quelques malades pourraient être donnés au laboratoire vétérinaire de la Ménagerie du jardin des Plantes pour subir des examens. Dans l'attente des résultats, les traitements au Bleu de Méthylène 10 % (faible pouvoir désinfectant mais surtout anti-fongique) et aux Tétracyclines (seulement dans la nourriture) pourront être continués. Les animaux touchés devront être isolés et leurs aquariums nettoyés et désinfectés. L'idéal serait d'instaurer un traitement antibiotique adapté (après avoir fait un antibiogramme et en administrer une quantité précise et pertinente) contre l'épisode de « red leg » probablement en cours, avec l'accord des responsables de l'élevage.

Des xénopes soumis à des performances productives sont plus fragiles. Il est nécessaire de surveiller leur état général pour avoir un bon matériel de travail et ne pas voir tout l'élevage disparaître à cause d'une épizootie.

2. 1. 3. 3. Animaleries de *X. tropicalis* et *X. laevis* du centre d'élevage A

Introduction

Ces élevages ont été visités du 28/02/05 au 11/03/05.

Les animaleries sont gérées par une technicienne en génétique (gestion des élevages et expériences de transgénèse depuis cinq ans) aidée par une éthologue et une animalière s'occupe de l'entretien quotidien.

Les deux élevages existent depuis dix ans environ mais des problèmes de maintenance les décimant ont mobilisé l'attention des responsables depuis trois ans.

Les animaleries se divisent en une pièce « collection », une pièce élevage de *X. laevis* (la plus grande) et deux pièces (l'ancienne animalerie et celle expérimentale) de *X. tropicalis*. Elles comprennent environ 4000 animaux. La synthèse et l'analyse des conditions d'élevage et des maladies dans cet élevage sont compliquées par le nombre de xénopes et les problématiques différentes posées par les deux espèces élevées. Les recommandations ne pourront pas être généralisables à tout l'élevage.

Les données complètes de la visite d'élevage sont regroupées dans l'**Annexe 6**.

Logement

L'animalerie collection contient environ 270 spécimens répartis dans 28 aquariums issus de l'ancienne collection de M. Du Pasquier (la moitié est au centre A, l'autre moitié est au centre B). Elle contient des *X. laevis* croisés avec des *X. Gilli* (*X. LG*), des *X. ruwenzoriensis*, des *X. amieti*... Quelques reproductions ont lieu pour entretenir l'élevage. Aucun nouveau xénope n'entre dans cette animalerie et aucun xénope n'en sort vers un autre élevage.

L'animalerie *X. laevis* contient la majeure partie de l'effectif (**Annexe 7**). Les animaux sont rangés par aquarium de ponte et identifiés en fonction de leur élevage d'origine. Les têtards sont élevés dans des petits bacs équipés de bulleurs, à température ambiante et non reliés au circuit ouvert. Leur eau est changée quotidiennement (eau de ville laissée reposer 24h).

L'ancienne animalerie *X. tropicalis* est juste à côté de la salle *X. laevis*. Elle va bientôt être condamnée. Une **nouvelle animalerie *X. tropicalis*** s'organise depuis février 2004 et ne contient pas encore beaucoup animaux.

La température et l'aération sont des paramètres mal maîtrisés dans toutes les salles.

L'animalerie *X. laevis* est trop grande pour que son climatiseur soit efficace. Les radiateurs électriques présents dans les autres salles laissent la température fluctuer aux différentes heures de la journée et entre les différents aquariums. **L'animalerie collection** et les **animaleries *X. tropicalis*** n'ont chacune qu'une porte et pas de grille d'aération. L'eau se condense sur les tuyaux de **la salle collection**, alors qu'un ventilateur a été placé dans la **nouvelle animalerie *X. tropicalis***.

Les circuits d'eau sont ouverts et directement alimentés en eau de ville non filtrée, car la qualité de l'eau n'est pas remise en cause (l'eau de ville est traitée à l'ozone sur le site de cet élevage, pas au chlore).

La nouvelle animalerie *X. tropicalis* teste l'amélioration de certains paramètres d'élevage. Elle contient un circuit d'eau ouvert et un circuit d'eau fermé, quelques têtards sont élevés dans de l'eau de source Volvic (pH = 5) et certains aquariums ont des décors. Des paramètres de qualité de l'eau (pH, dureté, température et concentrations de nitrate, nitrites et chlore) sont mesurés chaque semaine par un laboratoire de chimie, avec des techniques précises.

Les méthodes d'élevage

Alimentation

Les xénopes adultes sont nourris avec des granulés pour truites trois fois par semaine, les jeunes métamorphosés avec des paillettes pour poissons un jour sur deux et les têtards avec de la soupe d'épinards mixée filtrée et des larves d'*Artémia sp.* tous les jours. Les quantités distribuées sont suffisantes et les restes enlevés après chaque repas.

Reproduction

Les protocoles utilisés sont efficaces pour les *X. laevis*, mais sont en cours d'élaboration pour les *X. tropicalis*. Des pontes ont été tentées à partir de xénopes de **la nouvelle animalerie *X. tropicalis***. Les œufs des premières pontes étaient non fécondables. Un choc thermique (4j à 21°C, injection d'hCG adjuvée puis remise à 28°C) a été tenté sur quatre grenouilles différentes qui n'ont jamais pondu. Il aurait été judicieux d'injecter de l'hCG à un plus grand nombre de femelles et de faire deux lots : un issu de la ponte saine, l'autre issu des animaux sortis de l'élevage infecté pour pouvoir comparer leurs performances. Seulement cela repoussait les manipulations de transgénèse suivantes à trois mois. Finalement, les quatre grenouilles ont reçu une nouvelle dose d'hCG deux semaines après et toutes ont pondu.

Gestion sanitaire et médicale

Il existe des cahiers d'entrées et de sorties pour chaque animalerie, sauf pour l'ancienne animalerie *X. tropicalis*. Cependant les nombreux changements de bacs et les manipulations par les chercheurs des nombreux *X. laevis* induisent des erreurs dans les comptes.

Exemple : Suivi d'une bonne ponte dans l'élevage

Nous nous sommes intéressés au lot RT 150103, têtards nés le 15/03/03 issus de l'accouplement entre une femelle de Toulouse née en 1993 et d'un mâle de Rennes né en 1998-99. Les têtards ne sont pas comptés et rarement estimés. Après deux mois d'élevage dans trois grands bacs différents, 921 jeunes métamorphosés sont récupérés. Le 9/03/05, le compte donne finalement 282 vendus, 300 euthanasiés mâles et xénopes trop petits, cinq morts d'une cause non identifiée et il reste actuellement dans l'élevage 310 animaux. Au total : 897 xénopes. Donc 24 ont disparu des comptes. De très nombreux changements de bacs ont eu lieu au cours de cette période (sélection, ré-allotement suite à des ventes...), donnant des erreurs de comptage et parfois des pertes non évaluées. En outre, certains mâles sont sacrifiés pour féconder des pontes (non référencés) et des femelles sont prélevées pour donner des ovocytes... pour les expériences de transgénèse des chercheurs sur place. Certaines sont rendues, d'autres succombent (non référencées). Pour mieux suivre ces animaux, le

congélateur contenant les cadavres pourrait être équipé d'une feuille référençant les morts déposés, et accessible aussi bien aux personnes s'occupant de l'élevage qu'aux chercheurs.

Seule la salle des *X. laevis* suit un protocole de nettoyage et désinfection des bacs. Des prophylaxies médicales antiparasitaires et anti infectieuses sont appliquées. Un processus de quarantaine n'est pas vraiment suivi. Des autopsies sont réalisées sur chaque mort, mais l'interprétation est difficile par manque de personnes compétentes présentes. Les responsables de l'élevage cherchent des laboratoires d'analyses compétents en examens des amphibiens.

Dominantes pathologiques

L'animalerie collection

Il existe des cahiers de mortalités. L'animalière essaye de noter tous les symptômes qu'elle voit. En constatant l'importance des pertes, une étude des taux de mortalité (TM) a été faite entre novembre 2001 et mars 2005 (voir **Annexe 8**), les évènements et les traitements concomitants y sont aussi inscrits. Il existe des pics lors d'accidents (mars 02, TM=5 %, 13 échappés accidentels ; janvier 04, TM=13 % concomitant d'un traitement contre les blattes). La découverte de nématodes dans les mues et dans des raclages cutanés (*Pseudocapillaroides sp. ?*) a provoqué l'utilisation de traitements anti-parasitaires. L'essai du Thiabendazole (Némapan ND) en novembre 01 a été peu convaincant car il provoque l'excitation de tous les xénopes et est concomitant de plusieurs pertes. Plusieurs traitements au Lévamisolé (12mg/L d'eau, 4L/xénope 7j de suite puis 7j à nouveau -IGLAUER *et al.*, 1997-) ont été suivis d'une régression des signes cliniques et d'une baisse significative de la mortalité. Ils n'ont pas semblé avoir les effets secondaires du Thiabendazole. Ils ont été initiés en juin 02, avril 03 et octobre 03, dès que les animaux produisaient beaucoup de mauvaises mues (petites, morcelées, en tas dans un coin de l'aquarium) et que les parasites étaient de nouveau mis en évidence (adultes, larves, galeries dans les mues).

Un traitement à l'Ivermectine pour-on a été décidé lors de la visite du Dr N. CHAI en juillet 04 pour essayer de déparasiter totalement les xénopes de ces nématodes. Il a été administré une quantité adéquate sur le ventre de chaque animal (environ 4000 car l'animalerie *X. laevis* était aussi touchée) en septembre 04. Cela a nécessité la mobilisation de plusieurs personnes pendant quelques jours et les quantités absorbées étaient très mal évaluées. Cependant des nématodes ont été trouvés dans les mues à nouveau en janvier 05. Néanmoins, c'est la première fois que le taux de mortalité est nul depuis quatre mois. Un nouveau traitement au lévamisolé a été entrepris le 3 mars 05. Suite à un début supposé de « Red leg », de la Terramycine ND (association d'oxytétracycline et de polymyxine B) et de la Gentamicine ont été administrées pendant 15 j dans des bacs douteux en février 05.

L'animalerie X. laevis

Le ratio est en faveur des mâles au moment de la visite. L'influence de la température est supposée.

Cet élevage est surtout destiné à la vente. Donc les animaux présents dans cette pièce regroupent les femelles reproductrices, les jeunes encore infertiles et tous les xénopes invendables. C'est pourquoi toute évaluation de l'état général des animaux est statistiquement impossible en raison des entrées et des sorties (vendus, improductifs/nuisibles euthanasiés). Certains bacs ont des xénopes déformés (scolioses importantes), tératogènes (absence d'yeux, membre manquant)... qui sont issus de différentes pontes. Ils sont bons reproducteurs mais sont invendables.

Certains bacs servent aux chercheurs (prélèvement d'ovocytes, pontes). Les fins de pontes non utilisées sont récupérées par l'animalière.

Il y a trois ans, les *X. laevis* étaient beaucoup plus nombreux (le double). Puis d'importantes mortalités sont survenues durant un épisode de « red leg » et de nématodose. L'administration de lévamisole, d'ivermectine et d'antibiotiques comme dans l'animalerie collection a semblé avoir amélioré la situation (aucun parasite visible dans les prélèvements fécaux effectués au cours de la première semaine). Depuis, en plus d'une gestion sanitaire, il y a une gestion médicale de cet élevage. Suite à quelques cas débutants supposés de « red leg », presque tous les animaux ont eu un traitement antibiotique (Terramycine ND + gentamicine). Un traitement au Lévamisole a été effectué la semaine suivante.

Malgré cela, des cas de « red leg » mortels se sont déclarés dans des bacs traités et non traités fin mars 05 dans cette animalerie. Des organes d'animaux atteints ont été prélevés et envoyés en laboratoire d'analyses médicales en vue d'analyses bactériologiques et mycologiques.

Les animaleries X. tropicalis

Lorsque les *X. laevis* étaient malades et subissaient une augmentation des mortalités, les *X. tropicalis* ne semblaient pas touchés par le même type d'agents infectieux (pas de « red leg » ni de nématodose diagnostiquées).

Les signes cliniques rencontrés étaient : Anorexie/amaigrissement, ulcères rostraux et sur les membres, « pustules » et griffes manquantes.

Une **étude de mortalité** à été entreprise à partir de janvier 02, ainsi que des analyses sur des animaux malades (voir **Annexe 9**). Il y avait à l'époque 800 animaux, et le taux de mortalité ne cessait d'augmenter. Un traitement antibiotique (Terramycine ND, gentamicine) a été entrepris en mars 02 (*Aeromonas hydrophila* isolée d'animaux malades en juillet 01). Malgré une rémission de quelques mois, le taux de mortalité a explosé en juin-juillet 02 (11%) pendant lesquels des traitements antibiotiques et antiparasitaires (lévamisole) ont été faits. Quelques animaux malades ont été apportés en Allemagne où des **analyses** ont été réalisées. Les résultats des recherches bactériennes ont été positifs pour la présence de *Aeromonas hydrophila*, *Proteus vulgaris*, *Citrobacter freundii* mais les bactéries étaient peu nombreuses. Des points noirs sur les hématies ont fait suspecter la présence de *Chlamydia sp.* qui n'a pas été confirmée. Les résultats des recherches mycologiques ont été négatifs pour *Batrachochytrium dendrobatidis*. Le docteur vétérinaire consulté leur a conseillé de mieux gérer les paramètres d'élevage.

En décembre 2002, il ne restait plus que 400 animaux. Après de nombreuses recherches, une **mycobactériose** a été détectée suite à l'envoi de prélèvements au Laboratoire Départemental Vétérinaire (LDV) entre juin et août 03. Des pontes ont renfloué l'effectif jusqu'en septembre 03 (900 animaux) mais en novembre 03, 413 xénopes en très mauvais état général ont dû être euthanasiés. Sur conseil de N.CHAI, la majeure partie de l'élevage a été euthanasiée (mycobactériose à potentiel zoonotique ; pas de traitement satisfaisant) en octobre 04 au laboratoire vétérinaire de la Ménagerie du jardin des Plantes et des prélèvements ont été envoyés pour une identification bactériologique (PCR à l'hôpital H. Mondor à Créteil).

Parallèlement une **animalerie expérimentale** permettant de tester les avantages d'un circuit fermé (stabilité des paramètres d'élevage) avait été mise en place dans une autre pièce. Cette pièce contenait aussi des bacs en circuit ouvert. En février 04, elle a accueilli **une ponte de X. tropicalis sortie de l'élevage infecté** et mise en incubateur en décembre 03. Alors que les mortalités continuaient dans l'ancienne animalerie, les animaux se développaient très bien dans la nouvelle.

Donc l'objectif d'optimiser les paramètres d'élevage semblait atteint et les animaux issus de la ponte, sains (mais il n'existe pas de détection de mycobactéries sur les xénopes sains). Cependant des impératifs de production et l'espace non utilisé dans la nouvelle animalerie a permis à des **animaux de l'animalerie infectée sans signes cliniques apparents (lot Sr**

160403) d'être introduits dans le circuit fermé en mars 04. Ces animaux chétifs ont très bien rattrapé leur retard de croissance (ils avaient un an et sont maintenant adultes et prêts à pondre) et n'ont présenté aucun signe clinique. Leurs frères et sœurs élevés dans l'animalerie infectée ont été décimés. Parallèlement et avec des variations de taux de mortalité exactement similaires, **le lot partageant le même circuit fermé (Lot Rs 031203) et issu de la ponte saine a été atteint** (voir Annexes 10 et 11). Il a très vite été mis dans la partie circuit ouvert, mais certains xénopes sont morts brutalement, d'autres avec des granulomes ou des ulcères cutanés (Annexe 12).

Bilan et perspectives pour cet élevage

L'animalerie collection

L'absence de contrôle des paramètres d'ambiance est sans doute très pénalisante. Il faudrait stabiliser la température de l'eau qui est celle du circuit de la ville et filtrer l'eau, puisque le circuit est ouvert. Toute modification des paramètres acido-basiques et électrolytiques est un facteur de stress chez les xénopes et peut conduire à une mauvaise osmo-régulation ainsi qu'être la porte d'entrée à diverses infections. Des travaux vont donc être entrepris pour établir un circuit d'eau fermé.

Les traitements antiparasitaires prophylactiques annuels semblent intéressants dans cet élevage. Le lévamisole peut être conservé, même si son spectre d'activité est inférieur à celui de l'ivermectine et en raison d'une plus grande facilité et innocuité d'utilisation.

L'animalerie X. laevis

Les variations de température sont encore plus importantes que dans la collection (12°C les matins de grands froids). Quelques grenouilles gonflent à cette occasion.

L'approvisionnement en eau de ville directement et sans aucun filtrage stresse les animaux et les rend plus sensibles aux infections. Donc, même s'il existe un/des agent(s) pathogène(s) à l'état enzootique dans cette animalerie, il est d'abord nécessaire de stabiliser les conditions d'élevage avant de le(s) chercher.

Des travaux vont être entrepris pour installer un circuit d'eau fermé (stabilisation des paramètres de l'eau malgré une recirculation possible d'agents pathogènes). Un traitement anti-parasitaire tous les six mois semble nécessaire en considérant la charge animale et ses antécédents pathologiques. L'alternance lévamisole-thiabendazole semble plus réalisable (pour varier les spectres antiparasitaires) que l'ivermectine seule. Par ailleurs tous les animaux commencent à être suivis dans leurs déplacements (traçabilité, norme ISO 9001).

Les animaleries X. tropicalis

Les installations permettant d'optimiser les conditions d'élevage dans la nouvelle animalerie améliorent la croissance des grenouilles. Par contre, la température est sans doute trop élevée et le protocole mal maîtrisé pour aboutir à une bonne reproduction des *X. tropicalis* dont le cycle est finalement très peu connu (et calqué sur celui de *X. laevis*).

L'idée de sortir une ponte de l'élevage infecté vers la nouvelle animalerie, milieu sain, semble être bonne, si toutefois des xénopes issus de l'élevage infecté ne sont pas réintroduits aussi dans le même circuit d'eau que cette ponte. Plusieurs hypothèses de contamination par les mycobactéries semblent possibles : des xénopes porteurs sains issus de l'élevage infecté rencontrent des xénopes naïfs qu'ils contaminent ; des biofilms de mycobactéries présents dans les canalisations en quantité suffisante contaminent des xénopes sensibles dans la nouvelle animalerie ; il existe une transmission verticale des mycobactéries à la ponte isolée. Cette dernière solution semble peu probable, car, parmi les xénopes issus de la ponte isolée, seuls les xénopes en contact avec des xénopes potentiellement malades ont des morts,.

Le peu de connaissances de l'épidémiologie de l'infection par des mycobactéries non agents de tuberculoses aquatiques pose un réel problème pour établir un plan de lutte. Leur présence est avérée dans l'eau de ville. Leur quantité est-elle à l'origine de signes cliniques ? Une mycobactériose est-elle contagieuse lorsqu'une grenouille est atteinte (justification de la condamnation d'un élevage) ? Est-ce que certaines grenouilles sont plus sensibles ou certaines souches de mycobactéries plus pathogènes, permettant l'apparition de la maladie ? Les xénopes sont-ils déjà sensibilisés par une autre cause primaire et contractent-ils secondairement une mycobactériose ?

Une volonté de sélection pour améliorer l'adaptation aux paramètres d'élevage et la résistance à la souche mycobactérienne porte sur une diminution de la température d'élevage.

L'âge de l'élevage est aussi mis en cause : il y a eu peu de nouvelles entrées et des problèmes liés à la consanguinité sont possibles.

2. 1. 3. 4. Elevages du centre d'élevage D (Belgique)

Introduction

Les élevages de *X. tropicalis* et *X. laevis* du centre d'élevage D ont été visités en situation d'urgence, car une infection par des mycobactéries avait été confirmée. L'euthanasie de tous les xénopes avait déjà commencé.

Ce centre d'élevage a uniquement été visité car il est suivi par des vétérinaires belges (ils n'étaient pas présents sur le site lors de la visite).

Logement, conditions d'élevage

Les locaux sont neufs (ils datent de deux ans). Il existe une salle abritant les *X. laevis* (environ 400) et une salle abritant les *X. tropicalis* (environ 150). Il existe aussi une salle de quarantaine et une salle spécifique pour la manipulation des *X. tropicalis*. Ces salles n'ont pas de fenêtre, fonctionnent sur une photopériode 12 : 12, ont des surfaces nettes facilement lavables et sont équipées de climatiseurs. Les salles contenant les *X. laevis* et les *X. tropicalis* n'ont aucun contact entre elles, si ce n'est par le personnel animalier.

Salle *X. laevis*

Les animaux sont contenus dans de grands bacs (200L) opaques en fibres de verre. Il y a au maximum 40 xénopes par bac. Le circuit d'eau est pour moitié ouvert et pour moitié recirculant. Le circuit est alimenté par de l'eau de ville qui passe d'abord par un filtre à charbon. Elle est ensuite filtrée par un système de trois filtres puis circule dans les bacs. Enfin, il y a un filtre biologique en bas des colonnes.

La température de la salle est maintenue par un climatiseur à 21°C.

La prise de température dans les bacs est de 20-21°C. Une bandelette Tétratrest ND donne GH : 3-4°a.

Un filtre U.V éclaire constamment le bac réserve en haut des colonnes.

Salle *X. tropicalis*

Les bacs sont plus petits (50L). Il y a 20 animaux par bac au maximum. Il y a moins de filtres sur le circuit d'eau, monté sur le même principe que celui de la salle *X. laevis*. La température ambiante est à 26°C, la dureté de l'eau GH : 3-4°a.

Les animaux sont nourris trois fois par semaine avec des granulés NASCO pour xénopes adaptés à leur taille (et parfois du cœur de bœuf) et les déchets sont ramassés le soir à l'épuisette. Les vidanges de bac sont rares, mais l'eau est claire.

Les reproductions de *X. laevis* sont satisfaisantes et le deviennent pour les *X. tropicalis* (elles ont débuté il n'y a que deux ans).

Suivi des maladies

Les bacs sont correctement identifiés, les morts dénombrés et répertoriés. Jusqu'à présent, il y a eu quelques rares épisodes de « red leg ». Les animaux malades sont placés en quarantaine et reçoivent un traitement à base d'enrofloxacin (Baytril ND) et de gentamicine. La majeure partie des malades traités guérissent en moins de quatre semaines mais ne rejoignent jamais l'élevage. Les morts sont rares.

En septembre-octobre 2004, un lot de 50 *X. tropicalis* provenant de chez Xenopus One a été introduit dans l'élevage. Deux à trois femelles issues de ce lot mourraient chaque mois. Elles étaient gonflées quelques jours avant leur mort et avaient des abcès hépatiques à l'autopsie. Un Institut spécialisé dans les maladies tropicales a effectué des colorations de Ziehl Neelsen sur des coupes histologiques de tous les organes de six xénopes malades. Toutes étaient positives. Une analyse par PCR avec deux types d'amorces (*M. liflandii* et *M. ulcerans*, puis *M. liflandii* et *M. marinum*) a été pratiquée sur 15 prélèvements, dont nous n'avons pas eu le détail, issus de ces six grenouilles. 12 prélèvements étaient positifs pour les deux couples de sondes.

Un *X. laevis* apparemment sain choisi au hasard dans l'élevage *X. laevis* était positif à l'analyse mycobactérienne, mais la méthode utilisée ne nous a pas été communiquée. La décision d'euthanasier la totalité des deux élevages a été prise. Les locaux et les canalisations doivent ensuite être totalement désinfectés avec au moins trois principes actifs différents. La recolonisation est prévue pour trois semaines après, par des xénopes provenant de NASCO et d'un élevage d'Afrique du Sud.

Bilan pour cet élevage

Les installations étaient impressionnantes de modernité et de qualité. Ce cas est intéressant car le lot contaminé est connu et n'a eu de contact qu'avec les xénopes partageant le même circuit d'eau. Aucun mâle n'était atteint. Si la mycobactérie isolée ne provient pas de l'eau de ville, les mesures prises devraient permettre de ne pas avoir de rechute, les conditions d'élevage étant excellentes.

Il est intéressant aussi de connaître les élevages fournisseurs de xénopes potentiellement infectés.

2. 1. 4. Discussion : Identification des problèmes, recommandations relatives aux bonnes pratiques d'élevage

Les trois élevages français visités maintenaient finalement leurs stocks de xénopes (alimentation, reproduction) de façon assez semblable. Les animaliers étaient compétents en aquariophilie et avisés concernant la qualité de vie de leurs animaux. Les conditions de logement étaient par contre très différentes, surtout dans la gestion des paramètres d'ambiance. Les problèmes de fluctuation de température, de stabilité de composition de l'eau... dépendent d'aménagements au niveau des locaux et des circuits d'eau. Une référence de qualité de l'eau d'élevage xénope est cependant extrêmement difficile à établir car des différences sont observées en fonction des régions.

Les *X. laevis* étant faciles à élever, les améliorations ne peuvent être décidées que suite à de grosses mortalités. C'est pourquoi les deux centres d'élevage (A et C) ayant subi des pertes en *X. tropicalis* se sont décidés à faire de nouveaux aménagements.

L'état général des xénopes semblait assez différent suivant les orientations de production fixées par les laboratoires. Ainsi, il y a beaucoup d'animaux difformes dans les élevages du centre A qui produit et vend beaucoup.

Deux centres d'élevage essaient de gérer médicalement leurs malades (centres A et B) et un de faire des déparasitages prophylactiques (Centre A). Cependant, les laboratoires de recherche étaient fortement réticents à utiliser à nouveau des animaux ayant subi antérieurement une phase infectieuse. Un label vétérinaire serait seul capable de pouvoir modifier ce comportement dans le futur.

A ce jour, ces gestions des malades sont en général très anarchiques (antibiotiques distribués à chaque xénope malade par exemple) en l'absence de directives vétérinaires réelles. Ces trois centres d'élevage commencent donc à isoler les malades de leurs congénères, à systématiser les autopsies et les prélèvements sur les morts, à réfléchir sur leurs conditions d'élevage... Le cas du centre d'élevage D (belge) est particulier. Bénéficiant de subventions plus importantes, les installations sont neuves (les anciennes équivalaient à celles françaises) et une gestion médicale des malades est correctement pratiquée. Néanmoins, une mycobactériose a été introduite dans l'élevage par un lot n'ayant pas été soumis à une quarantaine lors de l'entrée dans l'élevage. Cependant il n'existe pas de technique de dépistage pour les mycobactérioses chez les xénopes vivants, et la durée de mise en quarantaine (quatre à six semaines) avant l'introduction de nouveaux xénopes n'est probablement pas assez longue pour permettre d'observer des lésions de mycobactériose, maladie chronique, dans tous les cas où les xénopes sont infectés. Seules des garanties sanitaires relatives à l'élevage d'origine devraient permettre d'éviter l'introduction de xénopes infectés dans un nouvel élevage.

Les conditions optimales d'élevage de *X. laevis* et *X. tropicalis* sont encore pour la plupart inconnues. Dans les différents élevages rencontrés, leurs connaissances en aquariophilie et les expériences quotidiennes ont permis aux animaliers d'améliorer les conditions d'élevage de leurs animaux.

Par ailleurs, l'absence de conseil vétérinaire (hors DSV pour l'aspect strictement sanitaire) laisse le personnel animalier livré à lui-même face à des problèmes de santé. Ces derniers ne manquent pas d'arriver et il n'y a pas de démarche de lutte claire et/ou une réglementation commune aux élevages français ou européens de xénopes destinés à l'expérimentation.

Voici quelques conseils sur ce qui pourrait être pratiqué dans un élevage de xénopes.

Logement

- Salle avec murs, sol et plafond faciles à nettoyer
- Systèmes d'aération et d'éclairage bien contrôlés
- Bacs en verre, fibre de verre, plexiglass ou plastique ne relarguant pas de substances toxiques (utilisé pour le stockage d'aliments destinés à la consommation par exemple)
- bacs opaques ou présence de cachettes (pots en terre cuite, demi-cylindres en PVC...)
- couvercles en verre, plastique ou métal (les xénopes peuvent sauter) perforés pour permettre des échanges gazeux, et non fixés (mobiles) pour qu'ils ne se blessent pas s'ils sautent
- fréquence de nettoyage adaptée à la charge animale et au type de circulation d'eau :
 - Statique, changement d'eau total deux heures après nourrissage (travail manuel long)
 - Recirculant, malgré les filtres à charbon et à particules, il faut aspirer les débris deux heures après le repas pour éviter une contamination de l'eau associée à la dégradation des aliments. Des changements d'eau au tiers trois fois par semaine ou à la moitié deux fois par semaine sont recommandés.

- Ouvert (circulation continue), idem que pour recirculant

-traitement de l'eau : laisser déchlorer l'eau de ville 24h avant usage et enlever les chloramines en la faisant passer par des filtres à charbon. Disposer de tubes U.V dans les circuits pour diminuer les charges en microorganismes, 72h au moins toutes les deux semaines.

-Nettoyer les bacs à l'eau de Javel une fois par mois et après chaque changement de lot

-Vérifier qu'il n'y a pas de montée de nitrites-nitrates à l'aide d'un test adéquat

-Température de l'eau à 20-22°C pour *X. laevis* et à 26-28°C pour *X. tropicalis* afin d'optimiser la qualité des pontes

-pH de 7,6 à 7,9 pour *X. laevis* et de 5 à 6 pour *X. tropicalis*.

-Dureté totale de l'eau de TH = 15-20°f pour *X. laevis* et de TH = 5-6°f pour *X. tropicalis*

-Charge animale : 1 grenouille/4L à 1 grenouille/8L (densité animale suffisamment élevée nécessaire à une compétition alimentaire)

Maintenance

-Comptage régulier des animaux, cahiers entrées/sorties et leurs causes, identification par transpondeur quand c'est possible

-Alimentation : fraîche à base d'organes de bœuf (foie et cœur), de *Tubifex sp.*, de vers de chironomes, de petits poissons, voir de larves de xénopes à morphologie défectueuse possibles.

Industrielle : granulés pour truites, pour saumons, pour grenouilles, petits (10/*X. laevis*/repas) ou plus gros (3/*X. laevis*/repas) mais ne flottant pas.

-Fréquence de distribution : une à cinq fois par semaine

Reproduction

-Maturité sexuelle à huit mois minimum chez *X. laevis* et à trois mois minimum chez *X. tropicalis*

-Injection d'hCG tous les quatre mois maximum pour induire la ponte et l'accouplement (-Deux injections de 1 à 5 h d'écart, de 200-400 UI/ mâle à chaque fois et de 150-250 UI/femelle à la première injection, puis de 650-850 UI/femelle la deuxième injection.)

-Recueillir les œufs ou placer les grenouilles avant ponte dans un milieu spécial (eau de composition adéquate)

Elevage des têtards

-eau identique à celle des adultes, changée quotidiennement

-Charge animale : 10 têtards ou moins par litre

-surface importante avec l'air et/ou bulleurs dans les bacs car les têtards ont des poumons et qu'une eau mal oxygénée augmente leur fréquence respiratoire et diminue leur prise alimentaire.

-nourrir les têtards cinq jours minimum après l'éclosion (sinon risque de problèmes gastro-intestinaux et morts)

-alimentation : poudres de végétaux (épinards, pois, haricots, cresson...) mixées, source d'azote (granulés pour poissons mixés, paillettes pour poissons mixés...) ajoutée pour servir de substrat de croissance aux microorganismes

-métamorphose : à trois mois chez *X. laevis* et *X. tropicalis*.

Regroupement après la première période d'embryogenèse (stades 1-45) des têtards par périodes de développement larvaires et juvéniles : pré-(stades 45-51), prépro-(stades 51-56), pro-(stades 56-62), et post-métamorphiques (stades 62-66).

Prophylaxies sanitaires

Les centres d'élevages ont souvent des xénopes dans plusieurs pièces. Des mesures de confinement seraient idéales pour limiter au maximum l'introduction d'agents pathogènes dans l'élevage ou la contamination entre les différentes salles. Des sas avec un changement de vêtements et des règles simples appliquées par le personnel (principe de « marche en avant », lavage des mains, utilisation d'une épuisette par aquarium...) à l'entrée de chaque pièce sont des possibilités.

Les élevages devraient toujours avoir une pièce ou le cas échéant des aquariums hors des circuits d'eau communs de l'élevage pour isoler tout animal malade et/ou ses congénères d'aquarium, et éviter d'éventuelles généralisations d'infection à l'élevage.

Ces pièces de quarantaine seraient aussi utilisées pour les nouveaux arrivants (quatre semaines au moins pour les nouveaux xénopes issus de populations captives, plus pour ceux issus de populations férales).

Le nettoyage et la désinfection des aquariums doivent être réguliers et effectués à chaque changement d'un lot de xénopes d'aquarium.

Prophylaxies médicales

Quelle que soit leur provenance, les xénopes peuvent être infectés et/ou parasités. Si les connaissances sur le pouvoir pathogène des virus sont encore peu nombreuses, la charge en parasites métazoaires des nouveaux arrivants peut être limitée et un mauvais état sanitaire de tout l'élevage ainsi évité (Centre A : nématodose sans doute primitive à des dermatosépticémies).

L'effectif à traiter peut être important et on choisira des principes actifs à voie d'administration réalisable. Il est conseillé de traiter pendant la quarantaine. Des prophylaxies en élevage peuvent être mises en place à raison d'un à deux traitements/an. Il faut suivre les changements d'aquariums des lots de xénopes, établir un planning de traitement pour ne pas déparasiter plusieurs fois les mêmes xénopes et pouvoir alterner les principes actifs pour élargir le spectre d'activité anthelminthique. Lors de parasitoses identifiées en élevage, ils doivent aussi être utilisés, sur les conseils d'un vétérinaire qui pourra modifier les posologies, les durées des traitements et les voies d'administration.

Quelques principes actifs sont utilisables en prophylaxie chez les xénopes :

-Fenbendazole

Indication : nombreux nématodes (large spectre). Toxicité de surdosage (rare).

Posologie et voie d'administration : 100 mg/kg PO deux fois à 15 jours d'intervalle. En cas de résistance : 50 mg/kg/24h PO 5 j, administrés de nouveau 15 jours après.

-Lévamisole

Indication : nématodes cutanés surtout chez les xénopes. Toxicité : paralysie lors de surdosage ou de temps de contact trop long. Irritations (rares). Posologie et voie d'administration : deux bains de 24h avec 300 mg/L à 2 semaines d'intervalle. Ne pas oublier de faire un changement d'eau total à la fin de chaque traitement.

-Ivermectine

Indication : nématodes et arthropodes. Toxicité : mort chez les xénopes au double de la dose prescrite. Posologie et voie d'administration : Ivermectine Pour On à 2mg/kg, en percutané sur le thorax de xénopes sortis de l'eau. Ivermectine injectable : bain à 10 mg/L de 1h quotidiennement pendant 7 jours.

L'administration de principes actifs antibactériens et antifongiques en prophylaxie n'est pas recommandée. Il est préférable d'avoir une confirmation d'infection, voire d'identification d'agents infectieux avant utilisation (voir *partie 1.3*).

2. 2. Suivis sanitaires des xénopes des centres d'élevage C et A par le service vétérinaire de la Ménagerie du jardin des Plantes

2. 2. 1. Suivi sanitaire de l'élevage de xénopes du centre C

2. 2. 1. 1. Contexte

Suite à la demande du responsable du centre d'élevage C début mars 2003, nous avons effectué plusieurs examens cliniques sur deux *X. laevis* et 12 *X. tropicalis* malades (atteints d'un syndrome général ou présentant un signe clinique particulier). Ces examens faisaient partie d'un bilan sanitaire de routine afin de prévoir une réorganisation des locaux du service. Ces xénopes ont tous subi un examen clinique « classique » : palpation, auscultation, examen des différents organes. Certains ont fait l'objet d'examens complémentaires avec anesthésie générale préalable : prélèvement de sang avec étalement sanguin, endoscopie... Enfin ils ont été euthanasiés et autopsiés.

Le résultat des analyses a été le suivant : certains *X. laevis* avaient des inclusions intra-érythrocytaires (origine virale), certains *X. tropicalis* avaient des lésions traumatiques, des lésions de mycoses (espèces non identifiées) et des lésions de mycobactérioses.

Tous les *X. tropicalis* ont été euthanasiés en juin 2003. Certains spécimens malades ont été gardés pour subir des analyses ultérieures et étaient aussi positifs pour les mycobactéries (espèce identifiée).

En 2005, certains *X. laevis* nous ont été confiés pour un bilan sanitaire.

2. 2. 1. 2. Matériel et Méthodes

Un lot de neuf femelles nous a été confié pour un bilan de leur état général. Trois étaient d'anciennes reproductrices mises au repos provenant de la salle commune, trois avaient reçu une injection d'hCG en août 2004 mais n'avaient pas pondu (chute de production au cours de l'été 2004) et les trois dernières provenaient de la nouvelle salle. Malheureusement cet échantillon n'était pas très représentatif de l'élevage, et très restreint (9/1500).

Ces neuf femelles ont subi un examen clinique classique.

Un examen coprologique et un examen microscopique de leurs mues ont été effectués. Puis elles ont fait l'objet d'examens sous anesthésie générale préalable : prélèvement de sang avec étalement sanguin et coelioscopie (télescope Hopkins de 2,7 mm de diamètre, avec une vue oblique de 30°, STORZ, Guyancourt, France). Enfin, elles ont été autopsiées et les lésions trouvées montées en coupes histologiques.

Examen coprologique : des selles fraîches sont rapidement recueillies après le repas pour éviter au maximum leur pollution par la microfaune et la microflore de l'eau et leur désintégration.

Elles sont observées au microscope après étalement sur lame et après un test de flottation (Ovassay ND).

Anesthésie

Paramètres mesurés pour surveiller l'anesthésie

Plusieurs paramètres ont été évalués au cours des examens. La fréquence cardiaque (FC) en nombre de battements par minute (bpm) était suivie à l'aide d'un échographe et à la main. La fréquence respiratoire (FR) correspondait au nombre de cycles de mouvements du plancher buccal par minute (mvts/min), un cycle pouvant se composer de plusieurs salves. Le réflexe de retournement (RR) est la capacité d'une grenouille mise sur le dos à se retourner. La douleur est évaluée par le retrait d'un membre quand on pince fort les doigts avec un clamp. La myorelaxation correspond à une relaxation musculaire complète de l'animal.

Evaluation de la profondeur de l'anesthésie

Induction (stade I) :

- Mouvements spontanés diminués
- Mouvements du plancher buccal diminués

Anesthésie légère (stade II) :

- Perte du RR
- Perte des mouvements respiratoires abdominaux
- Diminution de la FC
- Réponse à la douleur diminuée

Anesthésie profonde (stades III et IV) :

- Absence de mouvements du plancher buccal
- Myorelaxation importante
- Absence de réponse à la douleur

Un xénope est réveillé s'il est capable de se mouvoir et de venir respirer à la surface de l'eau. C'est pourquoi on le met dans un cm d'eau suivant l'anesthésie pour éviter la noyade.

Protocoles anesthésiques utilisés

Elles étaient anesthésiées au MS 222 (anesthésique de laboratoire) préparé en eau anesthésiante, ou par des produits anesthésiques injectables suivant un protocole établi par nos soins.

Anesthésie au MS222 : les animaux sont placés dans 1L d'eau de ville, à laquelle on mélange 1g de MS222 (poudre blanche) et 1g de bicarbonate de sodium. Le MS222 est irritant sous sa forme acide dans l'eau de ville et les animaux s'endorment moins bien. Donc le pH de l'eau est augmenté par ajout de bicarbonate de sodium. On peut aussi mettre le MS222 directement dans de l'eau de source Vittel. Ils atteignent un stade III au bout de 5 à 30 minutes maximum et il faut alors les sortir du bac anesthésique (risque de noyade) et les installer dans un fond d'eau ou sur une compresse humide pour utiliser l'endoscopie et prélever du sang en intracardiaque. Le réveil intervient au bout de 10 minutes environ.

Anesthésie médétomidine + kétamine : On injecte par voie intracoelomique 0,2 mg/kg de médétomidine (Domitor ND) et 75mg/kg de kétamine (Imalgène 1000 ND), soit 0,15 mL d'Imalgène 1000 ND et 0,2 mL de Domitor ND 10 % pour 100g de poids vif. Le stade III intervient au bout de 15 min maximum. Les grenouilles peuvent dormir longtemps et il est nécessaire de réverser l'anesthésie avec de l'Antisedan ND (même quantité que le Domitor ND) pour qu'elles se réveillent vite.

Prélèvement de sang avec étalement sur lame

Le prélèvement se fait en intra-cardiaque (**fig : 22**). La pointe du sternum est repérée et l'aiguille introduite quelques mm au dessus, verticalement. 0,2 mL de sang sont prélevés au maximum (**fig : 23**).



Figure 22 : Prélèvement de sang sur un xénope
(photo CHAI, 2004)

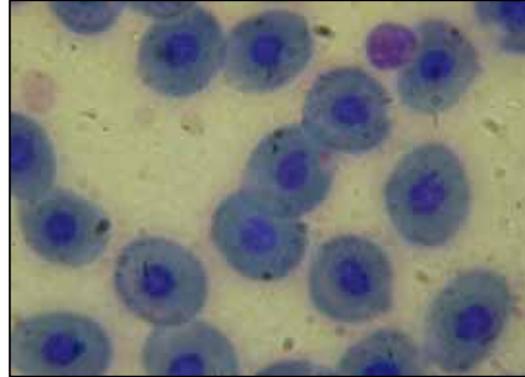


Figure 23 : étalement sanguin de xénope
(photo CHAI, 2004)

La coelioscopie

Les animaux en stade III sont étalés sur le dos dans un fond d'eau. Une minuscule boutonnière est découpée aux ciseaux fins en paramédial de la veine abdominale au milieu de l'abdomen. Ensuite la tête de l'endoscope rigide est introduite par ce trou et les différents organes sont observés, en insufflant lorsque c'est nécessaire (**fig : 24**). A la fin de l'examen, le ventre de l'animal est refermé avec un simple point en croix au fil résorbable décimal 1,5.



Figure 24 : Endoscopie de xénope
(photo CHAI, 2004)

2. 2. 1. 3. Résultats

A l'examen général, les neuf femelles *X. laevis* ne présentaient pas d'anomalie : bon état d'embonpoint, bon appétit, alertes et pas de lésions externes visibles. Une femelle était un peu maigre. Les examens coprologiques et microscopiques des mues étaient normaux. Les étalements sanguins étaient normaux. Par contre l'examen endoscopique de la femelle un peu maigre a révélé des nématodes intra-coelomiques. A l'examen nécropsique, ces nématodes infestaient la muqueuse gastrique (**fig : 25**).

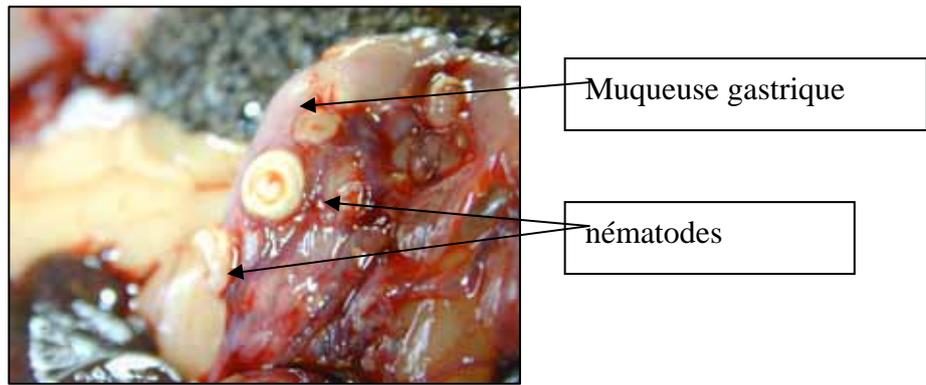


Figure 25 : Nématodes visibles à l'autopsie d'une femelle *X. laevis*
 (photo CHAI, 2004)

2. 2. 1. 4. Discussion

Si l'objectif était de faire un bilan sanitaire de tout l'élevage, les échantillons d'animaux extraits de l'élevage ne sont malheureusement pas très pertinents. En 2003, deux *X. laevis* étaient donnés pour représenter tout un élevage dont les animaux sont élevés très différemment. Ces deux animaux étaient malades. Le nouvel échantillon est toujours trop petit (9/1500) mais regroupe à part égale des animaux de chaque salle. Mais ils ont été choisis. Il n'est pas surprenant que les six xénope en bon état général n'aient que des analyses normales, alors que sur les trois ayant éventuellement des problèmes de reproduction, une était infestée par des nématodes. Nous ne pouvons pas conclure quant à un lien entre ce parasitisme et les problèmes de reproduction.

Par ailleurs, les xénope de cet élevage n'étant pas déparasités et ne subissant pas de quarantaine, certains autres xénope peuvent aussi être infestés par des nématodes.

Différents protocoles anesthésiques ont été testés avant d'effectuer les endoscopies chez les *X. laevis*. Le MS222 est connu depuis longtemps (anesthésie et euthanasie) des laborantins. Lors des manipulations, le lot de *X. laevis* a atteint le stade II après 2h et n'a jamais atteint le stade III. C'est pourquoi nous avons utilisé une autre méthode anesthésique, par injection (après l'avoir testée sur d'autres lots de xénope). Néanmoins, alors que nous n'avons eu aucune perte sur les lots tests, une femelle ne s'est pas réveillée après avoir subi un prélèvement de sang sous ce type d'anesthésie. Sa FC était descendue très bas (de 72 bpm à 36 bpm) et beaucoup de sang (0,4 mL) avait été prélevé. Donc nous ne pouvons pas conclure que le protocole anesthésique médétomidine associée à la kétamine est très sûr à la dose utilisée, tout en sachant que le prélèvement de sang était trop important.

Nous avons testé d'autres protocoles anesthésiques sur d'autres lots d'amphibiens : isoflurane (gaz en barbotage dans l'eau) idéal mais très cher, phénoxyéthanol (très utilisé chez les poissons, non miscible à l'eau) dont la limite entre effet anesthésique et effet léthal est mal définie...

2. 2. 2. Historique et gestion des maladies sévissant chez les *X. tropicalis* du centre d'élevage A

2. 2. 2. 1. Contexte et examens précédemment effectués

Depuis que le centre étudie l'évolution des taux de mortalité chez ses xénopes, des solutions sont cherchées et des traitements sont essayés pour diminuer la mortalité chez les *X. tropicalis*. Suite à un pic de mortalité en février 2001, puis à une rechute en juillet 2001, différents examens ont été effectués.

Différentes bactéries ont été isolées (*Aeromonas hydrophila*, *Proteus vulgaris* et *Citrobacter freundii*) en faible quantité, d'animaux malades envoyés pour expertise en Allemagne. Un laboratoire d'analyses d'Isle et Vilaine a trouvé des *Aeromonas hydrophila* en grande quantité après raclage cutané sur quatre *X. tropicalis* en mai 2002. Une Mycobactérie à croissance rapide a été découverte sur un autre spécimen en août 2003. Cette souche a été identifiée par l'AFSSA Alfort comme étant *Mycobacterium aureum*, de signification pathologique inconnue chez les amphibiens. Enfin le laboratoire d'anatomie pathologique vétérinaire de l'Ouest a fait une recherche de *Batrachochytridium dendrobatidis* sur des lésions pustuleuses disséminées sur le corps et des lésions des griffes, sans toutefois en trouver.

Quelques traitements antibiotiques ont été effectués et une nouvelle animalerie a été créée, dans le but d'optimiser les conditions d'élevages des *X. tropicalis*.

Au bilan, malgré une mortalité très réduite au démarrage de cette animalerie, les *X. tropicalis* recommencent à mourir (voir **Annexe 12**). Les morts sont brutales et les xénopes ne présentent pas de signe clinique, ou ils sont amaigris/anorexiques, ou encore ils ont des lésions dermatologiques de type pustules, décolorations, plaies et griffes manquantes. En juillet 2004, cinq *X. tropicalis* ayant des lésions dermatologiques nous ont été confiés pour recherche de mycobactéries. Lorsque le diagnostic a été établi, les 170 *X. tropicalis* restants nous ont été amenés pour être euthanasiés.

2. 2. 2. 2. Matériels et méthodes

Les cinq *X. tropicalis* qui nous ont été confiés ont été euthanasiés (MS222 à 2g/L), autopsiés, et des prélèvements ont été envoyés au laboratoire de bactériologie de l'hôpital Henri Mondor (Créteil).

Les prélèvements ont fait l'objet :

- d'un examen direct après étalement et coloration à l'auramine. L'examen s'est fait sous microscope à fluorescence.
- d'une culture après décontamination.

Les souches isolées ont subi une identification moléculaire par hybridation (GeneProbe), puis une identification moléculaire par PCR et hybridation (INNO-LIPA-INNOGENETICS).

Les 170 *X. tropicalis* ont été euthanasiés avec la même technique que les cinq premiers et une trentaine de prélèvements adéquats effectués et sont en attente d'être analysés.

2. 2. 2. 3. Résultats

Les cinq premiers *X. tropicalis*

Un était déjà mort en arrivant. A l'autopsie, nous avons retenu :

- Une rate volumineuse chez le premier xénope, qui a été prélevée (t1).

- Une hépatite granulomateuse (**fig : 26**) et des abcès dans les poumons chez le xénope qui était mort. Le foie a été prélevé (t2).
- Rien d’anormal chez les trois derniers xénope en dehors des lésions cutanées, qui ont été prélevées (t3, t4 et t5).



Figure 26 : Granulomes hépatiques chez un *X. tropicalis* (photo MNHN, 2004)

Les résultats chez ces xénope étaient tous les mêmes pour les différents prélèvements et sont regroupés dans le **Tableau XVII**.

Tableau XVII : Résultats des examens effectués sur les prélèvements t1, t2, t3, t4, et t5 au service de bactériologie de l’hôpital Henri Mondor.

Recherche de BK et autres mycobactéries	
Examen direct :	Nombreux bacilles acido-alcoolo-résistants
Culture milieu solides (broyat) :	Assez nombreux
Culture milieu liquide (broyat) :	Positive
Identification moléculaire par hybridation (GeneProbe)	
Complexe <i>tuberculosis</i> :	Négatif
Complexe <i>avium</i>	Négatif
<i>Mycobacterium xenopi</i>	Négatif
<i>Mycobacterium kansasii</i>	Négatif
<i>Mycobacterium gordonae</i>	Positive
Identification moléculaire par PCR + Hybridation (INNO-LIPA – INNOGENETICS)	
	Hybridation avec la sonde genre <i>Mycobacterium</i> Hybridation avec la sonde spécifique <i>M.gordonae</i> .

Les cinq spécimens étaient tous infectés par une mycobactéries atypique, *M. gordonae*.

Les 174 spécimens autopsiés en novembre 2004

Les résultats des autopsies sont regroupés en **Annexe 13**. Quatre *X. laevis* malades nous ont été apportés parmi eux. Peu de signes cliniques ont été décrits et l’historique pathologique de chaque animal était inconnu. Les xénope semblaient globalement sains.

Le type de lésions rencontrées et leur fréquence sont rapportées dans le **tableau XVIII**.

Tableau XVIII : Nombre et fréquence des différentes lésions rencontrées chez les 170 *X. tropicalis* et les quatre *X. laevis* autopsiés.

Types de lésions/ Espèces de xénope	Lésions cutanées : nodules, ulcères, plaies	Tâches cutanées	Lésions organiques : hépto-spléniques et myocardiques
<i>X. tropicalis</i> : 170	8 (4,7 %)	11 (6,5 %)	13 (7,6 %)
<i>X. laevis</i> : 4	0	0	1 (25 %)

Les résultats des *X. laevis* ne sont pas retenus, car ils étaient tous malades et peu nombreux. La signification pathologique des tâches cutanées est inconnue, et elles ne sont donc pas comptabilisées dans les lésions. Cependant, étant le signe hypothétique d'une mycobactériose débutante, elles sont indiquées et certaines ont été prélevées pour être analysées. Sur les 170 *X. tropicalis*, nous avons donc relevé 21 lésions chez 18 animaux, soit 10,6 % des xénopes autopsiés présentaient des lésions visibles à l'autopsie. Les prélèvements ont été conservés en attendant des analyses bactériologiques (**Annexe 13**).

2. 2. 2. 4. Discussion

A l'autopsie, deux des cinq *X. tropicalis* présentaient des lésions internes et trois des lésions dermatologiques pouvant orienter vers un diagnostic de mycobactériose (confirmé suite à des analyses bactériologiques). Les 170 xénopes suivants ont été autopsiés pour connaître la prévalence des mycobactérioses dans cet élevage. Les résultats visibles à l'autopsie ont été décevants, car le taux de lésions pouvant orienter vers un diagnostic de mycobactériose était bien inférieur à celui attendu. Néanmoins, tous les animaux ont été autopsiés, sans connaître leur statut sanitaire, alors que les cinq premiers étaient tous malades.

Une trentaine de prélèvements sont en attente d'analyses bactériologiques (**Annexe 13**). Cependant, un diagnostic de mycobactériose ne peut être établi qu'à l'issue d'une analyse histologique et d'une analyse bactériologique toutes les deux positives. Le manque de sensibilité des analyses histologiques pour détecter une mycobactériose est un obstacle (il est facile de ne pas prélever de mycobactérie chez un animal atteint).

Les résultats des analyses bactériologiques permettront néanmoins d'évaluer la puissance de l'implication des mycobactéries dans les épisodes pathologiques de cet élevage. Nous avons supposé, suite aux résultats des analyses des cinq premiers *X. tropicalis*, que la majorité des lésions observées, pouvaient être dues à la présence de mycobactéries qui, combinées avec un environnement d'élevage non optimal, fragilisaient les xénopes. D'autres infections, telles des dermatosépticémies à *Aeromonas hydrophila* par exemple, pouvaient alors émerger.

Très peu de recherches d'agents pathogènes sont effectuées chez les amphibiens et ce sont toujours les mêmes. Des agents pathogènes inconnus sont peut-être responsables des mortalités observées dans cet élevage.

L'étude des mycobactérioses à mycobactéries non agents de tuberculose chez les amphibiens devient une nécessité, car elles sont présentes et pathogènes chez les *X. tropicalis*. Résoudre ce problème permettrait ensuite de mieux étudier l'importance des conditions d'élevage et de la sélection des animaux en tant que facteurs de risque de mortalité.

La dynamique des infections à mycobactéries est connue pour certaines espèces (cf. *M. marinum*) dans des élevages piscicoles où elles ont fait des ravages. Leur contagiosité n'y faisait aucun doute. Face à un manque de connaissances réel de l'épidémiologie de ces mycobactérioses, l'intérêt serait de trouver une méthode permettant d'éviter l'euthanasie totale d'un élevage. Les expériences menées dans le Centre d'élevage A sur l'isolement d'une ponte issue d'un élevage infecté auraient pu être une solution. Seulement, la source étant

inconnue, on ne peut pas exclure la présence de biofilms mycobactériens dans les canalisations. Les futurs amphibiens sains nouvellement introduits se trouveraient alors exposés et le problème ne serait pas résolu. Donc il faudrait pouvoir intervenir soit sur le pouvoir pathogène de la souche mycobactérienne, soit sur la sensibilité des xénopes. Des moyens de désinfection contre les mycobactéries sont connus, l'eau de Javel étant très efficace. Seulement, le chlore est toxique pour les xénopes. L'exposition aux U.V dans certaines conditions pourrait « diluer » la charge bactérienne de l'eau (mais agit sur toutes les bactéries). On constate néanmoins que ce moyen est remis en cause dans les hôpitaux pour désinfecter les surfaces en contact avec des mycobactéries tuberculeuses. On peut enfin modifier les paramètres de l'eau pour rendre le développement de mycobactéries moins probable (cf. centre d'élevage B). Les modifications de pH sont moins faciles à mettre en œuvre (cf. centre d'élevage A) et à maintenir durablement que les modifications de températures dans le cadre d'un élevage. Une étude préalable d'infection expérimentale par des mycobactéries de différentes espèces de xénopes (sensibilité réelle d'espèce ?) à différentes températures pourrait apporter de nombreuses informations.

Conclusion

L'étude zootechnique des différents centres d'élevage français de xénopes a montré que les conditions d'élevage n'étaient pas optimales. Les connaissances des gestionnaires en élevage de *X. laevis* sont souvent bonnes, plus incertaines en élevage de *X. tropicalis*. Il serait nécessaire que ces élevages investissent dans l'amélioration de leurs locaux et dans des soins vétérinaires.

Ces élevages ont tous été atteints par des mycobactérioses atypiques et ont été obligés d'euthanasier partiellement ou totalement les xénopes de leurs élevages. Les solutions alternatives à l'euthanasie pour traiter ces mycobactérioses chez les amphibiens aquatiques d'élevage sont actuellement inconnues. L'isolement d'une ponte de *X. tropicalis* issue d'un élevage infecté par des mycobactéries a été tenté, mais elle a été polluée par des individus infectés, rendant les résultats inexploitable. Suite aux euthanasies, les élevages sont repeuplés avec des animaux présumés sains élevés dans des locaux modernes mieux aménagés.

Trouver des solutions à ce problème nécessite l'étude expérimentale de l'épidémiologie de ces mycobactérioses atypiques.

Une infection expérimentale est en cours avec une souche de *M. gordonae*, chez les espèces *X. laevis* et *X. tropicalis* à deux températures différentes. Les résultats établiront s'il existe un développement différent de cette souche chez deux espèces de xénopes à deux températures différentes. Il faudra poursuivre les expérimentations pour étudier les sources et les voies de contamination des mycobactéries atypiques chez les xénopes, et leur contagiosité. Des adaptations zootechniques ou des traitements médicaux pourraient être essayés suite à ces expérimentations.

Les élevages étudiés abritent certainement de nombreux agents pathogènes. Il était inutile de les chercher car difficile d'identifier leur implication dans les mortalités tant que les conditions d'élevages ne permettaient pas aux animaux d'être dans un état de santé optimal. Une fois les aménagements zootechniques et les soins prophylactiques vétérinaires instaurés, des lots pourront être judicieusement choisis pour évaluer leur charge en agents pathogènes, et les maladies qui interviennent. Des mycobactéries ont été identifiées alors qu'elles étaient recherchées, mais elles ne sont peut-être pas à l'origine du mauvais état et des accroissements de mortalités des xénopes. Des agents pathogènes des amphibiens actuellement inconnus sont certainement présents dans ces élevages. Finalement, il sera nécessaire de réfléchir au devenir des xénopes, amphibiens totalement aquatiques, en tant que modèles expérimentaux, car maintenir et exploiter des *X. tropicalis* en élevage semble très difficile.

BIBLIOGRAPHIE

- AHNE W, BEARZOTTI M, BREMONT M, ESSBAUER S. Comparison of European systemic piscine and amphibian iridoviruses with epizootic haematopoietic virus and frog virus 3. *Zentralbl Veterinarmed*, 1998, **45**(6), 373-383.
- ANDERSON RC. *Nematodes Parasites of Vertebrates : Their Development and Transmission*. Wallingford : CAB International, 1992, 578p.
- Anonyme. All Wild About Kentucky's Environment (AWAKE). [en-ligne]. Créé en 2002-3. [www.kentuckyawake.org] (consulté le 15 mars 2005).
- ANVER RA, POND CL. Biology and diseases of Amphibians. In : FOX JG, COHEN BJ, LOEW FM, editors. *Laboratory Animal Medicine*. Orlando : Academic Press, 1984, 427-447.
- ARMSTRONG JB, MALACINSKI GM. *Developmental Biology of the Axolotl*. New York : Oxford University Press, 1989, 203p.
- ASFARI M. Mycobacterium-induced Infectious Granuloma in *Xenopus* : Histopathology and Transmissibility. *Cancer research*, 1988, **48**, 958-963.
- BABUDIERI B, CARLOS ER, CARLOS ET. Pathogenic leptospira isolated from toad kidneys. *Tropical and Geographical Medicine*, 1973, **25**, 297-299.
- BARTON DP. Ecology of helminth communities in tropical Australian amphibians. *Int. J. for Parasitol.*, 1999, **29**(6), 121-6.
- BENNATI R, BONETTI M, LAVAZZA A, GELMETTI D. Skin lesions associated with herpesvirus-like particles in frogs (*Rana dalmatina*). *Veterinary record*, 1994, **135**, 625-626.
- BERGER L, SPEARE R, HUMPHREY J. Mucormycosis in a free-ranging green tree frog from Australia. *Journal of Wildlife Diseases*, 1997, **33**(4), 903-7.
- BERGER L, VOLP K, MATHEWS S, SPEARE R, TIMMS P. *Chlamydia pneumoniae* in a free-ranging giant barred frog (*Mixophyes iteratus*). *Australian Journal of Clinical Microbiology*, 1999, **37**, 2378-2380.
- BOLEK MG, COGGINS JR. Helminth community structure of sympatric eastern American toad, *Bufo americanus*, northern leopard frog, *Rana pipiens*, and blue spotted salamander, *Ambystoma laterale*, from southeastern Wisconsin. *J. Parasitol.*, 2003, **89**(4), 673-80.
- BOLEK MG, JANOVY J, IRIZARRY-ROVIRA AR. Observations on the life history and descriptions of coccidia (Apicomplexa) from the Western Chorus Frog, *Pseudacris triseriata triseriata*, from Eastern Nebraska. *J. Parasitol.*, 2003, **89**(3), 522-8.
- BOLLINGER TK, MAO, JH, SCHOCK D, BRIGHAM RM, CHINCHAR VG. Pathology, isolation and preliminary molecular characterization of a novel iridovirus from tiger salamanders in Saskatchewan. *Journal of Wildlife Diseases*. 1999, **35**, 413-429.
- BOQUIMPANI-FREITAS L, VRCIBRADIC D, VICENTE JJ, BURSEY CR, ROCHA CF, VAN SLUYS M. Helminths of the horned leaf frog, *Proceratophrys appendiculata*, from southeastern Brazil. *J. Helminthol.*, 2001, **75**(3), 233-6.
- BORN MG. *The poison arrow frog Dendrobates tinctorius in the tropical rain forest of French Guyana. Microhabitat and feeding ecology*. Wageningen Agricultural University : MSC Reports and Practical Period Reports based on Fieldwork at Nouragues. 1995.
- BROOKS DE, JACOBSON ER, WOLF ED, CLUBB S, GASKIN JM. Panophthamitis and otitis interna in fire-bellied toads. *JAVMA*, 1983, **183** (11), 1198-1201.
- BUBE A, BURKHARDT E, WEISS R. Spontaneous chromomycosis in the marine toad (*Bufo marinus*). *Comp. Pathol.*, 1992, **106**(1), 73-7.

- BURRESON EM. Phylum Annelida : Hirudinea as vectors and disease agents. *In* WOO PTK, editor. *Fish Diseases and Disorders. Volume 1. Protozoan and Metazoan Infections*. Wallingford, U.K : CAB International, 1995, 599-629.
- BURRIDGE MJ, SIMMONS LA. Exotic ticks introduced into the United States on imported reptiles from 1962 to 2001 and their potential roles in international dissemination of diseases. *Vet. Parasitol.*, 2003, **113**(3-4), 289-320.
- BURSEY CR, BROOKS DR. Parapharyngodon duniae n. sp. (Nematoda : Pharyngodonidae) in Phrynohyas venulosa (Anura : Hylidae) from the Area de Conservacion Guanacaste, Guanacaste, Costa Rica. *J. Parasitol.*, 2004, **90**(1), 137-9.
- BUSSIERAS J, CHERMETTE R. *Helminthologie vétérinaire*. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Parasitologie. 1995, 299p.
- CAGE C. *Dendrobates sp.* [en-ligne]. Créé en juin 1999. [<http://batraciens.net/dendrobates.php>] (consulté le 28 juin 2005).
- CHAI N. Considérations thérapeutiques chez les Amphibiens. *In : Congrès YABOUMBA*. Siem Reap 2004. 94-99.
- CHERMETTE R, BUSSIERAS J. *Mycologie Vétérinaire*. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Parasitologie. 1993, 179p.
- CHINCHAR VG. Ranaviruses (family *Iridoviridae*) : emerging cold-blooded killers. *Arch. Virol.*, 2001, **147**, 447-470.
- CLARE JP. *Caudata*. [en-ligne]. Juin 1999 (mise à jour janvier 2005). [<http://www.caudata.org>] (consulté le 26 mai 2005).
- CRAWSHAW G. Amphibian Medicine. *In* KIRK RW, BONAGURA JD, editors. *Current Veterinary Therapy XI Small Animal Practice*. Philadelphia : WB Saunders, 1992, 1219-1230.
- CRAWSHAW GJ. Anurans (Anura, Salienta) : Frogs, Toads. *In* : FOWLER, MILLER, editors. *Zoo and Wild Animal Medicine*. 5th ed., St Louis : Saunders, 2003, 22-33.
- CREEPER JH, MAIN DC, BERGER L, HUNTRESS S, BOARDMAN W. An outbreak of mucormycosis in slender tree frogs (*Litoria adelensis*) and white-lipped tree frogs (*Litoria infrafrenata*). *Aust. Vet. J.*, 1998, **76**(11), 761-2.
- CULLEN BR, OWENS L. Experimental challenge and clinical cases of Bohle iridovirus (BIV) in native Australian anurans. *Dis. Aquat. Organ.*, 2002, **49**(2), 83-92.
- DASZAK P, CUNNINGHAM AA, HYATT AD. Anthropogenic environmental change and the emergence of infectious diseases in wildlife. *Acta Tropica*, 2001, **78**(2), 103-116.
- DAVIES AJ, JOHNSTON MR. The Biology of some intraerythrocytic parasites of fishes, amphibia and reptiles. *Adv. Parasitol.*, 2000, **45**, 1-107.
- DESSER SS, HONG H, SIDDALL SE, BARTA JR. An ultrastructural study of *Brugeroelleia algonquinensis* gen. nov., sp. nov. (Diplomonadina; Diplomonadida) a flagellate parasite in the blood of frogs from Ontario, Canada. *European journal of Protistology*, 1993, **29**, 72-80.
- DESSER SS. The Hemogregarinidae and Lankesterellidae. *In* KREIER JP, editor. *Parasitic Protozoa*. 2nd ed., Academic Press : San Diego, 1993, **4**, 247-272.
- DEUCHAR E. *Xenopus : the South African clawed frog*. London : John Wiley and Sons, 1975, 315p.
- DOCHERTY DE, METEYER CU, WANG J, MAO J, CASE ST, CHINCHAR VG. Diagnostic and molecular evaluation of three iridovirus-associated salamander mortality events. *Journal of Wildlife Diseases*, 2003, **39**(3), 556-566.

- DU PREEZ LH, KOK DJ. Supporting experimental evidence of host specificity among southern African polystomes (Polystomatidae : Monogenea). *Parasitol. Res.*, 1997, **83**(6), 558-562.
- DU PREEZ LH, TINSLEY RC, DE SA R. Polystomatidae (Monogenea) of Southern African Anura : *Eupolystoma vanasi* n. sp. parasitic in *Schismaderma carens* (Smith). *Syst. Parasitol.*, 2003, **54**(1), 71-9.
- DUMPERT K. Der Krallenfrosch (*Xenopus laevis*) als Testorganismus für embryotoxische Wirkungen von Umweltchemikalien Umweltbundesamt (Hrsg.) : Ökotoxikologische Testverfahren Stufe 2 CHEMG. *Chemikaliengesetz*, 1983, **3**, 153-75.
- ECHALIER G, NGUYEN P, VONARY V. *Les Amphibiens*. [en ligne]. Mise en ligne en octobre 2000, mise à jour en octobre 2002. [<http://www.snv.jussieu.fr/bmedia/PetitBuffon/amphibien/>], (consulté le 10 avril 2005).
- EL-MATBOULI M, HOFFMANN RW. Prevention of experimentally induced whirling in rainbow trout *Oncorhynchus mytuss* by fumagillin. *Dis. Aquat. Organ.*, 1991, **2**, 109-113.
- EVERARD CO, CARRINGTON D, KORVER H, EVERARD JD. Leptospores in the marine toad (*Bufo marinus*) on Barbados. *Journal of Wildlife Diseases*, 1988, **24**(2), 334-338.
- FENTON MJ, VERMEULEN MW, KIM S, BURDICK M, STRIETER RM, KORNFELD H. Induction of Gamma Interferon Production in Human Alveolar Macrophages by *Mycobacterium tuberculosis*. *Infection and Immunity*, 1997, 5149-5156.
- FLYNN RJ. *Parasites of Laboratory animals*. Illinois : The Iowa State University Press/Ames, 1973, 166p.
- GANTRESS J, MANIERO GD, COHEN N, ROBERT J. Development and characterization of a model system to study amphibian immune responses to iridoviruses. *Virology*, 2003, **311**, 254-262.
- GIANNETTI M, TRUX A, GIANNETTI B, ZUBRZYCKI Z. *Xenopus laevis* South African Clawed Toad-A potential indicator for radioactive contamination in ecological systems. *Fortschritte der Zoologie*, 1990, **38**, 279-85.
- GOLDBERG SR, BURSEY CR, CHEAM H. Composition and structure of helminth communities of the salamanders, *Aneides lugubris*, *Batrachoseps nigriventris*, *Ensatina eschscholtzii* (Plethodontidae), and *Taricha torosa* (Salamandridae) from California. *J. Parasitol.*, 1998, **84**(2), 248-51.
- GOLDBERG SR, BURSEY CR, GERGUS EW, SULLIVAN BK, TRUONG QA. Helminths from three treefrogs *Hyla arenicolor*, *Hyla wrightorum* et *Pseudacris triseriata* (Hylidae) from Arizona. *J. Parasitol.*, 1996, **82**(5), 833-5.
- GRACZYK TK, CRANFIELD MR, BICKNESE EJ, WISNIESKI AP. Progressive ulcerative dermatitis in a captive, wild-caught, South American giant tree frog (*Phyllomedusa bicolor*) with microsporidial septicemia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 1996, **27**(4), 522-527.
- GREEN DE, ANDREWS J, ABELL J. Preliminary investigations on mycotic myositis in red-spotted newts, *Notophthalmus viridescens*, from Vermont. In : *Proceedings of the 5th International Colloquium on the Pathology of Reptiles and Amphibians*. Herpetopathologia, 1995, 201-214.
- GREEN SL, BOULEY DM, TOLWANI RJ, WAGGIE KS, LIFLAND BD, OTTO GM, FERRELL JE. Identification and Management of an outbreak of *Flavobacterium meningosepticum* infection in a colony of South African clawed frogs (*Xenopus laevis*). *JAVMA*, 1999, **214**(12), 1833-8.

- GREEN SL, LIFLAND BD, BOULEY DM, BROWN BA, WALLACE RJ, FERRELL JE. Disease attributed to *Mycobacterium chelonae* in South Clawed Frogs (*Xenopus laevis*). *Comp. Med.*, 2000, **50**(6), 675-9.
- GREEN SL. Factors affecting oogenesis in the South African clawed frog (*Xenopus laevis*). *Comp. Med.*, 2002, **52**, 307-312.
- GRESENS J. An introduction to the Mexican axolotl (*Ambystoma mexicanum*). *Laboratory Animals*, 2004, **33**(9), 41-47.
- GRIMM H. Zum Nachweis wachstumsregulierender Wirkstoffe in der menschlichen Plazenta und im Retroplazentarblut. *Wissenschaftliche Zeitschrift der Humboldt-Universität, Mathematisch-naturwissenschaftliche Reihe*, 1952-53, **1-2**, 230-44.
- GRINER LA. Amphibia. In *Pathology of Zoo animals*. San Diego : Zoological society of San Diego, 1983, 1-7.
- GROFF JM, MUGHANNAM A, MCDOWELL TS, WONG A, DYKSTRA MJ, FRYE FL et al. An epizootic of cutaneous zygomycosis in cultured dwarf African clawed frogs (*Hymenochirus curtipes*) due to *Basidiobolus ranarum*. *Journal of Medical and Veterinary Mycology*, 1991, **29**, 215-223.
- GRUIA-GREY J, DESSER SS. Cytopathological observations and epizootiology of frog erythrocytic virus in bullfrogs (*Rana catesbeiana*). *Journal of Wildlife Diseases*, 1992, **28**(1), 34-41.
- HICKMAN CP, ROBERTS LS, LARSON A, L'ANSON H. *Laboratory studies in integrated of Principles of Zoology*. 8th ed. Washington : Mc Graw-Hill publisher, 1992, 448p.
- HILKEN G, DIMIGEN J, IGLAUER F. Growth of *Xenopus laevis* under different laboratory rearing conditions. *Laboratory Animals*, 1995, **29**, 152-162.
- HILL WCO. Report of the society prosector for the year. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 1954, **124**, 304-11.
- HOFF GL, FRYE FL, JACOBSON ER. *Diseases of Amphibians and Reptiles*. New-York and London : Plenum Press, 1984, 784 p.
- IGLAUER F, WILLMANN F, HILKEN G, HUISINGA E, DIMIGEN J. Anthelmintic treatment to eradicate cutaneous capillariasis in a colony of South African clawed frogs (*Xenopus laevis*). *Lab. Anim. Sci.*, 1997, **47**(5), 477-82.
- JACKSON JA, TINSLEY RC. Density dependence of postlarval survivorship in primary infections of *Protopolystoma xenopodis*. *J. Parasitol.*, 2003, **89**(5), 958-60.
- JACKSON JA, TINSLEY RC. *Protopolystoma xenopodis* (*Monogenea*) primary and secondary infections in *Xenopus laevis*. *Parasitology*, 2001, **123**(5), 455-63.
- JENTSCH TJ, STEINMEYER K, SCHWARZ G. Primary structure of *Torpedo marmorata* chloride channel isolated by expression cloning in *Xenopus laevis*. *Nature*, 1990, **348**, 510-4.
- JOHNSON ML, SPEARE R. Survival of *Batrachochytridium dendrobatidis* in water : quarantine and disease control implications. *Emerg. Infect. Dis.*, 2003, **9**(8), 922-5.
- JOHNSON TJ, SUTHERLAND DR. Amphibian deformities and *Ribeiroia* infection : an emerging helminthiasis. *Parasitology*, 2003, **19**(8), 332-5.
- KAMBOL R, KABAT P, TRISTEM M. Complete nucleotide sequence of an endogenous retrovirus from the amphibian, *Xenopus laevis*. *Virology*, 2003, **311**(1), 1-6.
- KENT ML, WHIPPS CM, MATTHEWS JL, FLORIO D, WATRAL V, BISHOP-STEWART JK, POORT M, BERMUDEZ L. Mycobacteriosis in zebrafish (*Danio rerio*) research facilities. *Comp. Biochem. Physiol. C. Toxicol. Pharmacol.*, 2004, **138**(3), 383-90.
- KOSTIUKOV MA, GORDEEVA ZE, BULYCHEV VP, NEMOVA NV, DANIAROV OA. The lake frog (*Rana ridibunda*) – one of the food hosts of blood-sucking

mosquitoes in Tadzhikistan- a reservoir of the West Nile fever virus. *Med. Parazitol.*, 1985, **3**, 49-50.

- KOTLOWSKI R, MARTIN A, ABLORDEY A, CHEMLAL K, FONTEYNE PA, PORTAELS F. One-tube cell lysis and DNA extraction procedure for PCR-based detection of *Mycobacterium ulcerans* in aquatic insects, molluscs and fish. *J. Med. Microbiol.*, 2004, **53**(9), 927-33.

- KRUGER J, BASSON L, VAN AS JG. Redescription of *Trichodina xenopodos* Fantham, 1924 (Ciliophora : Peritrichida), a urinary bladder parasite of *Xenopus laevis laevis* Daudin, 1802, with notes on transmission. *Parasitology*, 1991, **19**, 43-50.

- LAINSON R, PAPERNA I, NAIFF RD. Development of *Hepatozoon caimani* (Carini, 1909) Pess a, De Biasi & De Souza, 1972 in the Caiman Caiman *C. crocodiles*, the frog *Rana catesbeiana* and the mosquito *Culex fatigans*. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, 2003, **98**(1), 103-13.

- LEWIS DH, WANG W, AYERS A, ARNOLD CR. Preliminary studies on the use of chloroquin as a systemic chemotherapeutic agent for amyloidosis in the red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Contributions in Marine Science*, 1988, **30**, 183-189.

- LOM J, DYKOVA I. *Myxosporea* (phylum Myxozoa). In WOO PTK, editor. *Fish Diseases and Disorders, Volume 1 protozoan and metazoan infection*. CAB International : Wallingford UK, 1995, 97-148.

- LUCKE B. A neoplastic disease of the kidney of the frog, *Rana pipiens*. *Am. J. of Cancer*, 1934, **20**, 352-379.

- LUCKE B. Carcinoma in the leopard frog : its probable causation by a virus. *Journal of Experimental Medicine*, 1938, **68**, 457-468.

- MAJOR N, WASSERSUG RJ. Survey of Current Techniques in the Care and Maintenance of the African Clawed Frog (*Xenopus laevis*). *Contemp. Top. Lab. Anim. Sci.*, 1998, **37**(5), 57-60.

- MAO J, GREEN DE, FELLERS G, CHINCHAR VG. Molecular characterization of iridoviruses isolated from sympatric amphibians and fish. *Virus Res.*, 1999, **63**(1-2), 45-52.

- MARSH DM, PEARMAN PB. Effects of habitat fragmentation on the abundance of two species of Leptodactylid frogs in an Andean montane forest. *Conservation Biology*. 1998, **11**, 1323-1328.

- MAUEL MJ, MILLER DL, FRAZIER KS, HINES ME. Bacterial pathogens isolated from cultured bullfrogs (*Rana catesbeiana*). *J. Vet. Diagn. Invest.*, 2002, **14**, 431-3.

- MC KINNEL RG, SUPPANEN ED, LUST JM, CARLSON DK, HUNTER BR. Lucke Renal Adenocarcinoma : cell of origin, characterization of malignancy and genomic potential. In : *Proceedings of the 3rd International Colloquium on the Pathology of Reptiles and Amphibians*. Orlando FL 1989. 72-73.

- McALLISTER CT, TRAUTH SE. New hosts records for *Myxidium serotinum* from North American Amphibians. *J. Parasitol.*, 1995, **81**, 485-488.

- MERMIN J, HUTWAGNER L, VUGIA D, SHALLOW S, DAILY P, BENDER J, KOEHLER J, MARCUS R, ANGULO FJ. Reptiles, Amphibians, and Human Salmonella Infection : A Population-Based, Case-Control Study. *Clinical Infectious Diseases*, 2004, **38**, 253-261.

- MIKAELIAN I, OUELLET M, PAULI B, RODRIGUE J, HARSHBARGER JC, GREEN DM. Ichthyophonous-like infection in wild amphibians from Québec, Canada. *Dis. Aquat. Organ.*, 2000, **40**(3), 195-201.

- MUTSCHMAN F. A new Myxozoan, *Chloromyxum careni* sp. N. (Myxosporea : Chloromyxidae) from Kidney of *Megophrys nasuta* Sclegel, 1858 (Anura : Pelobatidae) from Indonesia. *Acta Protozool.*, 1999, **38**, 83-86.

- MUTSCHMAN F. Pathological changes in African hyperoliid frogs due to a myxosporidian infection with a new species of Hoferellus (Myxozoa). *Dis. Aquat. Organ.*, 2004, **60**(3), 215-22.
- MUTSCHMANN F. Eine durch *Pleistophora myotrophica* (Microsporidia : Pleistophoridae) hervorgerufene infektiöse Muskeldegeneration bei einer afrikanischen Fleckenkröte (*Bufo maculatum*, Anura : Bufonidae). *Der Praktische Tierarzt*, 2000, **81**(1), 18-24.
- MUTSCHMANN F. Nachweis von Chlamydia psittaci-Infektionen bei Amphibien mittels eines spezifischen Immunfluoreszenztests. *Berl. Münch. Tierärztl. Wschr.*, 1998, **111**, 187-9.
- NELSON RT, COCHRANE BJ, DELIS PR, TESTRAKE D. Basidioboliasis in anurans in Florida. *Journal of Wildlife Diseases*, 2002, **38**(2), 463-7.
- NICHOLS DK, LAMIRANDE EW, PESSIER AP, LONGCORE JE. Experimental transmission of cutaneous chytridiomycosis in dendrobatid frogs. *Journal of Wildlife Diseases*, 2001, **37**(1), 1-11.
- NICHOLS DK. Amphibian respiratory diseases. *Vet. Clin. North Am. Exot. Anim. Pract.*, 2000, **3**(2), 551-4.
- O'SHEA P, SPEARE R, THOMAS AD. Salmonellas from the cane toad, *Bufo marinus*. *Australian Veterinary Journal*, 1990, **67**(8), 310.
- PAPERNA I, LAINSON R. *Allogluzea bufonis* (Microsporidia : Glugeidae), a microsporidian of *Bufo marinus* tadpoles and metamorphosing toads from Amazon Brazil. *Dis. Aquat. Organ.*, 1995, **23**, 7-16.
- PAPERNA I, MARTIN C. The development and fine structure of *Lankesterella cf. dicroglossi* (Apicomplexa : Lankesterellidae) infecting frogs in Niger, West Africa. *Folia Parasitol.*, 2001, **48**(3), 178-86.
- PARKER JM, MIKAELIAN I, HANH N, DIGGS HE. Clinical diagnosis and treatment of epidermal chytridiomycosis in African clawed frogs (*Xenopus tropicalis*). *Comp. Med.*, 2002, **52**(3), 265-8.
- PASCOLINI R, DASZAK P, CUNNINGHAM AA, TEI S, VAGNETTI D, BUCCI S, FAGOTTI A, DI ROSA I. Parasitism by *Dermocystidium ranae* in a population of *Rana esculenta* complex in Central Italy and description of *Amphibiocystidium* n. gen. *Dis. Aquat. Organ.*, 2003, **56**(1), 65-74.
- PATTERSON-KANE JC, ECKERLIN RP, LYONS ET, JEWELL MA. Strongyloidiasis in a Cope's Grey Tree Frog (*Hyla Chrysoscelis*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 2001, **32**(1), 106-10.
- PECHERE M, GHARBI MR. Mycobactérioses atypiques. In SAURAT JA, GROSSHAUS E, LAUGIER P, LACHAPPELLE JM, editeurs. *Dermatologie et Maladies sexuellement Transmissibles*, 3ème ed., 1999, 136-138.
- PILET C. *Bactériologie spéciale*. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Microbiologie, Immunologie. 1990, 75p.
- RAMAKRISHNANL, VALDIVIA RH, McKERROW JH, FALKOW S. *Mycobacterium marinum* causes both long-term subclinical infection and acute disease in the leopard frog (*Rana pipiens*). *Infect. Immun.*, 1997, **65**, 767-773.
- RAND M, KALISHMAN J. *Xenopus Care, Health & Disease : A Brief Overview*. [en ligne]. Août 2002, New-York : Columbia University. [http://www.columbia.edu/cu/biology/faculty/kelley/webessay/frog_disease_site.html] (consulté le 18 février 2005).
- RAPHAEL BL. Amphibians. *Veterinary Clinics of North America, Small Animal Practice*, 1993, **23**(6), 1271-1286.

- REED KD, RUTH GR, MEYER JA, SHUKLA SK. *Chlamydia pneumoniae* Infection in a Breeding Colony of African Clawed Frogs (*Xenopus tropicalis*). *Emerg. Infect. Dis.*, 2000, **6**(2), 196-9.
- RILEY J, HENDERSON RJ. Pentastomids and the tetrapod lung. *Parasitology*, 1999, **119** suppl., 89-105.
- ROLLINS-SMITH LA, DOERSAM JK, LONGCORE JE, TAYLOR SK, SHAMBLIN JC, CAREY C, ZASLOFF MA. Antimicrobial peptide defenses against pathogens associated with global amphibian declines. *Developmental and Comparative Immunology*, 2001, **26**(1), 63-72.
- SAPORITO RA, GARRAFFO HM, DONNELLY MA, EDWARDS AL, LONGINO JT, DALY JW. Formicine ants : An arthropod source for the pumiliotoxin alkaloids of dendrobatid poison frogs. *Proc. Natl. Acad. Sci.*, 2004, **101**(21), 8045-50.
- SCHELL SC. *Trematodes of North America*. Moscou : University Press of Idaho, 1985, 263p.
- SCHULTZ TW, DAWSON DA. Housing and Husbandry of *Xenopus* for Oocyte Production. *Lab. Anim.*, 2003, **32**(2), 34-39.
- SCOTT W. *Axolotls*. Neptune City, NJ : T.F.H publications, 1981, 76p.
- SHARMA VK, KAURA YK, SINGH IP. Frogs as carriers of Salmonella and Edwardsiella. *Antonie von Leeuwenhoek*. 1974, **40**, 171-175.
- SLADKY KK, NORTON TM, LOOMIS MR. Trombiculid mites (*Mannemania* sp.) in canyon tree frogs (*Hyla arenicolor*). *J. Zoo. Wildl. Med.*, 2000, **31**(4), 570-5.
- SMITH AW, ANDERSON MP, SKILLING DE, BARLOUGH JE, ENSLEY PK. First isolation of calicivirus from reptiles and amphibians. *American Journal of Veterinary Research*, 1986, **47**(8), 1718-1721.
- SPEARE R, BERGER L, O'SHEA P, LADDS PW, THOMAS AD. Pathology of mucormycosis of cane toads in Australia. *Journal of Wildlife Diseases*, 1997, **33**(1), 105-11.
- SPEARE R, FREELAND WJ, BOLTON SJ. A possible iridovirus in erythrocytes of *Bufo marinus* in Costa Rica. *Journal of Wildlife Diseases*, 1991, **27**(3), 457-462.
- SUMMERS K, SYMULA R, CLOUGH M, CRONIN T. Visual mate choice in poison frogs. *Proc. Biol. Sci.*, 1999, **266**(1434), 2141-5.
- TARASCHEWSKI H, MEHLORN H, RAETHER W. Loperamide, an efficacious drug against fish-pathogenic acanthocephalans. *Parasitology Research*, 1990, **76**, 619-623.
- TAYLOR R, SLOAN D, COOPER T, MORTON B, HUNTER I. A water borne outbreak of *Salmonella* Saintpaul. *Communicable Diseases Intelligence*, 2000, **24**(11), 336-340.
- TAYLOR SK, WILLIAMS ES, PIER AC, MILLS KW, BOCK MD. Mucormycotic dermatitis in captive adult Wyoming toads. *Journal of Wildlife Diseases*, 1999, **35**(1), 70-4.
- TINSLEY RC, CABLE J, PORTER R. Pathological effects of *Pseudodiplorchis americanus* (*Monogenea : Polystomatidae*) on the lung epithelium of its host, *Scaphiopus couchii*. *Parasitology*, 2002, **125**(2), 143-53.
- TINSLEY RC, KOBEL HR. *The Biology of Xenopus*. Oxford : Clarendon Press, 1996, 440p.
- TROTT KA et al. Characterization of a *Mycobacterium ulcerans*-Like Infection in a Colony of African Tropical Clawed Frogs (*Xenopus tropicalis*). *Comp. Med.*, 2004, **54**(3), 309-317.
- UCKO M, COLORNI A. *Mycobacterium marinum* infections in fish and humans in Israël. *J. Clin. Microbiol.*, 2005, **43**(2), 892-5.

- UPTON SJ, McALLISTER CT, TRAUTH SE. A new species of *Chloromyxum* (Myxozoa : Chloromyxidae) from the gall bladder of *Eurycea* spp. (Caudata : Plethodontidae) in North America. *Journal of Wildlife Diseases*, 1995, **31**, 394-396.
- UPTON SJ, MCALLISTER CT, TRAUTH SE. The coccidian (Apicomplexa : Eimeriidae) of Caudata (Amphibia), with descriptions of two new species from North America. *Can. J. Zool.*, 1993, **11**, 2410-2417.
- VALENTINE BA, STOSKOPF MK. Amebiasis in a neotropical toad. *JAVMA*, 1984, **185**(11), 1418-9.
- VELASQUEZ LF, RESTREPO A. Chromomycosis in the toad (*Bufo marinus*) and a comparison of the etiologic agent with fungi causing human chromomycosis. *Sabouraudia*, 1975, **1**, 1-9.
- VOGELNEST L. Myiasis in a green tree frog, *Littoria caerulea*. *Bulletin of the Association of Reptile and Amphibian Veterinarians*, 1994, **4**(1), 4.
- WALLS JG. *Keeping Poison Frogs*. Neptune City, NJ : T. F. H publications, 1995, 63p.
- WERNER JK. Blood Parasites of Amphibians from Sichuan province, People's Republic of China. *J. Parasitol.*, 1993, **79**(3), 356-363.
- WILLIAMS DL. Amphibians. In MEREDITH A, REDROBE S, editors. *BSAVA Manual of Exotic Pets*. 4th ed., Gloucester : BSAVA, 2002, 259-266.
- WOLFE BA, HARMS CA, GROVES JD, LOOMIS MR. Treatment of *Argulus* sp. Infestation of river frogs. *Contemp. Top. Lab. Anim. Sci.*, 2001, **40**(6), 35-6.
- WOODHAMS DC, ALFORD RA, MARANTELLI G. Emerging disease of amphibians cured by elevated body temperature. *Dis. Aquat. Organ.*, 2003, **55**(1), 65-7.
- WRIGHT KM, WHITAKER BR. *Amphibian Medicine and Captive Husbandry*. Malabar : Krieger publishing, 2001, 499p.
- WRIGHT KM. Amphibian Husbandry and Medicine. In MADER DR, editor. *Reptile medicine and Surgery*. Philadelphia : WB Saunders, 1996, 436-459.
- YOSHIKAWA H, MORIMOTO K, NAGASHIMA M, MIYAMOTO N. A survey of Blastocystis infection in anuran and urodele amphibians. *Vet. Parasitol.*, 2004, **122**(2), 91-102.
- ZIMMERMAN LB, HIRSCH N, OFFIELD M, GRAY J, CURRAN K, GRAINGER RM. *Operation and Maintenance of Xenopus tropicalis*. Charlottesville Va. USA : Zimmerman Lb, Grainger Rm, 1999, 25p.

Liste des tableaux et des figures

Tableaux

- I. Différentes espèces de xénopes
- II. Qualités exploitables de *X. laevis* et *X. tropicalis*
- III. Variabilité des procédés utilisés dans le soin et la maintenance des *X. laevis* adultes, d'après sur une enquête menée dans 66 élevages
- IV. Procédés les plus souvent utilisés dans la maintenance et le soin des *X. laevis* adultes, d'après une enquête menée dans 66 élevages
- V. Recommandations pour les paramètres d'élevage de *X. tropicalis*
- VI. Quelques conditions d'élevage des axolotls aquatiques
- VII. Quelques conditions d'élevage pour les axolotls terrestres et les salamandres tigrées
- VIII. Principales espèces de dendrobates rencontrées en élevage
- IX. Bactéries des amphibiens : maladies, épidémiologie, démarche diagnostic et traitements
- X. Principaux antibiotiques (noms, posologies, durées des traitements, voies d'administration) utilisables chez les amphibiens
- XI. Virus des amphibiens : maladies, épidémiologie, diagnostics et traitements
- XII. Algues et champignons des amphibiens : épidémiologie, maladies, diagnostics et traitements
- XIII. Principaux anti-fongiques (noms, posologies, durées des traitements, voies d'administration) utilisables chez les amphibiens
- XIV. Distribution des protozoaires et métazoaires au sein des organes des amphibiens
- XV. Parasites des amphibiens : maladies, épidémiologie, diagnostics et traitements
- XVI. Principaux antiparasitaires (noms, posologies, durées des traitements, voies d'administration, spectres) utilisables chez les amphibiens
- XVII. Résultats des examens effectués sur les prélèvements t1, t2, t3, t4, et t5 au service de bactériologie de l'hôpital Henri Mondor.
- XVIII. Nombre et fréquence des différentes lésions rencontrées chez les 150 *X. tropicalis* et les quatre *X. laevis* autopsiés.

Figures

1. Anatomie externe d'une salamandre
2. Schéma de la cavité générale de *Rana temporaria*
3. Anatomie générale d'un Gymnophione
4. Schéma de l'appareil génital mâle d'Anoure
5. Schéma de l'appareil génital femelle d'Anoure
6. *Bufo melanostictus* (photo)
7. *Bufo paracnemys* femelle (photo)
8. *Rana temporaria* (photo)
9. *Phrynohyas resinifictrix* (photo)
10. *Gastrotheca riobambae* (photo)
11. *Dendrobates tinctorius* (photo)
12. *Phyllobates terribilis* (photo)
13. *Bombina orientalis* (photo)

14. *Xenopus tropicalis* (photo)
15. *Xenopus laevis* (photo)
16. *Ambystoma mexicanum* (photo)
17. *Gyrinophilus porphyriticus* (photo)
18. *Tylototriton shanjing* (photo)
19. Nombre de publications Rana/Xenopus/amphibiens comptés dans la base bibliographique Pubmed entre 1965 et 2004
20. *D. tinctorius* : repas de micro-grillons (photo)
21. Tétratest 5.1 ND, bandelettes colorées évaluant cinq paramètres de l'eau
22. Prélèvement de sang sur un xénope (photo)
23. Etalement sanguin de xénope (photo)
24. Endoscopie de xénope (photo)
25. Nématodes visibles à l'autopsie d'une femelle *X. laevis* (photo)
26. Granulomes hépatiques chez un *X. tropicalis* (photo)

Liste des abréviations utilisées

ARNm : Acide Ribo Nucléique messenger
cm : centimètre
CNRS : Centre National de la Recherche Scientifique
DSV : Direction des Services vétérinaires
g : gramme
TH, DH ou GH : Dureté totale
h : heure
hCG : Human Gonadochorionic Hormon
HD : Hôte Définitif
HI : Hôte intermédiaire
HP : Hôte Paraténique
IC : Intra-coelomique
IM : Intra-musculaire
J ou j: jour
L : Litre
LDV : laboratoire Départemental Vétérinaire
Lx : forme larvaire de stade x
m : mètre
M : moyenne
min : minute
mm : millimètre
MNHN : Muséum National d'Histoire Naturelle
MS 222 : Methanesulfonate de Tricaïne
pb : paire de base
PO : Per os
R.A.S : Rien à signaler
SC : Sous-cutané
TM : Taux de Mortalité
U.V : rayons Ultraviolets
UI : Unité Internationale
UMR : Unité Mixte de Recherche
KO : Knot Out

ANNEXES

Annexe 1 : Liste des dendrobatidés, avec leurs origines et leurs conditions de maintenance (Yves Mathieu)

DENDROBATES	TAILLE (en mmm)		Taille des bacs (en cm)			Nombre par bac		Températures		PAYS OU ON TROUVE LES ESPECES												
	MALE	FEMELLE	Largeur	Longueur	Hauteur	MALE	FEMELLE	T° Nuit	T° Jour	BOLIVIE	BRESIL	COSTA RICA	COLOMBIE	EQUATEUR	GUYANA	GUYANE	NICARAGUA	PANAMA	PEROU	SURINAM	VENEZUELA	
Nb d'espèces par pays :										0	9	3	7	4	3	3	2	5	14	4	1	
D.AMAZONICUS	18	19	30	30	40	1	1,2	16	28													x
D.ARBOREUS	20	22	40	40	60	1	1	17	24									x				
D.AURATUS	31	34	50	50	50	1	1	20	28		x		x				x	x				
D.AZUREUS	41	43	50	50	50	1	1	20	28												x	
D.BIOLAT	15	18	30	30	40	1	1	18	26												x	
D.CAPTIVUS	14,6	15,4	30	30	40	1	1	19	28												x	
D.CASTANEOTICUS	18 - 23	21 - 27	50	50	50	1	1	19	28		x											
D.DUELLMANI	17	18	30	30	40	1	1	19	28				x								x	
D.FANTASTICUS	18	19	30	30	40	1	1	20	25 - 27					x								x
D.GALACTONOTUS	34,7	35,7	40	40	40	1	1	20	26 - 28		x											
D.GRANULIFERUS	20,7	20,8	30	30	40	1	1	20	24 - 28			x										
D.HISTRIONICUS	33,2	33,1	70	50	50	1	1	20	24 - 28				x	x								
D.IMITATOR	17 - 19	19 - 21	30	30	40	1	1	19	24 - 28													x
D.LAMASI	16	18	30	30	40	1	1	15	22													x
D.LEHMANI	31	36	70	50	50	1	1	19	24 - 28				x									
D.LEUCOMELAS	33,8	34,8	50	50	50	2	1	20	28 - 30		x		x		x							x
D.MYSTERIOSUS	25	27	30	30	40	1	1	13	32													x
D.OCCULTATOR	25	27	50	50	50	1	1	19	28				x									
D.PUMILIO	21	22	40	40	40	1	1	19 - 22	25 - 30			x					x		x			
D.QUINQUEVITTATUS	17,1	17,3	30	30	40	1	2	18	28		x		x	x								x
D.RETICULATUS	14	16	30	30	40	1	1	19 - 20	24 - 26													x
D.SIRENSIS	15	17	30	30	40	1	1	18	26													x
D.SYLVATICUS	28	31	70	50	50	1	1	20	24 - 28				x									
D.SPECIOSUS	28,8	29,1	50	50	50	1	1	16 - 18	22 - 24									x				
D.TINCTORIUS (petites)	41	46,5	50	50	50	1	1	18	28 - 30		x				x	x						x
D.TINCTORIUS (grandes)	50	60	90	50	50	1	1	18	28 - 30		x				x	x						x
D.TRUNCATUS	27,2	28,7	50	50	50	1	1	18	28				x									
D.VANZOLINI	17	19	30	30	40	1	1	19	26		x											x
D.VARABILIS	17	19	30	30	40	1	1	16	25 maxi		x											x
D.VENTRIMACULATUS	17	21	30	30	40	1	1 à 3	17	30		x					x					x	x
D.VICENTEI	18	20	40	40	40	1	1	18	28 - 30									x				

EPIPEDOBATES	TAILLE (en mmm)		Taille des bacs (en cm)			Nombre par bac		Températures		PAYS OU ON TROUVE LES ESPECES												
	MALE	FEMELLE	Largeur	Longueur	Hauteur	MALE	FEMELLE	T° Nuit	T° Jour	BOLIVIE	BRESIL	COSTA RICA	COLOMBIE	EQUATEUR	GUYANA	GUYANE	NICARAGUA	PANAMA	PEROU	SURINAM	VENEZUELA	
	Nb d'espèces par pays :											1	3	0	4	7	1	1	0	1	9	1
E.ANDINUS	19	21	50	50	50	2	1	14	23				x	x								
E.ANTHONYI	18,1	20	50	50	50	2	1	17	26											x		
E.ARDENS / CAINARACHI	23	24	50	50	50	2	1	18	25											x		
E.AZUREIVENTRIS	25	27,5	50	50	50	2	1	18	24											x		
E.BILINGUIS	19	21	50	50	50	2	1	18	26				x							x		
E.BOLIVIANUS	23	25,8	50	50	50	2	1	15	24	x												
E.BOULENGERI	16,9	18,5	50	50	50	2	1	15	18 - 25			x										
E.CAINARACHI / ARDENS	23	24	50	50	50	2	1	18	25											x		
E.ERYTHROMOS	20	24	50	50	50	2	1	19	28				x									
E.ESPINOSAI	16,9	18	50	50	50	2	1	19	28				x									
E.FLAVOPICTUS	22	31	50	50	50	2	1	19	28		x											
E.HANELI	21,3	23,1	50	50	50	2	1	19	28		x				x							
E.INGERI	24	27	50	50	50	2	1	19	26			x										
E.MACERO	24	30	50	50	50	2	1	18	28												x	
E.MACULATUS	18	20	30	30	30	2	1	15	25									x				
E.MYERSI	25	28	50	50	50	2	1	20	28			x										
E.PARVULUS	19	21,2	50	50	50	2	1	19	28												x	
E.PETERSI	24,8	28	50	50	50	2	1	19	28												x	
E.PICTUS	23,2	24,4	50	50	50	2	1	18	28 - 30					x							x	x
E.PULCHIPECTUS	22,5	26	50	50	50	2	1	18	24 - 26		x											
E.RUFULUS	20	22	30	30	40	1	1	15	24													x
E.SMARAGDINUS	26	27	70	50	50	2	1	18	26				x								x	
E.TRICOLOR	17	27	70	50	50	2	1	16	28				x									
E.ZAPARO	26	31	70	50	50	2	1	19	28				x									

ALLOBATES	TAILLE (en mmm)		Taille des bacs (en cm)			Nombre par bac		Températures		PAYS OU ON TROUVE LES ESPECES												
	MALE	FEMELLE	Largeur	Longueur	Hauteur	MALE	FEMELLE	T° Nuit	T° Jour	BOLIVIE	BRESIL	COSTA RICA	COLOMBIE	EQUATEUR	GUYANA	GUYANE	NICARAGUA	PANAMA	PEROU	SURINAM	VENEZUELA	
	Nb d'espèces par pays :											0	1	0	1	0	1	1	0	0	1	1
A.FEMORALIS	20 - 23	28 - 33	50	50	40	1	1 ou 2	19	28 - 30	x		x			x	x				x	x	

PHYLLOBATES	TAILLE (en mmm)		Taille des bacs (en cm)			Nombre par bac		Températures		PAYS OU ON TROUVE LES ESPECES												
	MALE	FEMELLE	Largeur	Longueur	Hauteur	MALE	FEMELLE	T° Nuit	T° Jour	BOLIVIE	BRESIL	COSTA RICA	COLOMBIE	EQUATEUR	GUYANA	GUYANE	NICARAGUA	PANAMA	PEROU	SURINAM	VENEZUELA	
	Nb d'espèces par pays :											0	0	2	3	0	0	0	0	1	0	0
P.AUROTAENIA	23,5	34	50	50	50	2	3	19	24 - 26				x									
P.BICOLOR	23	26	50	50	50	2	3	18 - 20	26 - 28				x									
P.LUGUBRIS	22 - 24	26 - 30	50	50	50	2	3	19	26 - 28		x								x			

	TAILLE (en mmm)		Taille des bacs (en cm)			Nombre par bac		Températures		PAYS OU ON TROUVE LES ESPECES												
	MALE	FEMELLE	Largeur	Longueur	Hauteur	MALE	FEMELLE	T° Nuit	T° Jour	BOLIVIE	BRESIL	COSTA RICA	COLOMBIE	EQUATEUR	GUYANA	GUYANE	NICARAGUA	PANAMA	PEROU	SURINAM	VENEZUELA	
PHYLOBATES	26	31	50	50	50	2	3	18 - 20	28				x									
P.TERRIBILIS	26	31	50	50	50	2	3	18 - 20	28				x									
P.VITTATUS	24,4	27,7	60	50	50	2	4	20	25 - 30		x											

	TAILLE (en mmm)		Taille des bacs (en cm)			Nombre par bac		Températures		PAYS OU ON TROUVE LES ESPECES											
	MALE	FEMELLE	Largeur	Longueur	Hauteur	MALE	FEMELLE	T° Nuit	T° Jour	BOLIVIE	BRESIL	COSTA RICA	COLOMBIE	EQUATEUR	GUYANA	GUYANE	NICARAGUA	PANAMA	PEROU	SURINAM	VENEZUELA
PHOBOBATES										0	1	0	0	0	1	0	0	0	2	1	0
	Nb d'espèces par pays :																				
Pho.BASSLERI	35	37,5	100	50	50	1	1	19	26										x		
Pho.SILVERSTONEI	40	42,2	120	50	50	1	1	16 - 18	25										x		
Pho. TRIVITTATUS	39,8	43,6	120	50	50	1	1	18	26		x				x					x	

	TAILLE (en mmm)		Taille des bacs (en cm)			Nombre par bac		Températures		PAYS OU ON TROUVE LES ESPECES											
	MALE	FEMELLE	Largeur	Longueur	Hauteur	MALE	FEMELLE	T° Nuit	T° Jour	BOLIVIE	BRESIL	COSTA RICA	COLOMBIE	EQUATEUR	GUYANA	GUYANE	NICARAGUA	PANAMA	PEROU	SURINAM	VENEZUELA
MYNIOBATES										0	0	0	8	1	0	0	0	1	0	0	1
	Nb d'espèces par pays :																				
M.ABDITUS	16	18	30	30	40	1	1	17	26				x	x							
M.ALTOBUYENSIS	15,5	17	30	30	40	1	1	16	24				x								
M.BOMBETES	16	20	30	30	40	1	1	19	28				x								
M.FULGURITUS	14,8	15,2	30	30	40	1	1	18	27				x								
M.MINUTUS	13,4	13,5	30	30	40	1	1	19	28				x				x				
M.OPISTHOMELAS	17	17,3	30	30	40	1	1	16	24				x								
M.STEYERMARKI	14	16	30	30	40	1	1	14	25												x
M.VIRIDIS	14	15,2	30	30	40	1	1	20	25				x								
M.VIROLINESIS	14,5	19	30	30	40	1	1	16	22				x								

TOTAL ESPECES PAR PAYS

	BOLIVIE	BRESIL	COSTA RICA	COLOMBIE	EQUATEUR	GUYANA	GUYANE	NICARAGUA	PANAMA	PEROU	SURINAM	VENEZUELA
TOTAL espèces par pays	1	14	5	23	12	6	5	2	8	26	7	4
DENDROBATES	0	9	3	7	4	3	3	2	5	14	4	1
EPIPEDOBATES	1	3	0	4	7	1	1	0	1	9	1	2
PHYLOBATES	0	0	2	3	0	0	0	0	1	0	0	0
ALLOBATES	0	1	0	1	0	1	1	0	0	1	1	0
PHOBOBATES	0	1	0	0	0	1	0	0	0	2	1	0
MINYOBATES	0	0	0	8	1	0	0	0	1	0	0	1

Annexe 2 : Données de la visite des élevages de xénopes du centre C

Logement/ambiance

Tableau : Caractéristiques générales des salles d'élevage de *X.laevis* adultes du centre C

Salle/Caractéristiques générales	Salle neuve	Salle commune	Remarques
Indice de taille (référence=1)	1	4	
Disposition des bacs	Des batteries en eau renouvelée alimentent des aquariums de 50L le long de deux murs, en angle (une longueur et une largeur).	Des épis bétonnés servent de support aux aquariums (100L) maintenus en eau courante. Des bacs à truites (400L) sont dispersés dans la pièce.	La salle neuve est plus moderne que celle commune dont les installations sont très vétustes.
Autres équipements	Un évier et une paille sont disposés le long d'une des longueur et un bac de réserve d'eau de 1000L environ de l'autre.	Il y a des armoires le long des murs, un évier dans un coin et un bac de réserve d'eau d'environ 1000L dans un autre coin. Il y a des bacs pour des anguilles et des axolotls.	La salle commune accueille des axolotls et des anguilles en plus, ces dernières nécessitant des débits d'eau très importants.
Aération	Pièce climatisée.	Absence de climatisation.	La salle neuve est précédée d'un sas, alors que la salle commune est souvent ouverte sur un couloir.
Eclairage	Néon, photopériode 12 : 12 sans apport de lumière extérieure.	Néon, photopériode 12 : 12. Les fenêtres sont partiellement masquées.	
Chauffage	Climatiseur avec thermostat réglé à 21°C.	Aucun. Température ambiante.	
Ambiance générale	Calme	Parfois stressante et bruyante	Les xénopes de la salle neuve sont plus calmes que ceux de la salle commune.

Tableau : Quelques caractéristiques du logement des *X. laevis* adultes du centre d'élevage C

Salle/Logement des animaux et caractéristiques du milieu	Salle neuve	Salle commune	Remarques
Contenance des bacs	50 L	100L, 120L et 200L et 400L.	
Types de bacs	Aquariums rectangulaires en verre avec 4 vitres opaques, une devant transparente et un couvercle en plastique percé.	Aquariums rectangulaires en verre avec des caches artificiels sur une moitié et des couvercles en plastique. Bacs à truite en plastique, totalement opaques et avec un couvercle en plastique percé.	La variété des aquariums de la salle commune est due aux différentes espèces qu'elle hébergeait, dont des <i>X. tropicalis</i> avant leur euthanasie.
Décoration des bacs	Des demi-tubes de PVC sont disponibles comme cachettes.	Des demi-tubes de PVC sont parfois disponibles.	
Charge animale	Un xénope/5L d'eau au maximum.	Un xénope/60 L d'eau à un xénope/5L d'eau.	Dans certains aquariums de la salle commune où les <i>X. laevis</i> sont les plus nombreux, il y a beaucoup d'agitation au moment des repas.
Type de circuit d'eau	Renouvelé : l'eau circule d'un bac réserve situé au dessus des batteries, passe au goutte-à-goutte dans les aquariums superposés, arrive dans un bac de réserve en bas puis est pompée vers le bac de réserve du haut.	Ouvert : l'eau provient du robinet et alimente les aquariums au goutte-à-goutte avant d'être évacuée.	Un circuit fermé permet de stabiliser certaines qualités de l'eau mais redistribue à l'ensemble des aquariums de la batterie une eau qui est contaminée en cas d'infection.

Salle/Logement des animaux et caractéristiques du milieu	Salle neuve	Salle commune	Remarques
Provenance de l'eau	Mélange moitié d'eau de ville et moitié d'eau déminéralisée, laissée reposée 24h dans la réserve de 1000L de la pièce.	Eau de ville.	Les qualités d'une eau mélangée par rapport à une eau de ville sont discutées pour optimiser l'élevage des xénopes.
Filtres	Un filtre biologique est dans le bac réserve du bas.	Il y a des filtres à charbon à la sortie du robinet, changés tous les trois mois.	
Type et fréquence des changements d'eau	Le bac de réserve du haut est vidé au tiers et rempli d'eau de mélange nouvelle trois fois par semaine.	Les particules en suspension sont évacuées à l'aide d'une pompe après les repas, trois fois par semaine.	

Tableau : Paramètres de contrôle de la qualité de l'eau des élevages de xénopes du centre C

Salle/paramètres évalués	Salle neuve	Salle commune	Remarques
Température de l'eau	Le climatiseur est à 21°C. La température de l'eau est rarement contrôlée au thermomètre. Une stabilité est permise par le circuit fermé.	La température de l'eau varie entre les aquariums et au cours de la journée. Evaluation à l'aide d'un thermomètre quand c'est nécessaire.	L'instabilité de la température de l'eau est importante dans la salle commune
pH	Il est contrôlé avec des bandelettes colorées. pH : 7,2.	Non contrôlé.	
Nitrites/nitrates	Un test colorimétrique quantitatif est fait une fois/mois/colonne. Les résultats sont en-dessous du seuil de toxicité.	Non contrôlé. Un aquarium test est en cours d'équilibrage dans cette salle et les concentrations en nitrites/nitrates sont mesurées à intervalle régulier.	Les concentrations mesurées dans l'aquarium test de la salle commune sont pour l'instant satisfaisantes.

Salle/paramètres évalués	Salle neuve	Salle commune	Remarques
Chlore	L'eau est déchlorée (repos de 24h) avant d'être utilisée. Il n'y a pas de test de contrôle.	Actuellement il y a un test chlore à la sortie des filtres à charbon.	L'efficacité des filtres à charbon et leur fréquence de remplacement dépend du débit d'eau qui les traverse. Les anguilles de la salle commune ont besoin de débits d'eau très importants.
Dureté totale (GH) : 1°a = 1°f-7	Paramètre des bandelettes colorées, la dureté est évaluée lors de leur utilisation. TH : 10-12°a	Non contrôlée.	La dureté de l'eau est celle de l'eau de ville, soit 10-12°a (eau dure).

Tableau : Caractéristiques générales du logement des têtards du centre d'élevage C

Salles/caractéristiques	Deux salles têtards	Remarques
Type de salles	Salles rectangulaires sans fenêtres, équipées de tables et de paillasses.	
Type/disposition des aquariums	Des aquariums en verre de 50L sont disposés en ligne, chacun hébergeant un stade de développement de têtard différent.	Les aquariums ne sont pas reliés entre eux par un circuit d'eau.
Autres éléments dans la salle	Evier, adultes en reproduction dans quelques bacs.	
Eclairage	Eclairage artificiel au néon, photopériode 12 : 12.	
Température de la salle	Le climatiseur est réglé à 26°C.	
Température de l'eau	[24-25°C], homogène dans les différents aquariums.	
Type d'eau	Mélange moitié eau de ville, moitié eau déminéralisée.	
Renouvellement de l'eau	Le changement d'eau est total et quotidien.	Travail manuel important, pêche quotidienne stressante pour les têtards
Equipement des aquariums	Bulleurs	
Charge animale	Il y a 20 têtards par aquarium au départ, moins après.	Manque d'oxygénation, choc thermique et stress de la pêche quotidienne tuent beaucoup de têtards.

Salles/caractéristiques	Deux salles têtards	Remarques
Ambiance générale	Très bien contrôlée	Un des seuls paramètres évalué est la température, car l'eau est totalement changée tous les jours.

Alimentation

Tableau : Alimentation des *X. laevis* adultes et des têtards du centre d'élevage C

Xénopes/ Caractéristiques de l'alimentation	Xénopes adultes	Jeunes métamorphosés	Têtards de xénopes	Remarques
Type de nourriture	Granulés pour poissons, riches en protéines de poissons et de 3 mm de diamètre.	Paillettes pour <i>Discus spp.</i> , Tetraprima Discus ND. 	Soupe d'orties mixées mélangées à l'eau et paillettes Tetraprima Discus ND mixées (substrat pour la croissance des microorganismes végétaux).	Vers de vase (larves de chironomes), larves d' <i>Artémia sp.</i> et cœur de bœuf ajoutés de temps en temps pour les xénopes adultes et les jeunes métamorphosés.
Quantité de nourriture	Une dizaine de granulés est distribuée par xénope.	Une pincée de paillettes est distribuée par animal.	La quantité de soupe est suffisante pour colorer l'eau de l'aquarium.	Il y a une deuxième distribution pour les adultes et les jeunes s'ils demandent et qu'il n'y a aucun reste.
Fréquence de distribution	Trois fois par semaine.	Quotidienne.	Quotidienne.	Retrait des restes à l'aide d'une pompe une demi-journée après le repas.

Reproduction

Tableau : Protocoles de reproduction *X. laevis* du centre d'élevage C

Salle/protocole de reproduction	Salle neuve	Salle commune	Remarques
Ponte induite	De l'hCG (500 UI) est injectée dans les sacs lymphatiques dorsaux de la femelle qui pond 24h après. Injection d'hCG (250 UI) au mâle en même temps si on veut des œufs. On récupère les œufs sur une grille.	Non	On peut faire une fécondation <i>in vitro</i> en sacrifiant un mâle et en prélevant ses testicules pour les mettre sur la ponte non fécondée.
Manipulation ponte	Non	Femelle « pressée ».	Presser une femelle est une manœuvre stressante.
Fréquence des pontes	Les femelles matures ne sont pas induites plus de deux fois par an.	Les femelles matures ne sont pas induites plus de deux fois par an.	

Gestion sanitaire et médicale

Tableau : Protocoles de gestion sanitaire et médicale de l'élevage *X. laevis* du centre d'élevage C

Salle/Protocoles de gestion	Salle neuve	Salle commune	Remarques
Effectifs	Les xénopes sont comptés chaque matin. Les cahiers journaliers d'entrées et de sorties sont à jour.	Les cahiers journaliers des entrées et des sorties sont à jour. Le comptage est global et intermittent.	
Méthodes d'identification	Les aquariums sont identifiés par des étiquettes numérotées indiquant le nombre d'animaux et leur sexe. Les dernières dates d'induction/ponte y sont portées. Les transgéniques ont une nomenclature en plus : ils ont des puces électroniques.	Les aquariums sont identifiés par des étiquettes numérotées portant le nombre de xénopes dans le bac, leur sexe et leur dernière date d'induction ou de ponte.	Rien n'indique l'âge ou la provenance des animaux (informations non communiquées par les revendeurs).

Salle/Protocoles de gestion	Salle neuve	Salle commune	Remarques
Nettoyage/désinfection	Le nettoyage est rare, les algues se déposant le long des parois du bac de réserve sont nettoyées avec une éponge aimantée. L'utilisation d'U.V sur l'eau arrivant dans le circuit est possible.	Lors de changement d'aquarium d'un lot de xénopes, l'aquarium est nettoyé et désinfecté à l'eau de Javel.	Les aquariums sont rarement nettoyés.
Gestion des malades : quarantaine et traitements	Inexistante	Inexistante	Les animaux malades sont euthanasiés au MS 222, leurs congénères n'ont aucun traitement particulier.
Prophylaxies médicales	Aucune	Aucune	Antiparasitaires arrêtés car pas assez de bénéfiques
Autopsies	Elles sont effectuées par le service vétérinaire du MNHN.	Elles sont effectuées par le service vétérinaire du MNHN.	
Analyses	idem	idem	<i>Voir 2.2</i>

Annexe 3 : Données de la visite des élevages de xénopes du centre B

Logement

Tableau : Caractéristiques générales des locaux des xénopes du centre d'élevage B

Salle/ Caractéristiques générales	Salle 1	Collection : Salle 2	Salle 3	Commune : Salle 4	Transgénique : Salle 5	Remarques
Indice de taille (référence 1)	1	3	1	5	2	Il y a une porte de chaque côté de la salle 2 menant sur les salles 1 et 3.
Nombre d'animaux et nombre d'aquariums	320 xénopes et 36 aquariums	300 xénopes et 24 aquariums	50 xénopes et 2 bacs	300 xénopes et 36 aquariums	250 xénopes, 32 aquariums et environ 20 modulos.	Beaucoup d'aquariums sont peu ou pas occupés.
Disposition des bacs	Deux armoires de plusieurs colonnes occupent les murs des deux longueurs.	Des portants d'aquariums sont disposés en colonnes sur les deux longueurs.	Les deux grands bacs à truites sont sur le sol.	De grands aquariums sont sur une ligne le long de 2 murs opposés, des portants d'aquariums sont en colonnes au centre.	Des armoires avec des aquariums sont disposées en colonnes le long des murs de longueur, de nombreux modulos sont dans la pièce.	
Autres équipements	Il y a un évier et quelques étagères.	Il y a un évier, un bac de réserve de 1000L et une chaudière.	Pompes	Il y a une paillasse d'autopsie avec un évier.	Il y a un évier et un bac de réserve de 1000L.	La salle collection accueille en plus deux axolotls et un <i>Tilapia sp.</i>
Aération	Il n'y a pas de fenêtres. Une porte est ouverte sur la salle 2.	Il y a des grilles d'aération.	Une porte est ouverte sur la salle 2.	Climatiseur.	Climatiseur.	

Salle/ Caractéristiques générales	Salle 1	Collection : Salle 2	Salle 3	Commune : Salle 4	Transgénique : Salle 5	Remarques
Eclairage	Néon, rythme 12 : 12.	Les fenêtres sont voilées. Néon, rythme 12 : 12.	La fenêtre est voilée. Néon, rythme 12 : 12.	Les fenêtres sont voilées. Néon, rythme 12 : 12.	Les fenêtres sont voilées. Néon, photopériode 12 : 12.	
Chauffage	Il n'y a pas de régulateur de température dans la pièce, mais trois résistances dans la réserve d'eau réglées à 23°C.	Il n'y a pas de régulateur de température dans cette pièce. Une chaudière est présente.	Le bac de réserve de la salle 2, chauffé par une résistance à 21°C, alimente les aquariums de cette pièce.	Il y a un climatiseur réglé à 21°C.	Il y a un climatiseur réglé à 21°C.	
Ambiance générale	Calme.	Calme mais trois portes.	Bruyante (pompes).	Calme.	Calme.	

Tableau : Quelques caractéristiques du logement des xénopes du centre d'élevage B

Salle/ Logement des animaux et caractéristiques du milieu	Salle 1	Collection : Salle 2	Salle 3	Commune : Salle 4	Transgénique : Salle 5	Remarques
Contenance des aquariums	50L	40L, 100L et 120 L.	200L.	40L, 100L et 120L.	100L et 120L.	
Types d'aquariums	Ils sont en verre avec un couvercle en plastique.	Ils sont en verre avec un couvercle en métal percé.	Ils sont en verre avec un couvercle en métal percé.	Ils sont en verre avec un couvercle en métal percé.	Ils sont en verre avec un couvercle en métal percé.	Les algues brunes ne sont pas retirées et occupent les parois.
Décoration des bacs	Des demi- tubes en PVC sont parfois ajoutés.	Rien	Des graviers constituent le fond.	Des demi- tubes en PVC sont rarement ajoutés.	Rien.	Les algues brunes limitent le stress (?)

Salle/ Logement des animaux et caractéristiques du milieu	Salle 1	Collection : Salle 2	Salle 3	Commune : Salle 4	Transgénétique : Salle 5	Remarques
Charge animale	Un xénope/10L à un xénopes/3L .	Un xénope/50L à un xénope/2L.	Un xénope/10 L maximum.	Un xénope/5L maximum.	Un xénope/5L maximum dans les aquariums et la place dans les modulos est très restreinte.	Il y a un manque de place dans la salle 5, les modulos n'étant pas une solution idéale.
Type de circuit d'eau	Le circuit d'eau est ouvert, avec un bac de réserve en haut des colonnes.	Le circuit d'eau est ouvert et n'a pas de bac de réserve d'eau.	Le circuit d'eau est ouvert, alimenté par la réserve d'eau de la salle 2.	Le circuit d'eau est ouvert et n'a pas de bac de réserve d'eau.	Le circuit d'eau est ouvert et a un bac de réserve d'eau au-dessus des aquariums.	
Provenance de l'eau	L'eau de ville arrive du robinet dans le bac de réserve.	Eau de ville.	Eau de ville qui alimente le réservoir de la salle 2.	Eau de ville.	L'eau de ville passe par un bac de réserve.	
Filtres	Trois filtres sont montés sur le circuit d'eau, à la sortie du robinet, avant le bac de réserve.	Deux filtres sont montés en série à la sortie du robinet, avant le goutte-à-goutte.	Aucun filtre, le brassage est très important dans les aquariums équipés de pompes.	Deux filtres sont montés en série à la sortie du robinet, avant le goutte-à-goutte.	Trois filtres sont montés à la sortie du robinet, avant le bac de réserve.	Les filtres sont à particules, à charbon et calcaire.
Types et fréquence des changements d'eau	L'eau est vidée une fois par semaine à 1 cm de hauteur, puis remplissage au goutte-à-goutte.	Idem.	L'eau n'est pas changée mais renouvelée en continu (et brassage intense).	L'eau est vidée une fois par semaine à 1 cm d'eau de hauteur, puis le remplissage se fait au goutte-à-goutte.	idem	

Tableau : Paramètres de contrôle de la qualité de l'eau du centre d'élevage B

Salle/ Paramètres évalués	Salle 1	Collection : Salle 2	Salle 3	Commune : Salle 4	Salle 5	Remarques
Température de l'eau	23°C dans le bac de réserve, 21°C dans les aquariums.	20°C dans les aquariums, variations avec la température ambiante.	Réserve à 21°C, aquariums allant jusqu'à 16°C.	La température est stabilisée par un climatiseur à 21°C, environ à 20°C dans les aquariums.	La température est stabilisée par un climatiseur à 21°C.	La température varie dans toutes les salles. Les <i>X. tropicalis</i> sont élevés à 21°C.
pH	pH = 7,2, un test (bandelette colorée Tétratest ND) est fait tous les trois mois.	idem	Rien	pH = 7,2, un test (bandelette Tétratest ND) est fait tous les trois mois.	Idem	Les bandelettes colorées ne sont pas très précises et tous les aquariums ne sont pas testés.
Nitrites/ Nitrates	Un test (bandelette colorée Tétratest ND) est fait tous les trois mois.	idem	Rien	Un test est fait tous les trois mois.	Idem	Les nitrites/nitrates sont aussi évalués lors de problème pathologique.
Chlore	Le chlore est enlevé par repos de l'eau dans le bac de réserve et passage par le filtre à charbon.	Le chlore enlevé en partie par le filtre à charbon.	L'eau est déchlorée par repos dans le bac de réserve et par brassage dans les aquariums.	La déchloration est partielle par le filtre à charbon.	L'eau est déchlorée par repos dans le bac de réserve et passage par le filtre à charbon.	Un test chlore va être commandé pour la salle 5, car l'eau du bac de réserve sent le chlore.
Dureté totale (GH) : 1°a =1°f-7	Test (bandelette colorée Tétratest ND) fait une fois tous les trois mois. 10-12°a.	Idem.	Rien.	Test (bandelette colorée Tétratest ND) fait une fois tous les trois mois. 10-12°a.	Idem	Les <i>X. tropicalis</i> sont élevés dans une eau dure.

Méthodes d'élevage

Alimentation

Tableau : Alimentation des xénopes et têtards du centre d'élevage B

Animaux/Caractéristiques de l'alimentation	Xénopes adultes des salles 1, 2, 3 et 5	Xénopes adultes de la salle 4	Têtards	Remarques
Type de nourriture (voir <u>Annexe 4</u>)	Granulés Mazuri Aquatic 3 ND et vers de vase en plus parfois.	Granulés Mazuri Aquatic 4 ND, vers de vase et cœur de bœuf parfois.	Infusoires de soupe d'orties mixées.	Certaines vieilles femelles cachectiques (non pondeuses) ne sont nourries qu'aux granulés. L'animalier aurait souhaité faire un complément à base de poissons et de crevettes pour les autres.
Quantité de nourriture	Une dizaine de granulés est distribuée par animal.	Trois ou quatre granulés sont donnés par animal.	Trois cuillères à soupe sont versées dans un aquarium de 50 L où il y a eu une ponte.	Les aquariums à têtards sont disséminés dans le laboratoire.
Fréquence de distribution	La nourriture est distribuée trois fois par semaine, le matin, avec récupération des déchets l'après-midi.	Idem.	Le changement d'eau est quotidien, la distribution de nourriture est quotidienne.	

Reproduction

Tableau : Protocoles de reproduction pour les xénopes du centre d'élevage B

Animaux/Protocoles de reproduction	<i>X. tropicalis</i>	Xénopes de la collection	<i>X. laevis</i> en production	Remarques
Pontes « induites »	De l'hCG est injectée à la femelle (600 UI) et au mâle (150 UI), puis le couple est isolé et on laisse la ponte se faire.	Même protocole (doses différentes suivant l'espèce) que pour les <i>X. tropicalis</i> .	De l'hCG est injectée à la femelle (900 UI) et au mâle (250 UI) puis ils sont isolés. Protocole rare.	Quelques injections d'hCG dans les sacs lymphatiques dorsaux ont été faites par des techniciens peu expérimentés et les animaux sont morts.
Manipulation pontes	Non.	Non.	Injection de 900 UI d'hCG aux femelles du lot de xénopes concerné, puis elles sont pressées 24 h après.	Manœuvre stressante.
Fréquence des pontes	Deux fois par an maximum.	Une fois par an maximum.	Jusqu'à trois fois par an.	Les <i>X. laevis</i> sont trop sollicitées.

Gestion sanitaire et médicale

Tableau : Protocoles de gestion sanitaire et médicale des élevages de xénopes du centre d'élevage B

Animaux/Protocoles de gestion	Xénopes des salles 1, 2, 3, et 5	Xénopes de la salle 4	Têtards	Remarques
Effectifs	Les cahiers d'entrées et de sorties (et leurs raisons) sont bien à jour.	idem	Rien, sauf s'il y a une sortie de cause bien particulière.	Les taux de réussite en pontes/jeunes métamorphosés sont totalement inconnus.
Méthodes d'identifications	Les aquariums sont numérotés et le nombre d'animaux, leur sexe et d'autres informations pour les transgéniques sont présentes.	Les aquariums des femelles sont identifiés par leur mois d'injection.	Rien.	

Animaux/Protocoles de gestion	Xénopes des salles 1, 2, 3, et 5	Xénopes de la salle 4	Têtards	Remarques
Nettoyage/désinfection	Les algues brunes ne sont pas nettoyées des parois. Les aquariums sont nettoyés et désinfectés à l'eau de Javel lors de changement de lot. Des U.V au-dessus des bacs assurent une désinfection de quelques jours par mois (au-dessus de la réserve d'eau chez les transgéniques).	Il n'y a pas d'algues brunes sur les parois. Nettoyage et désinfection à l'eau de Javel des aquariums à chaque changement de lot.	Nettoyage et désinfection à l'eau de Javel d'un aquarium où ont séjournés des têtards.	Même si elles sont utiles pour l'ambiance, les algues brunes peuvent servir de substrat à toutes sortes d'agents pathogènes.
Prophylaxies médicales	Aucune	Aucune	Aucune	
Gestion des malades : quarantaine et traitements	Les animaux malades sont soit isolés dans des modules, soit tout l'aquarium est traité. Bleu de méthylène 10% et tétracyclines périmées sont mélangées en quantité arbitraire à la nourriture pour les débuts de « Red Leg ».	Il existe un aquarium d'isolement dans cette salle, où sont mis tous les malades. Il est inclus dans le circuit.	Rien.	Il n'y a aucune quarantaine pour les nouveaux arrivants, mais il commence à y avoir des aquariums d'isolement. Malheureusement les congénères et l'aquarium d'origine d'un animal malade n'ont aucun traitement.
Autopsies	Tous les xénopes sont autopsiés par l'animalier dans la salle 4.	Il y a une paillasse et un cahier d'autopsie dans cette salle.	Rien.	Les prélèvements en attente ne sont pas toujours très pertinents (voir <u>Annexe 5</u>)
Analyses	Certains prélèvements sont conservés au réfrigérateur.	Aucune.	Aucune.	Le responsable de l'élevage ne veut pas investir dans l'analyse des prélèvements.

Annexe 4 : Aliment pour animaux aquatiques MAZURI

Aquatic

Espèces appropriées

Amphibiens, poissons non tropicaux, certains reptiles, truites.

Avantages nutritionnels

- Contient des niveaux élevés des vitamine C stable qui est essentielle pour une croissance normale des poissons.
- Granulés expansés qui flottent pendant une courte durée avant de couler, ce qui réduit les pertes et la contamination de l'eau.
- Disponible sous forme de granulés de grande et petite taille, avec différentes durées de flottaison.

Ingrédients

Blé, farine de poisson, tourteau de soja, farine de volaille, graisse de poulet, farine de blé, mélasse, prémélante de vitamines et de minéraux.

Recommandations alimentaires

Les aliments aquatiques doivent être fournis à volonté : ils flottent un court moment, ce qui permet aux animaux se nourrissant en surface de les consommer naturellement.

Code	Aliment	Poids	Forme
856300	AQUATIC 3	20 kg	Expansé 4 mm
856400	AQUATIC 4	20 kg	Expansé 8 mm
856500	AQUATIC 4+P	20 kg	Expansé 8 mm

ZOO FOODS

Animaux Aquatiques

Huile Brute	%	7.20
Protéine Brute	%	40.00
Fibre Brute	%	2.20
Cendres	%	7.70
Glucides	%	32.90
Amidons	%	26.10
Sucres	%	4.90
Energie Brute	MJ/Kg	16.70
Energie Digestible	MJ/Kg	15.00
Energie Métabolique	MJ/Kg	13.50
Acide Linoléique	%	1.10
Acide Linoléique	%	0.20
Calcium	%	1.92
Phosphore	%	1.16
Phosphore de Phytate	%	0.14
Sodium	%	0.27
Chlore	%	0.36
Potassium	%	0.72
Magnésium	%	0.15
Fer	mg/Kg	178.00
Cuivre	mg/Kg	10.00
Manganèse	mg/Kg	50.00
Zinc	mg/Kg	86.00
Cobalt	µg/Kg	105.00
Iode	µg/Kg	3314.00
Sélénium	µg/Kg	489.00
Fluor	mg/Kg	7.00
Vitamine A	IU/Kg	4131.60
Vitamine D ₃	IU/Kg	4760.00
Vitamine E	mg/Kg	179.30
Vitamine B ₁	mg/Kg	10.80
Vitamine B ₂	mg/Kg	12.20
Vitamine B ₆	mg/Kg	14.30
Vitamine B ₁₂	µg/Kg	48.30
Vitamine C	mg/Kg	50.40
Vitamine K ₃	mg/Kg	2.60
Acide Folique	mg/Kg	4.40
Acide Nicotinique	mg/Kg	103.40
Acide Pantothénique	mg/Kg	53.80
Choline	mg/Kg	1940.00
Inositol	mg/Kg	1419.00
Biotine	µg/Kg	220.30

1. Toutes les valeurs calculées sont rapportées à une humidité de 10%

2. Il s'agit des valeurs calculées totales

3. Vitamine C ajoutée sous forme de polyphosphate d'ascorbyle

4. 1 M.J. = 239.23 Cal

Annexe 5 : extraits du cahier d'autopsies du centre d'élevage B

Date	espèce	Age	Sexe	origine	bac	description
29/07/2004	<i>X. laevis</i>	>5ans	F			9 gonflée, sang+eau dans l'adomen et les gonades
	<i>X. laevis</i>	>5ans	F			15 gonflée, sang+eau dans l'adomen et les gonades
	<i>X. laevis</i>	5-7ans	F			5 PG gonflée et dure. Liquide SC. Foie hypertrophié
07/09/2004	<i>X. tropicalis</i>	1an	M			Mort la veille. Amaigri. Cloaque rouge sans hémorragie.
23/09/2004	<i>X. laevis</i>	>5ans	F	Xenopus Express		5 Plaie PD. Cœur nacré. Lobe G du foie : 3-5 nodules blancs (1mm)
27/09/2004	<i>X. laevis</i>	>5ans	F	Xenopus Express		30 Liquide+sang à l'ouverture
28/09/2004	<i>X. laevis</i>	>5ans	F	Xenopus Express		4 rouge du nez aux yeux. Sang SC. Poumons marron foncés. 2 tâches décolorées sur le foie : prélèvement 1
04/10/2004	<i>X. tropicalis</i>	>6ans				24 Sang+eau dans l'abdomen. Estomac*2.
18/10/2004	<i>X. boumbaensis</i>	8 mois				R.A.S. Foie : prélèvement 2
21/10/2004	<i>X. laevis</i>	>5ans	F	Xenopus Express		P=250g. Ovocytes baignant dans le sang : prélèvement 3
	<i>X. laevis</i>	2 ans	F	Centre B		P=25g. Liquide rosâtre dans le thorax. Nodule gris sur la partie G du foie : prélèvement 4
	<i>X. laevis</i>	juvénile		population férale		Décoloration du dos. Ventre rouge et rugueux. AD rouge jusqu'à l'épaule+nécrose. Bcp d'ovocytes matures.
26/10/2004	<i>X. laevis</i>		M			26 T=10cm. Pas de testicule à D. Très peu de graisse. Testicule G : prélèvement 5
29/10/2004	<i>X. laevis</i>	>5ans	F	Centre A		5 Hémorragie buccale.
24/01/2005	<i>X. ruwenzoriensis</i>	>6ans				7 R.A.S
	<i>X. laevis</i>		F	population férale		Gonflée sauf les membres. Sang dans l'abdomen. Cœur translucide : prélèvement 6
08/02/2005	<i>X. laevis</i>		M			32 Mort dans son bac. R.A.S. Foie, reins, rate, cœur, peau : prélèvement 7

Annexe 6 : Données de la visite des élevages de xénopes du centre A

Logement

Tableau : Caractéristiques générales des locaux d'élevage de xénopes du centre A

Salle/Caractéristiques générales des locaux	Collection	Animalerie X. <i>laevis</i>	Ancienne animalerie X. <i>tropicalis</i>	Nouvelle animalerie X. <i>tropicalis</i>	Remarques
Indice de taille (référence=1)	2	4	1	1	
Nombre d'animaux/nombre d'aquariums	270 animaux et 28 aquariums.	Environ 4000 animaux et 70 aquariums.	Environ 30 animaux dans 2 aquariums et des modulos.	Environ 50 animaux dans 10 aquariums.	
Disposition des aquariums	Plusieurs portants de colonnes sont disposés côte-à-côte.	Des portants de colonnes sont disposés le long des murs, de grands aquariums sont superposés au centre (voir <u>Annexe 7</u>)	Un portant de bacs est disposé le long d'un mur.	Deux circuits d'aquariums sont alignés le long de deux murs opposés, des modulos sont au centre et un seul aquarium test est isolé (conditions particulières).	
Autres équipements	Il y a une pailleuse et un évier.	Il y a une grande pailleuse le long d'un mur avec un évier et des modulos.	Rien.	Il y a une pailleuse avec un évier.	
Aération	Il y a une porte d'entrée. Il y a de la condensation sur les tuyaux.	Il y a un climatiseur et quatre portes.	Il y a deux portes et des grilles d'aération.	Il y a un climatiseur et des grilles d'aération. Un ventilateur est disposé devant le chauffage.	L'aération est mauvaise dans la pièce collection et dans l'ancienne animalerie

Salle/Caractéristiques générales des locaux	Collection	Animalerie X. <i>laevis</i>	Ancienne animalerie X. <i>tropicalis</i>	Nouvelle animalerie X. <i>tropicalis</i>	Remarques
Eclairage	Pas de fenêtre. Néon en cycle 12 : 12	Les fenêtres sont voilées. Néon en cycle 12 : 12.	Pas de fenêtre. Néon en cycle 12 : 12.	Les fenêtres ne sont pas voilées et néon en cycle 12 : 12.	L'ancienne animalerie est mal éclairée.
Chauffage	Le radiateur électrique est fixé à 26°C fluctuantes.	Un petit chauffage thermostaté est fixé à 21°C, mais la pièce est grande.	Le chauffage électrique est fixé à 26-30°C fluctuantes	Le chauffage électrique est fixé à 26°C fluctuantes (sol-plafond). Le soleil chauffe à travers les vitres.	La température est un paramètre mal maîtrisé dans toutes les pièces.
Ambiance générale	Les installations sont vétustes et l'ambiance est humide.	Il y a de la musique en continu et les xénopes sont habitués à la présence humaine.	Il fait trop chaud.	Calme et agréable.	

Tableau : Quelques caractéristiques du logement des xénopes du centre d'élevage A

Salle/Caractéristiques du logement	Collection	Animalerie X. <i>laevis</i>	Ancienne animalerie X. <i>tropicalis</i>	Nouvelle animalerie X. <i>tropicalis</i>	Remarques
Contenance des aquariums	50 et 100 L	Tous > 100L	120 L	100 et 120 L	La plupart des bacs sont très grands.
Types d'aquariums	Ils sont en verre avec des couvercles en métal percé.	Ils sont en verre seul, parois en bois laqué et verre, bacs/ baignoires fibre de verre opaque couleur crème. Les couvercles sont en plastique percé.	Les bacs sont en fibre de verre opaque couleur crème avec des couvercles en plastique.	Les bacs sont en plastique/fibre de verre entièrement gris ou noir opaque, ou avec quelques vitres en verre. Les couvercles sont en plastique percé.	

Salle/ Caractéristiques du logement	Collection	Animalerie <i>X. laevis</i>	Ancienne animalerie <i>X. tropicalis</i>	Nouvelle animalerie <i>X. tropicalis</i>	Remarques
Décoration des aquariums	Il y a quelques demi tubes en PVC.	Rien.	Rien.	Il y a des plantes vivantes et des demi-tubes en grillage.	On teste des décors pour les <i>X. tropicalis</i> .
Charge animale	Un xénope/5L au maximum.	Très variable. 60 à 100 xénopes pour 250L en moyenne (un xénope/2,5L).	Un xénope/10L environ. Moins d'un L dans les modulos (deux xénopes au maximum).	Un xénope/5L au maximum, sauf dans un bac expérimental pH où il y a un xénope/2L.	La salle <i>X. laevis</i> adultes était en surcharge animale il y a deux ans.
Type de circuit d'eau	Ouvert. Il ya un reflux d'un aquarium à l'autre quand on soulève une bonde. La tuyauterie n'est pas étanche.	Ouvert.	Ouvert.	Il y a deux circuits, dont un est ouvert et l'autre recirculant.	Des travaux dans la salle <i>X. laevis</i> vont être entrepris pour fermer le circuit.
Provenance de l'eau	Eau de ville venant du robinet.	Idem.	Idem.	Idem.	L'eau de ville est traitée à l'ozone.
Filtres	Aucun.	Aucun.	Aucun.	Des filtres biologiques sont disposés dans les aquariums.	Pas de remise en question de la qualité de l'eau.
Types et fréquence des changements d'eau	Les aquariums sont vidés à la moitié, trois fois par semaine.	Les aquariums sont vidés à la moitié, trois fois par semaine.	Les aquariums sont vidés à la moitié, un jour sur deux.	Les aquariums sont vidés à la moitié, trois fois par semaine.	

Tableau : Paramètres de contrôle de la qualité de l'eau dans les élevages de xénopes du centre A

Salle/ paramètres évalués	collection	Animalerie <i>X. laevis</i>	Ancienne animalerie <i>X. tropicalis</i>	Nouvelle animalerie <i>X. tropicalis</i>	Remarques
Température de l'eau	16-21°C, entre le matin et le soir. Il existe des variations de 2°C entre les aquariums du haut et du bas.	Le chauffage est fixé à 21°C, mais la salle est grande.	La température est fixée à 26°C.	La température varie entre 28°C et 30°C, il y a un radiateur et un ventilateur	La température de l'eau varie dans toutes les salles. Il n'y a pas de contrôle régulier de la température de l'eau.

Salle/ paramètres évalués	collection	Animalerie <i>X. laevis</i>	Ancienne animalerie <i>X. tropicalis</i>	Nouvelle animalerie <i>X. tropicalis</i>	Remarques
pH	pH = 7,2 (Tétratest ND) constant, indépendamment de la charge animale et de la quantité d'eau.	Idem.	Idem.	pH = 7,2 dans tous les bacs, sauf le bac pH test qui est à pH=5 (eau de Volvic).	Il n'y a pas de contrôle régulier des paramètres de l'eau, sauf dans la nouvelle animalerie <i>X. tropicalis</i> .
Nitrites/nitrates	Tétratest ND (peu précis) : zone de normalité.	Idem.	Idem.	Test régulier hebdomadaire par un organisme externe.	Les aquariums devant recevoir des animaux sont déjà en eau dans le circuit.
Chlore	Non observé.	Non observé.	Non observé.	Test hebdomadaire régulier par un organisme externe.	L'eau de ville est traitée à l'ozone, pas au chlore.
Dureté totale (GH) : 1°a=1°f- 7	6°a<GH<10°a (Tétratest ND).	Idem.	Idem.	Idem.	Il n'y a pas de différence de dureté entre <i>X. tropicalis</i> et <i>X. laevis</i> .

Méthodes d'élevages

Alimentation

Tableau : Caractéristiques de l'alimentation des xénopes et des têtards du centre d'élevage A

Xénopes/ Caractéristiques de l'alimentation	<i>X. laevis</i> adultes	<i>X. laevis</i> jeunes métamorphosés	<i>X. tropicalis</i> adultes	Têtards	Remarques
Type de nourriture	Granulés pour truites, 3mm de diamètre, et parfois des vers de chironomes et du cœur de bœuf.	Paillettes de Tetramin Discus N.D.	Granulés pour truites de 3 mm de diamètre, cœur de bœuf.	Soupe d'épinards mixés filtrés et larves d' <i>Artémias sp.</i>	
Quantité distribuée	Une dizaine de granulés est distribuée par animal environ.	Une pincée est distribuée par animal, une deuxième distribution est possible.	Environ 5 granulés sont donnés par animal.	Deux cuillères pour un aquarium de 5L.	Pour les adultes, les restes sont enlevés après repas.
Fréquence de distribution	Trois fois par semaine.	Tous les jours.	Un jour sur deux.	Tous les jours.	

Reproduction

Tableau : Protocoles de reproduction *X. laevis* et *X. tropicalis* du centre d'élevage A

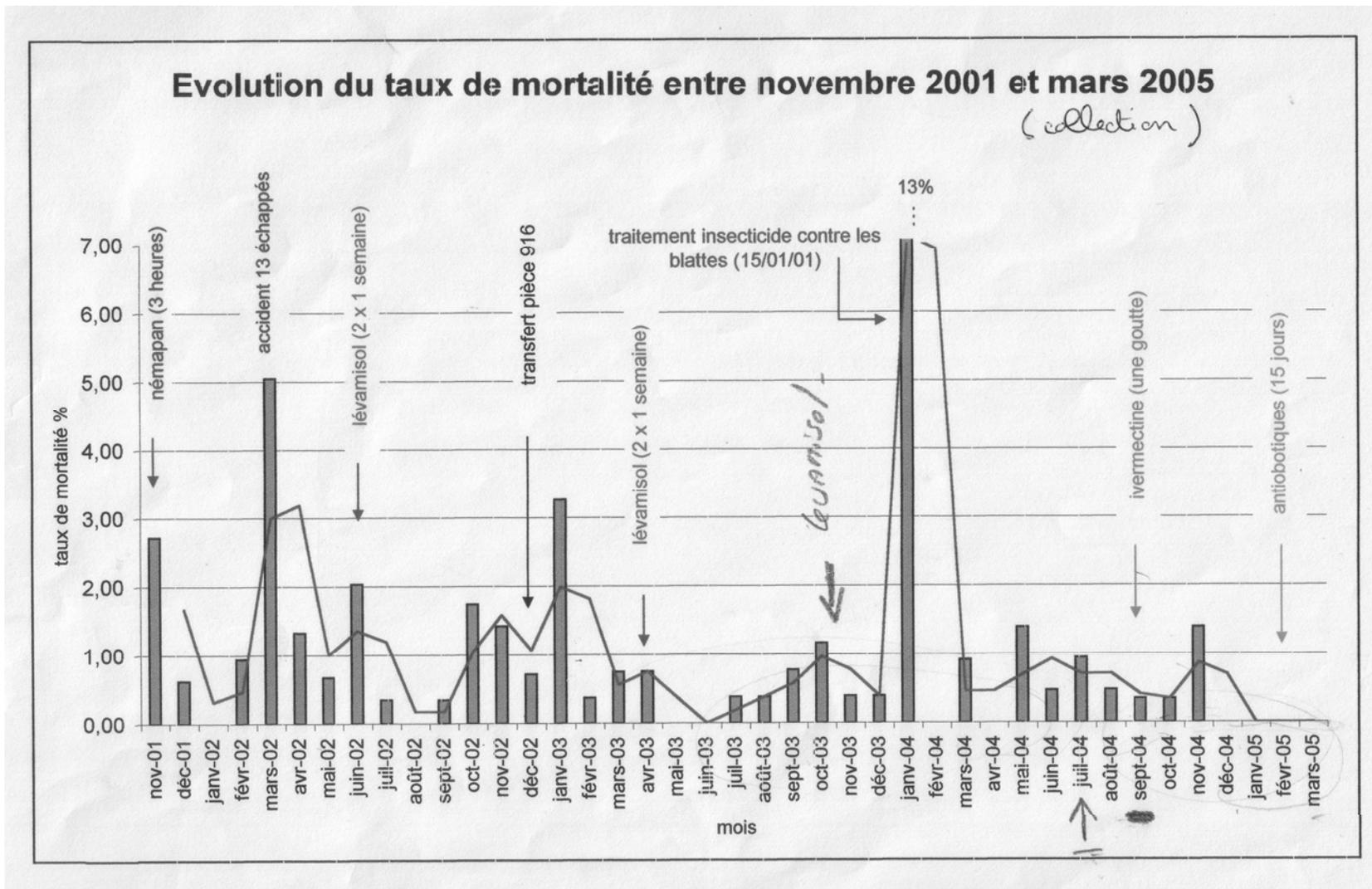
Xénope/Protocole de reproduction	<i>X. laevis</i>	<i>X. tropicalis</i>	Remarques
Ponte « induite »	400 UI d'hCG sont injectés dans les sacs lymphatiques dorsaux de la femelle le matin et un mâle est ajouté en début d'après-midi. Il peut y avoir amplexus ou ponte directement. Parfois des pontes interviennent sans injection (température ?).	Le protocole est en cours d'élaboration (plusieurs femelles injectées ne pondant pas).	Beaucoup d'essais sont en cours (baisse de température, plusieurs injections...) pour les <i>X. tropicalis</i> dans la nouvelle animalerie.
Manipulation pontes	Le protocole est identique à ci-dessus mais les femelles sont pressées quand elles n'ont pas pondu.	Le protocole est en cours d'élaboration.	
Fréquence des pontes	Deux fois par an au maximum.	Indéterminée.	

Tableau : Protocoles de gestion sanitaire et médicale des élevages de xénopes du centre d'élevage A

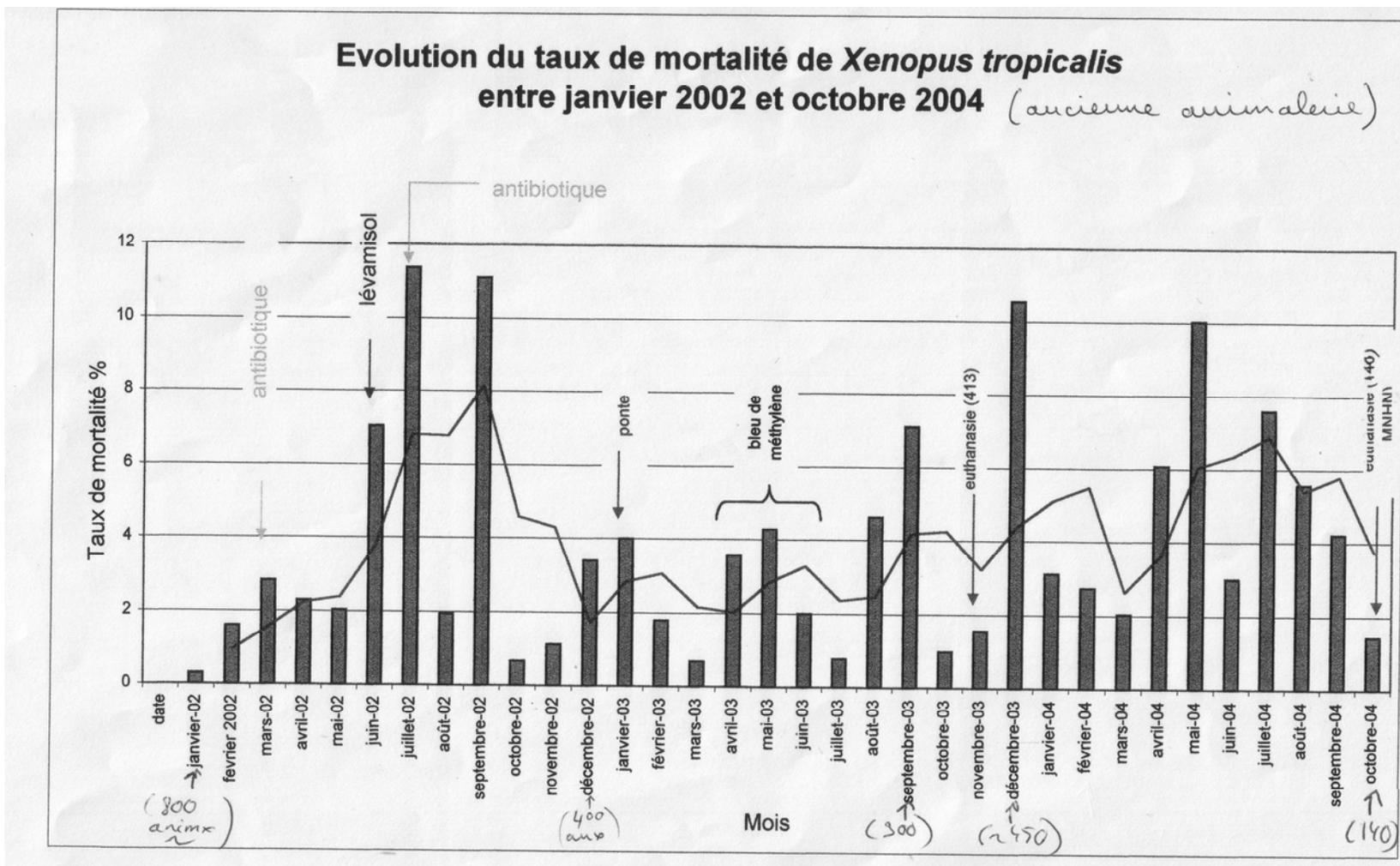
Salle/ Protocoles de gestion	collection	Animalerie <i>X. laevis</i> adultes	Ancienne animalerie <i>X. tropicalis</i>	Animalerie expérimentale <i>X. tropicalis</i>	Remarques
Effectifs	Les cahiers d'entrées et de sorties, assorties des causes, sont présents.	Les cahiers d'entrées, de sorties et de vente sont présents.	Rien.	Les cahiers d'entrées et de sorties, assortis des causes, sont présents.	La gestion des effectifs est mauvaise dans l'ancienne animalerie <i>X. tropicalis</i> .
Méthodes d'identification	Nom d'espèce sur les aquariums.	Les pontes sont identifiées par origine du père, de la mère et la date de ponte. Chaque aquarium a une fiche permettant de suivre les mouvements des effectifs.	Rien.	Les pontes sont identifiées par origine du père, de la mère et la date de ponte. Il y a un dossier de suivi des changements d'aquarium, des ventes et des mortalités.	Code d'identification, exemple : ponte RT 150103 émise le 15/01/03 suite à l'accouplement d'un mâle de Rennes et d'une femelle de Toulouse.
Nettoyage/désinfection	Un aquarium est nettoyé et désinfecté à l'eau de Javel lors d'un mouvement d'effectif.	Les mouvements d'effectifs sont quotidiens et très importants, et les aquariums sont souvent nettoyés et désinfectés à l'eau de Javel entre deux lots.	Les aquariums sont nettoyés et désinfectés à l'eau de Javel lors d'un changement de lot de xénopes d'aquarium.	Il n'y a pas de changement de lot de xénopes d'aquarium pour l'instant. Les aquariums où il y a des morts ne sont pas nettoyés pour autant.	Seule la salle des <i>X. laevis</i> suit un protocole de nettoyage et désinfection des bacs.
Prophylaxies médicales	Antiparasitaires (lévamisole et peut-être thiabendazole) et antibiotiques (Gentamycine, Oxytétracycline, polymyxine B) vont être administrés tous les trois mois.	Idem.	Aucune.	Aucune.	Les <i>X. tropicalis</i> sont pour l'instant en phase de maintenance, les éventuelles prophylaxies viendront par la suite.

Salle/ Protocoles de gestion	collection	Animalerie <i>X. laevis</i> adultes	Ancienne animalerie <i>X. tropicalis</i>	Animalerie expérimentale <i>X. tropicalis</i>	Remarques
Gestion des malades : quarantaine et traitements	Il y a des aquariums de quarantaine pour les malades. Les médicaments utilisables sont : Terramycine ND : 1g/10L Gentamicine (G4 ND) : 0,5 ml/10L Ivermectine Pour- On : 40 µL soit 0,2 mg/animal Lévamisole 5% : 1,2 mL/ 5L /animal Thiabendazole 13 ,33% (Némapan ND) : 9mL/50L Formalin 5% : 1 à 5 mL/100L Métronidazole (Flagyl ND) : 125 mg/5mL	Les animaux malades qu'on veut garder et qui peuvent être traités sont isolés dans des modulos et traités jusqu'à guérison. Les autres sont euthanasiés ou laissés dans leur aquarium s'ils sont viables.	Rien.	Les malades sont isolés et traités dans des modulos.	Il n'y a pas de quarantaine pour les nouveaux arrivants (ils sont dans un aquarium qui est inclu dans le circuit d'eau). Les congénères des animaux malades ne sont pas toujours traités.
Autopsies	Elles se font régulièrement, sur place.	Idem.	Idem.	Idem.	L'interprétation n'est pas facile car il n'y a pas de personne compétente sur place.
Analyses	Quelques recherches de parasites ont été effectuées sur place.	Des analyses bactériologiques et histologiques ont été envoyées à divers laboratoires (LDV, AFSSA Alfort...).	Recherches bactériologiques, mycologiques et parasitaires une fois en Allemagne. Identification mycobactérienne à l'AFSSA Alfort et à l'hôpital Henri Mondor à Créteil.	Rien.	Les responsables des élevages cherchent des laboratoires d'analyses compétents en amphibiens suite à diverses épizooties (<i>voir 2.2</i>)

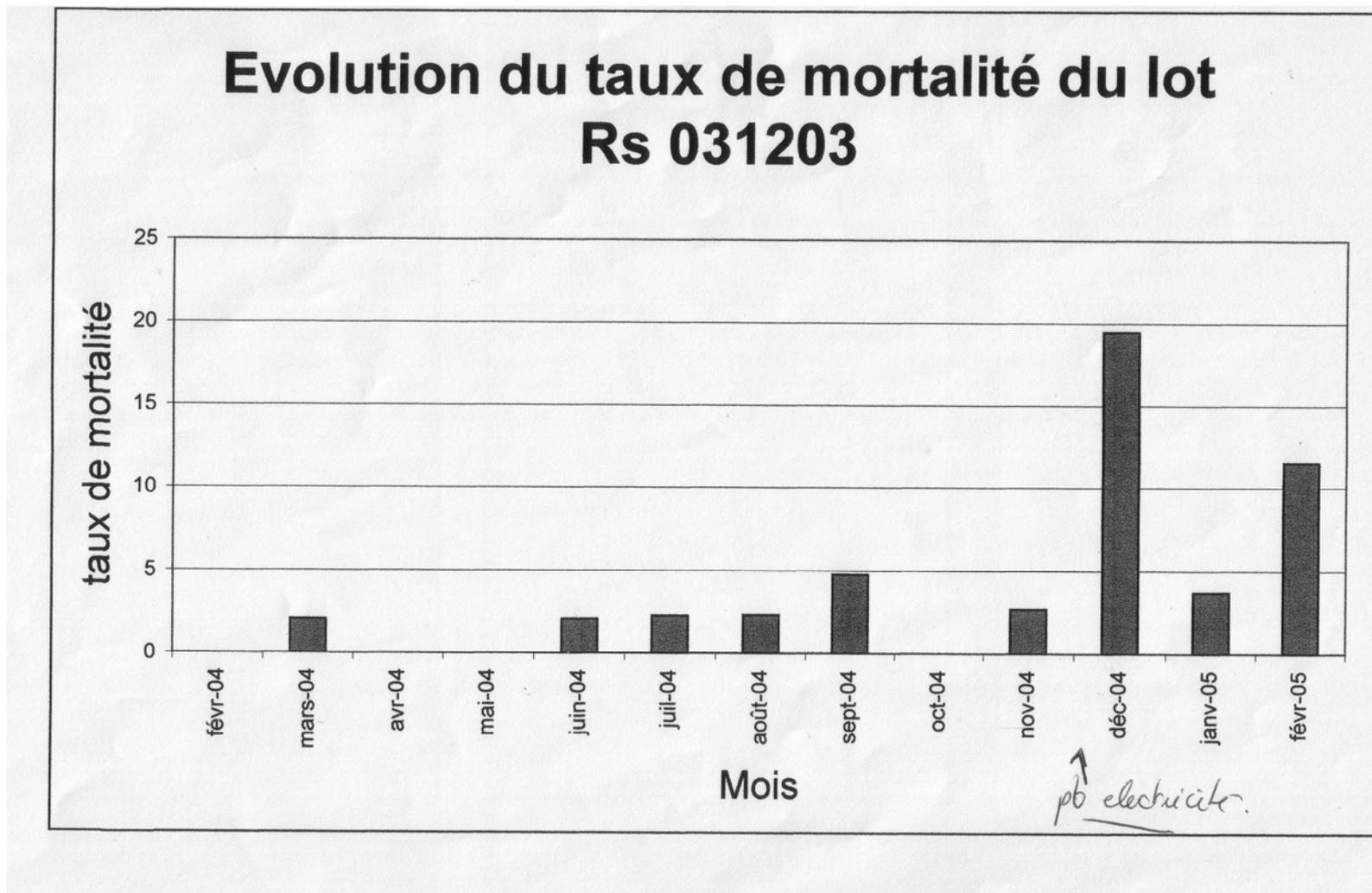
Annexe 8 : Evolution du taux de mortalité de l'animalerie « collection » du centre A entre novembre 2001 et mars 2005



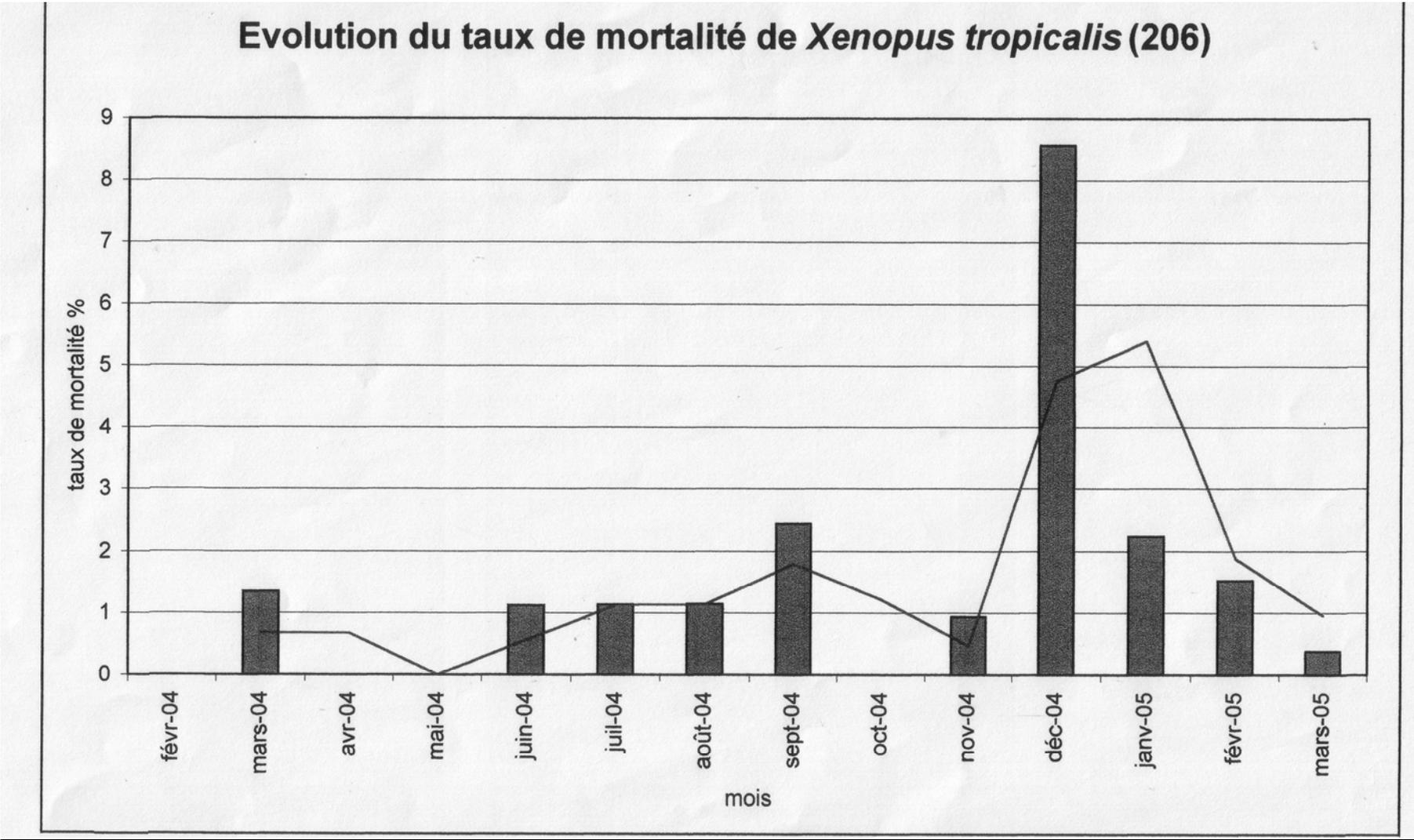
Annexe 9 : Evolution du taux de mortalité total *X. tropicalis* du centre d'élevage A entre janvier 2002 et octobre 2004



Annexe 10 : Evolution du taux de mortalité du lot RS 031203 du centre d'élevage A de février 04 à février 05



Annexe 11 : Evolution du taux de mortalité du lot 206 de l'ancienne animalerie *X. tropicalis* du centre d'élevage A de février 04 à mars 05



Annexe 12 : Liste des morts dans la nouvelle animalerie du centre d'élevage A du 18/03/04 au 11/01/05

Pèce 206

- 18/03/04 : 1 + ♂ JN Bac 3 Rs031203
 24/03/04 : 1 + ♀ Bac I Sr160403 (Pb Igée = HCG)
 05/04/04 : 1 + ♂ JN Bac 3 Rs031203 (tout petit)
 25/03/04 : Vente de ♂ Bac 5 Sr160403 (belle carbonée)
~~25~~ 25/06/04 : Manip Y.H Vente de ♂ Bac 4 Sr160403.
 25/06/04 : 1 + ♂ JN Bac 1 Rs031203 (bon de poil blanc)
 27/07/04 : 1 + Bac 3 Rs031203 (champiignon)
 12/08/04 : 1 + Bac 3 Rs031203
 09/09/04 : 1 + Bac 1 ♂ Rs031203 (plutôt beau ♂)
 20/10/04 : MNMN : 2 ♀ Rctw050404
 20/10/04 : MNMN : 2 ♀ Rs031203
 20/10/04 : 1 ♂ EUTHANASIE pour Manip Brz. etc (RS160404)
 03/11/04 : 1 + Bac 1 ♂ Rs031203
 17/11/04 : 1 + Bac III, ♀ Rs031203
 24/11/04 : 2 Tachas + Bac C. (nodules -)
 07/12/04 : 1 + JN, retrouvé partente = Ai ?
 13/12/04 : 1 + ♂ JN - - -
 14/12/04 : 1 + Bac III, ♀ (Tache blanche) Rs031203
 21/12/04 : 1 + Bac III, ♀ (nodules) Rs031203
 29/12/04 : 1 + Bac III, ♂. Rs031203.
 30/12/04 : 1 + Bac III, ♂ - Rs031203
 30/12/04 : 2 + Bac I Br000103 (Accident: coincés qu'il)
 31/12/04 : 3 + Bac III, ♂ Rs031203 (Résistance du bac carcé)
 03/01/05 : 1 + Bac I ♂ Br000103 (24 = seulement dans le ba)
 08/01/05 : 1 + Bac 2 JN RS 11004
 10/01/05 : 1 + Bac I ♂ Sr000103 (Tachas blanches dos)
 11/01/05 : 1 + Bac III, ♂ Rs031203

Annexe 13 : Liste des 174 xénopes du centre C autopsiés

-					
Numéro d'autopsie	Identification des lots	Poids	Sexe	Notes de l'autopsie	Remarques
1	01-avr	6	M	RAS	
2		7	F	RAS	
3		7	M	abcès mésentérique	Prélèvement 1
4		11	F	RAS	
5	juin-98	8	M	splénomégalie ,abcès hépatiques	Prélèvement 2
6		10	F	nodule cutané,colite hémorragique	frottis contenu intestinal (6') et contenu stomacal(6") Prélèvement 3
7		15	F		
8	<i>Leavis</i>	61	F	vésicule biliaire ++	anorexie
9		11	F	foie pâle	Prélèvement 4
10		11	F	RAS	
11		11	F	nodule cutané	Prélèvement 5
12		11	F	estomac rempli de mucus	
13		14	F	RAS	
14		13	F	vésicule biliaire +	Prélèvement 6
15		13	F	RAS	
16		11	F	RAS	
17		14	F	tache cutanée	Prélèvement 7
18		11	F	RAS	
19		10	F	RAS	
20		11	F	RAS	
21		11	F	vésicule biliaire +	
22		14	F	RAS	
23		12	F	RAS	
24	98/99/00	10	F	RAS	
25		10	F	RAS	
26		14	F	RAS	
27		12	F	RAS	
28		13	F	RAS	
29		12	F	RAS	
30		12	F	RAS	
31		16	F	nodules cutanés	Prélèvement 8
32		12	F	nodules cutanés dont 1 ss-mentonier+++ , adhérence hépatique	Prélèvement 9
33		14	F	RAS	
34		7	M	taches cutanées	Prélèvement 10
35		13	F	RAS	

Numéro d'autopsie	Identification des lots	Poids (g)	Sexe	Notes de l'autopsie	Remarques
36		10	F	RAS	
37		14	F	RAS	
38		12	F	tache cutanée	Prélèvement 11
39		12	F	RAS	
40		13	F	RAS	
41		14	F	RAS	
42		11	F	RAS	
43		10	F	tache cutanée	Prélèvement 12
44		3	M	RAS	
45		8	M	RAS	
46		10	F	RAS	
47		11	F	RAS	
48		12	F	RAS	
49		14	F	RAS	
50		14	F	RAS	
51		15	F	ulcère dos	Prélèvement 13
52		12	F	RAS	
53		15	F	RAS	
54		13	F	RAS	
55		13	F	nodule cutané	Prélèvement 14
56		12	F	RAS	
57		13	F	RAS	
58		7	M	RAS	
59		13	F	RAS	
60		14	F		
61		13	F	taches cutanées	Prélèvement 15
62		13	F	abcès myocardique	Prélèvement 16
63		9	F	RAS	
64		12	F	RAS	
65		14	F	RAS	
66		11	F	RAS	
67	03-janv	6	M	nodule cutané	pas de frottis, mort dans le bac Prélèvement 17
68		7	M	RAS	
69		9	F	abcès hépatique (1cm), splénomégalie	Prélèvement 18
70		9	F	RAS	
71		13	F	RAS	
72		12	F	adhérences hépatiques	Prélèvement 19
73		11	F	RAS	
74		10	F	RAS	
75		3	M	RAS	
76		13	F	RAS	
77		14	F	RAS	
78		9	M	RAS	

Numéro d'autopsie	Identification des lots	Poids (g)	Sexe	Notes de l'autopsie	Remarques
79		7	F	RAS	
80		8	M	RAS	
81		8	M	RAS	
82		11	F	RAS	
83		7	M	RAS	
84		8	F	RAS	
85		5	M	abcès hépatique+++	Prélèvement 20
86		6	M	RAS	
87		6	F	abcès hépatiques x3	Prélèvement 21
88		7	M	RAS	
89		8	F	RAS	
90		9	F	RAS	
91		7	M	RAS	
92		11	F	RAS	
93		8	M	RAS	
94		11	F	RAS	
95		10	F	RAS	
96		11	F	abcès hépatiques, splénomégalie	Prélèvement 22
97		10	F	RAS	
98		10	F	RAS	
99		5	M	RAS	
100		6	M	nodules cutanés	Prélèvement 23
101		6	F	RAS	
102		7	F	RAS	
103		8	F	RAS	
104		7	F	abcès hépatiques, splénomégalie	Prélèvement 24
105		9	F	abcès hépatique+++	Prélèvement 25
106		10	F	RAS	
107		9	F	RAS	
108		10	F	RAS	
109		10	F	RAS	
110		6	M	RAS	
111	98/99	10	F	RAS	
112		15	F	RAS	
113		18	F	RAS	
114		13	F	tache cutanée	Prélèvement 26
115		15	F	RAS	
116		14	F	tache cutanée	
117		12	F	RAS	
118		14	F	RAS	
119		13	F	RAS	
120		17	F	RAS	
121		16	F	RAS	
122		10	F	RAS	
123		16	F	RAS	

Numéro d'autopsie	Identification des lots	Poids (g)	Sexe	Notes de l'autopsie	Remarques
124		13	F	RAS	
125		13	F	RAS	
126		14	F	RAS	
127		23	F	RAS	
128		14	F	RAS	
129		15	F	RAS	
130		12	F	RAS	
131	Leavis	44	F	vésicule biliaire ++	anorexie
132	Leavis	33	F	RAS	anorexie
133	Leavis	62	F	lipidose hépatique	anorexie
134	01/00	17	F	taches cutanées	Prélèvement 27
135		18	F	RAS	
136		17	F	RAS	
137		17	F	RAS	
138		22	F	RAS	
139		17	F	RAS	
140		23	F	RAS	
141		22	F	RAS	
142		17	F	RAS	
143		20	F	RAS	
144		18	F	RAS	
145		16	F	RAS	
146		15	F	RAS	
147		18	F	RAS	
148		18	F	RAS	
149		17	F	RAS	
150		15	F	RAS	
151		16	F	RAS	
152		21	F	RAS	
153		25	F	RAS	
154	2001/2003	13	F	RAS	
155		10	F	RAS	
156		12	F	RAS	
157		9	M	RAS	
158		14	F	RAS	
159		15	F	RAS	
160		14	F	RAS	
161		10	F	tache cutanée	Prélèvement 28
162		12	F	tache cutanée	
163		10	F	RAS	
164		9	M	masse au dessus du testicule gche	Prélèvement 29
165		10	F	RAS	
166		9	M	tache cutanée	
167		10	F	RAS	
168		8	F	RAS	

Numéro d'autopsie	Identification des lots	Poids (g)	Sexe	Notes de l'autopsie	Remarques
169		10	F	RAS	
170		9	F	abcès hépatique	Prélèvement 30
171		12	F	RAS	
172		10	F	RAS	
173		15	F	RAS	
174		8	F	RAS	