

Année 2011

**L'ÉLEVAGE DES URODÈLES : ÉTUDE DE CINQ
ESPÈCES MENACÉES : *EUPROCTUS*
PLATYCEPHALUS, CALOTRITON ASPER,
TRITURUS CRISTATUS, SALAMANDRA
*SALAMANDRA, SPELEOMANTES STRINATII***

THÈSE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

Le 23 juin 2011

par

Marc SILVESTRE

Né le 27 décembre 1984 à Châteauroux (Indre)

JURY

**Président : M.
Professeur à la Faculté de Médecine de CRETEIL**

Membres

Directeur : M. Jean-François COURREAU

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

Assesseur : M. Radu BLAGA

Maître de conférences contractuel à l'Ecole Vétérinaire d'Alfort

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Directeur : M. le Professeur MIALOT Jean-Paul

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs MORAILLON Robert, PARODI André-Laurent, PILET Charles, TOMA Bernard

Professeurs honoraires: MM. BRUGERE Henri, BUSSIERAS Jean, CERF Olivier, CLERC Bernard, CRESPEAU François, DEPUTTE Bertrand
LE BARS Henri, MOUTHON Gilbert, MILHAUD Guy, POUCHELON Jean-Louis, ROZIER Jacques**DEPARTEMENT D'ELEVAGE ET DE PATHOLOGIE DES EQUIDES ET DES CARNIVORES (DEPEC)**

Chef du département : M. POLACK Bruno, Maître de conférences - Adjoint : M. BLOT Stéphane, Professeur

- UNITE DE CARDIOLOGIE Mme CHETBOUL Valérie, Professeur M. GKOUNI Vassiliki, Praticien hospitalier	- UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRE M. CHERMETTE René, Professeur * M. POLACK Bruno, Maître de conférences M. GUILLOT Jacques, Professeur Mme MARIGNAC Geneviève, Maître de conférences M. HUBERT Blaise, Praticien hospitalier M. BLAGA Radu Gheorghe, Maître de conférences contractuel (rattaché au DPASP)
- UNITE DE CLINIQUE EQUINE M. AUDIGIE Fabrice, Professeur* M. DENOIX Jean-Marie, Professeur Mme GIRAUDET Aude, Praticien hospitalier Mlle CHRISTMANN Undine, Maître de conférences Mme MESPOULHES-RIVIERE Céline, Maître de conférences contractuel Mme PRADIER Sophie, Maître de conférences contractuel Melle DUPAYS Anne-Gaëlle, Maître de conférences contractuel	- UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE M. FAYOLLE Pascal, Professeur * M. MOISSONNIER Pierre, Professeur M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences M. NIEBAUER Gert, Professeur contractuel Mme VIATEAU-DUVAL Véronique, Maître de conférences Mme RAVARY-PLUMIOEN Bérangère, Maître de conférences (rattachée au DPASP) M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences
- UNITE D'IMAGERIE MEDICALE M. LABRUYERE Julien, Professeur contractuel Mme STAMBOULI Fouzia, Praticien hospitalier	- UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences* M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences M. REMY Dominique, Maître de conférences (rattaché au DPASP) M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences Mme CONSTANT Fabienne, Maître de conférences (rattachée au DPASP) Mme MASSE-MOREL Gaëlle, Maître de conférences contractuel (rattachée au DPASP) M. MAUFFRE Vincent, Maître de conférences contractuel (rattaché au DPASP)
- UNITE DE MEDECINE M. BLOT Stéphane, Professeur* M. ROSENBERG Charles, Maître de conférences Mme MAUREY-GUENEC Christelle, Maître de conférences Mme BENCHEKROUN Ghita, Maître de conférences contractuel	- DISCIPLINE : NUTRITION-ALIMENTATION M. PARAGON Bernard, Professeur
- UNITE DE MEDECINE DE L'ELEVAGE ET DU SPORT M. GRANDJEAN Dominique, Professeur *	- DISCIPLINE : OPHTALMOLOGIE Mme CHAHORY Sabine, Maître de conférences
- DISCIPLINE : URGENCE SOINS INTENSIFS Mme Françoise ROUX, Maître de conférences	

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

Chef du département : M. MILLEMANN Yves, Maître de conférences - Adjoint : Mme DUFOUR Barbara, Professeur

- DISCIPLINE : BIOSTATISTIQUES M. DESQUILBET Loïc, Maître de conférences contractuel	- UNITE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR M. ADJOU Karim, Maître de conférences *
- UNITE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS D'ORIGINE ANIMALE M. BOLNOT François, Maître de conférences * M. CARLIER Vincent, Professeur Mme COLMIN Catherine, Maître de conférences M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Maître de conférences	M. MILLEMANN Yves, Maître de conférences Mme BRUGERE-PICOUX Jeanne, Professeur (rattachée au DSBP) M. BELBIS Guillaume, Maître de conférences contractuel M. HESKIA Bernard, Professeur contractuel
- UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES M. BENET Jean-Jacques, Professeur* Mme HADDAD/HOANG-XUAN Nadia, Professeur Mme DUFOUR Barbara, Professeur Melle PRAUD Anne, Maître de conférences contractuel	- UNITE DE ZOOTECHNIE, ECONOMIE RURALE Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur* M. COURREAU Jean-François, Professeur M. BOSSE Philippe, Professeur Mme LEROY Isabelle, Maître de conférences M. ARNE Pascal, Maître de conférences M. PONTER Andrew, Professeur

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (DSBP)

Chef du département : Mme COMBRISSON Hélène, Professeur - Adjoint : Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences

- UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES M. CHATEAU Henry, Maître de conférences* Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur M. DEGUEURCE Christophe, Professeur Mme ROBERT Céline, Maître de conférences	- UNITE DE PATHOLOGIE GENERALE MICROBIOLOGIE, IMMUNOLOGIE Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur* M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur M. FREYBURGER Ludovic, Maître de conférences
- DISCIPLINE : ANGLAIS Mme CONAN Muriel, Professeur certifié	- UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE M. TISSIER Renaud, Maître de conférences* Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur M. PERROT Sébastien, Maître de conférences
- UNITE DE BIOCHIMIE M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences* M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences	- UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE Mme COMBRISSON Hélène, Professeur* M. TIRET Laurent, Maître de conférences Mme STORCK-PILOT Fanny, Maître de conférences
- DISCIPLINE : EDUCATION PHYSIQUE ET SPORTIVE M. PHILIPS, Professeur certifié	- UNITE DE VIROLOGIE M. ELOIT Marc, Professeur * Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences
- UNITE DE GENETIQUE MEDICALE ET MOLECULAIRE Mme ABITBOL Marie, Maître de conférences* M. PANTHIER Jean-Jacques, Professeur	
- UNITE D'HISTOLOGIE, ANATOMIE PATHOLOGIQUE M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur * Mme BERNEX Florence, Maître de conférences Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences M. REYES GOMEZ Edouard, Maître de conférences contractuel	

* responsable d'unité

REMERCIEMENTS

Au professeur de la faculté de médecine de Créteil,
Qui nous a fait l'honneur de présider notre jury de thèse,
Hommage respectueux.

A Mr Jean-François Courreau,
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort,
Pour son soutien, son enthousiasme et sa grande patience à mon égard,
Sincères remerciements

A Mr Radu Blaga,
Maître de conférences contractuel à l'Ecole Vétérinaire d'Alfort,
Pour son écoute et l'intérêt dont il a fait preuve envers ce projet,
Sincères remerciements

Aux éleveurs du French Urodela Group,
Merci pour vos conseils et votre accueil, j'espère que cet ouvrage permettra à votre passion d'être mieux connue dans certains milieux

A mon grand-père,
Qui n'est plus là pour lire ce manuscrit mais qui m'a soutenu durant 25 ans.

A toute ma famille,
Merci pour votre soutien et votre folie, je suis heureux de passer des moments aussi formidables avec vous.

A Marielle,
Merci mon amour pour ta présence dans les moments difficiles, et pour la correction des fautes d'orthographe, de conjugaison et de grammaire de cet ouvrage.

A Aurélien, Geoffrey, Marine, Adeline, Caroline et Fanny,
Merci à vous tous de m'avoir entouré durant toutes ces années, je vous adore.

A la promo 2009,
Vivent les moments merveilleux que nous avons pu partager dans l'école d'un accueil à l'autre.

TABLE DES MATIÈRES

TABLE DES MATIÈRES	1
INTRODUCTION	7
I. QU'EST-CE-QU'UN URODELE ?	9
A. POSITION TAXONOMIQUE.....	9
B. SYNAPOMORPHIES	10
C. TEGUMENT	11
1. <i>Structure</i>	11
2. <i>Couleur</i>	12
D. LOCOMOTION	13
1. <i>Bases anatomiques</i>	13
a) Squelette axial et appendiculaire	13
b) Musculature	14
2. <i>Modes de déplacement</i>	14
E. ORGANES DES SENS	14
1. <i>Système latéral</i>	14
2. <i>Toucher</i>	14
3. <i>Goût</i>	14
4. <i>Olfaction</i>	14
5. <i>Audition</i>	15
6. <i>Vision</i>	15
F. RESPIRATION	15
1. <i>Respiration branchiale</i>	15
2. <i>Respiration pulmonaire</i>	15
3. <i>Respiration cutanée</i>	16
4. <i>Respiration buccopharyngée</i>	16
G. CIRCULATION	16
1. <i>Vaisseaux sanguins</i>	16
2. <i>Cœur</i>	17
3. <i>Eléments figurés du sang</i>	18
4. <i>Système lymphatique</i>	18
H. EXCRETION.....	19
1. <i>Appareil excréteur</i>	19
2. <i>L'excration</i>	19
I. DIGESTION.....	20
1. <i>Anatomie</i>	20
a) Bouche.....	20
b) Tube digestif et ses glandes annexes	20
c) Anatomie chez la larve	20
2. <i>Digestion</i>	21
J. REPRODUCTION	21
1. <i>Anatomie</i>	21
a) Appareil génital mâle	21
b) Appareil génital femelle	22
2. <i>Fécondation</i>	23
3. <i>Ponte et soins aux œufs</i>	24
4. <i>Développement et métamorphose</i>	24
a) Larve et métamorphose	24
b) Développement direct.....	25
c) Néoténie	25
K. REGULATION THERMIQUE ET HIBERNATION.....	26
1. <i>Lutte contre le froid</i>	26
2. <i>Lutte contre la chaleur</i>	26
II. LES URODELES SUBISSENT DE NOMBREUSES MENACES	27
A. PESTICIDES ET AUTRES CONTAMINANTS CHIMIQUES.....	27
1. <i>Pesticides</i>	27
2. <i>Métaux lourds et acidification</i>	28
3. <i>Composés nitrés</i>	29
B. REMANIEMENTS DES HABITATS	30
1. <i>Destruction de l'habitat</i>	30

2.	<i>Altération de l'habitat</i>	31
3.	<i>Fragmentation de l'habitat</i>	31
C.	INTRODUCTION D'ESPECES	31
D.	CHANGEMENTS CLIMATIQUES	32
E.	RAYONS ULTRA-VIOLETS.....	33
F.	MALADIES :	33
1.	<i>Chytride</i>	33
2.	<i>Syndrome « Red legs »</i>	34
III. EUPROCTUS PLATYCEPHALUS (EUPROCTE DE SARDAIGNE)		35
A.	BIOLOGIE ET DONNEES	35
1.	<i>Taxonomie</i>	35
2.	<i>Morphologie</i>	35
a)	Dimensions.....	35
b)	Coloration.....	35
c)	Description	35
3.	<i>Longévité</i>	37
4.	<i>Géographie, écologie et conservation</i>	37
a)	Répartition.....	37
b)	Habitat.....	38
c)	Population	38
d)	Statut	39
5.	<i>Alimentation et comportement alimentaire</i>	40
a)	Alimentation.....	40
b)	Comportement alimentaire	41
6.	<i>Reproduction</i>	41
a)	Stades de développement jusqu'à la maturité	41
b)	Maturité sexuelle	41
c)	Saisonnalité des cycles	41
d)	Taille de la ponte	41
e)	Dépôt des œufs	41
7.	<i>Comportement</i>	42
a)	Activité.....	42
b)	Déplacement.....	42
c)	Comportement sexuel.....	42
B.	ELEVAGE EN CAPTIVITE.....	42
1.	<i>Terrarium</i>	42
a)	Substrat.....	42
b)	Accessoires et entretien	42
c)	Ambiance	43
d)	Dimensions.....	43
2.	<i>Alimentation</i>	43
a)	Régime alimentaire.....	43
b)	Nourrissage.....	44
c)	Eau	44
3.	<i>Structure sociale</i>	44
a)	Structure de base	44
b)	Changement de la structure du groupe	44
c)	Regroupement avec d'autres espèces	44
4.	<i>Elevage</i>	44
a)	Accouplement.....	44
b)	Gestation, ponte des œufs et incubation	45
c)	Eclosion.....	45
d)	Développement larvaire et soins aux jeunes	45
5.	<i>Manipulation</i>	45
a)	Identification et sexage.....	45
b)	Manipulation générale	46
c)	Contention	46
d)	Transport	46
e)	Précautions	47
6.	<i>Maladies</i>	47
IV. CALOTRITON ASPER (EUPROCTE DES PYRENEES)		49
A.	BIOLOGIE ET DONNEES	49
1.	<i>Taxonomie</i>	49
2.	<i>Morphologie</i>	49
a)	Dimensions.....	49
b)	Coloration.....	49

c)	Description	49
3.	<i>Longévité</i>	50
4.	<i>Géographie écologie conservation</i>	50
a)	Répartition.....	50
b)	Habitat.....	51
c)	Population	51
d)	Statut	52
5.	<i>Alimentation et comportement alimentaire</i>	52
a)	Alimentation.....	52
b)	Comportement alimentaire	52
6.	<i>Reproduction</i>	52
a)	Stades de développement jusqu'à la maturité	52
b)	Maturité sexuelle	53
c)	Saisonnalité des cycles	53
d)	Taille de la ponte	53
e)	Dépôt des œufs	53
7.	<i>Comportement</i>	53
a)	Activité	53
b)	Déplacement.....	53
c)	Comportement sexuel.....	53
B.	ELEVAGE EN CAPTIVITE.....	54
1.	<i>Terrarium</i>	54
a)	Substrat.....	54
b)	Accessoires et entretien	54
c)	Ambiance	54
d)	Dimensions.....	55
2.	<i>Alimentation</i>	55
a)	Régime alimentaire.....	55
b)	Nourrissage.....	55
c)	Eau	55
3.	<i>Structure sociale</i>	55
a)	Structure de base	55
b)	Changement de la structure du groupe	55
c)	Regroupement avec d'autres espèces	55
4.	<i>Elevage</i>	55
a)	Accouplement.....	55
b)	Gestation, ponte des œufs et incubation	56
c)	Eclosion.....	57
d)	Développement larvaire et soins aux jeunes.....	57
5.	<i>Manipulation</i>	57
a)	Identification et sexage	57
b)	Manipulation générale	58
c)	Contention	58
d)	Transport	58
e)	Précautions	58
6.	<i>Maladies</i>	58

V. TRITURUS CRISTATUS (TRITON CRETE)61

A.	BIOLOGIE ET DONNEES	61
1.	<i>Taxonomie</i>	61
2.	<i>Morphologie</i>	61
a)	Dimensions.....	61
b)	Coloration.....	61
c)	Description	61
3.	<i>Longévité</i>	62
4.	<i>Géographie, écologie, conservation</i>	62
a)	Répartition.....	62
b)	Habitat.....	63
c)	Population	63
d)	Statut	64
5.	<i>Alimentation et comportement alimentaire</i>	64
a)	Alimentation.....	64
b)	Comportement alimentaire	64
6.	<i>Reproduction</i>	64
a)	Stades de développement	64
b)	Maturité sexuelle	64
c)	Saisonnalité des cycles	65
d)	Taille de la ponte	65
e)	Dépôt des œufs	65

7.	<i>Comportement</i>	65
a)	Activité.....	65
b)	Déplacement.....	65
c)	Comportement sexuel.....	66
B.	ELEVAGE EN CAPTIVITE.....	66
1.	<i>Terrarium</i>	66
a)	Substrat.....	66
b)	Accessoires et entretien	66
c)	Ambiance	66
d)	Dimensions.....	67
2.	<i>Alimentation</i>	67
a)	Régime alimentaire.....	67
b)	Nourrissage.....	67
c)	Eau	67
3.	<i>Structure sociale</i>	68
a)	Structure de base	68
b)	Changement de la structure du groupe	68
c)	Regroupement avec d'autres espèces	68
4.	<i>Elevage</i>	68
a)	Accouplement.....	68
b)	Gestation, ponte des œufs et incubation	68
c)	Eclosion.....	68
d)	Développement larvaire et soins aux jeunes.....	69
5.	<i>Manipulation</i>	69
a)	Identification et sexage.....	69
b)	Manipulation générale	69
c)	Contention	69
d)	Transport	69
e)	Précautions	69
6.	<i>Maladies</i>	69

VI. SALAMANDRA SALAMANDRA (SALAMANDRE TACHETEE).....71

A.	BIOLOGIE ET DONNEES	71
1.	<i>Taxonomie</i>	71
2.	<i>Morphologie</i>	71
a)	Dimensions.....	71
b)	Coloration.....	71
c)	Description	72
3.	<i>Longévité</i>	72
4.	<i>Géographie, écologie, conservation</i>	72
a)	Répartition.....	72
b)	Habitat.....	73
c)	Population	74
d)	Statut	79
5.	<i>Alimentation et comportement alimentaire</i>	80
a)	Alimentation.....	80
b)	Comportement alimentaire	80
6.	<i>Reproduction</i>	80
a)	Stades de développement	80
b)	Maturité sexuelle	81
c)	Saisonnalité des cycles	81
d)	Gestation et mise bas	81
7.	<i>Comportement</i>	81
a)	Activité.....	81
b)	Déplacement.....	81
c)	Comportement sexuel.....	81
B.	ELEVAGE EN CAPTIVITE.....	82
1.	<i>Terrarium</i>	82
a)	Substrat.....	82
b)	Accessoires et entretien	83
c)	Ambiance	83
d)	Dimensions.....	84
2.	<i>Alimentation</i>	84
a)	Régime alimentaire.....	84
b)	Nourrissage.....	84
c)	Eau	84
3.	<i>Structure sociale</i>	85
a)	Structure de base	85
b)	Changement de la structure du groupe	85

c)	Regroupement avec d'autres espèces	85
4.	<i>Elevage</i>	85
a)	Accouplement.....	85
b)	Gestation et dépôt des larves	86
c)	Développement larvaire et soins aux jeunes.....	86
5.	<i>Manipulation</i>	86
a)	Identification et sexage.....	86
b)	Manipulation générale	86
c)	Contention	86
d)	Transport	87
e)	Précautions	87
6.	<i>Maladies</i>	87
	VII. SPELEOMANTES STRINATII (SPELERPES BRUN)	89
A.	BIOLOGIE ET DONNEES	89
1.	<i>Taxonomie</i>	89
2.	<i>Morphologie</i>	89
a)	Dimensions.....	89
b)	Coloration.....	89
c)	Description	89
3.	<i>Longévité</i>	90
4.	<i>Géographie, écologie, conservation</i>	90
a)	Répartition.....	90
b)	Habitat.....	90
c)	Population	91
d)	Statut	91
5.	<i>Alimentation et comportement alimentaire</i>	91
a)	Alimentation.....	91
b)	Comportement alimentaire	91
6.	<i>Reproduction</i>	92
a)	Stades de développement	92
b)	Maturité sexuelle	92
c)	Saisonnalité des cycles	92
d)	Taille de la ponte	92
e)	Dépôt des œufs	92
7.	<i>Comportement</i>	92
a)	Activité	92
b)	Déplacement	92
c)	Comportement sexuel	93
B.	ELEVAGE EN CAPTIVITE	93
1.	<i>Terrarium</i>	93
a)	Substrat.....	93
b)	Accessoires et entretien	94
c)	Ambiance	94
d)	Dimensions.....	94
2.	<i>Alimentation</i>	94
a)	Régime alimentaire.....	94
b)	Nourrissage.....	94
c)	Eau	95
3.	<i>Structure sociale</i>	95
a)	Structure de base	95
b)	Changement de la structure du groupe	95
c)	Regroupement avec d'autres espèces	95
4.	<i>Elevage</i>	95
a)	Accouplement.....	95
b)	Gestation, ponte des œufs et incubation	95
c)	Eclosion.....	96
d)	Soins aux jeunes	96
5.	<i>Manipulation</i>	96
a)	Identification et sexage.....	96
b)	Manipulation générale	96
c)	Contention	96
d)	Transport	96
e)	Précautions	96
6.	<i>Maladies</i>	97
	CONCLUSION	99
	BIBLIOGRAPHIE	101

INTRODUCTION

L'année 2008 a été celle des Amphibiens, l'année 2010 celle de la biodiversité. Ces deux thèmes portés par de nombreux scientifiques à travers le monde montrent à quel point notre société actuelle se préoccupe des questions concernant la nature et sa protection. Il est fascinant d'observer la diversité que l'évolution a apportée sur notre planète ; il est effarant de constater que cette diversité s'amenuise petit à petit à cause de nombreux facteurs. Ces facteurs vont de la pollution au réchauffement climatique en passant par la destruction des habitats naturels. L'homme a un grand rôle à jouer dans la protection de cette biodiversité à cause de son implication directe ou supposée dans les événements mettant en péril les écosystèmes actuels. De par leurs caractéristiques physiologiques et leur biologie, les Amphibiens font partie des premiers touchés par ce peril.

Pourquoi avoir choisi ces espèces? Le choix a été mûrement réfléchi. En effet, je désirai réaliser un ouvrage ayant pour but d'offrir une compilation de données non disponibles pour les organismes désirant éllever des espèces menacées. Bien qu'il soit tentant de se lancer dans l'étude d'espèces emblématiques telles que les *Felidae* ou les *Bovidae*, il est vite apparu que de nombreuses données étaient disponibles sur ces espèces. Alors, plutôt que de me tourner vers un autre sujet, je me suis demandé quelles espèces étaient menacées et dont l'élevage par les structures de type parc zoologique n'était pas encore réalisé de manière efficace. Les Amphibiens sont vite arrivés dans la réflexion, car ce sont des espèces excessivement sensibles aux variations de leur milieu. Cette caractéristique leur confère le rôle de bio-indicateur. Par conséquent, ces espèces, très menacées, dont la biologie a été peu étudiée, et dont l'élevage est peu répandu, me sont vite apparues comme particulièrement intéressantes à étudier. Par la suite, la participation au premier symposium sur les Amphibiens, au Muséum d'Histoire Naturelle, m'a fait découvrir à quel point le sujet pouvait être vaste, mais surtout que, déjà, plusieurs personnes s'investissaient pour diffuser les connaissances possédées sur ces espèces.

Parmi celles-ci, les Urodèles (les Amphibiens possédant une queue) ne font pas exception à la règle, pas même ceux qui vivent sur le pas de notre porte. On s'intéresse bien souvent aux espèces exotiques et colorées lorsque l'on parle d'animaux en danger, mais nos espèces européennes brunes ou vertes sont, elles aussi, en péril et peu nombreux sont ceux qui le réalisent vraiment.

Par ailleurs, les Urodèles restent des animaux méconnus, sur lesquels nous connaissons peu de choses, à part leur mode de développement qui a été largement étudié en recherche pour comprendre comment le vivant s'organisait. Mais concernant leur biologie et leurs besoins, de nombreuses lacunes existent.

Pour préserver les populations d'Urodèles, il est indispensable de mettre en œuvre des programmes de conservation. Ces programmes présentent deux volets majeurs : la conservation *in situ* et la conservation *ex situ*. La première comprend des mesures de protection des lieux de vie des animaux associées à des réintroductions d'individus ; la seconde est la mise en place d'un réseau d'élevage pour maintenir une population viable et renouvelée en captivité. C'est au sein de ce deuxième volet que cet ouvrage prend sa place. Le but de ce travail va être d'apporter des éléments pour l'élevage des Urodèles à partir de cinq exemples ayant des besoins différents : L'Euprocte de Sardaigne (*Euproctus platycephalus*), l'Euprocte des Pyrénées (*Calotriton asper*), le Triton crêté (*Triturus cristatus*), la Salamandre tachetée (*Salamandra salamandra*), le Spelerpes brun (*Speleomantes strinatii*). A partir de ces cinq exemples, il sera possible de dégager des modes d'élevage et d'adapter ceux-ci à d'autres espèces en respectant les particularités biologiques de ces dernières.

Cet ouvrage débutera par le rappel des caractéristiques biologiques générales des Urodèles et des principales menaces qui pèsent sur eux, puis, chacune des cinq espèces retenues, fera l'objet d'une étude particulière en deux chapitres : données biologiques spécifiques et méthode d'élevage en captivité.

I. Qu'est-ce-qu'un Urodèle ?

A. Position taxonomique

L'ordre des Urodèles est inclus au sein de la classe des Amphibiens. Les représentants de cette classe sont des Vertébrés Tétrapodes Anamniotes qui, pour la plupart, commencent leur vie à l'état larvaire dans l'eau douce puis gagnent le milieu terrestre après une métamorphose.

La classe des Amphibiens est divisée en trois ordres : les Anoures, les Urodèles et les Gymnophiones (Bonnet *et al.*, 2008).

Les Anoures sont des Amphibiens sans queue qui peuvent vivre éloignés du monde aquatique, certaines espèces sont même vivipares. Ils possèdent des mains à quatre doigts et des pieds à cinq. Leurs membres postérieurs sont adaptés à la locomotion par saut. Cet ordre regroupe, entre autres, les grenouilles, les crapauds et les rainettes. Ils sont présents dans presque toutes les régions du globe.

Les Urodèles ont conservé une queue bien développée à l'état adulte et sont, pour la plupart, fortement inféodés au milieu aquatique. Chez de nombreuses espèces, la métamorphose est incomplète voire absente, entraînant la présence d'éléments larvaires, les branchies par exemple, à l'état adulte : ce phénomène est appelé néoténie. A l'exception de quelques espèces présentes en Amérique du Sud et en Océanie, les Urodèles ne sont présents que dans l'hémisphère Nord.

L'ordre des Urodèles comprend 9 familles (Raffaëlli, 2007) :

Les Cryptobranchidae, comprenant des espèces aquatiques de grande taille. Chez ces espèces, la métamorphose est incomplète sans que les branchies ne persistent à l'âge adulte (Raffaëlli, 2007). Les Cryptobranchidae sont ovipares à développement indirect.

Les Hynobiidae, comprenant des espèces à vie terrestre, aquatique ou semi-aquatique. Les larves se métamorphosent complètement (Amphibiaweb, 2011). Ces espèces sont ovipares à développement indirect.

Les Sirenidae, comprenant des espèces aquatiques chez lesquelles sont présents des poumons et des branchies à l'état adulte (Raffaëlli, 2007). Ces espèces sont ovipares à développement indirect.

Les Proteidae, comprenant des espèces aquatiques cavernicoles. Ces espèces présentent des branchies bien développées à l'âge adulte (Amphibiaweb, 2011). Bien que le mode de reproduction ovipare à développement indirect semble être le plus courant, la viviparité pourrait être possible.

Les Ambystomatidae, comprenant des espèces terrestres chez lesquelles la néoténie n'est pas un phénomène rare (exemple : Axolotl) (Amphibiaweb, 2011). Ces espèces sont ovipares à développement indirect.

Les Salamandridae comprenant des animaux aquatiques ou terrestres. Ces animaux peuvent être ovipares à développement indirect, ovipares à développement direct ou vivipares (Raffaëlli, 2007).

Les Rhyacotritonidae, comprenant des individus de petite taille, semi-aquatiques, possédant des poumons vestigiaux (Amphibiaweb, 2011). Ces espèces sont ovipares à développement indirect.

Les Amphiumidae, comprenant des espèces aquatiques, anguilliformes à métamorphose incomplète. Les poumons sont présents chez l'adulte (Raffaëlli, 2007). Ces espèces sont ovipares à développement indirect.

Les Plethodontidae, comprenant près de 70% des espèces de l'ordre des Urodèles. Les individus sont aquatiques, terrestres, arboricoles ou fouisseurs. Ils ne possèdent pas de poumons (Raffaëlli, 2007). La plupart sont ovipares à développement direct, quelques uns sont ovipares à développement indirect.

Les Gymnophiones présentent un corps vermiforme avec une régression complète des membres. Ils mènent une vie fouisseuse sous les tropiques.

B. *Synapomorphies*

Les Urodèles possèdent un squelette ossifié présentant deux ceintures : pelvienne et scapulaire. Sur celles-ci, s'articulent les quatre membres locomoteurs, qui peuvent être atrophiés. Ils présentent, pour la plupart, des poumons alvéolés qui peuvent être perdus secondairement chez certaines espèces. Comme tous les Lissamphibiens, leurs dents sont pédicellées, elles possèdent une zone de moindre résistance entre la couronne et la base, et ils possèdent un deuxième osselet dans l'oreille moyenne : l'opercule. Ce dernier se situe à côté de la columelle et recouvre la fenêtre ovale. Les Urodèles possèdent tous une queue (Bonnet *et al.*, 2008).

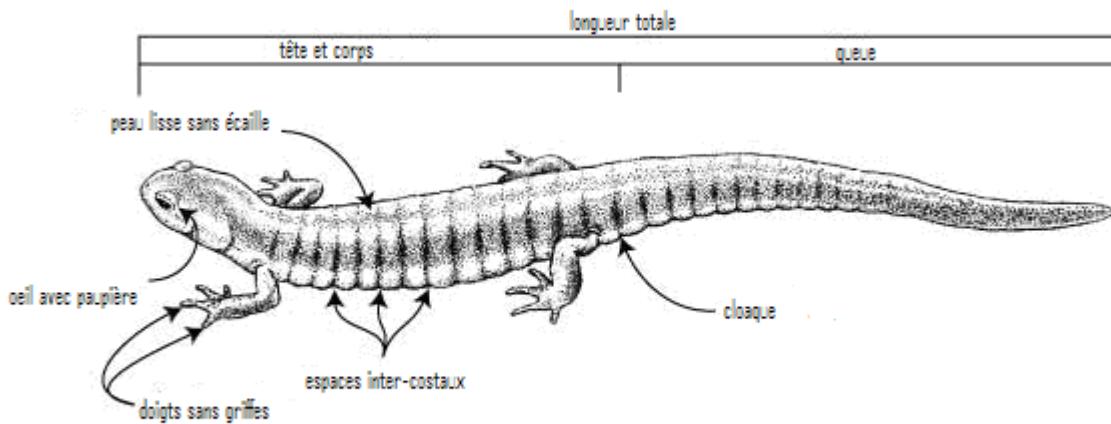
Ils pondent, pour la plupart, leurs œufs dans l'eau, enveloppés dans des gangues gélatineuses. Ces œufs sont dépourvus d'amnios, annexe assurant la protection mécanique de l'embryon et son homéostasie, et d'allantoïde, annexe assurant les échanges respiratoires et accumulant les déchets azotés.

Chez la plupart des espèces, ce sont des larves aquatiques pourvues de branchies qui sortent des œufs. On peut distinguer plusieurs stades larvaires. La larve passe par un premier stade post-embryonnaire caractérisé par une croissance sans modification apparente, suivi d'un second stade durant lequel s'effectue la morphogenèse des membres postérieurs. Ensuite, vient la phase de climax lors de laquelle ont lieu les changements anatomophysiologiques sous contrôle de l'axe hypothalamo-hypophyso-thyroïdien (Echalier G., 2002).

Les différentes familles d'Urodèles présentent une morphologie assez commune : la tête est large et déprimée, le tronc, élancé, est prolongé d'une longue queue, les quatre membres sont courts (Fig. 1).

Le corps s'allonge chez les espèces fouisseuses et aquatiques. Chez ces dernières, les pattes peuvent perdre de leur importance, elles sont vestigiales chez les Amphiumidae et les membres postérieurs ainsi que la ceinture pelvienne disparaissent totalement chez les Sirenidae.

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



La larve présente la même morphologie que l'adulte, sa taille est inférieure et elle possède des branchies visibles.

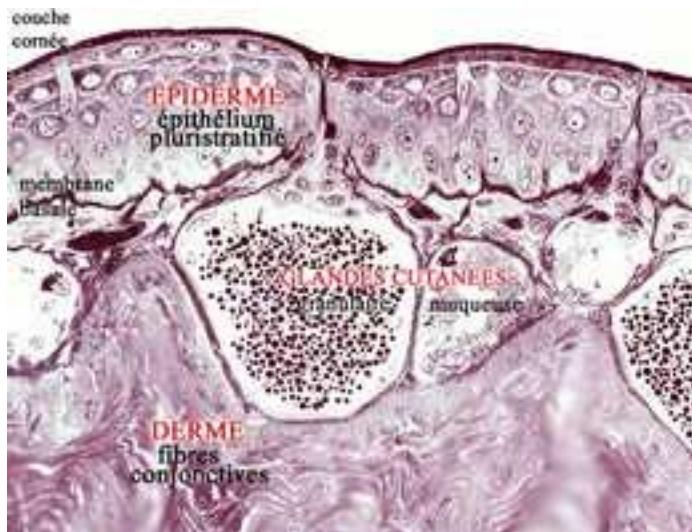
En moyenne, la longueur des animaux varie, selon les espèces, entre 5 et 20 cm. C'est parmi les Cryptobranchidae, famille d'urodèles aquatiques, que l'on trouve les plus grands spécimens avec *Megalobatrachus japonicus* qui atteint 1,6 m.

C. Tégument

1. Structure

La peau des amphibiens est nue, exception faite des premiers stades larvaires chez lesquels elle est ciliée. On y distingue deux parties : un épithélium superficiel, l'épiderme et un tissu conjonctif, le derme (Fig. 2).

Figure 2 : Coupe transversale de peau d'Urodèle (Echalier G., 2002)



L'épiderme présente une couche cornée très mince, parfois réduite à une seule assise cellulaire, ce qui la rend très perméable et favorise les échanges osmotiques ainsi que la respiration cutanée. Cette couche superficielle, formée de cellules mortes, s'élimine périodiquement lors de la mue : après qu'une nouvelle peau se soit formée sous l'ancienne, l'exuvie se détache en un seul morceau. Chez les Urodèles, elle s'éverse depuis le bord des lèvres jusqu'à la queue. Ils mangent presque systématiquement leur vieille peau.

Un autre caractère important de la peau des Amphibiens est sa richesse en formations glandulaires que l'on divise en deux catégories : les glandes muqueuses et les glandes granuleuses. Ce sont toutes des acini simples.

Les acini muqueux sont uniformément répartis sur tout le corps et sécrètent de façon continue un mucus fluide et transparent qui recouvre la peau d'un film protecteur hydrophobe. Son rôle est double, il permet d'une part la respiration cutanée et d'autre part empêche l'eau de traverser la peau, ce qui limite l'évaporation en milieu sec et ce qui assure l'équilibre osmotique interne en milieu aquatique.

Les glandes granuleuses sont groupées en amas glandulaires variables selon les espèces ; ainsi, elles sont regroupées en parotides au sein du genre *Salamandra*. L'activité de ces glandes est sporadique, le plus souvent en réponse à une agression (animal poursuivi, saisi, manipulé trop brutalement). Elles produisent alors un liquide épais blanchâtre riche en substances venimeuses et d'odeur souvent caractéristique de l'espèce. Ce venin, particulier à chaque espèce, peut être mortel par voie parentérale. Par contact, il n'a aucun effet sur la peau saine mais se révèle irritant sur les plaies et les muqueuses. Ainsi, ce venin a un rôle défensif vis-à-vis des prédateurs. Il sert aussi à protéger la peau des mycoses et des infections bactériennes.

2. Couleur

Nombre d'Urodèles présentent des livrées aux couleurs vives et variées. Les teintes foncées (noir, verte, brun) sont dominantes, mais toutes les autres couleurs sont représentées : rouge, bleu, jaune, blanc. L'agencement des couleurs, spécifique, peut parfois différer de façon importante entre deux individus au point de constituer un critère de reconnaissance individuelle. La coloration peut aussi varier chez un même animal en fonction des saisons ou des conditions extérieures.

Toutes ces couleurs résultent de la présence, en partie profonde du tégument, de chromatophores. Ceux-ci sont disposés en trois couches. En position supérieure, sous l'épiderme, se trouvent les xanthophores et les érythrophores contenant ptéridines et caroténoïdes responsables des couleurs jaune, orange et rouge. Puis, plus profondément, se situent les guanophores qui renferment des cristaux de guanine formant une couche plus ou moins réfringente selon leur orientation et responsables des reflets métalliques. Les mélanophores constituent la couche la plus profonde, ils contiennent la mélanine et peuvent insinuer des prolongements entre les cellules des couches supérieures. Ils possèdent la faculté de pouvoir faire migrer leurs pigments, soit concentrés dans les corps cellulaires profonds et donc inapparents, soit plus ou moins répartis dans les prolongements superficiels, assombrissant d'autant le tégument.

La couleur finale résulte de l'interaction des divers phénomènes présentés ci-dessus. Les variations de coloration sont dues aux migrations de mélanine et aux changements d'orientation des cristaux de guanine en réponse à des facteurs externes ou internes. Pour les variations à long terme telles que l'apparition de livrée nuptiale chez les tritons mâles ou l'évolution de la couleur avec l'âge : le contrôle est principalement hormonal. En revanche, pour ce qui est des variations rapides, le contrôle est neuro-hormonal : une hormone

(mélatonine,adrénaline) est sécrétée en réponse à l'excitation d'un organe sensoriel. C'est ainsi qu'une baisse de température provoque un assombrissement, que la dessiccation ou une illumination intense entraîne souvent un éclaircissement.

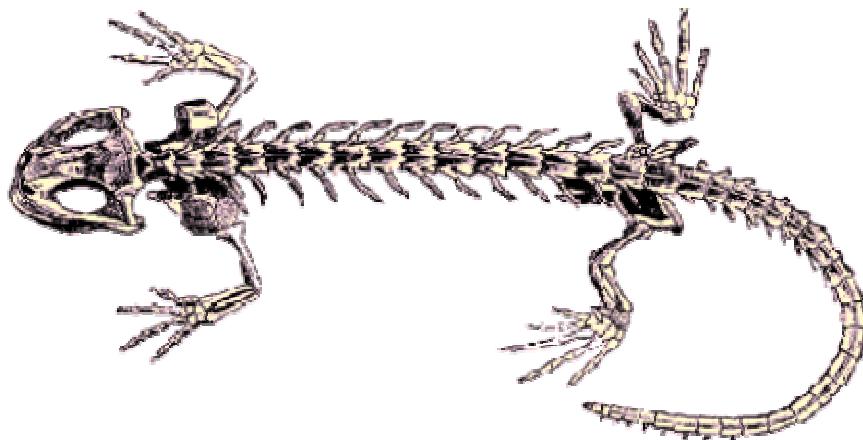
D. Locomotion

1. Bases anatomiques

a) Squelette axial et appendiculaire

Le squelette des Urodèles a peu évolué par rapport au modèle primitif des premiers Amphibiens (Fig. 3).

Figure 3 : Squelette type d'un Urodèle terrestre (Echalier G., 2002)



La colonne vertébrale est constituée d'un nombre variable de vertèbres, plus important chez les espèces purement aquatiques : 15 à 20 vertèbres pour le tronc, augmentées d'une trentaine de vertèbres caudales (chez *Amphiuma sp* : plus de 60 vertèbres pour le tronc et 35 pour la queue). La forme des vertèbres est relativement constante à l'exception de la première (l'atlas) qui présente une dent antérieure articulée sur le crâne, et de l'unique vertèbre sacrée sur laquelle se fixe le bassin. Les vertèbres pré-sacrées sont toutes munies d'une paire de côtes flottantes horizontales et courtes, ressemblant à des processus transverses. Les vertèbres caudales sont de taille décroissante. Toutes les vertèbres présentent un cartilage intervertébral important qui ne s'ossifie jamais.

La ceinture scapulaire se compose de deux scapula, deux coracoïdes et deux procoracoïdes. Tous ces éléments sont presque entièrement cartilagineux ; l'ossification n'est présente qu'autour de la cavité glénoïde. Les clavicules sont absentes. Les scapula recouvrent dorsalement les côtes des premières vertèbres. Les coracoïdes se chevauchent ventralement et se fixent au sternum.

Le membre antérieur des Urodèles est un membre transversal : l'humérus, horizontal, s'articule avec le radius et l'ulna, verticaux, ces deux os restant séparés. Les éléments du poignet et de la main constituent un arrangement très simple, horizontal (plantigradie). Le membre antérieur possède quatre doigts ayant respectivement 2, 3, 3 et 2 phalanges. Le nombre des doigts régresse chez les espèces purement aquatiques (trois doigts chez *Proteus anguineus*, un seul chez *Amphiuma pholeter*).

La ceinture pelvienne se compose des trois os caractéristiques des Tétrapodes. L'ilium, fixé à une unique vertèbre sacrée, est vertical, légèrement incliné crânio-ventralement. Ventralement, l'ischium et le pubis forment une masse unique soudée à son vis-à-vis.

Le membre postérieur est la réplique exacte du membre antérieur, le fémur est horizontal, le tibia et la fibula, distincts, sont verticaux. Le pied possède cinq doigts à 2, 2, 3, 3 et 2 phalanges. Notons que chez les Sirenidae, aquatiques, le membre postérieur ainsi que la ceinture pelvienne sont absents.

b) Musculation

La disposition segmentaire des muscles propres aux Poissons se retrouve chez les larves et les adultes. Elle permet les mouvements anguillaires de la nage.

2. Modes de déplacement

La marche est lente et stéréotypée : à l'avancée d'un antérieur succède celle du postérieur opposé. De plus, avec leur tronc allongé, le corps des Urodèles est animé d'ondulations et glisse sur le sol. L'animal rampe plus qu'il ne marche.

Les urodèles fouisseurs utilisent leur crâne pour creuser des galeries et évoluent dans la vase en marche avant.

Quelques Urodèles mènent une vie arboricole. Ils utilisent leur queue comme membre préhensile, telles les salamandres du genre *Aneides* (Pléthodontidae).

La nage ressemble à celle des Poissons. La propulsion est provoquée par des mouvements ondulatoires du corps et de la queue dont l'efficacité est parfois accrue par la présence de crêtes dorsales ou ventrales. Ces mouvements sont similaires à ceux de la marche.

E. Organes des sens

1. Système latéral

Comme chez les Poissons, on trouve chez de nombreux Urodèles un système latéral. Il est présent chez tous les stades larvaires et chez les adultes aquatiques permanents comme saisonniers. Il s'agit de petites cryptes épidermiques alignées renfermant des cellules sensorielles. Le plus grand de ces alignements intéresse tête et tronc et constitue la ligne latérale. Le système latéral est sensible aux variations de pression dans l'eau et apprécie donc à la fois les mouvements d'animaux à distance (prédateurs ou proies) et la profondeur à laquelle se trouve l'animal.

2. Toucher

Il est lié à deux structures. Des terminaisons nerveuses libres situées au sein de l'épiderme assurent une sensibilité plus algique que tactile. Des bourgeons sensitifs localisés surtout au niveau des doigts sont responsables du toucher proprement dit.

3. Goût

Très limité, on trouve des papilles gustatives sur la langue et le palais mais qui ne semblent distinguer que l'acide et le salé. La perception de la nature des aliments est surtout olfactive.

4. Olfaction

Des cellules olfactives sont disséminées dans l'épiderme des fosses nasales. Elles sont actives dans l'air comme dans l'eau, mais sont plus développées chez les espèces terrestres. On

trouve des cellules sensorielles d'un autre type dans deux cavités symétriques creusées dans la cloison nasale. Ces cavités constituent l'organe voméronasal ou organe de Jacobson. Ces cellules seraient plutôt sensibles aux odeurs émanant de la cavité buccale par les choanes, donc d'origine alimentaire.

5. Audition

Les adultes possèdent une oreille interne : le labyrinthe. L'oreille moyenne, constituée de la fenêtre ovale (cavité présentant deux orifices clos par des membranes) qui lui est associée, est atrophiée. Il n'y a pas de tympan mais la fenêtre ovale est liée à la ceinture scapulaire par l'intermédiaire de l'opercule. Ce dispositif permet la perception des vibrations du sol par les membres antérieurs.

6. Vision

Les larves possèdent un œil de Poisson : le cristallin est sphérique et appliqué à la cornée et les paupières sont absentes.

Chez les adultes, le cristallin est biconvexe et l'œil est muni de paupières, de glandes lacrymales et d'un canal nasolacrymal. La pupille est multiforme : selon les genres, elle est ronde, en ellipse plus ou moins arrondie, verticale ou horizontale.

L'accommodation se réalise non pas par déformation du cristallin mais par déplacement de celui-ci.

Selon le mode de vie, le développement des yeux est variable. Ainsi, ils sont atrophiés chez les espèces cavernicoles tel le Protée (*Proteus sanguineus*) et dépourvus de paupières chez les formes aquatiques strictes. Chez les Urodèles terrestres, les yeux sont globuleux et saillants. La vision est peu performante, ils distinguent les contours et sont surtout sensibles aux mouvements.

F. Respiration

1. Respiration branchiale

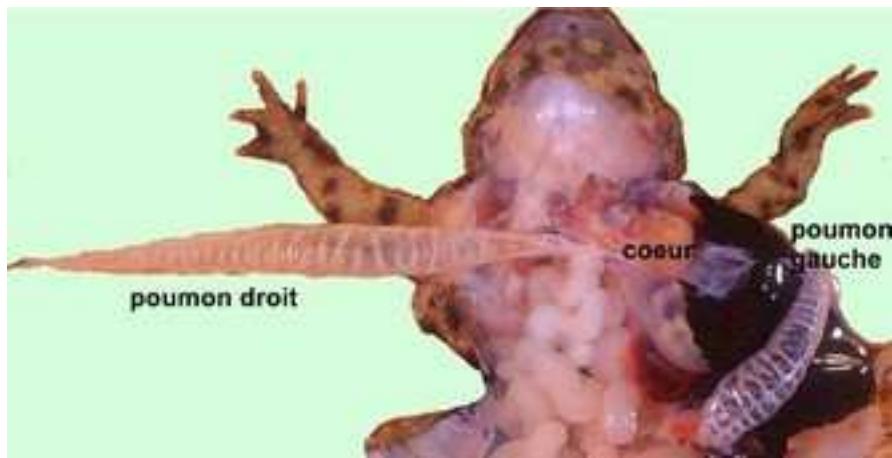
Caractéristique du milieu liquide, elle est l'apanage des larves mais aussi de certains Urodèles purement aquatiques. Les Amphibiens possèdent des branchies externes c'est-à-dire qu'elles se développent à partir de l'épiderme et sont soutenues par la face externe des arcs branchiaux.

Les larves possèdent trois paires de branchies qui régressent lors de la métamorphose. Toutefois certaines espèces conservent toute leur vie ces caractères larvaires. Ce phénomène, appelé néoténie, se rencontre chez les Sirenidae, les Proteidae et quelques Pléthodontidae, tous aquatiques stricts évidemment.

2. Respiration pulmonaire

On trouve une paire de poumons (Fig. 4) qui apparaissent lors de la métamorphose. Ceux-ci sont de type sacculaire : une vaste cavité et des parois minces ; l'épithélium pulmonaire élève des replis simples et constitue des alvéoles périphériques. Le poumon n'est pas un organe constant chez les Urodèles, en particulier toute la famille des Pléthodontidae en est dépourvue (apneumie). Le rôle du poumon dans la respiration reste faible (moins de 50% de la respiration est pulmonaire), mais il présente d'autres utilités, comme jouer le rôle de vessie natatoire en modifiant la densité corporelle de l'animal lors de la phase aquatique.

Figure 4 : Poumons sacculaires des Urodèles (Echalier G., 2002)



Les Urodèles n'ont ni cage thoracique, ni diaphragme. Les mouvements respiratoires sont assurés par le plancher buccal : l'abaissement de celui-ci, bouche fermée, fait pénétrer l'air dans la bouche par les narines, puis, les narines internes (choanes) étant obturées, son relâchement chasse cet air dans les poumons. L'air vicié s'échappe lors de la réouverture des choanes. La fréquence respiratoire reste faible : par exemple, chez la Salamandre tachetée (*Salamandra salamandra*) au repos, on ne compte pas plus d'un mouvement respiratoire toutes les quinze minutes.

3. Respiration cutanée

La peau fine, à couche cornée réduite, très vascularisée et généralement humide grâce aux sécrétions des acini muqueux permet une respiration cutanée efficace, aussi bien dans l'eau que dans l'atmosphère. La surface en contact avec le milieu extérieur est parfois augmentée par des replis cutanés divers comme la nageoire caudale des Urodèles aquatiques. Cette respiration constitue un mode respiratoire constant et primordial chez tous les Urodèles.

4. Respiration buccopharyngée

La muqueuse buccopharyngée, elle aussi fine et très vascularisée, permet de la même façon des échanges gazeux à condition toutefois que l'air soit fréquemment renouvelé à son contact. Cette ventilation est assurée comme celle pulmonaire par les mouvements du plancher buccal. On distingue aisément les deux types de respiration : alors que les mouvements de ventilation pulmonaire sont amples et rares, la ventilation buccopharyngée s'effectue par des mouvements rapides et de faible amplitude du plancher buccal, entre 60 et 200 par minute.

G. Circulation

1. Vaisseaux sanguins

Comme tous les Vertébrés, les Urodèles ont un appareil circulatoire fermé : le sang circule successivement dans des artères, des capillaires et des veines. L'organisation des principales artères au départ du cœur dérive des arcs aortiques des Poissons à disposition simple et symétrique. Chez la larve, à respiration branchiale, l'ébauche de deux artères pulmonaires constitue la seule différence avec les Poissons. Les arcs aortiques régressent ou restent en place lors de la métamorphose.

La disposition des veines et des capillaires ne présente aucune particularité.

Le volume sanguin représente de 10 à 25% de la masse corporelle des Urodèles aquatiques. Chez les Urodèles terrestres, ce pourcentage est plus proche de ce que l'on rencontre chez les autres vertébrés terrestres : 7 à 9,5% (Chai *et al.*, 2008). On peut prélever 10% de la masse en volume sans que cela ne soit un problème pour les animaux.

2. Cœur

Le stade larvaire présente un cœur de Poisson : tubulaire à quatre cavités successives (le sinus veineux, l'oreillette, le ventricule et le bulbe aortique).

Chez l'adulte, le cœur est globuleux et présente trois cavités principales : deux oreillettes et un ventricule. Le sinus veineux où débouchent deux veines caves antérieures et une veine cave postérieure (Fig. 6) communique avec l'oreillette gauche alors que l'oreillette droite reçoit le sang des veines pulmonaires. Ces deux oreillettes s'ouvrent sur un ventricule unique auquel fait suite le bulbe cardiaque. Ce dernier est imparfaitement divisé en deux rampes par une lame spirale, l'une débouchant sur les artères pulmonaires, l'autre sur les carotides et l'aorte dorsale (Fig. 5).

Il y a donc chez les Amphibiens une grande et une petite circulation qui demeurent en contact au niveau du ventricule. Cependant, cette anatomie n'est pas nuisible au bon transport de l'oxygène, car l'oreillette droite se contracte avant la gauche et la pression sanguine des artères pulmonaires est inférieure à celle du tronc aortique. Le sang circule donc successivement dans l'oreillette droite, le ventricule, l'artère pulmonaire, les poumons, la veine pulmonaire, l'oreillette gauche, le ventricule et le tronc aortique. Par ailleurs, du fait du rôle limité du poumon dans l'hématose par rapport à la respiration cutanée, les taux d'oxygène des deux circulations sont peu différents.

Figure 5 : Système artériel des Urodèles (anonyme, 2004)

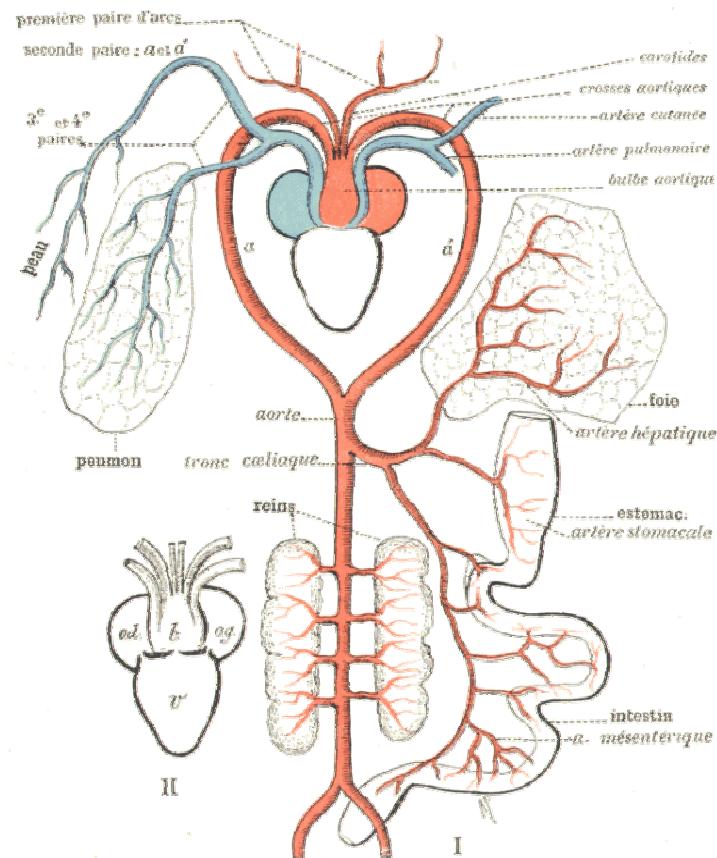
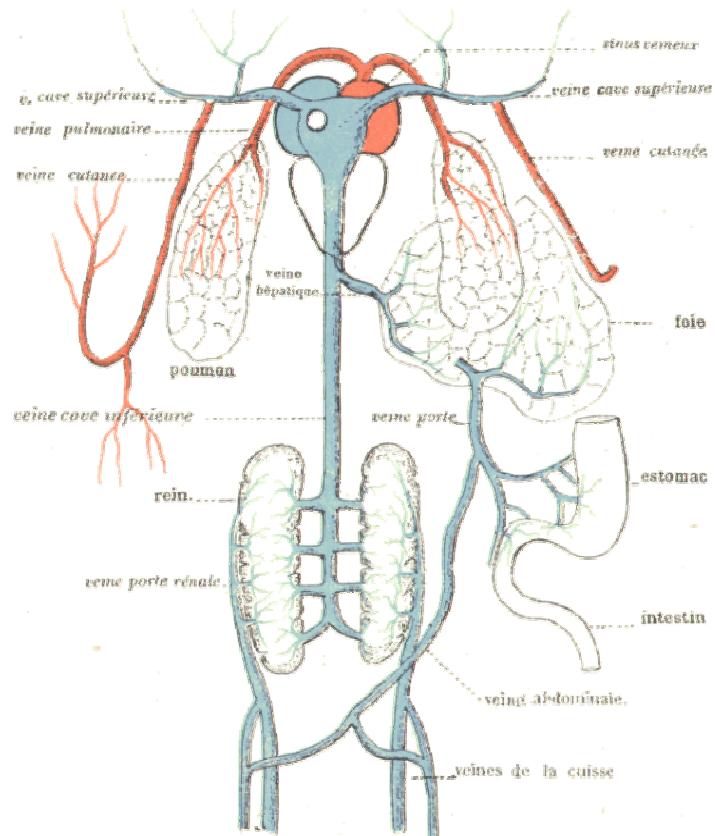


Figure 6 : Système veineux des Urodèles (anonyme, 2004)



3. Eléments figurés du sang

Les globules rouges sont nucléés, ovalaires, de grande taille et peu nombreux ($6.10^5/\text{mm}^3$) ; ils sont de l'ordre de $7.10^6/\text{mm}^3$ chez les Bovidae et de $7.10^{12}/\text{mm}^3$ chez les carnivores domestiques.

L'hémoglobine des Urodèles présente une affinité pour l'oxygène inférieure à celle des Mammifères. Son taux sanguin varie entre 7,5 et 13,5 g/L, selon les espèces, avec des extrêmes à 15,5 g/L pour les animaux vivant en altitude.

Le rapport globules rouges / globules blancs est de 20 à 70. On distingue des leucocytes mononucléaires et des leucocytes polynucléaires.

Les thrombocytes sont fusiformes et nucléés.

4. Système lymphatique

Le réseau lymphatique est profond et très développé. La lymphe est drainée vers le système veineux grâce à des coeurs lymphatiques au nombre d'une dizaine au niveau du tronc.

Ce système intervient dans l'équilibre osmotique. En effet, comme les Urodèles ne boivent pas, l'absorption de l'eau se fait au niveau cutané, vers les vaisseaux lymphatiques qui la redistribuent dans tout l'organisme.

H.Excrétion

1. Appareil excréteur

Les Urodèles possèdent un néphron de Poisson. L'unité excrétrice du rein est un mésonéphron (Fig. 7) ouvert à glomérule intranéphronique constitué :

- d'un néphrostome ouvert dans la cavité générale
- d'un canal néphrostomial
- d'un glomérule irrigué par une artère afférente rénale
- d'un tube contourné débouchant sur un canal collecteur, l'uretère primaire

Les larves présentent une unité moins évoluée : le pronephros (Fig. 8).

Figure 7 : Mésonephros de l'adulte

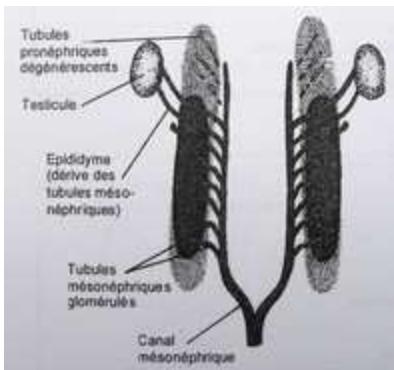
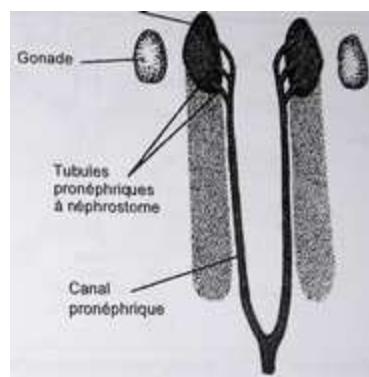


Figure 8 : Pronephros de la larve

(Université Pierre et Marie Curie, 2006)



Les reins sont des organes allongés et aplatis, appliqués dorsalement de part et d'autre de la colonne vertébrale. Chez les Urodèles mâles, la partie antérieure du rein est peu développée : elle a perdu sa fonction excrétrice pour se connecter au testicule par les canalicules du *rete testis*. Chez la femelle, cette partie est dégénérée. La partie postérieure assure seule l'excrétion. Tous les canaux collecteurs débouchent presque au même niveau dans la partie terminale de l'uretère.

La vessie quant à elle correspond à une dilatation ventrale du cloaque sans connexion avec les uretères qui débouchent dorsalement.

2. L'excrétion

L'urine est un liquide clair, émis en grande quantité (jusqu'au tiers du poids de l'animal par jour) et toujours hypotonique. Depuis le plasma sanguin de l'artère afférente rénale, le glomérule filtre une grande quantité d'eau mais aucune macromolécule. Le tubule sécrète les produits azotés à éliminer : il s'agit soit d'urée (uréotélie) ou d'ammoniaque (ammoniotélie). Le rein a donc comme principaux effets une forte élimination d'eau et une rétention de sels que l'animal doit compenser par une importante absorption d'eau et un régime pauvre en chlorure de sodium.

Selon les conditions extérieures (sécheresse en particulier), il peut y avoir sécrétion de sels par le tubule et réabsorption d'eau par ce dernier et la vessie. Ces possibilités d'économie d'eau restent très limitées : l'excrétion est mal adaptée à la vie en milieu sec.

I. Digestion

1. Anatomie

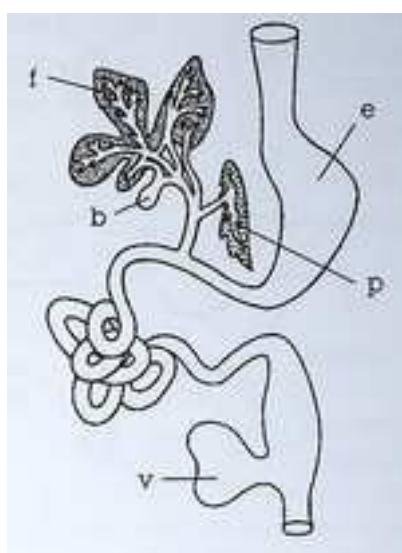
a) Bouche

C'est l'organe de préhension des aliments. L'ouverture de la bouche est très large. La cavité buccale est munie de nombreuses petites dents implantées sur les mâchoires et les os du palais. Ces dents sont toutes identiques, coniques et sont fréquemment remplacées, environ deux fois par an. La plupart possèdent une langue, parfois soudée au plancher buccal, le plus souvent protractile. Contrairement aux Anoures, la langue est fixée par son bord postérieur. Enfin, des glandes à mucus sont disposées dans les parois buccales ou sur l'extrémité libre de la langue : leurs sécrétions, à propriétés adhésives pour les proies et lubrifiantes pour la déglutition, n'ont aucun pouvoir enzymatique.

b) Tube digestif et ses glandes annexes

Relativement simple, il est court, en accord avec le régime carnassier des adultes et des larves. L'œsophage, rectiligne, transporte les proies de la bouche à l'estomac, transit facilité par des glandes muqueuses œsophagiennes. L'estomac tubulaire, légèrement renflé et incurvé, présente une grande capacité de dilatation, sa muqueuse renferme de nombreuses glandes indifférenciées sécrétant à la fois pepsine et acide chlorhydrique. Un sphincter pylorique marque le début de l'intestin grêle, il s'élargit dans sa partie terminale en un rectum qui communique avec le cloaque (Fig. 9).

Figure 9 : Tube digestif des Urodèles adultes (Université Pierre et Marie Curie, 2006)



- b = vésicule biliaire
- e = estomac
- f = foie
- p = pancréas
- v = vessie

Le foie est antérieur à la masse intestinale, il est très développé et muni d'une vésicule biliaire.

Le pancréas est adhérent à l'intestin et difficile à repérer au vu de sa petite taille.

c) Anatomie chez la larve

Chez les larves d'uropodes, la cavité buccale porte déjà des dents véritables, pourvues d'un seul tubercule (dents monocuspides) et constituées de dentine que recouvre une mince couche d'email. Leur tube digestif est très semblable à celui des adultes.

2. Digestion

Il n'y a pas de mastication, les dents ne servent qu'à la préhension. La déglutition est assurée par la muscleuse de la paroi buccale et, dans bien des cas, par les globes oculaires. En effet, pour avaler, l'animal ferme les paupières et fait saillir ses globes oculaires dans la cavité buccale, chassant ainsi les aliments dans l'œsophage. La déglutition est facilitée par les sécrétions muqueuses des glandes buccales et œsophagiennes.

La digestion à proprement parler débute dans l'estomac par l'action des sucs gastriques et se poursuit dans l'intestin grâce aux enzymes pancréatiques aidées des sels biliaires. La vitesse de digestion dépend de la température : elle est ralentie en-dessous de 10°C et généralement stoppée en-dessous de 5°C. En captivité, il faut donc supprimer toute distribution de nourriture quelques jours avant la mise en hibernation.

Comme tous les animaux, les Urodèles possèdent des réserves énergétiques. Ce sont des réserves lipidiques, dans le foie et en région sous-cutanée, et des réserves glucidiques sous forme de glycogène, dans le foie uniquement. Ces réserves atteignent leur maximum avant la phase d'hibernation.

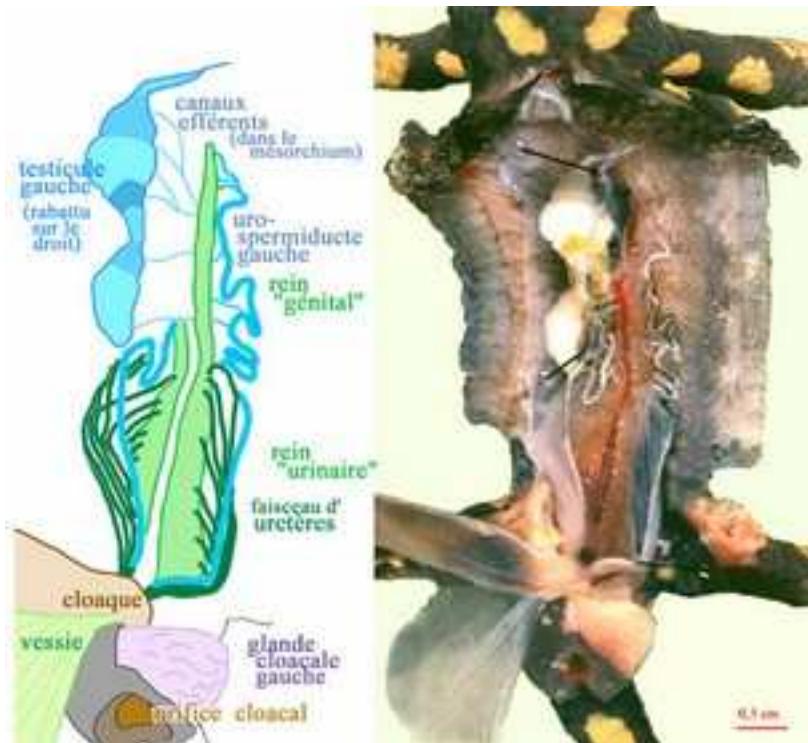
J. Reproduction

1. Anatomie

a) Appareil génital mâle

Les testicules sont constitués d'éléments unitaires : les cystes séminifères. Au départ, une spermatogonie s'entoure de cellules nourricières, elle se multiplie et se différencie pour aboutir à la formation de nombreux spermatozoïdes. L'ensemble gamètes-enveloppe nourricière constitue le cyste qui vient s'ouvrir dans des canalicules permanents et libère les spermatozoïdes. Les testicules sont étroitement associés à la partie antérieure des reins par un réseau de canaux qui s'abouchent sur les canaux afférents urinaires et par conséquent communiquent avec le canal de Wolf (Fig. 10). Chez les Urodèles, la portion antérieure du canal de Wolf ayant perdu sa fonction rénale, le plus gros de la partie antérieure du canal de Wolf fait office de canal déférent.

Figure 10 : Appareil uro-génital d'une Salamandre tachetée (*Salamandra salamandra*) mâle (Echalier, 2002)

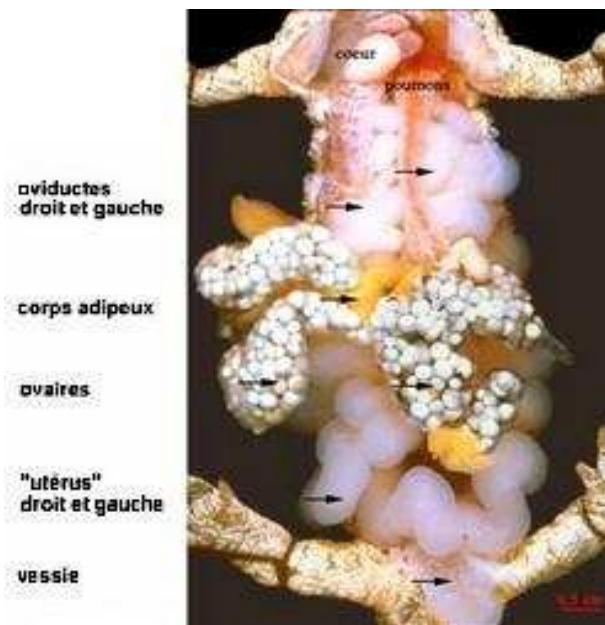


Les spermatozoïdes constitués classiquement d'une tête renfermant le noyau et d'un flagelle, ont des morphologies très variables selon les espèces. Chez les Urodèles, ils sont le plus souvent groupés en spermatophores. Ceux-ci sont des sécrétions gélatineuses molles et translucides produites par des glandes cloacales, dont la forme est un moulage du cloaque. Les spermatozoïdes y sont regroupés dans la partie supérieure.

b) Appareil génital femelle

Les ovaires, pairs, sont voisins des reins dont ils sont totalement indépendants. Ce sont des organes creux à vaste lumière centrale (le sac ovarien). Après maturation, les ovules sont libérés dans la cavité générale et captés par l'ostium du canal de Müller. Ce dernier est composé de deux parties. Tout d'abord l'oviducte, faisant suite à l'ostium, il est long, grêle et sécrète la gangue mucopolysaccharidique entourant les ovules, puis l'utérus, large et court, ayant un rôle de stockage des œufs. En général, chaque utérus s'ouvre séparément dans le cloaque (Fig. 11). Chez certaines espèces, le cloaque émet un diverticule près des orifices génitaux (la spermathèque) où peuvent être stockés les spermatozoïdes (ex : *Triturus sp.*).

Figure 11 : Appareil génital femelle des Urodèles (Echalier, 2002)



Les ovules sont sphériques, entourés d'une fine enveloppe (le chorion) et d'une gangue muqueuse qui gonfle au contact de l'eau. Leur taille, liée à la quantité de vitellus, varie selon les espèces entre le millimètre et le centimètre. Le nombre d'œufs pondus par saison est lui aussi très variable.

2. Fécondation

Dans la majorité des cas, la reproduction s'effectue en milieu aquatique. La fécondation est précédée d'une parade nuptiale.

La parade nuptiale démarre par une phase de reconnaissance des partenaires. Cette reconnaissance du partenaire s'effectue à deux niveaux : par la vue et par l'odorat. En effet, en période de reproduction, les mâles peuvent arborer une livrée nuptiale caractérisée par des couleurs vives (ex : *Triturus sp.*). Ainsi, les femelles repèrent leurs partenaires grâce à leur vue, et les mâles font de même avec leurs rivaux. Par ailleurs, des glandes tégumentaires ou glandes hédoniques produisent des substances odorantes spécifiques, attirantes et excitantes pour les partenaires. Ces glandes sont diversement réparties sur le corps, essentiellement sur le museau, le menton, les flancs et l'extrémité de la queue. Leur champ d'activité semble limité dans l'espace et ne concerne ainsi que les individus en étroit contact durant la parade.

Suite à cette première phase, les deux partenaires s'excitent mutuellement. Le mâle exécute une véritable danse devant la femelle : il se place face à elle, se bat les flancs avec sa queue, la poursuit si elle tente de fuir. Cette dernière répond par une immobilité parfaite si elle est réceptive.

Selon un schéma général, le mâle se place devant la femelle dont le museau lui flaire le cloaque, il dépose un spermatophore et avance lentement. La femelle le suit et vient saisir le spermatophore entre ses lèvres cloacales. Puis elle le presse avec ses pattes postérieures pour en extraire les spermatozoïdes. Elle rejette alors la partie inférieure du spermatophore, vide. Il peut y avoir ainsi plusieurs transmissions successives de spermatophores. Une partie des

spermatozoïdes remonte l'oviducte vers les ovules alors que la plupart sont stockés dans la spermathèque, quand elle est présente, pour permettre une fécondation différée.

Ce schéma général souffre plusieurs variations. Certaines espèces ne retournent pas à l'eau, les différentes phases sont alors plus ou moins simplifiées du fait de la moins grande facilité de mouvements sur le sol. Certains Urodèles présentent une fécondation interne avec accouplement comme chez les Euproctes (*Euproctes sp.*) où l'enlacement des deux individus permet le rapprochement des lèvres cloacales pour le transfert du spermatophore. Cet enlacement est appelé amplexus.

3. Ponte et soins aux œufs

La ponte typique des Urodèles correspond au dépôt des œufs, isolés ou par petits groupes, par la femelle dans la végétation (le plus souvent aquatique). Certaines espèces effectuent des pontes en chapelet au sein desquels les œufs se suivent sur un fil muqueux comme les perles d'un collier.

Dans la majorité des cas, les œufs sont abandonnés par les parents. Chez certaines espèces, comme la Grande Salamandre de Chine (*Megalobatrachus japonicus*), le mâle monte la garde autour des œufs. Ce comportement est souvent en rapport avec un nombre modeste d'œufs pondus. On le retrouve pour la femelle des Spelerpes bruns (*Speleomantes strinatii*) qui prend soin des œufs avant l'élosion.

4. Développement et métamorphose

Je ne décrirai pas ici les diverses étapes du développement de l'œuf (segmentation, gastrulation, neurulation et organogénèse). Ces étapes sont identiques à celles des autres classes de Vertébrés. Nous nous limiterons à la vie larvaire et la métamorphose.

a) Larve et métamorphose

Dès l'élosion, la larve ressemble à l'adulte, sans les membres, avec l'ébauche des trois paires de branchies ainsi qu'une paire de balanciers dont les extrémités sont adhésives (Fig. 12). Ces derniers disparaissent rapidement. La bouche et les fentes branchiales s'ouvrent précocement, et la queue et le dos développent une crête faisant office de nageoire. La larve est libre et carnivore comme l'adulte. Lors de la métamorphose, les membres antérieurs précèdent les postérieurs. Les dernières étapes de la métamorphose sont rapides : régression puis perte des branchies, apparition des paupières mobiles et pigmentation de la peau.

Figure 12 : Larve d'Urodèle (Echalier, 2002)



b) Développement direct

Chez certaines espèces, il n'y a pas de stade larvaire : l'éclosion libère un jeune déjà métamorphosé. C'est le cas chez de nombreux Pléthodontidae et Salamandridae terrestres. Dans ce cas, les différentes étapes du développement larvaire se succèdent de façon plus ou moins simplifiée à l'intérieur de l'oeuf. Il existe aussi de nombreux cas intermédiaires entre l'éclosion d'une larve de premier âge et celle d'un jeune identique à l'adulte. Chez la Salamandre tachetée (*Salamandra salamandra*) par exemple, la ponte ne suit pas la fécondation, il s'écoule quelques mois pour que la femelle "mette bas" dans une mare de jeunes larves munies de branchies et de pattes. Les œufs se sont développés dans l'utérus de la mère, il s'agit là d'un cas d'ovoviparité.

La viviparité vraie, c'est à dire le développement d'œufs pauvres en vitellus dans les voies génitales femelle, est rare. Citons pour exemple la Salamandre noire (*Salamandra atra*) chez laquelle, après la fécondation, un seul ovule par utérus est viable, les autres dégénèrent et constituent une source alimentaire pour les deux embryons restants. Ce phénomène est toutefois facultatif puisqu'à faible altitude, son mode de reproduction peut être identique à celui de *Salamandra salamandra*.

c) Néoténie

Elle est assez fréquente chez les Urodèles. Il s'agit de la faculté pour un individu de se reproduire tout en demeurant à l'état larvaire. Nous pouvons citer l'Axolotl (*Ambystoma tigrinum*) qui est à l'origine de la notion de néoténie. On considérait en effet l'Axolotl comme une espèce propre (*Siradon mexicanus*) jusqu'à ce que des individus captifs se métamorphosent en adultes d'une espèce déjà connue : *Ambystoma tigrinum*. Il existe aussi des Urodèles néoténiques stricts tel le Protée (*Proteus anguineus*) dont on ne connaît pas de forme adulte.

De nombreuses études ont été menées sur ce sujet. On sait que l'injection d'extraits thyroïdiens provoque la métamorphose (cela reste sans effet sur le Protée ou le Necture (*Necturus sp.*)). On peut, à l'inverse, bloquer la métamorphose par thyroïdectomie, ce qui n'entrave pas le développement des gonades.

K. Régulation thermique et hibernation

Les Urodèles sont des animaux poikilothermes, c'est à dire que leur température centrale n'est pas constante mais fluctuante, en rapport avec le milieu extérieur. Cette température subit évidemment des variations journalières et surtout saisonnières pouvant être très importantes. Pour survivre, ils ont dû développer des techniques de défense contre les températures extrêmes.

1. Lutte contre le froid

A de rares exceptions près, tous les urodèles meurent s'ils sont soumis plusieurs heures à une température inférieure à 0°C, leur métabolisme étant trop modeste pour lutter longtemps contre une température négative. Pour éviter la congélation durant la saison froide, les espèces des régions tempérées pratiquent l'hibernation dans des endroits naturellement protégés du gel. Il s'agit d'un état de torpeur durant lequel le métabolisme est minimum : l'animal ne bouge pas, ne s'alimente pas et sa respiration est uniquement cutanée. Les endroits préférentiellement choisis sont : les fissures de roche, sous les souches ou l'enfoncissement. La durée de latence hivernale dépend des conditions climatiques et varie donc pour une même espèce selon la latitude et l'altitude. Si le climat reste doux, ce qui peut être le cas en captivité, les animaux peuvent rester actifs toute l'année. Toutefois, chez certaines espèces comme les tritons des pays tempérés, l'hibernation est indispensable au développement des cellules sexuelles : son absence ne nuit pas à la santé des animaux mais interdit toute reproduction.

Il faut citer le cas d'un Urodèle qui supporte des températures de quelques degrés négatives : *Salamandrella keyserlingii*. Cette espèce vit au nord du cercle arctique en Sibérie et, à l'approche de l'hiver, perd une certaine quantité d'eau interne ce qui entraîne une augmentation de salinité et ainsi une baisse de sa température de congélation.

2. Lutte contre la chaleur

Il faut distinguer la lutte contre la chaleur proprement dite et la lutte contre un de ses effets majeur : la déshydratation.

La température supportée par les espèces les plus résistantes avoisine les 40°C. Ils peuvent maintenir une température corporelle inférieure à celle du milieu ambiant grâce à l'évaporation cutanée principalement mais aussi buccopharyngée et pulmonaire. Les fortes températures entraînent l'augmentation du rythme respiratoire et le halètement. Les pertes d'eau supportables sont considérables, jusqu'à 45% du poids du corps pour des espèces semi-aquatiques, et 60% pour les espèces terrestres. Lorsque les températures deviennent trop élevées, les animaux pratiquent l'estivation. Ils recherchent alors des endroits sombres et humides pour se protéger de la chaleur. Ces lieux sont les mêmes sites que ceux d'hibernation.

Excepté dans les forêts tropicales où l'atmosphère est saturée en eau, tous les Urodèles sont menacés par la déshydratation. Ils luttent par le biais de deux modes de vie parfois complémentaires :

- la vie aquatique stricte ou partielle, toujours en eau douce
- la vie crépusculaire et nocturne pour les espèces terrestres, ces animaux peuvent être actifs de jour par temps de pluie.

II.Les Urodèles subissent de nombreuses menaces

Il est à noter que la plupart des études réalisées l'ont été sur des Anoures. Cependant on peut considérer que les effets seront globalement les mêmes sur les Urodèles qui présentent les mêmes caractéristiques physiologiques, et qui vivent dans des conditions similaires.

A.*Pesticides et autres contaminants chimiques*

1. Pesticides

L'influence des substances chimiques, déversées dans l'environnement par l'homme, sur les Amphibiens est de plus en plus étudiée car ils sont les premiers touchés à cause des caractéristiques de leur peau, perméable à la plupart des molécules. Par ailleurs, de nombreuses populations d'Amphibiens vivent dans les milieux agricoles et sont donc directement concernées par ces polluants chimiques.

La plupart des études réalisées en premier lieu ont étudié les effets des contaminants chimiques à dose létale, or les animaux sont plus souvent confrontés à des doses sublétales, pour lesquelles peu de données étaient connues. A présent, on sait que ces doses peuvent induire des malformations embryonnaires, des croissances et des comportements anormaux (Bridges, 1997 ; Bridges, 2000). Tous ces troubles entraînent une moindre réactivité face aux prédateurs (Bridges, 1999a), une moins bonne compétitivité face aux autres espèces et une moins bonne capacité reproductrice (Bridges, 1999b ; Relyea et Mills, 2001 ; Boone et Semlitsch, 2002). Par ailleurs, ces substances chimiques altèrent l'immunité des animaux, les rendant plus sensibles aux autres menaces telles que les maladies et les rayons ultraviolet (Blaustein *et al.*, 2003 ; Christin *et al.*, 2003 ; Daszak *et al.*, 2003 ; Gendron *et al.*, 2003). Dans certains cas, les pesticides peuvent entraîner des troubles hormonaux et créer ainsi des individus hermaphrodites (Hayes *et al.*, 2002b ; Hayes *et al.*, 2003).

La tolérance aux pesticides (insecticides, fongicides et herbicides) est très variable selon l'espèce prise en compte (Bridges *et al.*, 2002). Cette variabilité induit une difficulté dans l'extrapolation des résultats obtenus sur un faible nombre d'espèces. Cependant, on peut tout de même en dégager de grandes lignes, tout en tenant compte que ces grandes lignes ne sont pas valables pour tous. Des études concernant le carbaryl, un carbamate, ont permis de mettre en évidence deux cas de figures. Une exposition ponctuelle à des doses supérieures à celle couramment trouvées dans la nature est suffisante pour entraîner la mort des larves (Bridges, 1999a). A l'inverse, une exposition chronique à des doses inférieures à celles trouvées dans l'environnement entraîne un accroissement de la mortalité larvaire et une augmentation des malformations embryonnaires. Cette exposition entraîne aussi un comportement de nage anormal qui favorise leur capture par les prédateurs et une baisse de la prise de nourriture amenant une taille plus petite à la métamorphose (Bridges, 2000). La carbaryl a aussi un effet indirect sur les larves de salamandres car il élimine leur source de nourriture, les invertébrés aquatiques, entraînant ainsi une mortalité larvaire. Des études ont aussi été réalisées sur l'atrazine, l'herbicide le plus utilisé aux Etats-Unis. Bien que l'on ait longtemps considéré que cette substance n'avait pas d'incidence sur les animaux, des études en laboratoires ont montré l'apparition d'individus hermaphrodites chez *Xenopus laevis* et *Rana pipiens* adultes (Hayes *et al.*, 2002a ; 2002b et 2006a ; Tab. 1). En plus de cela, les populations sauvages de *Rana pipiens* ont été surveillées, et à chaque fois que la concentration en atrazine dépassait 0,1 ppm (particule par million), il a été retrouvé des individus hermaphrodites (Hayes *et al.*, 2003 et 2006a). La demi-vie de l'atrazine dans le sol est de 15 à 100 jours (selon la pluviométrie et le

type de sol), ce qui en fait un contaminant dangereux pour les amphibiens, d'autant plus que les pics de concentration coïncident avec les périodes de reproduction des animaux.

Tableau 1 : Contaminants chimiques et leurs effets sur certaines espèces d'Amphibiens (Amphibaweb, 2009)

Contaminant	Espèce	Effet	Référence
Atrazine	<i>Xenopus laevis</i>	Perturbation de la stéroïdogenèse entraînant une féminisation et des hermaphrodismes	Hayes <i>et al.</i> , 2002 et 2006a
Atrazine	<i>Rana pipiens</i> (Anoure)	Perturbation de la stéroïdogenèse entraînant une féminisation et des hermaphrodismes	Hayes <i>et al.</i> , 2003
Hydrocarbones chlorés	<i>Necturus maculosus</i>	Changement dans la sécrétion de corticoïdes perturbant la reproduction	Bishop et Gendron, 1998
Endosulfane (insecticide organochloré)	<i>Notophthalmus viridescens</i>	Altération de la morphologie des glandes hormonales femelles et interférence avec les signaux hormonaux nécessaires à l'accouplement	Hayes <i>et al.</i> , 2006b
Carbaryl	<i>Hyla versicolor</i> (Anoure)	Elimination de 60 à 98% des larves en présence de prédateurs	Reylea et Mills, 2001

2. Métaux lourds et acidification

L'agriculture intensive et l'exploitation des mines (notamment dans des régions riches en populations d'Amphibiens) entraînent un relargage de métaux lourds dans la nature et une acidification des sols. Cette acidification est aussi largement causée par les autres industries et les pluies acides. Les métaux pouvant ainsi être retrouvés sont : l'aluminium (Al), le plomb (Pb), le zinc (Zn), le cadmium (Cd), le mercure (Hg), l'argent (Ag), le cuivre (Cu), l'arsenic (As), le manganèse (Mn), le molybdène (Mo) et l'antimoine (Sb).

Ces divers contaminants peuvent affecter de manière néfaste le développement ou le comportement des Amphibiens (Tab. 2) qui y sont exposés (Blaustein *et al.*, 2003). L'acidification des sols seule peut induire des troubles lors du développement embryonnaire. Ainsi un pH très acide entraîne l'arrêt du développement (Freda *et al.*, 1990a et b) ; un pH moyennement acide ne bloque pas le développement mais inactive les enzymes permettant aux embryons d'éclore, entraînant ainsi le blocage des larves entièrement développées dans les œufs (Clark et Lazerte, 1987).

Ces deux facteurs, métaux et acidification, agissent en synergie car la solubilité des métaux dans l'eau est augmentée lorsque le pH est acide. Par conséquent, les métaux sont plus facilement emportés vers les points d'eau lorsque les eaux de ruissellement sont acides (Blaustein *et al.*, 2003).

Tableau 2 : Métaux, acidification et leurs effets sur certaines espèces d'Amphibiens
(Amphibaweb, 2009)

Contaminant	Espèce	Effet	Référence
Poussière de charbon	<i>Rana catesbeiana</i> (Anoure)	Augmente l'incidence de malformations buccales, un métabolisme plus élevé et une faible survie larvaire	Rowe <i>et al.</i> , 1996 et 1998
Poussière de charbon	<i>Bufo terrestris</i>	Faible survie larvaire ; si les larves sont implantées sur un site pollué, elles meurent toutes avant la métamorphose. Augmente les taux de corticoïdes et de testostérone	Rowe <i>et al.</i> , 2001 ; Hopkins <i>et al.</i> , 1997
Acidification	<i>Ambystoma tigrinum</i> (Anoure)	Entraîne un déclin des populations au Colorado	Harte et Hoffman, 1989
Acidification	<i>B. calamita</i> (Anoure)	Entraîne un déclin des populations en Angleterre	Beebee <i>et al.</i> , 1990
Aluminium et acidification	<i>B. americanus</i> et <i>R. sylvatica</i> (Anoures)	Diminue le taux d'éclosion	Clark et La Zerte, 1987

3. Composés nitrés

La pollution par les composants nitrés est un problème de plus en plus important, notamment à cause de leur utilisation massive dans l'agriculture, dont les conséquences restent malheureusement souvent inconnues (Tab. 3). Certains axes aquatiques importants d'Amérique du Nord présentent des concentrations en nitrates suffisantes pour entraîner la mort des Amphibiens (Rouse *et al.*, 1999). Ces composés nitrés parviennent jusqu'aux nappes phréatiques ou aux points d'eau par le biais du ruissellement : plus le sol en est chargé, plus la contamination est élevée. Ce problème est majeur dans les zones d'agriculture intensive où ils sont utilisés en tant qu'engrais et sont rejetés dans les déjections des animaux, se retrouvant ainsi dans le fumier ou lisier. Les zones où les champs ne sont pas bordés par des haies sont encore plus sensibles car les eaux de ruissellement ne sont pas stoppées et le lessivage des sols est plus important. On retrouve les composés nitrés sous quatre formes : l'ammoniaque, les nitrites, les nitrates, l'ammonium (cités du plus toxique au moins toxique) (Amphibiaweb, 2009).

Tableau 3 : Les composants nitrés et leurs effets sur certaines espèces d'Amphibiens (Amphibaweb, 2009)

Contaminant	Espèces	Effet	Référence
Nitrates	<i>Rana aurora</i> (Anoure) et <i>Ambystoma gracile</i>	Diminue la prise alimentaire, la nage est moins vigoureuse, entraîne des troubles de l'équilibre, induit des malformations pouvant aller jusqu'à la non viabilité	De Solla <i>et al.</i> , 2002
Engrais à base d'Urée	<i>R. cascadae</i> et <i>B. boreas</i> (Anoures)	Les jeunes récemment métamorphosés voient leur comportement alimentaire altéré	Blaustein <i>et al.</i> , 2003
Perchlorate d'Ammonium	<i>X. laevis</i>	Inhibition du développement des membres postérieurs, modifie le <i>sex ratio</i> , dérègle le fonctionnement de la thyroïde, diminue le taux d'éclosion	Goleman <i>et al.</i> , 2002
Ammonium	<i>B. americanus</i> , <i>Pseudacris triseriata</i> , <i>R. pipiens</i> et <i>R. clamitans</i> (Anoures)	Diminue le taux de survie des larves, diminue l'activité, entraîne des pertes de poids rapides	Hecnar, 1995

B. Remaniements des habitats

Le remaniement des habitats reste très certainement la cause majeure et prédominante du déclin rapide des Amphibiens, et donc des Urodèles, tout autour du globe. Cette cause est d'autant plus importante que les Urodèles ont colonisé de nombreux milieux différents (forêts, lacs, rivières, plaines). De plus, de nombreuses espèces nécessitent la présence d'un milieu aquatique et d'un milieu terrestre pour pouvoir survivre, ce qui accentue l'importance des remaniements de l'habitat : la perte de l'un des deux entraîne la disparition de l'espèce. Ces remaniements peuvent être de trois types : tout d'abord la destruction de l'environnement, puis l'altération de cet environnement et enfin la fragmentation des espaces disponibles pour les animaux.

1. Destruction de l'habitat

La destruction de l'habitat se définit comme l'élimination complète d'un écosystème et la perte de sa fonction biologique (Dodd et Smith, 2003). Un bon exemple serait la transformation d'une zone forestière humide en une zone urbaine. L'exploitation des zones forestières pour le commerce du bois fait donc partie des actes entraînant la destruction d'un habitat. Les effets de ce type d'exploitation ont été étudiés aux Etats-Unis, dans les Appalaches, où une étude a mesuré la quantité de salamandres présentes dans les zones exploitées et celle dans les zones de forêt plus reculées et donc épargnées par l'activité humaine (Petrranka *et al.*, 1993). Les résultats ont montré que les salamandres étaient cinq fois plus nombreuses dans les forêts reculées que dans les zones exploitées. A partir de cette étude, il a été estimé que ce type d'exploitation forestière avait entraîné la perte de quatorze millions de salamandres par an. On voit donc bien à travers cet exemple l'effet délétère très important et rapide de la perte de l'habitat sur les populations d'Urodèles.

2. Altération de l'habitat

L'altération de l'environnement se définit comme un remodelage partiel de l'environnement permettant à l'écosystème de toujours assurer au moins une partie de sa fonction biologique. Ce remodelage peut être permanent ou temporaire (Dodd et Smith, 2003). Une bonne illustration de cet effet sur les Urodèles est la mise en pâture de bovins dans des zones où il y a des étangs. Ces étangs sont des sites de ponte, de vie pour les larves voire même de vie pour les adultes selon les espèces. L'intégrité des berges et de la végétation présente à sa périphérie est primordiale pour leur survie. Si des bovins viennent régulièrement s'abreuver et s'alimenter autour de l'étang, il en résulte une altération de la végétation et des berges, rendant ainsi difficile la survie des Urodèles présents dans ce milieu. Si les bovins pâturent près d'une rivière, l'érosion des berges de celle-ci est encore plus marquée et rend difficile les déplacements des individus entre le milieu aquatique et le milieu terrestre. Cependant, si l'on empêche les bovins d'accéder aux berges, la végétation initiale repousse rapidement et les berges finissent par redevenir praticables pour les Urodèles. Le remaniement est là temporaire, mais n'en est pas moins délétère tant que ce qui le cause est présent.

3. Fragmentation de l'habitat

La fragmentation des habitats résulte de la destruction de ceux-ci. En effet, la destruction des habitats coupe les voies de communication entre les diverses populations initialement présentes sur le site et les isole ainsi les unes des autres. Beaucoup d'espèces d'Urodèles présentent des populations distinctes les unes des autres au sein d'une même espèce, populations qui évoluent peu puisqu'il n'y a pas de brassage génétique avec les autres (Marsh et Trenham, 2001). Les modèles statistiques d'étude prédisent une disparition sur le long terme de ce type d'espèce qui, contrairement à celles où un brassage, et donc une diversité génétique, reste important. Ces espèces sont moins susceptibles de pouvoir s'adapter aux changements défavorables de l'environnement.

C. Introduction d'espèces

L'homme n'a eu de cesse d'apporter avec lui des espèces qui lui paraissaient profitables d'un point de vue nutritif ou d'un point de vue esthétique. C'est ainsi que de nombreuses espèces animales et végétales se sont disséminées dans des lieux où elles se sont retrouvées sans prédateurs et capables d'exercer une forte pression sur les populations endémiques.

Les Urodèles n'ont pas échappé à ces invasions. Dans de nombreux lieux, ils se sont trouvés confrontés à la Grenouille Taureau (*Rana catesbeiana*), espèce de grande taille capable de coloniser de nombreux milieux et exerçant dans ceux-ci une pression de sélection en soustrayant de nombreuses proies aux espèces déjà présentes. Dans certains lacs et rivières, des réintroductions plus ou moins massives de Truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) ont entraîné la raréfaction voire la disparition de certaines populations d'Urodèles à cause de la prédation que les truites exercent sur les larves et les adultes. Un autre exemple, végétal celui-ci, est la Jacinthe d'eau (*Eichhornia crassipes*), plante d'ornement qui a été disséminée en Europe et qui induit un assèchement des plans d'eau sur lesquels elle se développe, ce qui à long et moyen terme entraîne une disparition des lieux de vie et/ou de ponte des Urodèles.

Il est aussi intéressant de noter que l'introduction de plusieurs espèces dans un écosystème stable renforce le phénomène de perturbation de celui-ci. Ainsi, il a été montré que la présence de poissons exotiques (dans le sens non endémiques), facilite la dissémination des grenouilles taureau (Adams *et al.*, 2003). En effet, ces poissons exercent une forte prédation sur les insectes et notamment sur les libellules, or, les larves de celles-ci constituent des

prédateurs pour les têtards. Cela facilite l'implantation des grenouilles taureau au détriment des autres espèces d'Amphibiens endémiques au site.

D. Changements climatiques

Les changements climatiques, que ce soit au niveau des températures ou de l'hygrométrie, influent directement ou indirectement sur la vie des Amphibiens et donc des Urodèles. Le problème qui se pose pour mettre en évidence une telle relation de cause à effet est l'absence de données préexistantes à comparer aux données actuelles (Carey et Alexander, 2003). Il existe en effet des bases de données concernant le climat mais celles-ci ne remontent qu'à quelques décennies. Quant aux données concernant les Urodèles dans leur milieu naturel, elles sont presque inexistantes. Cependant, quelques faits ont déjà été étudiés, et les derniers résultats disponibles montrent que des extinctions d'espèces apparaissent dans des zones où l'habitat n'est pas remanié, suggérant fortement l'influence des changements climatiques (Amphibiaweb, 2009).

La reproduction des Urodèles est très influencée par les pluies et les températures. Une hypothèse a donc été formulée par de nombreux scientifiques que la légère montée des températures observées actuellement pourrait entraîner une sortie d'hibernation et une saison de reproduction plus précoces. Cette précocité pourrait être préjudiciable aux pontes qui seraient plus exposées à une nouvelle gelée ou aux pluies entraînant une augmentation des flux torrenticoles. Pour vérifier si cette hypothèse est exacte, de nombreuses prospections ont été effectuées en Angleterre et en Amérique du Nord pour mettre en évidence une précocité dans les pontes. Ces études réalisées dans les années 90 ont pris comme bases les moments de reproduction répertoriés au début du XXème siècle. Ces études ont montré des résultats très variables, certaines espèces semblent en effet se reproduire plus tôt, mais pas toutes les populations au sein de ces espèces. Il semble que ces variations soient dépendantes des lieux de vie des populations. Concernant les Urodèles, seules deux espèces dans le même lieu ont montré une précocité dans les pontes, il s'agit de *Triturus cristatus* et *Triturus vulgaris* dans la province du Sussex en Angleterre (Beebee, 1995).

Une autre menace directe pèse sur les Amphibiens : les sécheresses et les gelées qui entraînent des disparitions des populations. Des études sud-américaines et australiennes ont mis en évidence ce phénomène, certes plus sur des Anoures que des Urodèles, mais on est en droit de supposer qu'il n'y a pas de différences avec les populations d'Urodèles exposées au même phénomène. Ainsi, au Brésil, il a été montré que des périodes de gelée anormales coïncidaient avec des disparitions de certaines populations de grenouilles (Heyer *et al.*, 1988). En Australie, il a été établit une corrélation entre des périodes de sécheresse intense et la disparition des Amphibiens inféodés au milieu forestier tropical (Ingram, 1990 et Laurance *et al.*, 1996). Enfin, il a été remarqué que les endroits du globe où la température s'était quelque peu élevée depuis les dernières décennies sont aussi des lieux où les populations d'Amphibiens déclinent (Pounds *et al.*, 2006).

Concernant les effets indirects, l'un d'eux a été bien étudié et constitue un fléau pour les Amphibiens à travers le monde : le chytride (*Batrachochytrium dendrobatis*). Ce champignon, responsable de la mort de nombreux Amphibiens tout autour du globe, ne cesse de s'étendre sans que rien ne semble pouvoir stopper sa progression. La température favorable à sa croissance se situe entre 6 et 28°C et il supporte mal des températures excédant 32°C. Il est fortement probable que les changements de température et d'humidité dans de nombreuses régions du globe ont favorisé sa dissémination. Ainsi, au Costa Rica, il a été remarqué que les

températures ont évolué avec une diminution de la température maximale journalière et une augmentation de la température maximale nocturne. Ces changements ont amené des températures correspondant parfaitement à celles favorables au développement du chytride.

Par ailleurs, les sécheresses entraînent une diminution de la profondeur des plans d'eau où se reproduisent les Amphibiens. De fait, les embryons sont plus exposés aux rayons UV-B, ce qui crée une baisse d'immunité et favorise l'implantation de maladies telles que des mortalités dues à *Saprolegnia ferax* (Kiesecker *et al.*, 2001).

Enfin, il est certainement probable que l'effet le plus délétère pour les Amphibiens au regard des changements climatiques sera certainement le manque de disponibilité d'eau, plus que l'augmentation des températures (Araujo *et al.*, 2006).

E. Rayons ultra-violets

Il existe plusieurs types de rayons ultraviolets, les UV-A (315-400 nm) qui ne sont pas absorbés par presque tous les organismes, les UV-B (280-315 nm) qui sont les plus dangereux pour les êtres vivants, et les UV-C (200-280 nm) qui sont presque totalement absorbés par la couche d'ozone. Du fait de leur peau fragile et de l'absence de coquille autour de leurs œufs, les Urodèles sont doublement sensibles aux UV-B. Si l'on combine ce fait à l'augmentation de la quantité de rayons UV-B traversant la couche d'ozone dû à son amincissement, il en résulte que les Urodèles ont certainement dû en pâtir durant ces dernières décennies (Blaustein *et al.*, 2003).

Les effets délétères des UV-B varient en fonction de l'espèce considérée et même du stade de développement (embryonnaire, larvaire, adulte). Il arrive aussi que les effets varient au sein des diverses populations qui constituent l'espèce. On a pu ainsi observer des malformations, des déficiences immunitaires et des faibles taux de croissance dus à l'exposition aux rayons UV-B.

Citons quelques résultats des études réalisées. Il a pu être observé un accroissement de la mortalité embryonnaire chez *Ambystoma gracile* (Blaustein *et al.*, 1995). Chez *Taricha granulosa*, les UV-B accroissent l'activité des individus, réduisant ainsi les comportements de protection vis-à-vis des prédateurs et entraînent aussi un noircissement de la peau (Blaustein *et al.*, 2000 ; Belden et Blaustein, 2002). Chez *Triturus cristatus*, les études ont montré que les UV-B entraînent des lésions cutanées et des comportements anormaux avec, notamment, des animaux qui nagent de manière atypique (Langhelle *et al.*, 1999). Il en est de même pour les larves de *Triturus alpestris* (Nagl et Hofer, 1997).

F. Maladies :

De nombreuses maladies sont susceptibles d'affecter les Urodèles et cela de manière tout à fait naturelle. Cependant, ces maladies aggravent la situation de certaines espèces déjà menacées par les autres facteurs, et parmi ces maladies, une se détache des autres en se propageant à grande vitesse et en tuant un grand nombre d'Amphibiens : la chytido-mycose.

1. Chytride

Cette fameuse maladie est une mycose due au chytride (*Batrachochytrium dendrobatidis*). Cette mycose est actuellement la plus sévère connue pour les amphibiens et

décime un nombre important d'amphibiens tous les ans. L'affection a touché le continent européen depuis quelques années et est actuellement sous surveillance un peu partout dans le monde. Au départ, le champignon était endémique à l'Afrique du Sud chez *Xenopus laevis*, puis a été disséminé suite au commerce des animaux à partir de 1930.

Le champignon se développe sur l'épiderme des amphibiens et puise son énergie dans la kératine présente dans la couche cornée. Les amphibiens sont les seuls vertébrés connus pour permettre le développement du chytride, les autres peuvent le véhiculer mais ne souffrent d'aucune lésion. Certains amphibiens peuvent vivre en harmonie avec ce champignon, mais pour la plupart la présence, même minime, du chytride est synonyme de maladie. Les sources de champignons sont les animaux infectés, le milieu environnant et le matériel présent. Les spores ne résistent pas à la dessiccation.

Le chytride a été identifié comme la maladie présentant le plus grand danger infectieux pour les Amphibiens au niveau mondial, les régions les plus touchées étant l'Australie, l'Amérique centrale, l'Amérique du sud et l'Espagne (Amphibiaweb, 2009).

2. Syndrome « Red legs »

Il est aussi important de citer une maladie d'origine bactérienne qui tout en ayant un impact moins fort que le chytride met en péril le devenir de populations déjà fragilisées par d'autres facteurs. Cette maladie est le syndrome "Red legs" qui est rencontré couramment dans la nature chez les Urodèles et les Amphibiens en général. Ce syndrome tire son nom des symptômes qu'il entraîne. En effet, il est associé à des hémorragies cutanées que l'on observe sur presque tous les animaux affectés et qui se voient particulièrement sur les pattes. Ce syndrome est dû à une dermatosepticémie, c'est-à-dire une infection bactérienne d'allure septicémique et dont les symptômes sont localisés au niveau cutané. Cette maladie se contracte suite à un épisode de stress tel que des mauvaises conditions d'élevage, un changement d'environnement, une maladie concomitante, une surcharge en individus, ...

Cette dermatosepticémie est due à des bactéries ubiquitaires dans l'environnement telles que : *Flavobacterium indologenes*, *Chryseobacterium meningosepticum*, *Pseudomonas* sp, *Acinetobacter* sp, *Citrobacter freundii*, *Proteus* sp, *Streptococcus* non hémolytique du groupe B, ... Ce sont donc des agents commensaux des amphibiens qui provoquent ce syndrome, l'équilibre étant rompu à la suite d'une baisse d'immunité. Cette maladie n'est *a priori* pas contagieuse, mais peut le sembler car il est rare qu'un seul animal soit soumis à un stress important dans la même aire (Chai *et al.*, 2008).

III. *Euproctus platycephalus* (Euprocte de Sardaigne)

A. Biologie et données

1. Taxonomie

Ordre : **URODELA** (Duméril, 1806)

Famille : **SALAMANDRIDAE** (Goldfuss, 1820)

Genre : *Euproctus* (Gené, 1838)

Espèce : *Euproctus platycephalus* (Gravenhorst, 1829)

Nom vernaculaire : Euprocte de Sardaigne

2. Morphologie

a) Dimensions

Les adultes peuvent mesurer jusqu'à 14 cm, mais présentent habituellement une taille de 10 à 12 cm. Les mâles sont plus grands et plus lourds que les femelles (Bovero *et al.*, 2003). Les adultes pèsent entre 3 et 8,5 g.

b) Coloration

La coloration est variable selon les individus et leur âge. La coloration des parties supérieures est olivâtre, brun clair à brun foncé, avec des taches et marbrures jaunes ou vertes et une ligne vertébrale rougeâtre à orange chez le jeune. La couleur est parfois uniformément brun olivâtre sans marbrures et cette teinte a tendance à s'assombrir avec l'âge, surtout chez les mâles. Les parties ventrales sont blanchâtres avec une zone médiane jaune parsemée de taches noires, notamment chez le mâle, plus disséminées chez la femelle. Avec l'âge, les taches noires ont tendance à s'élargir, certains individus très vieux peuvent même avoir le ventre complètement noir.

Les larves de deux semaines d'âge sont grises avec les yeux noirs et des branchies de couleur rosacée. (French Urodela Group, 2005a).

c) Description

La tête est très déprimée avec un large museau. Les mâles ont une tête proportionnellement plus grande et plus large comparée à celle des femelles (Bovero *et al.*, 2003). La mâchoire supérieure est plus grande que la mâchoire inférieure. La peau est lisse avec de fins tubercules, parfois blanchâtres, présents sur la face dorsale et les flancs. La queue, de section transversale ovale à la base, est comprimée latéralement avec de petites crêtes dorsale et ventrale (Fig. 13 et 14).

E. platycephalus présente un dimorphisme sexuel. Les femelles sont plus fusiformes avec une queue plus fine et plus longue que celle des mâles. Les mâles possèdent des pattes postérieures plus longues et plus larges que les femelles. Ils présentent des ergots en forme d'éperons bien développés et bien visibles sur la partie inférieure de ces pattes, juste au-dessus du pied (French Urodela Group, 2005a). Ces ergots apparaissent vers 12 à 14 mois et restent présents toute la vie.

Figure 13a : Mâle vue de profil (Crédit : French Urodela Group, 2005)



Figure 13b : Mâle vue ventrale (Crédit : French Urodela Group, 2005)

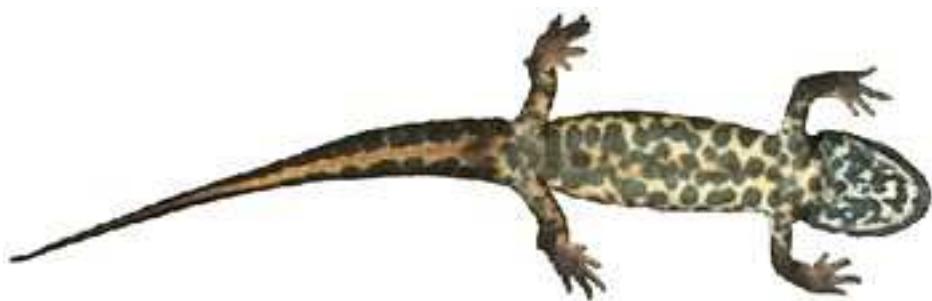


Figure 14a : Femelle vue de profil (Crédit : French Urodela Group, 2005)



Figure 14b : Femelle vue ventrale (Crédit : French Urodela Group, 2005)



Le cloaque de la femelle s'ouvre distalement et présente une forme conique (Fig. 16). Celui du mâle est en forme de crochet et s'ouvre dorsalement (Fig. 15). Le mâle possède un large pseudo-pénis qui s'évagine lors de l'accouplement (Bovero *et al.*, 2003).

Figure 15 :
Cloaque du mâle en forme de crochet
(Crédit : French Urodela Group, 2005)



Figure 16 :
Cloaque conique de la femelle



Vers 3 à 4 mois, la tête devient manifestement plate et la mâchoire supérieure plus avancée. Les ergots du mâle sont alors visibles et la queue s'épaissit à la base. Les branchies sont présentes durant tout le stade larvaire. Elles régressent peu de temps avant la métamorphose et peuvent disparaître. Cependant, les jeunes adultes ont une forte affinité pour la néoténie partielle et ce phénomène s'observe couramment (French Urodela Group, 2005a).

3. Longévité

La longévité d'*E. platycephalus* est difficile à évaluer dans le milieu naturel à cause d'un manque de recherche à ce sujet. L'âge maximal moyen observé dans la nature se situe entre 6,4 et 8,5 ans (Bovero *et al.*, 2003 ; Angelini *et al.*, 2008) ; cependant, une longévité de 17 ans a été observée dans la nature (Bovero *et al.*, 2003) pour les mâles, et de 9 ans pour les femelles. La longévité maximale enregistrée en captivité est de 9 ans (French Urodela Group, 2005a), mais ils y vivent habituellement jusqu'à 5 à 7 ans, et, jusqu'à présent, sont capables de se reproduire durant 3 à 4 ans seulement.

4. Géographie, écologie et conservation

a) Répartition

E. platycephalus est endémique à la Sardaigne en Italie (Fig. 17), et survit au sein de trois régions isolées de l'île : la région de Limbara au nord-est, la région de Sette Fratelli au sud-est et le massif du Gennargentu au centre. Ces trois régions ont une altitude variant de 50 à 1800 m ; cependant, les Euproctes sont plus abondant entre 500 et 600 m d'altitude (French Urodela Group, 2005a). A quelques exceptions près, il n'y a pas de traces de cette espèce sur le côté ouest de l'île (IUCN, 2008).

Figure 17 : Répartition d'*E. platycephalus*. (Carte adaptée de IUCN, 2008).



b) Habitat

Durant la phase aquatique *E. platycephalus* vit dans les cours d'eau, mares et petits lacs présents dans les régions montagneuses de Sardaigne (Arnold et Ovenden, 2002). En phase terrestre, ils peuvent se trouver parmi les racines, sous les pierres et les morceaux de bois qui sont parfois près de son habitat aquatique (Arnold et Ovenden, 2002). Bien que supportant des températures d'eau de 12 à 26°C, des études ont montré que l'Euprocte de Sardaigne se trouve plus facilement dans les zones avec une température d'eau basse, allant de 12 à 16°C, une relative absence de poissons et peu d'algues (Lecis et Norris, 2004b). Cependant, des études récentes confirment qu'*E. platycephalus* peut se trouver dans des zones avec des algues et des berges sur lesquelles poussent des arbres.

E. platycephalus montre une préférence pour les portions de rivières et de cours d'eau relativement calmes (Arnold et Ovenden, 2002). La présence des Euproctes dans un cours d'eau est synonyme de bonne qualité d'eau et d'une bonne oxygénation de ce dernier (French Urodela Group, 2005a). On peut aussi le trouver dans des cours d'eau souterrains.

c) Population

Bien que généralement rare, cette espèce peut être commune dans les lieux où l'habitat lui convient. L'une des plus grandes populations d'Euproctes de Sardaigne se trouvent au Gola di Gorroppu dans le massif du Gennargentu. Le nombre de sous-populations est lui en déclin. Entre 1999 et 2001, cette espèce a été trouvée sur 14 sites alors qu'elle était présente sur 30

sites en 1991, et même cette année là, elle était déjà absente sur 9 sites où sa présence avait été relevée auparavant (IUCN, 2008).

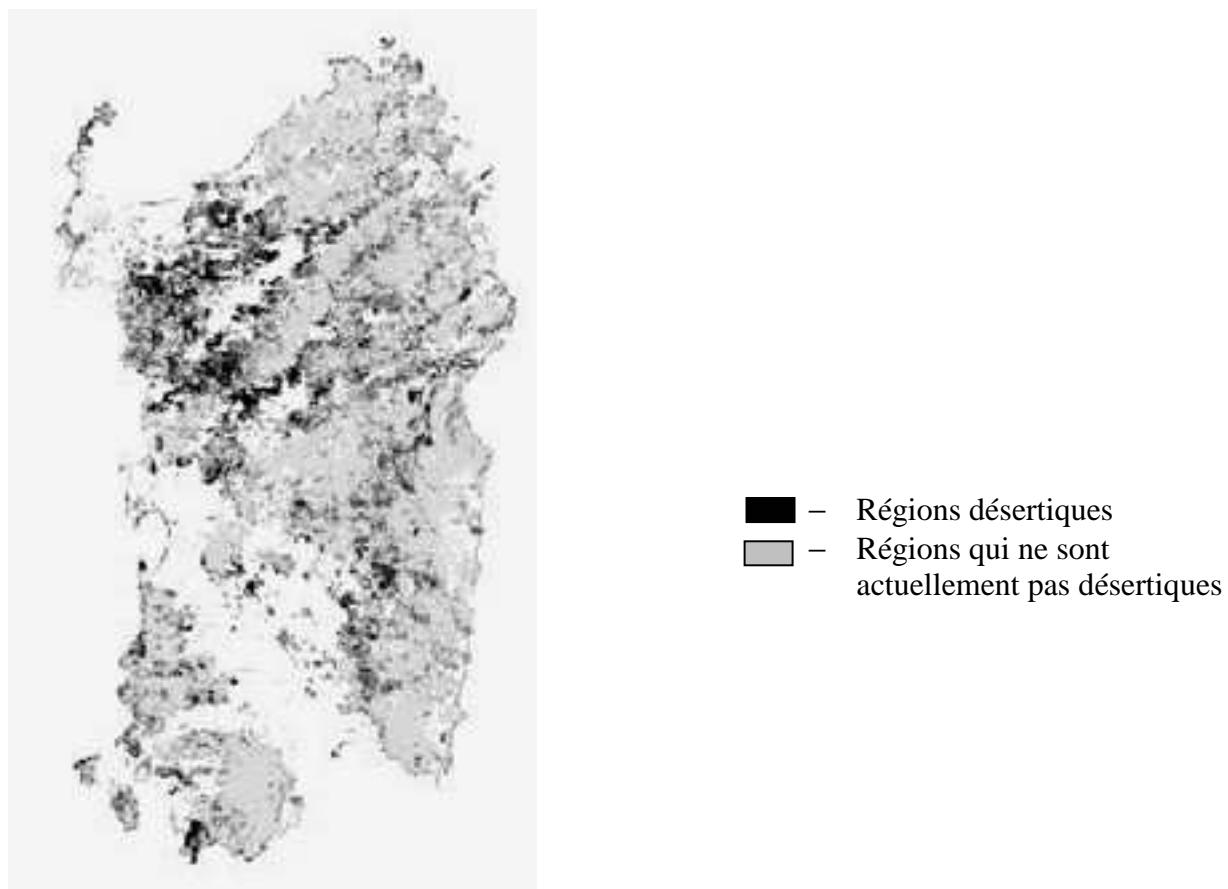
Des études récentes sur la répartition de cette espèce débutées en 2004 et toujours en cours montrent qu'elle est actuellement présente sur plus de 35 sites situés dans les lieux précédemment cités et est peut être présente sur d'autres sites. Cependant, les observations d'amateurs montrent que l'espèce est de plus en plus difficilement trouvée sur les sites où elle abondait auparavant.

Dans une population bien étudiée, le *sex ratio* est en faveur des mâles (Lecis et Norris, 2004a).

d) Statut

L'Euprocte de Sardaigne est placé dans la catégorie "en danger" par le "Global Amphibian Assessment" car il occupe une aire de moins de 500 km². De plus sa répartition est complètement fragmentée et il y a un déclin continu de l'étendue et de la qualité des habitats qu'il occupe ainsi que du nombre de sous-populations (IUCN, 2008). Le nombre d'individus a diminué lui aussi de manière considérable ces dernières années. Autrefois, la Sardaigne possédait une vaste étendue forestière qui entretenait un excellent écosystème résultant de fréquentes précipitations. L'île était recouverte d'une végétation offrant un milieu de vie parfait pour les Euproctes qui occupaient une grande partie de la surface de la Sardaigne, et plus particulièrement sur le côté est. Plus récemment, l'influence de l'activité humaine par le biais des feux de forêts, la déforestation pour permettre le développement du réseau autoroutier et faciliter ainsi l'accès aux sites touristiques (inaccessibles auparavant) et le développement de l'agriculture ont entraîné une désertification de zones qui étaient humides autrefois (Fig. 18).

Figure 18 : Désertification en Sardaigne (carte adaptée de Costantini *et al.*, 2005)



Progressivement, comme le sol est devenu de moins en moins capable de supporter une quelconque végétation, la température a augmenté, les précipitations se sont raréfiées et les cours d'eau et les lacs se sont taris, entraînant une disparition locale d'*E. platycephalus*. Les trois populations restantes sont vraisemblablement isolées sans flux génétiques entre elles, créant ainsi trois groupes différents. Le réchauffement global a aussi provoqué une augmentation de la température de l'eau (French Urodela Group, 2005c). Dans le massif du Gennargentu, le tourisme et l'élevage jouent un rôle important dans l'assèchement des cours d'eau parcourant la montagne. Le bétail tel que les chèvres se retrouve dans ces zones, entraînant une pollution par les fèces des cours d'eau restants et une érosion du sol. A basse altitude, la pollution par les produits utilisés dans l'agriculture tels que les pesticides et les engrangements est un problème encore plus préoccupant (French Urodela Group, 2005c). L'utilisation dans les années 50 du DichloroDiphenylTrichloroethane (DDT) comme insecticide pour lutter contre la malaria a aussi contribué à la raréfaction des Euproctes (Boehme *et al.*, 1999). Par ailleurs, *E. platycephalus* a évolué au contact des populations naturelles de truites (*Salmo trutta macrostigma*) et avait atteint un équilibre écologique avec ces dernières. Les introductions massives d'espèces exotiques (*Salmo t. trutta* et *Oncorhynchus mykiss*) conduites en Sardaigne durant le XXème siècle ont perturbé l'écosystème préexistant (Lecis et Norris, 2004b). Ces poissons se nourrissent des œufs et larves d'Euproctes et entrent en compétition avec les adultes pour la nourriture (Lecis et Norris, 2004b). Ces facteurs ont en partie contribué au déclin de l'espèce sur l'île.

Des études ont montré qu'un champignon, le chytride (*Batrachochytrium dendrobatidis*), est en train de toucher les populations de Sardaigne. Des individus adultes de la région de Sette Fratelli ont développé les symptômes de la maladie et des tests en ont confirmé la présence (Bovero *et al.*, 2008). Les trois aires d'occupation de l'espèce sont considérées comme des réserves de biodiversité (IUCN, 2008) car elles sont particulièrement importantes pour la conservation naturelle européenne.

L'espèce est listée en Appendice II/Annexe II de la convention de Berne et en Annexe IV de la directive européenne concernant les habitats naturels. Elle est aussi protégée par une législation locale (loi régionale n. 23/1998 art. 5, c. 3). Le Gola di Gorroppu est désigné comme un site d'importance communautaire suivant la directive sur les habitats (IUCN, 2008). Le mont Limbara en Limbara et la région de Sette Fratelli sont des parcs régionaux à présent, et le Gennargentu est en phase d'être reconnu comme un parc national. Des programmes pour éliminer les truites exotiques de Sardaigne seraient une aide précieuse pour permettre aux populations de croître à nouveau (IUCN, 2008).

Un programme de reproduction en captivité de l'Euprocte de Sardaigne est en cours pour assurer la pérennité de l'espèce au moins en captivité. Cependant, ce programme n'a pas encore permis l'obtention d'une progéniture capable de se reproduire à son tour.

5. Alimentation et comportement alimentaire

a) Alimentation

La seule étude réalisée sur le régime alimentaire d'*E. platycephalus* dans son milieu naturel (Angelini *et al.*, 2008) montre que l'espèce est carnivore et se nourrit de petits invertébrés. Les mâles semblent chasser une plus grande variété de proies que les femelles, ceci est dû au dimorphisme sexuel présent au sein de l'espèce. En effet, les individus plus grands ont tendance à chasser de plus grandes proies en plus de leur régime classique (Wells,

2007). Le régime alimentaire est variable selon les saisons, en accord avec le niveau d'activité des individus et leur besoin nutritionnel.

Les larves se nourrissent de larves de diptères, d'éphémères et de plécoptères (moustiques, *Glycera sp.*, *Tubifex tubifex*), de petits crustacés aquatiques et de larves d'amphibiens à peine écloses (*Hyla sarda* et *Discoglossus sardus*). Elles peuvent parfois se nourrir d'œufs (Angelini *et al.*, 2008).

E. platycephalus est capable de chasser les têtards des autres espèces d'amphibiens comme *Discoglossus sardus*.

b) Comportement alimentaire

La vue est le sens le plus utilisé pour la détection des proies. Ce sont les mouvements des proies qui constituent le stimulus entraînant un besoin d'alimentation. L'olfaction est aussi utilisée de manière secondaire dans la recherche des proies et sert essentiellement dans les lieux de faible luminosité (Stebbins et Cohen, 1995). Les vibrations de l'eau détectées par la ligne latérale servent aussi pour localiser les proies. Une fois la proie repérée, la bouche s'ouvre très rapidement et la proie est aspirée à l'intérieur.

6. Reproduction

a) Stades de développement jusqu'à la maturité

A l'éclosion, les larves font entre 4 et 5 mm de long, à 6 mois entre 20 et 30 mm, à 1 an entre 60 et 70 mm, et entre 80 et 90 mm à 2 ans. La métamorphose a lieu vers 7 mois (French Urodela Group, 2005b) ; cependant, elle peut avoir lieu entre 14 et 15 mois dans certains cas.

b) Maturité sexuelle

E. platycephalus devient sub-adulte à l'âge de 17 à 18 mois. La maturité sexuelle est atteinte à 18 mois pour les mâles et les femelles. A partir de cet âge, les individus peuvent se reproduire.

c) Saisonnalité des cycles

L'accouplement peut avoir lieu durant toute l'année (French Urodela Group, 2005b), mais, dans le centre de la Sardaigne, il a été observé un pic de reproduction durant l'été. La forme conique du cloaque de la femelle permet la pénétration du spermatophore du mâle à l'intérieur du cloaque, permettant la reproduction dans des eaux courantes et offrant la possibilité à la femelle de stocker les spermatozoïdes et de les utiliser ultérieurement lors des pontes.

d) Taille de la ponte

Le nombre d'œufs pondus est variable, entre 50 et 230 œufs par ponte (Boehme *et al.*, 1999). Les œufs sensu stricto font 3 mm de diamètre ; ils atteignent, avec leur enveloppe gélantineuse, 4 à 5 mm de diamètre (Boehme *et al.*, 1999).

e) Dépôt des œufs

Les œufs sont pondus sur une période de 3 à 5,5 mois (IUCN, 2008). Les sites de ponte sont généralement balayés par un courant faiblement oxygéné dont on pense qu'il empêche l'apparition de mycoses.

7. Comportement

a) Activité

E. platycephalus est un animal diurne (Andreone et Luiselli, 2000) et est sûrement le membre le plus aquatique du genre. Il peut être trouvé dans l'eau durant toute l'année. Habituellement, les Euproctes sardes hibernent et estivent sur terre, ils restent apparemment à proximité des cours d'eau durant les mois d'automne, de septembre à novembre (Boehme *et al.*, 1999).

b) Déplacement

E. platycephalus marche sur le fond ou nage en pleine eau. Sur terre, il peut marcher ou courir (O'Reilly *et al.*, 2000).

c) Comportement sexuel

L'accouplement a généralement lieu après l'hibernation, aux mois d'avril-mai, ou après l'estivation, en automne. Il a lieu dans l'eau. Les femelles produisent des phéromones lors de la saison de reproduction. Les mâles recherchent de manière active les femelles. Si une femelle rencontre un mâle, ce dernier la saisit par ses mâchoires au niveau du tronc. C'est un moyen de permettre aux partenaires de rester ensemble dans l'eau courante durant l'accouplement. Les femelles non réceptives se débattent et mordent jusqu'à ce qu'elles se libèrent (Salthe, 1967). Si la femelle est consentante, le mâle recherche alors un lieu convenable en traînant la femelle, qui reste immobile, toujours prise dans sa bouche. Cette étape de recherche peut durer plusieurs heures. Puis, une fois le lieu trouvé, le mâle se contorsionne de manière à ce que sa queue se retrouve autour de la base de la queue de la femelle, et son cloaque en forme de crochet au niveau du cloaque de la femelle. Le mâle heurte alors le cloaque de la femelle à l'aide de ses pattes postérieures (Salthe, 1967) durant un certain temps avant d'y transférer son spermatophore. Ce transfert peut se faire directement ou à l'aide de l'ergot situé sur les pattes postérieures du mâle (Boehme *et al.*, 1999). La femelle reste totalement immobile et passive entre les mâchoires du mâle durant tout l'accouplement (Salthe, 1967).

Les femelles ont tendance à sélectionner les mâles les plus grands comme partenaires. Dans une espèce où la force est importante lors de l'accouplement, une sélection sur les mâles plus grands est forte (Bovero *et al.*, 2003).

B. Elevage en captivité

1. Terrarium

a) Substrat

Il est constitué de gravier plat sur le fond et comporte au centre un amas de galets sur un niveau seulement, les plantes comme *Elodea densa* ou *E. canadensis* sont présentes entre les galets, elles servent de support de ponte. D'autres plantes telles que *Vesicularium dubyana* peuvent être mises dans le terrarium pour améliorer l'oxygénation de l'eau, fournir des cachettes et être aussi utilisées comme support pour les œufs. Une partie terrestre n'est pas nécessaire car l'Euprocte sarde peut rester aquatique toute l'année en captivité.

b) Accessoires et entretien

L'entretien diffère selon que l'on s'occupe des adultes ou des tétrards. Pour les adultes, une pompe interne à fort débit, à démontage et nettoyage rapide est nécessaire. En fonction de sa taille, la pompe doit être nettoyée régulièrement pour maintenir une bonne filtration et un débit optimal. Sans cela, un dépôt bactérien se forme dans le filtre pouvant entraîner

l'apparition de maladies dues à la mauvaise qualité de l'eau comme les mycoses cutanés touchant l'extrémité de la queue. *E. platycephalus* est particulièrement sensible à ce type d'affection. Un renouvellement à intervalles réguliers de 20 à 30% de l'eau doit être effectué. Un renouvellement plus important peut stimuler l'accouplement et la ponte puisque un débit plus important correspond à la saison des pluies dans son milieu naturel. La température de l'eau doit être comprise entre 10 et 15 °C durant l'hiver, de décembre à février, de 15 à 20 °C durant le printemps, d'avril à juin, avec un pic de température à 24 °C durant l'été, de juillet à septembre. L'hibernation à une basse température est la clef pour une saison de reproduction optimale l'année suivante. Il faut éviter de maintenir les individus prélevés dans la région de Sette Fratelli à des températures inférieures à 10 °C.

Un nettoyage devra être réalisé deux à trois fois par semaine (surtout après les jours d'alimentation) en utilisant une épuisette pour éliminer les déchets. Un bulleur peut être utilisé dans le terrarium pour maintenir l'eau à un bon niveau d'oxygénation. Pour les œufs d'*E. platycephalus*, un grand terrarium plat doit être utilisé. La profondeur de l'eau doit être aux alentours de 3 à 4 cm, renouvelée au moins une à deux fois par semaine et maintenue entre 18 et 20 °C. Jusqu'à l'éclosion, une pompe à membrane à faible débit d'air peut être placée dans le terrarium, mais ce n'est pas absolument nécessaire (French Urodela group, 2005b).

Les têtards ont besoin d'une eau peu profonde (3,5 cm de profondeur environ) avec de petits graviers comme substrat.

c) Ambiance

Les terrariums ne doivent pas être exposés directement au soleil car ils peuvent surchauffer. Une bonne luminosité avec un peu d'exposition directe aux rayons solaires durant l'après-midi stimule la ponte. Il faut utiliser une photopériode naturelle de manière à ce que les animaux aient une luminosité correspondant à leur environnement naturel : 9-10 h de jour à mi-hiver et 14-15 h à mi-été. Les terrariums contenant les œufs doivent être placés dans un lieu sombre pour empêcher la pousse des algues (French Urodela group, 2005b).

d) Dimensions

Un terrarium de 30 cm sur 60 cm correspond à la taille minimum pour garder trois adultes. Pour les têtards, un terrarium de 40 cm sur 25 cm peut accueillir un maximum de 5 individus de la même taille (French Urodela group, 2005b).

2. Alimentation

a) Régime alimentaire

La variété des aliments est fondamentale pour un maintien et une reproduction optimaux. Le régime diffère entre les adultes et les jeunes. Les larves juste écloses peuvent être alimentées avec de petites *Daphnia polex* sur lesquelles on aura pris soin de préalablement retirer tous les individus du genre *Cyclops*, car ces petits crustacés s'attaquent aux larves, ou de petits *Tubifex tubifex* coupés en morceaux. On peut aussi utiliser des larves de moustique, leur utilisation permet de garder une meilleure oxygénation de l'eau qu'elles ne souillent pas. Les vers du genre *Chironomus* peuvent aussi être donnés avec modération aux larves fraîchement métamorphosées, de même que des vers de terre de 2 à 3 mm de diamètre coupés en morceaux de 10 mm de long.

Les individus adultes doivent être nourris à l'aide d'une grande variété de nourriture tels que *Chironomus plumosus* et de petits vers de terre de 6 cm de long. Les larves des genres *Trichopterides* et *Plecopterides* sont aussi acceptées par les adultes (French Urodela Group, 2005b).

b) Nourrissage

Il doit avoir lieu durant la journée. La nourriture doit être lancée dans l'aquarium à proximité des individus.

c) Eau

Un changement régulier de 20 à 30% de l'eau doit être effectué pour maintenir une bonne qualité d'eau. Un renouvellement plus important peut altérer de manière dramatique les paramètres de l'eau et s'avérer très stressant pour les animaux.

3. Structure sociale

a) Structure de base

En captivité, un *sex ratio* de 1 mâle pour 2 femelles doit être maintenu car les accouplements répétés peuvent causer du stress chez ces dernières et éventuellement entraîner leur mort. Les larves doivent être regroupées selon leur taille. Chaque aquarium doit contenir trois individus faisant approximativement la même taille. Les aquariums réservés aux œufs ne doivent pas en contenir plus de 6 à 8.

Les individus provenant du même site doivent être maintenus ensemble (French Urodela Group, 2005b), car les individus provenant de sites différents ont évolué de différentes manières et peuvent exposer les autres à des maladies qu'ils n'ont jamais rencontrées auparavant. Cela peut avoir un impact négatif pour de possibles réintroductions futures.

b) Changement de la structure du groupe

La structure des groupes de larves doit être changée selon leur taille. Seuls, les individus de la même taille doivent être maintenus ensemble.

c) Regroupement avec d'autres espèces

Cela doit être évité car *E. platycephalus* est une espèce prédatrice. Il y a aussi le risque de propager des maladies entre les espèces ce qui peut avoir un impact négatif sur les deux espèces.

4. Elevage

a) Accouplement

Il se produit dans l'eau et peut durer plusieurs heures. De nombreuses cachettes doivent être mises à disposition pour que les femelles puissent échapper aux accouplements répétés avec les mâles. Quand la femelle s'approche du mâle avant l'accouplement, la queue de celui-ci ondule doucement avant d'enserrer le corps de la femelle au niveau du bassin de manière à l'immobiliser. Le mâle place ensuite son cloaque contre celui ouvert de la femelle avant de transférer un spermatophore, parfois avec l'aide de ses pattes arrière. La femelle réalise un demi-tour tout en mordant le mâle pour lui faire lâcher prise. Une fois en amplexus (posture d'accouplement ; Fig. 19), le mâle relâche sa prise, sans se séparer de la femelle, quand celle-ci n'offre pas de résistance (French Urodela Group, 2005b).

Figure 19 : Couple en amplexus (Crédit : French Urodela Group, 2005)



b) Gestation, ponte des œufs et incubation

Les femelles pondent leurs œufs sur une période de 3 à 5,5 mois (Boehme *et al.*, 1999). Elles déposent et attachent leurs œufs sur la face inférieure de pierres et à la base de plantes, logées au sein de brindilles et de cailloux (Arnold et Ovenden, 2002 ; Alcher, 1975, 1980 et 1981) en étirant leur cloaque conique en un tube. Les femelles peuvent aussi pondre sur des balais de ponte en laine. Les œufs sont très adhérents sur les plantes. Les œufs sont translucides et l'embryon blanchâtre est visible à l'intérieur (French Urodela Group, 2005b).

c) Eclosion

Les larves éclosent 4 à 5 semaines après la ponte, en fonction de la température. Le développement embryonnaire prend environ 37,5 jours à une température de 15 °C et seulement 12,5 jours à 24,5 °C (Boehme *et al.*, 1999). La température optimale pour le développement se situe entre 17 et 20 °C. Seuls 50% des œufs sont viables en captivité. Les 50% restant ne survivent pas car ils ne sont pas fertilisés ou moisissent (French Urodela Group, 2005b). De tels œufs doivent être enlevés pour empêcher la propagation de la moisissure sur les œufs en développement.

La larve qui éclot fait entre 10 et 13 mm de long et se distingue par ses yeux noirs et l'absence d'équilibrateur sur le corps (French Urodela Group, 2005b).

d) Développement larvaire et soins aux jeunes

Le développement larvaire est température dépendant. À 15 °C, le développement prend de 376 à 453 jours, et de 184 à 260 jours à 20 °C (Boehme *et al.*, 1999). À ce stade, les larves sont très sensibles à la pollution. Il n'est pas nécessaire de nourrir les larves durant les 10 premiers jours après l'éclosion, elles se nourrissent elles-mêmes grâce à leur vitellus. L'eau doit être bien oxygénée et renouvelée fréquemment car les larves sont sensibles aux mycoses. Les larves commencent à manger les proies présentées après 10 à 15 jours (French Urodela Group, 2005b).

5. Manipulation

a) Identification et sexage

Photographier les individus peut être utilisé comme méthode d'identification (Ferner, 2007). Les photographies de la zone ventrale de chaque individu permettent de les différencier

entre eux grâce aux variations des tâches noires présentes chez le mâle et la femelle. Les photographies doivent être nettes, sans ombre avec un bon rendu des couleurs.

b) Manipulation générale

Cette espèce doit être manipulée avec précaution. Des gants sans talc doivent être utilisés pour la manipulation (le talc peut irriter la peau des individus) pour protéger la peau des abrasions, limiter la contamination entre espèces et la propagation de maladies, protéger le manipulateur. Les gants réduisent aussi la transmission de chaleur du manipulateur vers l'animal. Cette propriété limite le stress thermique induit par ce transfert, il est donc aussi important de manipuler les animaux de manière rapide et efficace. Tout contact avec la queue doit être évité autant que possible car elle se casse facilement, cela influe sur la croissance de l'animal et ses capacités de reproduction car cette perte le prive d'une réserve de graisse (Derickson, 1976 ; Bellairs et Bryant, 1985).

Lorsque la manipulation a lieu hors de l'eau, 5 à 10 mL d'eau doivent être appliqués sur l'animal afin d'empêcher sa déshydratation (Heyer *et al.*, 1994).

Pour déplacer les œufs de leur terrarium initial afin de les séparer des adultes, le support sur lequel ils ont été déposés doit être utilisé.

Lors de l'identification individuelle sur les larves ou les adultes néoténiques, il est fondamental d'éviter les contacts avec les branchies car celles-ci sont fragiles.

Si l'on veut mesurer la longueur de l'animal, il ne faut pas l'étirer car la colonne vertébrale est assez flexible et ce mouvement risque d'être douloureux pour l'animal (Heyer *et al.*, 1994).

c) Contention

Le besoin de contention est rare. S'il est nécessaire de restreindre les mouvements de l'animal, une main posée à plat appliquant une légère pression est le meilleur moyen. Une solution alcoolique à 30%, ajoutée à l'eau dans laquelle baigne l'animal, constitue un bon anesthésique en cas de chirurgie. L'individu est considéré comme anesthésié une fois qu'il est complètement flaccide, ou qu'il ne réagit pas lorsqu'on le pousse avec une sonde. Il est préférable de laisser l'animal à la diète 4 h avant l'anesthésie afin d'éviter tout reflux.

D'autres anesthésiques peuvent être utilisés, tels que le MS 222 à la posologie d'1 g/L d'eau de bain, l'induction prend de 5 à 30 min (il faut sortir l'animal après l'induction pour éviter tout risque de noyade) et on obtient une durée d'anesthésie de 10 min environ (Chai *et al.*, 2008). On peut aussi utiliser une solution de Methanesulfonate de Tricaine variant de 0,03% à 0,05%. Il faut faire attention à ce que le bain contenant l'anesthésique soit à un pH de 7,0 afin d'éviter de léser la peau de l'animal (Heyer *et al.*, 1994). L'isoflurane, anesthésique phare chez les mammifères et les oiseaux, peut aussi s'utiliser soit en amenant le tuyau dans une cuve d'eau, soit à l'aide d'un masque, l'animal étant alors placé dans un récipient contenant un fond d'eau. L'induction prend quelques minutes et le réveil intervient entre 5 et 10 min après l'arrêt de l'isoflurane.

d) Transport

Il doit s'effectuer dans le noir, les sacs en plastique constituant des containers de transport idéaux. Les boîtes en plastique ou en verre sont à proscrire car l'animal peut se frotter contre les bords et provoquer ainsi des lésions cutanées. Il faut laisser la possibilité à l'animal de se cacher, il est donc conseillé de laisser de l'eau avec des plantes de son habitat naturel (Indiviglio, 1997). Le container de transport doit être placé dans un refroidisseur en polystyrène afin de ne pas exposer l'animal à des changements brutaux de température (CCAC, 2003). Pour jouer sur la température du container on peut ajouter de l'eau tiède ou utiliser des

plaques réfrigérantes, en dosant correctement l'effet afin de ne pas inverser le problème. Le container ne doit pas être exposé directement aux rayons du soleil, et il vaut mieux le placer dans une boîte rigide. Pour limiter les déplacements au sein de cette boîte rigide, il est conseillé de placer des journaux ou toute autre matière permettant de maintenir le container avec l'animal en place.

e) *Précautions*

Comme avec tous les Amphibiens, il faut se protéger d'un contact cutané avec les toxines ou des salmonelles naturellement présentes sur leur peau en portant des gants médicaux.

6. Maladies

Cette espèce est très sensible aux moisissures et aux mycoses s'attaquant aux œufs et aux larves. Pour empêcher ce type d'infection, il faut une eau de bonne qualité et une bonne oxygénation de l'aquarium. Les individus adultes sont très sensibles à une mycose due à *Saprolegnia sp.*, qui entraîne une affection de l'extrémité de la queue. Une solution de bleu de méthylène dilué à 3% peut être utilisée en guise de traitement (French Urodela Group, 2005b). Il faut tremper la queue de l'individu dans la solution pendant une heure environ. Un nettoyage régulier et une bonne filtration de l'aquarium permettent d'éviter l'apparition de cette affection.

Une affection caractérisée par l'abrasion et le retrait de la peau au niveau de la mâchoire se rencontre aussi. Les individus peuvent en mourir par anorexie due à la douleur. Des recherches plus poussées sont encore nécessaires pour déterminer l'étiologie et un traitement correct.

Ces animaux sont aussi sujets à l'accumulation d'eau dans la cavité abdominale, une simple ponction à l'aide d'une aiguille permet de régler le problème (French Urodela Group, 2005b). Un diagnostic précis est rarement possible car les animaux présentent trop souvent des symptômes frustres. Une observation quotidienne est la meilleure façon de détecter des variations de l'état des animaux. En guise de prévention, il est aussi possible de vermifuger les animaux afin d'éviter le développement de parasites. On peut utiliser le fenbendazole à la posologie de 100 mg/kg par voie orale à administrer deux fois à 15 jours d'intervalle. L'ivermectine à la posologie de 2 mg/kg par voie percutanée en application sur le thorax est une autre solution.

IV.Calotriton asper (Euprocte des Pyrénées)

A. Biologie et données

1. Taxonomie

Ordre : URODELA (Duméril, 1806)

Famille : SALAMANDRIDAE (Goldfuss, 1820)

Genre : *Calotriton* (Gray, 1858)

Espèce : *Calotriton asper* (Dugès, 1852)

Nom vernaculaire : Euprocte des Pyrénées

2. Morphologie

a) Dimensions

Les adultes font de 10 à 16 cm de long (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Coloration

La face dorsale du corps est de couleur grise à noire grisâtre. Cette coloration peut varier en fonction du lieu de vie : les animaux vivant dans les grottes sont plus dépigmentés. Les jeunes adultes ont généralement une bande dorsale jaune brillant, parfois interrompue, ainsi que des tâches de même couleur sur les flancs et sur les côtés de la queue. Cette coloration disparaît avec l'âge chez presque tous les individus de l'espèce (French Urodela Group, 2006a).

Le centre du ventre et la face inférieure de la queue sont jaunâtre à orange, alors que la gorge, de même couleur, est maculée de tâches brun sombre. La face ventrale des mâles a une coloration vermillon plus intense que celle des femelles. L'extrémité des doigts est teintée de noir. Tout comme les populations cavernicoles, les adultes de taille inférieure à la moyenne ont une tendance à la dépigmentation.

c) Description

L'aspect général des adultes est élancé et assez aplati. Ils présentent une tête aplatie, aussi large que longue, anguleuse sur les cotés, avec un museau arrondi. Les narines sont proches de l'extrémité du museau et l'iris est clair. La tête est dépourvue de glandes parotoïdes. Un pli gulaire très marqué indique la limite entre la tête et le corps allongé. La queue, d'une longueur équivalente à celle du corps, est comprimée latéralement et ne présente pas de crête cutanée. Elle est plutôt épaisse. Les membres sont robustes, et l'extrémité des doigts est arrondie et cornée. Les mâles ne présentent pas d'éperons sur les pattes arrière. La peau, très rugueuse, possède des tubercules cornés saillants vers l'extérieur, ces tubercules prennent la forme de petits points blancs après la mue (Fig. 20 et 21).

Figure 20a : Mâle vue de profil (Crédit : French Urodela Group, 2006)

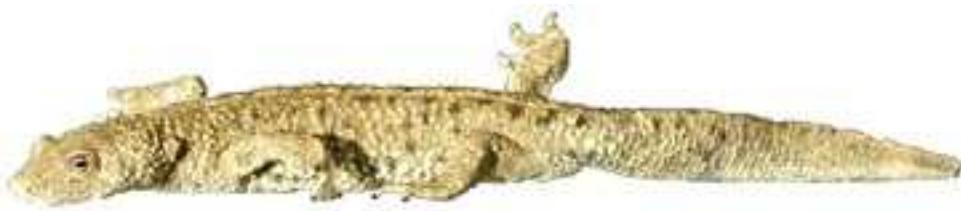


Figure 20b : Mâle vue ventrale (Crédit : French Urodela Group, 2006)

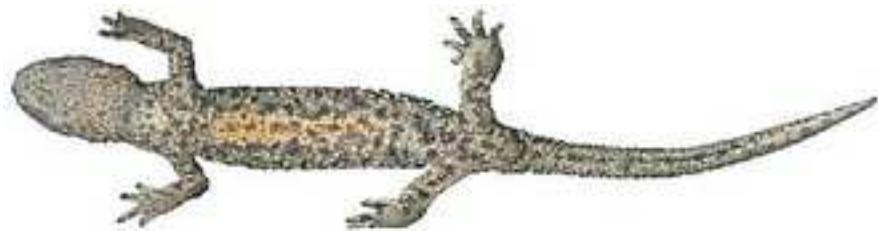


Figure 21a : Femelle vue de profil (Crédit : French Urodela Group, 2006)



Figure 21b : Femelle vue ventrale (Crédit : French Urodela Group, 2006)



3. Longévité

La longévité maximale de l'espèce est difficile à connaître et a été peu étudiée. Elle est cependant estimée à 20 ans environ (Nöllert et Nöllert, 2003). En captivité, elle est d'environ 10 ans, comprenant une période de reproduction de 3 à 4 ans (French Urodela Group, 2006a).

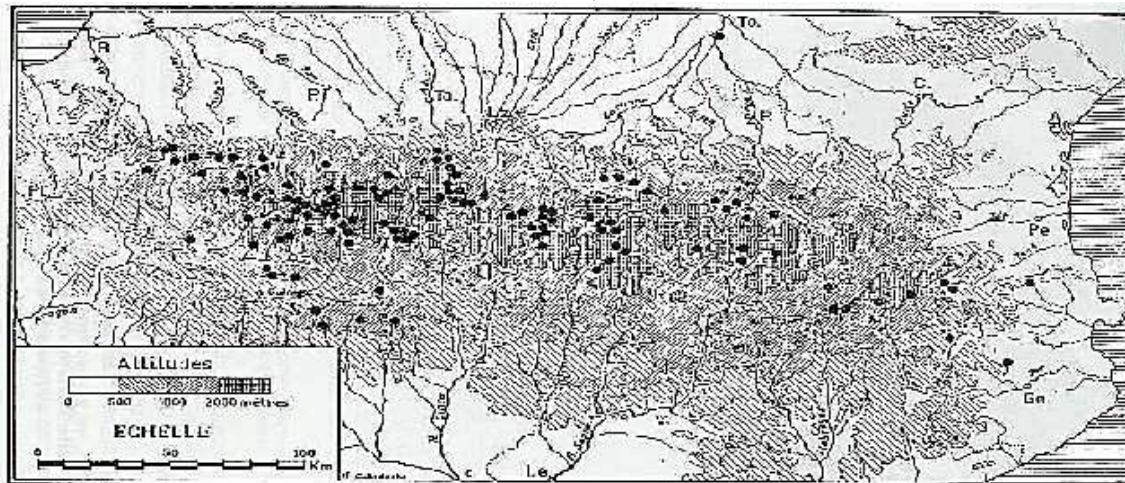
4. Géographie écologie conservation

a) Répartition

C. asper ne se rencontre que dans les Pyrénées espagnoles et françaises, réparti du Pays Basque à la Catalogne (Fig. 22). A l'est, on retrouve l'espèce jusqu'à l'extrémité est de la frontière franco-espagnole. A l'ouest, on la retrouve jusqu'à la limite entre le Pays Basque et la Navarre. Au sud, l'espèce descend jusque dans la province de Barcelone. Quant à la limite de

l'aire de répartition au nord, elle se situe au niveau de Saint Jean Pied de Port dans le Pays Basque ; cependant, des individus ont déjà été transportés par les courants jusqu'à Toulouse.

Figure 22 : Aire de répartition de *Calotriton asper* (D'après Martinez-Rica et Clergue-Gazeau, 1977)



Un point correspond à une observation d'un animal ou d'un groupe d'animaux

b) Habitat

L'Euprocte des Pyrénées est une espèce principalement aquatique qui vit surtout dans les cours d'eau riches en oxygène et à faible débit des zones de haute montagne entre 1500 et 2000 m d'altitude, mais on peut aussi la retrouver de 140 à 2550 m d'altitude (lac de Cambalés, département des Hautes-Pyrénées). Il y a des rapports de la présence de l'espèce au-dessus de 2600 m mais sans localisation précise (Gasc *et al.*, 1997).

Les adultes, tout comme les larves, vivent dans des ruisseaux calmes, les zones plates des lacs de montagne et leurs déversoirs, les flaques temporaires (à condition que l'eau soit renouvelée régulièrement), les petits cours d'eau et exceptionnellement dans les eaux des cavernes et des grottes (telle que la grotte du Siech, en Ariège). Il peut aussi occuper de manière temporaire les cours d'eau souterrains.

La température optimale de l'eau varie autour de 11 °C. Les populations du versant Nord des Pyrénées évitent les températures supérieures à 15 °C alors que celles du versant Sud tolèrent une température plus élevée allant jusqu'à 17,5 °C. Sur terre, ils se cachent sous les pierres proches des ruisseaux, lieux où ils hivernent.

c) Population

L'espèce s'observe assez facilement dans les lieux qu'elle occupe. Cependant, certaines populations situées en périphérie de son aire de répartition ont déjà disparu. On suppose que l'aire de répartition était beaucoup plus étendue mais que suite aux modifications de l'environnement par l'homme et à la pollution, elle est à présent restreinte au massif pyrénéen.

Des différences morphologiques et diverses colorations s'observent entre les populations de différentes vallées, voire même juste de différents torrents. Cependant, on ne considère pas qu'il s'agisse là de sous-espèces mais plutôt de races géographiques. Malgré tout, de récents travaux basés sur la génétique moléculaire ont prouvé que la population du massif de Montseny en Espagne catalane constitue une espèce à part entière : *Calotriton arnoldi* (Carranza et Amat, 2005).

On peut aussi noter la particularité d'une population située en Ariège, la seule complètement cavernicole et décrite par Clergue-Gazeau en 1965 (French Urodela Group, 2006a).

d) Statut

C. asper est cité dans l'annexe II de la convention de Berne, dans l'annexe IV de la directive des habitats et est cité dans la liste rouge de l'IUCN au statut de NT (near threatened). Il est protégé en France et classé parmi les espèces "rares" (= quasi-menacées) dans le livre rouge des Vertébrés de France. L'espèce ne semble globalement pas en danger immédiat, et les effectifs se maintiennent.

La plus grande menace qui pèse sur *C. asper* semble être la destruction de son habitat, c'est-à-dire l'ouverture de nouvelles routes, la pollution de l'environnement due aux activités humaines (déchets des campeurs, ...).

Les pesticides constituent aussi une menace car ils vont stagner dans les zones préférentiellement occupées par les Euproctes des Pyrénées (eau à faible débit et oxygénée), et bien que l'utilisation de ce type de produits ne soit pas très répandue à l'altitude où l'espèce vit, certaines populations montrent des signes d'intoxication. Le rejet de déchets dans les ruisseaux de moyenne montagne par les stations de ski a fait disparaître l'Euprocte de certains endroits. Il a été constaté qu'aucun Euprocte ne vivait en aval des ruisseaux d'une station à 1100 m, alors qu'en amont de celle-ci, des populations continuaient de survivre dans des zones à l'écart des pistes et des zones habitées (French Urodela Group, 2006c). L'aire de répartition de l'espèce est un indicateur des lieux où l'homme ne peut que difficilement accéder.

Il est aussi à noter que l'espèce semble artificiellement en expansion, mais cela n'est dû qu'à une surveillance plus accrue qu'auparavant (Gasc *et al.*, 1997). Il faut aussi noter que l'introduction de truites pour la pêche (même dans les parcs nationaux) doit avoir un impact sur les populations d'Euprocte (Nöllert et Nöllert, 2003).

L'espèce est régulièrement reproduite par des éleveurs amateurs de divers pays. Ces reproductions assurent la pérennité de l'espèce en captivité et pourront potentiellement servir de base pour le cas où elle disparaîtrait des Pyrénées (French Urodela Group, 2006c).

5. Alimentation et comportement alimentaire

a) Alimentation

En phase aquatique, les adultes et les larves de grande taille se nourrissent de préférence de larves de mouches, de moustiques et d'éphémères. Ils peuvent aussi s'alimenter avec les œufs d'insectes situés à la surface de l'eau. Il est probable qu'ils exercent une prédation sur les larves de grenouille rousse. Quant aux larves de petite taille, elles se nourrissent de petits crustacés et sont sûrement cannibales (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Comportement alimentaire

L'Euprocte des Pyrénées chasse à l'aide de sa vue et des récepteurs sensoriels situés le long d'une ligne latérale longitudinale. Cette dernière lui apporte des informations sur la taille et les mouvements de ses proies dans l'eau. Les populations cavernicoles se servent peu de leur vue, mais sont capables d'utiliser le magnétisme environnant pour se repérer.

6. Reproduction

a) Stades de développement jusqu'à la maturité

Lorsqu'elles éclosent, les larves mesurent en moyenne 11,8 mm. Si l'éclosion a lieu entre 900 et 1000 m d'altitude, elles hivernent dans l'eau et ne se métamorphosent qu'au cours de l'été suivant. Dans ce cas, elles mesurent entre 50 et 56 mm à la métamorphose. Au-dessus

de 2300 m, la métamorphose ne se produit que lors de l'été qui suit la seconde hibernation. Les larves atteignent alors une longueur moyenne de 60 mm. La métamorphose est un processus lent et prend un mois à 12 °C (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Maturité sexuelle

Les Euproctes de Pyrénées mâles acquièrent leur maturité sexuelle entre 2,5 et 3 ans, les femelles vers l'âge de 4 ans (French Urodela Group, 2006b).

c) Saisonnalité des cycles

La période de reproduction s'étend de février à septembre, elle peut même se prolonger durant l'hiver selon la température. Cependant la plupart des accouplements ont lieu lors de la fonte des neiges au printemps et lors des pluies d'automne. Au delà de 20-22 °C, il n'y a plus d'activité sexuelle. Les populations cavernicoles se reproduisent durant toute l'année, cette différence est due à l'absence de stimulation par la lumière du jour, ils sont donc insensibles au raccourcissement des jours contrairement aux individus vivant à la surface (Amphibiaweb, 2011).

d) Taille de la ponte

Une femelle pond en moyenne 34 œufs par an. Les œufs *sensu stricto* mesurent de 2 à 3 mm de diamètre, et atteignent 4 à 6 mm de diamètre avec leur gangue gélatineuse.

e) Dépôt des œufs

Les œufs sont pondus entre début mai et fin juin. Quant aux populations cavernicoles, elles fraient tous les 8 à 9 mois. Les œufs sont déposés individuellement sur des pierres auxquelles ils restent fixés.

7. Comportement

a) Activité

C. asper est une espèce principalement aquatique et nocturne. A 2400 m d'altitude, la phase aquatique va de juillet à septembre, elle s'étend de mars à juin-juillet et de septembre à novembre à 1000 m et de septembre à mai-juin à 300 m. Les individus de basse altitude estivent alors que ceux des hautes altitudes hivernent. Durant ces deux périodes, les individus sont en phase terrestre. Les individus cavernicoles restent aquatiques toute l'année (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Déplacement

Leur corps aplati leur permet de marcher sur le fond des cours d'eau et de passer sous les pierres qui les tapissent ; ainsi ils résistent mieux au courant.

c) Comportement sexuel

Le mâle se poste sur ses pattes, la queue dressée à la verticale vers le haut, exposant ainsi sa face ventrale colorée. Il peut rester dans cette position durant plusieurs heures, attendant qu'une femelle passe. Lorsqu'une femelle s'approche, le corps du mâle ondule légèrement, puis il enlace brutalement la partie pelvienne de la femelle avec sa queue de façon à l'immobiliser (French Urodela Group, 2006b).

L'amplexus ainsi formé est parallèle, les deux individus étant enlacés dans le même sens. Le mâle passe ensuite sous la femelle et place son cloaque contre l'ouverture cloacale de la femelle. Puis il effectue des massages avec ses membres postérieurs afin d'assurer la pénétration des spermatozoïdes dans le cloaque de la femelle. Ce comportement pourrait empêcher le spermatophore d'être emporté par le courant. La femelle reste immobile afin de

faciliter la fécondation. L'accouplement dure plusieurs heures, jusqu'à trente heures (Nöllert et Nöllert, 2003) et se renouvelle de nombreuses fois au cours de l'année. Les accouplements entre mâles ou trois individus ne sont pas rares (French Urodela Group, 2006b). Les femelles d'Euprocte des Pyrénées peuvent elles aussi adopter la posture d'attente du mâle et mimer l'accouplement avec d'autres femelles comme si elles étaient des mâles.

B. Elevage en captivité

1. Terrarium

a) Substrat

Le fond du terrarium doit être tapissé de graviers plats et il doit comporter un amas de galets. Considérant qu'il n'y a pas de plantes présentes dans le milieu naturel, celles-ci sont à exclure du terrarium.

Il est nécessaire qu'un îlot fasse protrusion de 1 à 2 cm au dessus de la surface de l'eau, de préférence en région centrale du terrarium. Il est préférable qu'il soit constitué de briques creuses en terre cuite avec les galets venant s'y adosser. De la mousse de forêt et des morceaux d'écorce sont disposés à la surface de l'îlot. Il faut surveiller que la partie terrestre ne soit pas inondée mais elle doit rester très humide.

Concernant le niveau de l'eau, il doit atteindre 15 cm de hauteur.

L'utilisation de plantes n'est pas nécessaire dans les bacs où sont placés les larves ou les œufs. Cependant, pour les larves âgées, un peu de mousse de Java (*Vesicularia dubyana*) peut-être utilisée pour améliorer l'oxygénéation du milieu aquatique.

b) Accessoires et entretien

Il faut installer une pompe interne à démontage et nettoyage rapides. Les nettoyages seront ainsi fréquents ce qui empêchera la formation d'un dépôt bactérien, source d'une maladie commune chez les Urodèles et plus particulièrement au sein du genre *Calotriton*, la moisissure de l'extrémité de la queue.

Il est nécessaire de changer régulièrement l'eau en renouvelant les trois quarts du volume du terrarium. Ces renouvellements doivent être particulièrement rapprochés au printemps pour correspondre à la fonte des neiges dans le milieu naturel, cela favorise les accouplements et la ponte. A chaque renouvellement, la pompe doit être nettoyée avec attention afin de conserver une filtration optimale et un débit maximal.

Pour préserver l'intégrité des œufs, il est nécessaire d'utiliser une mini pompe filtrante ou une pompe à membrane à faible débit d'air, et de renouveler l'eau du bac deux fois par semaine, et ce jusqu'à l'éclosion. Les larves nécessitent le même système afin de maintenir une eau propre et bien oxygénée.

Les larves âgées ne nécessitent qu'un changement de l'eau toutes les une à deux semaines, et un simple diffuseur d'air pour améliorer l'oxygénéation de l'eau.

c) Ambiance

La température de l'eau doit être comprise entre 8 et 10 °C l'hiver, entre 12 et 15 °C au printemps au moment des accouplements et un maximum à 20 °C l'été.

Le terrarium ne doit ni être exposé directement aux rayons du soleil ni être dans l'obscurité totale. Une bonne luminosité avec quelques rayons de soleil en fin d'après-midi représente un optimum.

Les bacs contenant les œufs ou les larves doivent être placés dans un lieu frais et sombre.

d) Dimensions

Un aquarium de 100 x 50 cm peut accueillir entre deux et trois couples d'adultes.

2. Alimentation

a) Régime alimentaire

Il faut faire particulièrement attention au choix de la nourriture afin d'éviter toute contamination. Il vaut mieux éviter les vers de terre ainsi que les larves d'insectes ou de crustacés provenant de mares stagnantes. Les petits vers de terre, les larves de chironomes, de trichoptères et de plécoptères ainsi que les gammarides sont appréciés des animaux.

Les larves se nourrissent de minuscules daphnies ou de petits morceaux de *Tubifex*. Il est bon de leur apporter dès que possible des larves de chironomes. Il n'est pas nécessaire de réaliser un apport de nourriture trop important, le milieu naturel dans lequel les larves évoluent étant pauvre en nourriture.

b) Nourrissage

La nourriture est à apporter quotidiennement dans l'aquarium.

c) Eau

L'eau utilisée peut être celle de conduite à condition que celle-ci ne contienne pas de chlore, il faut donc moduler en fonction du lieu de maintien. Par contre, l'utilisation d'une eau stagnante type eau de bassin est à proscrire car elle sera source d'infections, notamment parasitaires.

Il faut utiliser une eau de même qualité et de même température pour les larves que pour les adultes.

3. Structure sociale

a) Structure de base

Les jeunes sont élevés séparément des adultes. Il ne faut pas regrouper plus de 4 à 6 individus adultes par bac. A partir de six à dix semaines, les larves doivent être regroupées par groupe de 4 à 6 individus de même taille.

b) Changement de la structure du groupe

Il ne faut pas regrouper des individus de taille différente dans le même bac. Il faut toujours veiller à ce que les bacs des jeunes contiennent en permanence des animaux de même taille.

Pendant la période de ponte, il est indispensable de récolter les œufs avant que ceux-ci ne soient dévorés et de les regrouper par groupes de 6 à 8 dans des bacs différents.

c) Regroupement avec d'autres espèces

Il vaut mieux éviter de regrouper *Calotriton asper* avec d'autres espèces.

4. Elevage

a) Accouplement

Les premiers accouplements peuvent avoir lieu dès l'âge de 3 ans. Il n'est pas facile d'obtenir et de voir des accouplements en captivité. Quand il a lieu, il est en tout point semblable à celui observé dans la nature et a toujours lieu dans l'eau (Fig. 23 et 24).

Figure 23 : Mâle enserrant la femelle (Crédit : French Urodela Group, 2006)



Figure 24 : Phase d'insertion du spermatophore (Crédit : French Urodela Group, 2006)



b) Gestation, ponte des œufs et incubation

Les femelles déposent leurs œufs dans les interstices de galets. Elles utilisent leur cône cloacal pour les placer dans des lieux inaccessibles afin qu'ils ne soient ni consommés, ni emportés par le courant. Les œufs adhèrent solidement au substrat grâce à leur enveloppe (French Urodela Group, 2006b ; Fig. 25). Souvent, la zone où sont déposés les œufs est balayée par un léger courant qui les oxygène et évite la formation de moisissures.

Figure 25 : Œuf fraîchement pondu (Crédit : French Urodela Group, 2006)



Les œufs sont translucides et on peut suivre le développement de l'embryon à l'intérieur.

c) *Eclosion*

Pour que les œufs éclosent, il est nécessaire qu'ils soient bien oxygénés et non atteints par de la moisissure. Le temps entre la ponte et l'éclosion des larves est variable selon la température de l'eau du bac, cela prend environ 5 à 6 semaines (French Urodela Group, 2006b). Seuls 50% des œufs pondus donnent naissance à une larve, les autres sont soit non fécondés, soit atteints par des moisissures, soit n'arrivent pas à éclore (French Urodela Group, 2006b).

d) *Développement larvaire et soins aux jeunes*

A la naissance, la larve mesure 10 à 13 mm. Les larves juste écloses sont extrêmement sensibles à la pollution, il faut donc être vigilant à la qualité de l'eau.

Il ne faut pas nourrir les larves avant qu'elles aient atteint leur dixième jour de vie. Durant ce laps de temps, les larves se nourrissent à l'aide de leur sac vitellin (French Urodela group, 2006b).

A l'âge de 6 à 10 semaines, le sac vitellin a totalement régressé, le ventre est maintenant de couleur noire rempli de nourriture constituée de microfaune, les branchies sont bien visibles. A ce stade, la larve atteint 20 à 25 mm.

En phase finale, vers 3 à 4 mois, les larves mesurent de 30 à 40 mm, les branchies commencent à régresser, la coloration devient brune avec apparition de la ligne jaune caractéristique des juvéniles, et des pattes grêles et pointillées de taches noires sont formées.

5. Manipulation

a) *Identification et sexage*

L'espèce présente un dimorphisme sexuel : le cloaque du mâle est arrondi (Fig. 26) alors que celui de la femelle est conique et dirigé vers l'arrière (Fig. 27). Par ailleurs, le mâle possède des membres plus robustes que ceux de la femelle et une queue un peu plus courte (Boehme *et al.*, 1999).

Figure 26 : Cloaque arrondi d'un mâle

(Crédit : French Urodela Group, 2006)



Figure 27 : Cloaque conique d'une jeune femelle



b) Manipulation générale

La récolte des œufs doit s'effectuer avec beaucoup de précaution à cause de leur adhérence sur le substrat où ils sont déposés.

Les autres précautions sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

c) Contention

Les pratiques sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

d) Transport

Les modalités de transport sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

e) Précautions

Comme avec tous les Amphibiens, il faut se protéger d'un contact cutané avec les toxines ou des salmonelles naturellement présentes sur leur peau en portant des gants médicaux.

6. Maladies

Cette espèce est très sensible aux moisissures qui attaquent l'œuf et la larve. Une eau pure et bien oxygénée est indispensable.

L'adulte est très sensible également à une forme d'infection qui se manifeste au niveau de l'extrémité de la queue par l'apparition de moisissures formant un bourrelet blanchâtre. Sous le bourrelet, une partie de la queue est déjà morte, la jonction avec la partie saine commence à se couper avec l'apparition de plaies ouvertes. Si la moitié de la queue est atteinte, le stade est trop avancé et l'animal ne pourra survivre car la moelle épinière est atteinte. Si l'infection ne concerne que l'extrémité de la queue (moins d'1 cm), il est encore possible de sauver l'animal. Il faut alors sortir l'animal du bac d'ensemble, le placer dans un bac type « Infirmerie » en milieu terrestre mi-humide non aquatique avec écorce et cachettes, recouvrir l'extrémité de la queue atteinte et surtout la plaie, d'une pommade antifongique

contenant de l'auréomycine ou de la néomycine. Il est possible également d'utiliser du bleu de méthylène (5%) en remplacement ou en complément (French urodela Group, 2006b).

Il faut laisser l'animal au sec afin que la plaie s'assèche et recommencer le traitement quotidiennement ou tous les deux jours jusqu'à ce que la partie atteinte se sépare de la partie saine. Après quelques jours, la partie infectée se détache et laisse apparaître une plaie ouverte. La guérison accompagne bien souvent ce stade mais il est préférable de continuer le traitement jusqu'à cicatrisation complète. Lorsque celle-ci est achevée, il reste l'extrémité de la vertèbre en saillie. A ce moment-là seulement, l'animal peut être placé à nouveau dans le bac d'élevage. Après quelques mois, il n'est pas rare de voir se régénérer l'extrémité de la queue comme on peut le voir par exemple pour une patte (French urodela Group, 2006b).

V. *Triturus cristatus* (Triton crête)

A. Biologie et données

1. Taxonomie

Ordre : URODELA (Duméril, 1806)

Famille : SALAMANDRIDAE (Goldfuss, 1820)

Genre : *Triturus* (Rafinesque, 1815)

Espèce : *Triturus cristatus* (Laurenti, 1768)

Nom vernaculaire : Triton crête

2. Morphologie

a) Dimensions

Les mâles, généralement plus petits, mesurent de 12 à 16 cm de long, alors que la taille des femelles peut atteindre 18 cm de long et exceptionnellement 20 cm (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Coloration

La face dorsale est brun foncé, parsemée de taches noires plus ou moins grandes. Les animaux peuvent être totalement noirs (essentiellement dans le nord de l'Europe), ce qui masque alors la présence des taches. Le long des flancs court une bande longitudinale de pointillés blancs qui est surtout visible chez les mâles. De plus, les mâles possèdent aussi une bande longitudinale gris perle de chaque côté de la queue et qui se détache fortement du fond plus sombre. La face ventrale de la queue est sombre chez les mâles et orange rougeâtre chez les femelles. Le ventre, jaune à orangé-rougeâtre présente un dessin individuel à base de taches noires (Nöllert et Nöllert, 2003). La gorge, quant à elle, est classiquement jaunâtre et ponctuée de nombreux points blancs (Duguet et Melki, 2003).

Lors de la phase terrestre, les femelles ont une coloration noir bitume et présentent parfois une ligne jaune au centre du dos (Nöllert et Nöllert, 2003).

La nageoire caudale est ponctuée de tâches noires chez la larve (Nöllert et Nöllert, 2003).

c) Description

Les adultes présentent une tête relativement plate et aussi longue que large (Duguet et Melki, 2003). Elle est séparée du reste du corps par un pli gulaire plus ou moins marqué. Les narines sont situées plus proches de l'extrémité du museau que des yeux dont l'iris est clair (Duguet et Melki, 2003). Les tritons crêtés ne possèdent pas de glandes parotoïdes. La queue est comprimée latéralement et possède une longueur à peu près équivalente à celle du reste du corps, elle est pointue à son extrémité. La peau est plutôt granuleuse, sans sillons costaux ni glandes apparentes. Durant la phase aquatique, le mâle arbore une crête extrêmement dentelée et dont le point d'insertion peut remonter jusqu'au milieu de la tête ; les crêtes dorsale et caudale sont séparées par une grande échancrure située à la base de la queue (Fig. 28). Seule une crête caudale est présente chez la femelle (Fig. 29). Celle-ci possède un sillon longitudinal peu profond au niveau du centre du dos.

Les crêtes régressent à la fin de la phase aquatique ; cependant, les mâles conservent un vestige de leur crête dorsale (Nöllert et Nöllert, 2003). La phase terrestre se caractérise aussi par une peau plus imperméable, adaptation à la vie hors du milieu aquatique (Duguet et Melki, 2003).

Les larves se caractérisent par une nageoire très large se terminant en une pointe très effilée, des doigts et des orteils très allongés (Duguet et Melki, 2003 ; Fig. 30).

Figure 28 : *Triturus cristatus* mâle (Crédit : French Urodela Group, 2004)



Figure 29 : *Triturus cristatus* femelle (Crédit : French Urodela Group, 2004)



Figure 30 : larve de *Triturus cristatus* (Crédit : French Urodela Group, 2004)



3. Longévité

Il est difficile d'évaluer la longévité des individus sauvages, mais il semble que les tritons crêtés peuvent vivre jusqu'à l'âge de 10 ans (Nöllert et Nöllert, 2003). En captivité, la longévité maximale enregistrée est de 27 ans (Raffaëlli, 2007).

4. Géographie, écologie, conservation

a) Répartition

On peut rencontrer *T. cristatus* du centre de la France jusqu'en Scandinavie et en Europe centrale (Fig. 31). En France, on le trouve au nord de la ligne formée par la Charente-Maritime, la Gironde, l'Isère et la Savoie. Il existe un isolat méridional de quatre sites de reproduction dans le Gard et les Bouches du Rhône. On ne retrouve pas cette espèce en Irlande. Son territoire s'étend au Danemark, au sud-est et au sud-ouest de la Norvège (la limite

la plus septentrionale est la colonie de Trondheim), au centre de la Suède (les colonies les plus septentrionales sont situées dans le Stensele). On connaît deux foyers de peuplement en Finlande, un dans la région d'Aland et un autre à l'est de la province de Kymi à la frontière avec la Carélie. La limite est s'étend ensuite vers le sud pour atteindre l'Oural. Quant à la limite sud, elle suit la ligne suivante : elle atteint la rive nord-ouest de la mer noire, passe par l'est et le sud de la Roumanie, l'est de la Hongrie jusqu'au centre et au sud de l'Autriche où l'espèce n'est présente qu'au nord du Danube. Les populations françaises pénètrent au sud de l'Allemagne et au nord de la Suisse jusqu'au lac Genfer (Nöllert et Nöllert, 2003).

Figure 31 : Aire de répartition de *Triturus cristatus* (d'après Nöllert et Nöllert, 2003)



b) Habitat

Le Triton crêté vit de préférence dans des paysages ouverts, ce qui inclut les zones agricoles. Cependant, il fréquente les zones forestières où se trouvent des eaux bien ensoleillées. Ainsi les populations helvétiques se retrouvent en milieu forestier avec des prairies où elles occupent les eaux dormantes et d'anciennes carrières. Ces dernières sont des habitats idéaux lorsqu'elles ont entre 10 et 50 ans d'existence avec une mince couche de boue qui s'assèche parfois en hiver. Certains individus ont aussi été retrouvés dans les ornières des chemins, les fossés le long des prés et des chemins, à la périphérie de zones marécageuses et même dans des eaux saumâtres. Les adultes vivent au fond de ces divers lieux, alors que les larves restent préférentiellement dans les eaux plus superficielles. Il semble que la composition chimique de l'eau joue un rôle important dans la présence du triton et plus particulièrement la teneur en sels minéraux, tels que le sodium (Na^+). Durant la phase terrestre, les animaux ne restent jamais éloignés de l'eau. Ils vivent alors sous les bois morts et les pierres, ou cachés dans les racines des arbres et arbustes (Nöllert et Nöllert, 2003).

Il hiverne enterré, mais il n'est pas rare d'en trouver dans les caves l'hiver dans les zones rurales (Nöllert et Nöllert, 2003).

Il se reproduit dans des étendues d'eau stagnante éloignées d'un centaine de mètres maximum de son lieu de vie (Duguet et Melki, 2003).

c) Population

Bien que le déclin de l'espèce soit général et qu'il devient de plus en plus rare de les observer, il apparaît qu'elle soit capable de s'adapter mieux que d'autres aux modifications de son environnement. Ainsi, il semblerait que les plans de remembrement n'aient pas affecté outre mesure les populations de *T. cristatus* qui a alors pris la place de *T. marmoratus*.

Cependant, dans des zones comme la Belgique où elle était largement répandue, seules quelques populations subsistent encore (IUCN, 2008).

Une étude réalisée en Autriche a montré que la diversité génétique au sein des populations de Triton crêté d'Autriche était élevée, mais qu'il fallait se montrer vigilant face à la fragmentation des habitats qui entraînent des isolements de populations et une perte de cette diversité (Maletzky *et al.*, 2010).

Une étude menée sur 10 ans en Pologne a permis de montrer que les populations de tritons crêtés vivant au niveau des zones forestières restent stables alors que celles vivant au niveau des zones agricoles sont en déclin (Lithuanian fund for nature, 2010). Cette distinction est certainement due à la pollution amenée par les activités agricoles.

d) Statut

Le Triton crêté est menacé dans toute son aire de répartition et notamment en limite de son aire de répartition. En effet, bien que les populations soient encore relativement importantes, ce triton est sensible à la destruction des habitats terrestres qu'il affectionne et à la pollution des eaux qu'il fréquente. Si l'un des deux est altéré, le triton est alors menacé car incapable de mener correctement une des deux phases (aquatique ou terrestre). Il a même déjà disparu de certaines zones qu'il occupait auparavant. Ainsi sa présence était avérée dans l'Ardèche jusque dans les années 70. De même, alors qu'il était considéré comme commun dans le Limousin au début du XX^e siècle, il n'existe plus que dans sept localisations de Creuse et de Haute Vienne (Nöllert et Nöllert, 2003).

Le Triton crêté est cité dans l'annexe II de la convention de Berne et dans l'annexe II de la directive habitat. Il est classé parmi les espèces "dépendantes de mesures de conservation" par l'IUCN. Au niveau local, il est protégé en France où il fait partie des espèces "vulnérables" dans le livre rouge des vertébrés de France. Il est considéré comme "rare" (=quasi-menacé) dans la liste rouge des reptiles et amphibiens de Flandre, "menacé à des degrés divers" en Wallonie, et "vulnérable" au Luxembourg (Duguet et Melki, 2003).

5. Alimentation et comportement alimentaire

a) Alimentation

Les adultes se nourrissent d'invertébrés benthiques telles les Gammarides, d'Ephémères, de Trichoptères et de larves de moustique. Les têtards ont une alimentation centrée sur des invertébrés nageurs de type puce d'eau des genres *Daphnia*, *Bosmina* et *Ceriodaphnia* (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Comportement alimentaire

Les Tritons crêtés sont tellement voraces qu'ils peuvent manger jusqu'à leur propre poids en insectes et permet ainsi de limiter la population de moustiques d'une région. Ils adaptent leur régime alimentaire aux proies présentes dans leur environnement. Ils peuvent s'attaquer à de grosses proies telles que des sangsues ou des limnées.

6. Reproduction

a) Stades de développement

Le développement embryonnaire prend 37 jours à 12 °C et 15 jours à 17 °C. Lorsqu'elles éclosent, les larves font de 10 à 12 mm. Les larves se métamorphosent à l'âge de 3 à 4 mois et font alors 80 mm. Lorsqu'ils quittent l'eau, les jeunes mesurent entre 50 et 80 mm de long (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Maturité sexuelle

La maturité sexuelle est acquise vers l'âge de 2 ans en moyenne (Nöllert et Nöllert, 2003).

c) Saisonnalité des cycles

Les individus migrent vers les sites de reproduction, aquatiques, durant tout le printemps. Cette migration peut démarrer dès la fin du mois de février et se poursuit jusque fin mai. La saison de reproduction a lieu essentiellement de la mi-mars à la fin avril (Nöllert et Nöllert, 2003). Cette saison se clôt par une migration post-nuptiale qui peut s'étaler jusqu'en octobre (Duguet et Melki, 2003).

d) Taille de la ponte

Chaque femelle pond de 200 à 400 œufs en moyenne, exceptionnellement 700. Le diamètre des œufs varie entre 1,8 et 2,0 mm, et la capsule gélatineuse qui les entoure est ovale (Nöllert et Nöllert, 2003). Il est à noter qu'une anomalie génétique cause la mort de la moitié des œufs embryonnés (Duguet et Melki, 2003).

e) Dépôt des œufs

Chaque œuf est déposé puis entouré de feuilles de plantes aquatiques (Fig. 32). Les œufs de *T. cristatus* sont jaunâtres ou blancs verdâtres (Nöllert et Nöllert 2003).

Figure 32 : Œufs de *Triturus cristatus* (Crédit : French Urodela Group, 2004)



7. Comportement

a) Activité

Au printemps, lors du début de la phase aquatique, les individus sont principalement actifs en soirée et au cours de la nuit. Il en est de même pour la phase terrestre. Lors de l'été, il n'est pas rare de voir des tritons crêtés en plein soleil à la surface de l'eau. Hors de la période de reproduction, les adultes sont principalement terrestres, mais il n'est pas rare qu'ils restent dans l'eau. Les adultes peuvent hiverner dans l'eau ou à terre. Les larves peuvent entrer en hibernation si la température de l'eau est trop froide. Les adultes commencent à quitter le milieu aquatique pour passer en phase terrestre entre mi-juillet et début octobre selon les températures (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Déplacement

Les adultes nagent en pleine eau à l'aide de mouvements rapides de la queue. Sur terre, ils marchent (Nöllert et Nöllert, 2003).

c) Comportement sexuel

Les mâles défendent leur territoire avec vigueur, celui-ci correspond à une petite portion du fond de la pièce d'eau dépourvue de végétation. Lorsqu'une femelle s'approche de son territoire le mâle nage devant elle et se met en position de lordose devant la femelle en alternance avec des ondulations autour du corps de cette dernière en lui frôlant le corps et la tête. Si la femelle est réceptive, le mâle vient se placer au-dessus d'elle et relève la queue pour lui présenter sa région cloacale ouverte. Puis, le mâle nage en s'éloignant de la femelle qui le suit. L'émission du spermatophore se réalise durant cette phase, lorsque la femelle touche le bord inférieur de la queue du mâle de la pointe de son museau. A ce moment-là, les deux partenaires se placent de manière à ce que le cloaque de la femelle soit situé à l'aplomb du spermatophore tout en continuant de nager. Une fois la position adéquate atteinte, le mâle cesse de nager et se place à la perpendiculaire de la femelle, pour ensuite ramener sa queue sur le côté et pousser la femelle de manière à ce que son cloaque soit positionné sur le spermatophore à l'aide de battements de queue et de poussées de la pointe du museau. Il se peut que le mâle attrape la tête de la femelle sans toutefois la mordre (Nöllert et Nöllert, 2003).

B. Elevage en captivité

1. Terrarium

a) Substrat

Toute la difficulté réside dans le double milieu, aquatique et terrestre, nécessaire à la vie des animaux. La partie terrestre est constituée de terre de sous-bois parsemée d'écorces, pierres, feuilles mortes, mousse, ... Quant à la partie aquatique, elle ne doit pas entrer en contact avec la précédente afin d'en préserver la sécheresse ; le mieux est qu'elle soit en pente douce avec une profondeur d'eau moins 15 cm au centre. De nombreuses plantes (myriophylles, ceratophylles, élodées, ...) sont disséminées dans l'eau afin de permettre les pontes et pour fournir des cachettes naturelles, indispensables en période de rut (Raffaëlli, 2007).

Un bon système pour permettre aux animaux de s'exonder facilement consiste à utiliser des briques perforées qui affleurent légèrement. Ainsi, la partie subaquatique offre de nombreuses cachettes aux animaux et il leur est facile de sortir de l'eau et de passer ainsi à la partie terrestre.

Les jeunes sont élevés de la même façon que les adultes.

Les œufs puis les larves sont élevés dans de petits récipients d'eau propre.

b) Accessoires et entretien

Il est possible de placer un filtre dans la partie aquatique du terrarium afin de maintenir une bonne qualité de l'eau (WAZA, 2007). Si ce système est sélectionné, il faut veiller à ce que la filtration n'entraîne pas l'apparition d'un courant car les animaux préfèrent une eau stagnante (Clare J.P., 2010). Cependant, les plantes disposées dans le terrarium suffisent généralement à assurer l'épuration.

Afin d'éviter que la partie terrestre ne s'humidifie trop, on peut utiliser un substrat absorbant sous les feuilles. Une épaisseur de quelques centimètres de terreau joue très bien ce rôle (WAZA, 2007).

c) Ambiance

Une hibernation de plusieurs mois est indispensable pour permettre aux animaux de se reproduire à la sortie de cette période. Elle doit être réalisée à une température de 2 à 5 °C sur terre. Il ne faut pas que la température descende sous le 0 °C durant cette période (Raffaëlli, 2007). Il est parfois nécessaire de simuler les pluies de printemps en apportant soudainement

de l'eau en quantité importante dans le terrarium, puis de maintenir pendant quelques semaines un apport régulier d'eau (Raffaëlli, 2007).

Ce passage doit s'accompagner d'un allongement de la période d'éclairage, celle-ci doit passer de quelques heures en hiver à 18 h par jour au printemps et le reste de l'année (Raffaëlli, 2007). Par ailleurs, l'apport d'une lumière naturelle assure un bon développement des plantes et permet leur maintien dans la partie aquatique (Clare J.P., 2010).

Hors de la période d'hivernation, la température de l'eau ne doit pas excéder les 25 °C, et les animaux semblent préférer une température environnant les 10 à 15 °C (WAZA, 2007).

Une bonne façon de maintenir des paramètres d'ambiance corrects tant en température qu'en humidité consiste à éléver les animaux dans des bacs situés en extérieur. Il faut juste s'assurer que l'hiver la température ne descend pas sous la barre de 0 °C ; si c'est le cas il faut pouvoir déplacer les animaux dans des bacs en intérieur, dans une cave par exemple. Si cette solution est choisie, il est possible de laisser les animaux en extérieur durant une bonne partie de l'année dans un aquarium pur (Fig. 33) et de les rentrer l'hiver dans des terrariums.

Figure 33 : Aquarium en extérieur pour *Triturus cristatus* (Crédit : Silvestre, 2010)



d) Dimensions

Un terrarium de 120 x 60 cm est suffisant pour 2 à 3 couples (Raffaëlli, 2007).

2. Alimentation

a) Régime alimentaire

Le régime alimentaire des Tritons crêtés est varié. On peut ainsi leur apporter des daphnies, des larves de chironomes, des petits lombrics, des aselles, des gammarides. Il est même possible de les nourrir à l'aide de crevettes, de petits morceaux de poissons et de nourriture sèche à poissons. Lorsque les animaux sont en partie terrestres, on les nourrit à partir d'Isopodes (Raffaëlli, 2007).

b) Nourrissage

L'apport de nourriture doit être abondant durant la période de reproduction des adultes. Afin d'éviter un apport de nourriture trop fréquent, il faut permettre aux isopodes de se reproduire parmi les feuilles de la partie terrestre (Raffaëlli, 2007).

c) Eau

L'eau peut être stagnante ou légèrement courante et doit être d'une propreté irréprochable et bien oxygénée. L'oxygénéation est apportée par les plantes placées dans la

partie aquatique (Raffaëlli, 2007). L'eau du robinet peut être utilisée à condition qu'elle ne présente pas de chlore, élément néfaste pour la peau des tritons (WAZA, 2007).

3. Structure sociale

a) Structure de base

Il ne faut pas surpeupler les terrariums pour éviter que les combats lors du rut n'entraînent des pertes (Raffaëlli, 2007). Il peut être bon de maintenir un *sex ratio* en faveur des femelles.

Les larves sont regroupées par groupe de 5 à 10 individus de taille homogène.

Les jeunes sont regroupés par taille avant d'atteindre le stade sub-adulte (vers l'âge de 1 à 3 ans), à ce stade, il faut les regrouper comme les adultes.

b) Changement de la structure du groupe

Les groupes de larves et de jeunes doivent être régulièrement remaniés afin de ne laisser ensemble que des individus ayant la même taille.

c) Regroupement avec d'autres espèces

Les tritons crêtés peuvent être maintenus avec d'autres espèces de tritons ou de salamandres à condition que la taille des animaux soit équivalente afin d'éviter le risque de morsure accidentelle fatale (Clare J.P., 2010). Dans le cas où les tritons sont regroupés avec des espèces terrestres strictes, il faut bien s'assurer que la transition entre le milieu aquatique et le milieu terrestre est douce afin d'éviter les noyades.

4. Elevage

a) Accouplement

Une difficulté inhérente à l'élevage des Tritons crêtés consiste à amener les individus des deux sexes à entrer en phase nuptiale au même moment. Un décalage survient régulièrement et il n'est pas rare que les mâles soient en robe nuptiale alors que les femelles sont toujours en phase terrestre et inversement. La clef de la réussite de la reproduction réside dans la bonne conduite de l'hivernage qui permet la maturation des organes sexuels. Il faut aussi que les animaux soient nourris abondamment durant cette période (Raffaëlli, 2007). Une solution consiste à placer les animaux dans un milieu purement aquatique afin de stimuler les accouplements (Raffaëlli, 2007).

Lors de la sortie de l'hivernage, les mâles vont prendre leur robe nuptiale en deux à trois semaines et le comportement de rut a lieu (Clare J.P., 2010). Ce comportement est en tous points semblables à celui observé dans le milieu naturel. Il faut donc que de nombreuses cachettes soient disponibles afin d'éviter les combats mortels entre mâles.

b) Gestation, ponte des œufs et incubation

Les œufs sont pondus sur les tiges des plantes présentes dans la partie aquatique. Celles-ci peuvent être remplacées par des tiges de plastique de 0,5 à 1 cm de diamètre. Les femelles préfèrent pondre dans les endroits où la végétation est plus dense. Il faut donc s'assurer qu'il en est ainsi dans certains endroits du bassin (Clare J.P., 2010). Les tiges avec des œufs doivent être sectionnées pour être placées dans de petits bacs d'eau propre (Raffaëlli, 2007).

c) Eclosion

De même que dans la nature, la moitié des œufs ne vont pas éclore à cause d'une anomalie génétique. Il est nécessaire de retirer ces œufs afin d'éviter que les champignons qui

vont s'y développer n'infectent les œufs sains. Les œufs éclosent au bout de deux à trois semaines (Clare J.P., 2010).

d) Développement larvaire et soins aux jeunes

Les larves sont élevées dans les mêmes bacs que les œufs, mais il faut que les groupes soient constitués d'animaux de taille équivalente pour éviter le cannibalisme. Une profondeur d'eau de 10 à 15 cm avec une végétation offrant des cachettes constitue un bon milieu d'élevage des larves (Clare J.P., 2010). Il est nécessaire de changer régulièrement l'eau afin d'éviter le développement d'infections cutanées. Une fois la métamorphose achevée, au bout de 8 à 16 semaines, les jeunes sont placés dans des terrariums similaires à ceux des adultes jusqu'au stade sub-adulte, vers l'âge de 1 à 3 ans, stade auquel ils pourront être maintenus de la même manière que les adultes (Raffaëlli, 2007).

5. Manipulation

a) Identification et sexage

Les individus adultes peuvent être différenciés à l'aide du dessin à base de tâches noires formé sur la face ventrale (Nöllert et Nöllert, 2003).

Pour sexer les animaux, on peut se servir du rapport entre la taille des membres antérieurs et la distance entre les points d'insertion des membres antérieurs et postérieurs. Chez les mâles, les membres antérieurs représentent de 55 à 65% de cette distance, alors que ce rapport est plus faible chez les femelles, de 45 à 54% (Nöllert et Nöllert, 2003). Par ailleurs, le cloaque des mâles est sombre et bombé alors que celui des femelles est rouge orangé et plus plat (Nöllert et Nöllert, 2003). Lors de la période de reproduction, il est facile de distinguer les mâles qui arborent une crête dorsale et une ligne blanche sur les côtés de la queue (Clare J.P., 2010).

b) Manipulation générale

Les précautions sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

c) Contention

Les pratiques sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

d) Transport

Les modalités de transport sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

e) Précautions

Comme avec tous les Amphibiens, il faut se protéger d'un contact cutané avec les toxines ou des salmonelles naturellement présentes sur leur peau en portant des gants médicaux.

6. Maladies

L'espèce n'est pas sensible à une maladie particulière en captivité. Elle peut être affectée, comme les autres, par le red-leg et le chytride.

Une observation a été faite par le French Urodela Group après plusieurs années d'élevage : l'espèce semble peu adaptable et se reproduit de moins en moins après quelques années passées en captivité.

VI.Salamandra salamandra (salamandre tachetée)

A. Biologie et données

1. Taxonomie

Ordre : URODELA (Duméril, 1806)

Famille : SALAMANDRIDAE (Goldfuss, 1820)

Genre : *Salamandra* (Laurentu, 1768)

Espèce : *Salamandra salamandra* (Linné, 1758)

Nom vernaculaire : Salamandre tachetée

2. Morphologie

a) Dimensions

Les adultes atteignent une longueur totale de 14 à 17 cm, avec un maximum de 20 cm. Cependant, un individu de 25,3 cm a été observé au Portugal et un autre de 29,5 cm en Israël (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Coloration

La coloration des adultes est à base de fond noir parsemé de taches et/ou de bandes jaunes ou vermillon. La répartition du noir et du jaune varie selon les individus et les sous-espèces. Chez certains individus, l'une des deux couleurs peut dominer mais très rares sont ceux entièrement jaunes ou noirs. Il existe certaines irrégularités au niveau des motifs sur les paupières, les glandes parotoïdes, les membres antérieurs et postérieurs, et la face supérieure des mains et des pieds. La face ventrale est grise, noire ou brune, avec des taches et dessins, bien délimités, jaunes à rouges (Nöllert et Nöllert, 2003).

Il existe une variation chez la sous-espèce *S. s. terrestris* où les taches jaunes se retrouvent remplacées par du rouge (Fig. 34). Chez cette même sous-espèce, on a déjà trouvé des formes mélaniques chez lesquelles les taches colorées ont totalement disparu et sont remplacées par une coloration grisâtre (French Urodela Group, 2007a ; Fig. 35).

Figure 34 : *Salamandra salamandra terrestris* forme rouge (Crédit : French Urodela Group, 2007).



Figure 35 : *Salamandra salamandra terrestris* forme mélânique (Crédit : French Urodela Group, 2007).



c) Description

La Salamandre tachetée possède une tête légèrement plus large que longue pourvue de grands yeux et de glandes parotoïdes en forme de rognons très visibles. On distingue clairement les orifices glandulaires de ces glandes sous forme de points noirs (Nöllert et Nöllert, 2003). Les narines sont situées à égale distance de l'extrémité du museau et l'œil (Duguet et Melki, 2003). Le museau peut être large, arrondi ou pointu en fonction des sous-espèces, et la mâchoire supérieure peut dépasser l'inférieure. L'iris est brun-noirâtre (Duguet et Melki, 2003). Le corps est large et plutôt plat. Les flancs présentent des sillons costaux et, de manière systématique, une ligne de protubérances verruqueuses, avec des orifices glandulaires bien visibles. De chaque côté de la ligne dorsale, on peut voir une ligne de petits pores glandulaires. La queue, aussi longue que le corps, peut être de section arrondie ou ovale. Sur la face ventrale de celle-ci s'étend un sillon longitudinal. Les membres sont plutôt épais et longs, avec des doigts dépourvus de palmure (Nöllert et Nöllert, 2003).

La peau est relativement lisse, excepté pour les lignes glandulaires, et brillante (Duguet et Melki, 2003).

3. Longévité

Les individus peuvent atteindre l'âge de 20 ans dans le milieu naturel, un cas de salamandre tachetée captive ayant vécu jusqu'à l'âge de 50 ans a été rapporté (Nöllert et Nöllert, 2003).

4. Géographie, écologie, conservation

a) Répartition

La Salamandre tachetée est la représentante européenne des salamandres terrestres présentant la plus large distribution (Fig. 36). La limite septentrionale passe par le nord de l'Allemagne, avec des individus présents au nord des montagnes du centre de l'Allemagne. À l'est, la limite passe à l'est de l'Elbe, par le sud de la Pologne, au nord des Carpates ukrainiennes puis vers la Roumanie. Au sud, la zone de distribution s'étend de la péninsule balkanique jusqu'au Péloponnèse, la Thrace turque est elle aussi peuplée par cette espèce. On retrouve *S. salamandra* dans toute la partie occidentale de l'Italie. À l'ouest, la zone de répartition s'étend jusqu'à la péninsule ibérique où on retrouve des populations au Portugal et dans le nord de l'Espagne de façon continue, alors que dans l'ouest et le sud de l'Espagne sa présence est plus sporadique (Nöllert et Nöllert, 2003). La salamandre tachetée est aussi présente en France (où elle est rare dans la partie nord), en Belgique, au Luxembourg et dans la partie méridionale de la province hollandaise de Limburg (où ne sont présentes que deux populations) (Duguet et Melki, 2003). On retrouve des populations hors de l'Europe au Maroc, en Algérie, en Israël, en Syrie et dans la zone occidentale et méridionale de la Turquie (Nöllert

et Nöllert, 2003). Elle n'est pas présente au Royaume-Uni, en Irlande et dans toute la Scandinavie.

Figure 36 : Aire de répartition européenne de *Salamandra salamandra* (Raffaëlli, 2007)



b) Habitat

S. salamandra vit essentiellement en bordure des forêts caducifoliées, riches en nutriments, fraîches et humides. Elle fréquente des forêts de type hêtre ou érablaie, des boisements humides de type aulnaie-frênaie, et les abords de sources dans les chênaies voire dans les pinèdes sèches sur calcaire. On la retrouve aussi dans les zones de garrigues, les oliveraies ainsi que dans des zones intermédiaires entre la forêt et la plaine, type bocage, où elle trouve refuge dans les murets de pierre. Des habitats ouverts comme les prés, les pâturages ou même les zones riveraines des lacs de haute montagne sont aussi peuplés. Il existe une population particulière qui vit aux abords et même jusque dans le centre ville de la vieille ville d'Oviedo en Espagne (Nöllert et Nöllert, 2003).

Dans tous ces biotopes, la présence de la Salamandre tachetée est inféodée à la présence de cachettes humides et fraîches comme les zones racinaires des arbres, du bois mort, des fentes dans les rochers ou les murs, la litière de feuilles mortes, les terriers de micromammifères et les blocs de rochers (Nöllert et Nöllert, 2003).

Les larves, quant à elles, se rencontrent dans les eaux limpides et fortement oxygénées, où elles se cachent sous les racines, entre les pierres ou parmi les feuilles mortes qui peuvent y flotter. Les larves s'observent aussi bien au bord des lacs qu'au niveau des mares temporaires. Si le point d'eau est thermiquement stable, cela favorise le maintien des larves. Le lieu de développement des larves est généralement situé dans les cent mètres autour du lieu de vie des adultes (Nöllert et Nöllert, 2003).

On rencontre les individus sur une altitude variant du niveau de la mer à 2150 m d'altitude. Cependant, la majorité des observations ont été effectuées entre 400 et 700 m d'altitude (Nöllert et Nöllert, 2003).

c) Population

On reconnaît le plus souvent 14 sous-espèces (nombre variable selon les auteurs) à *Salamandra salamandra* (Raffaëlli, 2007). Elles sont réparties sur toute l'Europe et leurs aires de répartition sont limitrophes. Les diverses sous-espèces se différencient par leur couleur mais aussi leur taille et leur robustesse (French Urodela Group, 2007a).

Tout d'abord, la sous-espèce *salamandra* (Fig. 37) qui se trouve dans les Alpes, en Bavière, en République Tchèque et dans la péninsule balkanique jusqu'aux Carpates. Cette sous-espèce présente une partie supérieure noire avec de grandes taches jaune à jaune orangé. Une tache jaune est visible à la racine de chaque membre. Les parties inférieures sont gris noir, parfois brunâtre et peuvent posséder des taches similaire à la partie dorsale.

Figure 37 : *Salamandra s. salamandra* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *terrestris* (Fig. 38) est plus svelte que la précédente, et se retrouve en France excepté dans les Alpes, dans les Pyrénées centrales et orientales, en Catalogne, au Benelux et en Allemagne occidentale. Cette sous-espèce présente des taches jaunes dorsales disposées en deux bandes discontinues longitudinales.

Figure 38 : *Salamandra s. terrestris* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *gigliolii* (Fig. 39) est de taille modérée et a une allure élancée. On la retrouve de la Ligurie orientale, le long des Apennins, jusqu'à l'extrême sud de la péninsule italienne. Sur sa partie dorsale, le jaune a tendance à former des plages ne laissant parfois que des taches noires irrégulières.

Figure 39a : *Salamandra s. gigliolii* type «des Calabres» (Crédit : French Urodela Group, 2007)



Figure 39b : *Salamandra s. gigliolii* type « des Apennins » (Crédit : French Urodela Group, 2007)



On rencontre la sous-espèce *fastuosa* (Fig. 40) des Pyrénées centrales à l'ouest de Bagnères-de-Bigorre, jusqu'aux Monts Cantabriques. Elancée, elle présente deux bandes longitudinales jaunes plus ou moins large selon les individus.

Figure 40 : *Salamandra s. fastuosa* (Crédit : Silvestre, 2010)



Plus petite et plus trapue que *fastuosa*, la sous-espèce *bernardezi* (Fig. 41) se trouve dans les Monts Cantabriques, au nord-est de la Galice, en Asturias et dans les parties orientales de la Cantabrie. Cette sous-espèce possède en général deux bandes longitudinales jaunes discontinues avec une large bande centrale noire.

Figure 41 : Couple de *Salamandra s. bernardezi* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *gallaica* (Fig. 42) est présente au Portugal à l'exception de l'extrême sud du pays et au nord-ouest de l'Espagne. Cette sous-espèce se caractérise par des taches jaunes en forme de crochets, d'anneaux, ou de fer à cheval, taches pouvant encercler des taches rouges. La tête et la gorge peuvent être rouges ou saupoudrées de rouge.

Figure 42 : *Salamandra s. gallaica* (Crédit : French urodela Group, 2007)



La sous-espèce *crespoi* (Fig. 43) ne se rencontre que dans l'extrême sud du Portugal. Sa coloration est constituée d'un fond noir parsemé de petites taches jaunes très abondantes réparties régulièrement sur les parties dorso-latérales.

Figure 43 : *Salamandra s. crespoi* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *bejarae* (Fig. 44) présente une grande forme trapue et se rencontre dans l'Espagne centrale au niveau des sierras entre Madrid, Salamanque et Burgos, et jusque dans

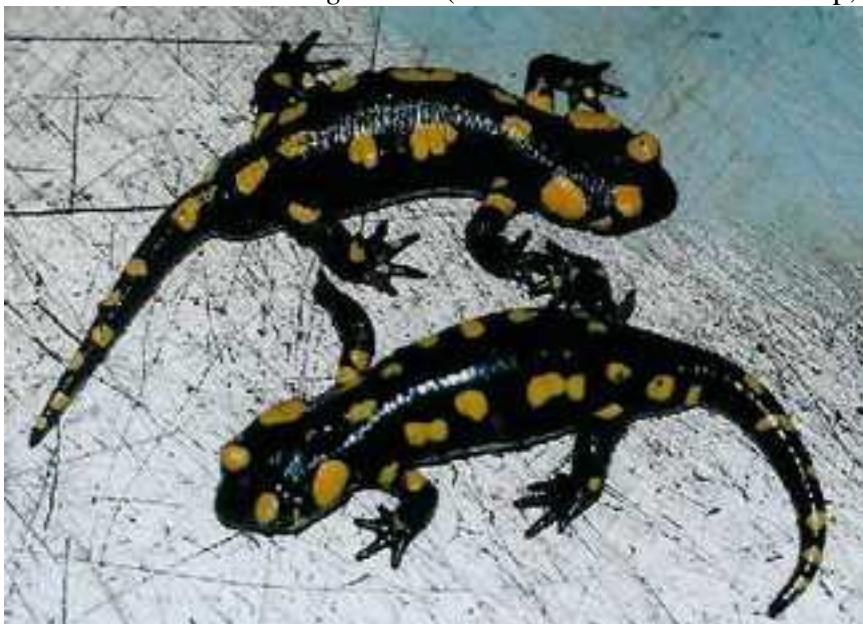
les monts Tolède. Elle présente des taches dorsales jaunes, petites et disposées irrégulièrement. La répartition et la taille de ces taches sont très variables.

Figure 44 : *Salamandra s. bejarae* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *longirostris* (Fig. 45) se caractérise par ses quatre taches jaunes sur la tête. Elle vit dans la Sierra de Ronda, les provinces de Cadiz et Malaga, en Andalousie méridionale et près de Marbella. Une forme isolée se rencontre au sud des vallées du Rio Guadalquivir et du Rio Genil, et serait le taxon sœur de toutes les autres formes ibériques.

Figure 45 : *Salamandra s. longirostris* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *morenica* (Fig. 46) vit dans les sierras Morena, de Alcaras et de Carzola, entre les fleuves Guadiana et Guadalquivir. Elle présente de petites taches jaunes alternant avec des taches rouge grenat sur tout le corps.

Figure 46 : *Salamandra s. morenica* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *beschkovi* (Fig. 47) se rencontre dans la vallée de Sandanski-Bistrica, les monts Pirim et au sud-ouest de la Bulgarie. Elle se caractérise par de grandes taches jaunes dorsales réparties irrégulièrement et bordées sur les flancs de taches jaunes plus petites.

Figure 47 : *Salamandra s. beschkovi* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *almanzoris* (Fig. 48) se rencontre autour des lacs d'altitude situés au nord-est de l'aire de répartition de la sous-espèce *bejarae*. Cette sous-espèce présente une petite taille en relation avec un stade larvaire durant plus de deux ans. Elle est presque entièrement noire avec quelques petites taches jaunes.

Figure 48 : *Salamandra s. almanzoris* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



La sous-espèce *werneri* (Fig. 49) vit au sud-est de la Grèce et du Péloponnèse. Dans cette zone, 16 populations ont été recensées. Elle ressemble beaucoup à la sous-espèce *salamandra*. Elle peut présenter une tache rouge au niveau de la gorge.

Figure 49 : *Salamandra s. wernereri* (Crédit : Pasman F., 2007)



La sous-espèce *alfredschmidti* (Fig. 50) est inféodée aux vallées des Rio Tendi et Marea, au nord-ouest de l'Espagne. Elle présente une coloration très variable, cela va du jaune avec une légère bande dorsale noire au vert olive voire brun olive avec une légère bande dorsale plus foncée et plus diffuse.

Figure 50a : *Salamandra s. alfredschmidti* forme jaune (Crédit : Silvestre, 2010)



Figure 50b : *Salamandra s. alfredschmidti* forme brune (Crédit : Silvestre, 2010)



d) Statut

Les populations de salamandres tachetées se portent plutôt bien et il n'y a pas de menaces importantes actuellement. Elle est d'ailleurs classée dans la catégorie LC (least concern) par l'IUCN (French Urodela Group, 2007a).

Cependant, l'activité humaine ne cesse de dégrader ses lieux d'habitats et menace cette espèce à long terme, voire à court terme pour certaines sous-espèces qui vivent dans des habitats restreints (French Urodela Group, 2007a). Ainsi, le remplacement des forêts de feuillus par des forêts de conifères constitue une menace pour *S. salamandra*, de même que

l'intensification du trafic routier, la pollution de plus en plus marquée des eaux et les lâchers de truites dans les ruisseaux de haute montagne. Ainsi, elle a disparu des landes de Gascogne suite au remplacement des forêts par la culture du pin (Duguet et Melki, 2003).

Il semblerait que les salamandres apprécient de se placer sur le macadam chaud et humide après les pluies d'été, ce qui entraîne fréquemment des mortalités sur les routes. Pour prévenir ce phénomène, des écoducs sont construits dans de nombreuses régions afin d'éviter que les animaux ne passent par la route.

Par conséquent, il faut rester vigilant et essayer de prendre des mesures préventives pour éviter d'avoir à déplorer la disparition de cette espèce.

5. Alimentation et comportement alimentaire

a) *Alimentation*

Selon une étude réalisée sur 32 individus aux alentours de Grasse, le régime alimentaire de *S. salamandra* est constitué de gastéropodes terrestres, de myriapodes, de lombrics, d'arachnides et de chenilles. Les larves s'alimentent de gammarides et de larves de moustique. Lorsque la densité de population devient trop élevée, les larves peuvent devenir cannibales (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) *Comportement alimentaire*

Les salamandres tachetées dévorent généralement tout ce qui n'est pas trop gros par rapport à leur propre taille, et consomment parfois d'autres amphibiens comme des tritons ou de petites grenouilles. Comme pour les adultes, le principe général suivant peut être appliqué aux larves : tout ce qui a une taille inférieure est capturé, ainsi une larve n'hésite pas à s'attaquer à un têtard de grenouille.

Bien que les salamandres soient en général des animaux très lents, ils peuvent devenir très agiles lors de la recherche de proie.

Leurs petites dents présentent sur les mâchoires ainsi que le palais servent à maintenir la proie pour l'avaler. De vifs mouvements d'oscillation du corps soutiennent le processus en particulier lors de la capture de proies trop grandes. La langue ne joue pas un très grand rôle lors de l'alimentation, du fait qu'elle reste fortement attachée à la partie inférieure de la bouche. La bouche, la langue et la gorge sont munies de papilles gustatives.

La salamandre emploie différentes méthodes de chasse selon la situation. S'il y a suffisamment de lumière, la chasse est basée essentiellement sur le mouvement de la proie, et la salamandre ignorera les proies immobiles. En revanche, lors d'une chasse nocturne, c'est l'olfaction qui est principalement utilisée. Dans cette situation, la salamandre attaquera sa proie même si elle ne bouge pas, du moment qu'elle est capable de détecter son odeur.

6. Reproduction

a) *Stades de développement*

Lors de l'expulsion du corps maternel, les larves mesurent entre 24 et 35 mm de long. La métamorphose se déroule au bout de 4 mois environ après la naissance. À cette période, les jeunes salamandres mesurent entre 46 et 65 mm de long. En certaines occasions, les larves peuvent hiverner avant de se métamorphoser, ceci est systématiquement le cas pour les larves de *S. s. almanzoris* (Nöllert et Nöllert, 2003).

Par ailleurs, les types de reproduction ne sont pas les mêmes en fonction des sous-espèces. Ainsi, on rencontre des salamandres tachetées dont les femelles expulsent des jeunes déjà formés, viviparité matrotrophe (sous-espèces *fastuosa*, *bernardezi*, *alfredschmidti*) (Raffaëlli, 2007). Cependant, les types de reproduction ne sont pas exclusifs et ces sous-

espèces peuvent aussi donner naissance à des larves, comme les autres peuvent parfois donner naissance à des jeunes.

b) Maturité sexuelle

La maturité sexuelle s'acquiert vers l'âge de 2 ans et au maximum à 4 ans (Nöllert et Nöllert, 2003).

c) Saisonnalité des cycles

La période de reproduction a lieu entre mars et septembre avec un pic de reproduction vers le mois de juillet. La mise-bas a essentiellement lieu en mars (Nöllert et Nöllert, 2003). Les femelles gardent le sperme pendant de longs mois dans leur spermathèque. Le cycle sexuel est annuel pour les espèces de plaines de basse altitude. Mais pour les espèces de haute altitude chez lesquelles le froid ralentit considérablement l'évolution, la fécondation peut avoir lieu un an et demi après l'accouplement, l'ovulation n'ayant lieu que tous les deux ans. Dans ce cas, le cycle sexuel est biennal (Thorn et Raffaëlli, 2001).

d) Gestation et mise bas

L'espèce est ovovivipare à quelques exceptions près (Duguet et Melki, 2003). La gestation dure environ 8 mois après la fécondation interne. Suite à cette gestation, la femelle dépose dans des eaux dormantes entre 8 et 60 larves pourvues de branchies. Le nombre de larves produites dépend de la taille de la femelle. Il existe des variations en fonction des sous-espèces. Ainsi, les sous-espèces *fastuosa* et *gallaica* peuvent mettre bas des larves comme précédemment décrit ou de jeunes salamandres entièrement formées au nombre de 5 à 8 et mesurant de 35 à 50 mm de long. Il s'agit là de viviparité hétérotrophe, les embryons se nourrissant d'oocytes et d'autres embryons de la même portée dans les voies génitales maternelles. *S. s. bernardezi* est exclusivement vivipare, et met au monde jusqu'à 25 jeunes salamandres de 27 à 51 mm de long. Des dépôts d'œufs non fécondés ont été observés chez la sous espèce *terrestris* (Nöllert et Nöllert, 2003).

7. Comportement

a) Activité

Les salamandres adultes peuvent être vues de mi-février jusqu'à octobre-novembre. La Salamandre tachetée hiverne dans les refuges frais et humides présents dans son habitat. Cet hivernage n'est pas systématique dans le sud de l'Europe, où au contraire elle peut estiver dans les mêmes endroits au cours des mois secs. Lors des hivers doux, les adultes peuvent aussi rester actifs toute l'année en Europe centrale. Les individus sont plus actifs la nuit, mais ils peuvent aussi quitter leurs refuges diurnes lors de grosses pluies suite à une période plus sèche (Nöllert et Nöllert, 2003). La Salamandre tachetée est une espèce sédentaire qui retourne toujours au même refuge au petit matin. (French Urodela Group, 2007b).

La larve est plus active la nuit que le jour où elle se réfugie sous les pierres ou les feuilles mortes (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Déplacement

La Salamandre tachetée se déplace sur le sol en marchant.

c) Comportement sexuel

L'accouplement est exclusivement terrestre. Le mâle commence par poursuivre la femelle. Une fois qu'il l'a rattrapée, il appuie sa tête sur son dos puis tente de se glisser sous elle. Il continue sa manœuvre jusqu'à ce que les têtes des deux animaux soient superposées. Le mâle se soulève alors sur ses pattes et décolle la femelle du sol, tout en la maintenant à l'aide

de ses membres antérieurs qu'il positionne par-dessus de la femelle. Le mâle appuie sa tête contre la gorge de la femelle et effectue des mouvements pendulaires avec sa queue afin de stimuler la région cloacale de sa partenaire. Si celle-ci répond à ses mouvements, il libère alors le spermatophore qui se retrouve sur le sol. Le mâle retire son corps de dessous la femelle et celle-ci descend lentement de manière à ce que le spermatophore rentre dans le cloaque (Nöllert et Nöllert, 2003).

B. Elevage en captivité

1. Terrarium

a) Substrat

Les salamandres tachetées sont maintenues dans de grands enclos (Fig. 51), avec un substrat à base de terre avec de la mousse, de grosses écorces et des souches. Chaque cachette formée par une souche ou une écorce est généralement sélectionnée par un individu qui la conserve durant son séjour dans le terrarium (Raffaëlli, 2007). De la végétation composée de feuilles de chêne et de petites fougères permet d'agrémenter au mieux le terrarium et offre des cachettes aux animaux. Une partie aquatique est nécessaire, composée d'un bac de 30 x 30 cm au sein duquel l'eau doit atteindre une hauteur de 3 à 4 cm, et où on doit placer des feuilles de chêne (French Urodela Group, 2007b). Il faut que les parois de cette partie soient en pente douce afin d'éviter que les adultes ne se noient.

Figure 51 : Terrarium pour *Salamandra salamandra* ssp adultes (Crédit : Silvestre, 2010)



Les larves sont placées dans un milieu aquatique parsemé de feuilles de chêne afin de multiplier les cachettes disponibles (French Urodela Group, 2007b).

Les jeunes sont élevés dans un milieu principalement terrestre recouvert de mousse de forêt, d'écorces et de plantes (lierre, fougère, ...) de manière à multiplier les cachettes, et présentant une petite partie aquatique (Fig. 52). Le mieux est que le terrarium soit placé en pente douce et d'aménager cette partie aquatique de 5 à 10 mm de profondeur en partie basse (French Urodela Group, 2007).

Figure 52 : Terrarium pour *Salamandra salamandra* ssp juvéniles (Crédit : Silvestre, 2010)



b) Accessoires et entretien

La partie terrestre doit être arrosée une à deux fois par semaine selon la saison : un arrosage léger laissant une partie toujours sèche en hauteur, à l'opposé du bac d'eau et sa bordure qui reste humide. Le substrat végétal est renouvelé intégralement deux fois par an, avant et après l'hibernation. L'eau du bassin et les feuilles sont changées régulièrement en fonction de leur état. Pour les sous-espèces du sud de l'Europe, il est nécessaire de maintenir une partie bien sèche et un arrosage léger avec de l'eau tempérée (French Urodela Group, 2007b). L'expérience montre qu'il vaut mieux séparer distinctement la partie sèche de la partie humide afin d'éviter tout problème cutané.

Pour les larves, l'élevage en extérieur est la meilleure solution, la nourriture se développe naturellement dans le bac et, à cette époque de l'année (de la fin du printemps au milieu de l'automne), le développement des larves de moustiques et des daphnies permettra de nourrir les larves. L'eau de pluie apporte un renouvellement et un équilibre naturel. Il vaut mieux exposer le bac à l'ombre et le recouvrir d'un couvercle grillagé ou prévoir des bordures pour éviter l'entrée des prédateurs et pour empêcher les larves de s'échapper lors de l'exondation. Il faut vérifier régulièrement la qualité de l'eau pour éviter les pollutions et prévoir une écorce flottante en pente douce pour éviter les noyades lorsque les animaux sont prêts à s'exonder (French Urodela Group, 2007b).

Les bacs des jeunes sont entièrement nettoyés deux à trois fois par an, afin de bien éliminer les nitrites présents dans les urines et irritant pour la peau des jeunes (French Urodela Group, 2007b).

Pour les adultes et les jeunes, il faut recouvrir le terrarium d'une grille afin d'éviter les sorties d'animaux (French Urodela Group, 2007b).

c) Ambiance

L'éclairage, assuré par un tube fluorescent type "lumière du jour" placé en partie supérieure, est modulé selon la saison avec une photopériode variant entre 6 et 8 h. Cet éclairage permet aussi de limiter le développement des moisissures et stimule la croissance des plantes. Il faut assurer une température de 8 à 12 °C en automne et l'hiver et de 15 à 20 °C au printemps et en été. Une hibernation à 5-6 °C à l'abri du gel est nécessaire sur une courte période. Pour les sous-espèces du sud de l'Europe, il est nécessaire que la température hivernale soit un peu plus élevée, de 10 à 15 °C et que l'éclairage soit plus intense (French Urodela Group, 2007b). Il est bon de pouvoir assurer un décalage de température entre le jour et la nuit, une différence de 5 à 10 °C peut être assurée hors de la période d'hibernation (Clare J.P., 2010). Ainsi, les animaux seront soumis à des conditions proches de celles qu'ils

rencontrent dans la nature. Cependant, il faudrait avoir une meilleure connaissance des températures des milieux dans lesquels vivent les différentes sous-espèces afin de mieux adapter leur environnement.

Dans les bacs des jeunes, une humidité favorable au développement est maintenue grâce à la partie aquatique. L'aménagement de cette partie aquatique en bout de terrarium permet d'obtenir un gradient d'humidité qui va favoriser les mues des jeunes, mues nécessitant des alternances sec-humide pour se dérouler normalement. Les jeunes issus de sous-espèces continentales et montagneuses (*Salamandra s. terrestris*, *salamandra*, *fastuosa*...) peuvent être élevés l'hiver en Urodelarium extérieur à 10 °C en moyenne, avec des chutes de température à 5°C momentanées. Par contre, il est recommandé de garder les jeunes issus des régions de faible altitude du sud de l'Europe (Groupe des *S. s. gallaica*, *bernardezi*, *gigliolii*...) en intérieur l'hiver à une température entre 15 et 18 °C (French Urodela Group, 2007b).

d) Dimensions

Les adultes peuvent être regroupés par couple dans des terrariums de 60 x 30 cm (WAZA, 2007) ou dans des terrariums de 100 x 50 cm pour deux couples (Raffaëlli, 2007).

Les larves sont regroupées par groupe de 2 à 8, il n'y a pas vraiment de dimensions idéales mais plus le bac est grand, meilleures sont les chances de survie des larves (French Urodela Group, 2007b).

Les jeunes métamorphosés ou issus des sous-espèces vivipares sont élevés dans des bacs individuels de 40 x 25 cm. Ils sont ensuite déplacés dans des bacs pour adultes vers l'âge de 1 à 2 ans (French Urodela Group, 2007b). Il faut que la taille des jeunes soit proche de la taille adulte lorsqu'ils sont déplacés (Clare J.P., 2010).

2. Alimentation

a) Régime alimentaire

Il faut nourrir les Salamandres tachetées à l'aide de vers de terre, limaces, cloportes, grillons et asticots (French Urodela Group, 2007b).

Les larves sont nourries avec des tubifex, des chironomes et des larves de moustique. Les daphnies constituent théoriquement une excellente nourriture mais elles sont souvent accompagnées de cyclopes qui sont de redoutables prédateurs pour les larves fraîchement écloses (French Urodela Group, 2007b).

L'alimentation des jeunes est constituée de petits vers de terre, insectes, micro grillons, chironomes, asticots. La première année, il vaut mieux éviter l'utilisation des asticots rouges qui peuvent entraîner des troubles digestifs chez certaines sous-espèces (French Urodela Group, 2007b).

b) Nourrissage

Il faut apporter la nourriture une à deux fois par semaine. En automne et en hiver, il faut nourrir les animaux deux fois par semaine. Les aliments sont déposés directement dans le terrarium. Au bout d'un certain temps, les vers de terre et les grillons se reproduisent dans le terrarium, ce qui assure un apport constant de nourriture aux animaux (French Urodela Group, 2007b).

c) Eau

L'eau doit être d'une qualité irréprochable, il faut donc la surveiller. Elle est apportée comme décrit précédemment.

3. Structure sociale

a) Structure de base

Les adultes doivent être regroupés par couples et il ne faut pas mettre plus de deux couples ensemble car cette espèce a besoin d'espace et de cachettes. Les groupes de larves doivent être des groupes d'animaux de taille identique et ne dépassant pas la petite dizaine d'individus.

Les jeunes métamorphosés ou issus d'une viviparité ne doivent pas être regroupés avant d'avoir atteint le stade sub-adulte.

b) Changement de la structure du groupe

Les groupes de larves doivent être remodelés en fonction des variations de taille afin de conserver des groupes homogènes. Les jeunes sont regroupés par couples une fois qu'ils ont atteint la taille d'adulte.

c) Regroupement avec d'autres espèces

Salamandra salamandra peut être regroupée avec les espèces du genre *Triturus* sans que cela ne pose de soucis, l'habitat terrestre des seconds correspondant à l'habitat des premières (French Urodela Group, 2007b).

4. Elevage

a) Accouplement

L'accouplement a lieu au crépuscule et plus généralement la nuit. Les mâles sont excités par les phéromones émises par les femelles et augmentent la fréquence des respirations bucco-pharyngées afin de bien les capter. Une fois un état d'excitation avancé atteint, ils se dressent sur leurs pattes antérieures. A la vue d'une femelle, le mâle la rattrape, se glisse sous elle et la saisit en plaçant ses membres antérieurs en crochets au-dessus des membres antérieurs de la femelle (Fig. 53). Il la porte sur son dos et lui frotte la gorge avec son museau surélevé en exécutant des mouvements latéraux de la tête. L'activité du mâle est alors extrême, seule la queue ondule encore et il dépose un spermatophore. La femelle se déplace latéralement et vient absorber le spermatophore par son ouverture cloacale. Ce comportement est le même chez toutes les espèces de *Salamandra*, cependant le rituel peut être plus ou moins différent.

Figure 53 : Accouplement de *Salamandra s. gallaica* (Crédit : French Urodela Group, 2007)



b) Gestation et dépôt des larves

Les dépôts de larves ont lieu de septembre à fin mai, en fonction des sous-espèces, de la température extérieure et du degré d'humidité ambiant. Par exemple, *S. s. bernardezi* dépose ses jeunes entièrement formés en septembre, alors que *S. s. alfredschmidti* dépose les siens en mai, mais en général pour toutes les sous-espèces qui pondent des larves, la période se situe entre février et avril, quelquefois en octobre.

En captivité, les femelles donnent en général naissance à 20 à 30 larves (viviparité lecithotrophe). En cas de totale viviparité (viviparité matrotrophe), le nombre de jeunes déposés est plus faible. Par exemple, *S. s. alfredschmidti* forme brune ne dépose à terre que 5 à 8 jeunes déjà complètement formés (viviparité matrotrophe stricte), alors que la forme jaune de la même sous-espèce, ne dépose que 3 ou 5 jeunes formés ainsi qu'une dizaine de larves (viviparité mixte). *S. s. bernardezi* (viviparité partiellement matrotrophe) dépose une bonne douzaine de jeunes et 2 ou 3 larves, la plupart du temps, petites et peu viables. *S. s. fastuosa* (viviparité partiellement lecithotrophe) met en général bas des larves, mais des jeunes entièrement formés ont été signalés. Les autres sous-espèces de *S. salamandra* mettent toutes bas des larves (viviparité lecithotrophe) (French Urodela Group, 2007b).

c) Développement larvaire et soins aux jeunes

Le développement larvaire est dépendant de la sous-espèce. Les larves mangent dès le premier jour les proies qu'on leur présente, mais elles ne nécessitent pas un apport important de nourriture. Il faut faire attention à ce que l'eau dans laquelle baignent les larves soit d'une qualité irréprochable.

Les jeunes sont élevés dans des bacs individuels. Il faut faire attention à ce que la séparation entre le milieu sec et le milieu ne soit pas trop brutale pour éviter les noyades.

5. Manipulation

a) Identification et sexage

Les mâles présentent un cloaque bombé et des membres antérieurs plus longs que ceux des femelles. Ils sont aussi généralement plus robustes que les femelles. Le sexage est difficile hors période de reproduction (French Urodela Group, 2007b).

Les diverses sous-espèces se distinguent grâce aux motifs jaunes dans la coloration du corps et aux quelques différences dans la morphologie de la tête. Il est possible d'identifier les individus à l'aide du dessin formé sur la face ventrale (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Manipulation générale

Les précautions sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

c) Contention

Il faut tenir l'animal dans le plat de la main afin d'éviter de lui causer des lésions en ne le maintenant que par un membre ou la queue. S'il y a besoin, pour examiner l'animal ou pour une intervention chirurgicale, une anesthésie fixe ou gazeuse est envisageable. Pour une anesthésie gazeuse, l'isoflurane permet d'obtenir de bons résultats, il faut adapter un masque à la taille de la tête de la salamandre. L'induction prend quelques minutes et le réveil intervient entre 5 et 10 min après l'arrêt de l'isoflurane.

La kétamine à la posologie de 75 mg/kg associée à la médétomidine à 0,2 mg/kg permet d'anesthésier l'animal pour une durée suffisamment longue permettant une chirurgie (Chai *et al.*, 2008). Avec ce protocole, l'induction prend 15 min au maximum. Pour le réveil, il est souvent nécessaire d'administrer l'antagoniste de la médétomidine afin que celui-ci soit accéléré.

Pour toute anesthésie, il est indispensable de maintenir la peau de l'animal humide et de veiller à ce que les yeux le restent aussi. On utilisera de l'OCRYGEL en pommade sur les yeux et une compresse imbibée d'eau propre sera passée régulièrement sur le corps de l'animal.

d) Transport

Les modalités de transport sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

e) Précautions

Comme avec tous les Amphibiens, il faut se protéger d'un contact cutané avec les toxines ou des salmonelles naturellement présentes sur leur peau en portant des gants médicaux. Les toxines sécrétées par les salamandres tachetées peuvent provoquer de légères brûlures au point de contact, des nausées, des troubles respiratoires et des vomissements.

6. Maladies

Les salamandres tachetées, quelle que soit la sous-espèce, sont très sensibles aux nitrites et aux nitrates. Si la concentration en un de ces deux polluants est trop élevée, la peau des animaux devient vite terne sur la totalité du corps. Cette affection se traite comme une affection mycosique, à l'aide de bains de bleu de méthylène quotidiens pendant quelques jours et un isolement des individus concernés. Il semblerait qu'un environnement trop humide puisse aussi entraîner ce genre d'affection, avec dans ce cas un problème de mue et une peau qui devient terne. Il vaut donc mieux éviter de mettre en contact le milieu aquatique avec le milieu terrestre afin de maintenir une partie sèche et une partie humide.

Les sous-espèces venant du Sud peuvent montrer des signes de carence en rayons ultraviolet, avec des animaux présentant des difficultés locomotrices sur les membres postérieurs. Il faut bien s'assurer d'éclairer ces sous-espèces avec des lampes à UV-B situées à une distance de 30 cm des animaux.

VII. *Speleomantes strinatii* (Spelerpes brun)

A. Biologie et données

1. Taxonomie

Ordre : URODELA (Duméril, 1806)

Famille : PLETHODONTIDAE (Gray, 1850)

Genre : *Hydromantes* (Gistel, 1848)

Sous-genre : *Speleomantes* (Dubois, 1984)

Espèce : *Speleomantes strinatii* (Aellen, 1958)

Nom vernaculaire : Spelerpes brun

2. Morphologie

a) Dimensions

Les mâles peuvent mesurer jusqu'à 11,6 cm de long avec une moyenne à 9,6 cm. Les femelles quant à elles peuvent atteindre 12,3 cm de long avec une moyenne à 10 cm (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Coloration

La coloration de la face supérieure du corps varie. Elle est constituée d'un brun mordoré plus ou moins foncé parsemé de taches ou de marbrures jaunes, rouges, oranges, ocres voire verdâtres. Ces motifs sont de taille plus importante à mesure que l'on s'approche de la queue, qui peut apparaître totalement jaunâtre. La face inférieure est, elle, de coloration brune plus ou moins foncée avec des taches grisâtres notamment sous la gorge (Duguet et Melki, 2003).

c) Description

Les individus possèdent une tête large, ovale et plate avec un museau arrondi et des yeux proéminents. Cette tête est bien différenciée du tronc et présente des glandes parotoïdes marquées (Nöllert et Nöllert, 2003). Un pli cutané est visible au niveau de la gorge. Les narines sont plus proches de l'extrémité du museau que de l'œil dont l'iris est doré et sombre (Duguet et Melki, 2003). Entre la narine et le bord de la lèvre supérieure, on trouve un sillon nasolabial bordé de protubérances glandulaires qui permettent de renseigner l'animal sur la composition chimique de l'environnement (Nöllert et Nöllert, 2003). Les Spelerpes présentent des pattes palmées et une queue courte et cylindrique, terminée en pointe. Le corps des adultes est plus grand que leur queue (Fig. 54). Le tronc est caractérisé par des sillons costaux plats et une peau lisse. Les Spelerpes bruns possèdent des membres robustes terminés par des doigts pouvant être légèrement tronqués. Ces extrémités présentent une membrane interdigitale qui est peu marquée chez les jeunes individus (Nöllert et Nöllert, 2003). Le membre postérieur est rabattu vers l'avant du corps alors que l'antérieur est rabattu vers l'arrière. Entre les deux subsistent un espace d'une longueur de un à trois sillons costaux (Duguet et Melki, 2003).

Le Spelerpes brun est totalement dépourvu de poumons, la respiration est donc exclusivement cutanée. On suppose que la muqueuse buccale intervient aussi dans les échanges gazeux (Nöllert et Nöllert, 2003).

Figure 54 : *Speleomantes strinatii* adulte (Crédit : French Urodela Group, 2003)



3. Longévité

En captivité, il a été remarqué que l'espèce vivait jusqu'à 6 ans environ. Cependant, une étude réalisée à partir d'une recapture d'individus tendrait à prouver que *S. strinatii* peut vivre jusqu'à 17 ans (Amphibiaweb, 2011).

4. Géographie, écologie, conservation

a) Répartition

Cette espèce est endémique du nord-ouest de l'Italie (province de la Spezia, Ligurie orientale) et de l'extrême sud-est de la France (Alpes-de-Haute-Provence) (Fig. 54). On l'observe du niveau de la mer jusqu'à une altitude de 2400 m. Elle est peu répandue en France, où on ne la trouve que dans le sud-est (Nöllert et Nöllert, 2003). Il existe une discontinuité sur le territoire italien entre Savone et Gênes où l'espèce est absente (Raffaëlli, 2007).

La présence d'une population en Ariège dans la vallée du Salat résulte d'une introduction réalisée au début des années 70 à partir d'animaux élevés dans la grotte du laboratoire de Moulis (Duguet et Melki, 2003).

Figure 55 : Aire de répartition de *Speleomantes strinatii* (Raffaëlli, 2007)



b) Habitat

Animal lucifuge, il se réfugie dans les grottes humides où il trouve un habitat au microclimat stable. On peut le rencontrer aussi sous des pierres, des rochers ou dans des forêts sombres présentant un réseau souterrain de fissures ou d'anfractuosités. Les lieux de vie se caractérisent par une hygrométrie très élevée (supérieure à 80%) et des températures comprises entre 13 et 15°C (Nöllert et Nöllert, 2003). Le Spelerpes brun affectionne les zones

montagneuses surtout sur substrat calcaire, le long de cours d'eau en forêt de feuillus ou de résineux. Les individus ne pénètrent pas en profondeur dans les grottes (Duguet et Melki, 2003).

c) Population

Bien que l'espèce soit rare, il arrive régulièrement d'observer les individus par groupe d'une dizaine au niveau des habitats qui leur conviennent.

Selon les sources, on distingue ou non plusieurs sous-espèces. Celles-ci sont distinguées par leur aire de répartition et par leur couleur dorsale. Deux sous-espèces occupent l'aire de répartition française : la sous-espèce *strinatii* occuperait principalement la bande côtière et les zones de basse altitude (jusqu'à 600 m) et la sous-espèce *gormani* se cantonnerait plus au nord des Alpes-Maritimes à plus haute altitude (jusqu'à 2400 m) (Nöllert et Nöllert, 2003). Trois sous-espèces occupent l'aire de répartition italienne : la sous-espèce *argentatus* située dans la province de Savone, la sous-espèce *ligusticus* dans la province de Gênes et la sous-espèce *bonzanoi* dans la province d'Imperia (Raffaëlli, 2007).

Des études effectuées sur deux populations de Ligurie sur 4 ans montrent que celles-ci sont stables (Duguet et Melki, 2003).

Il semblerait que trois groupes génétiques seraient présents au sein des populations de Spelerpes brun. Le premier serait situé à l'est de l'aire de répartition sur le territoire italien, le second serait présent à Finalese en Ligurie et le troisième à l'ouest dans la Ligurie occidentale et en France (Cimmaruta *et al.*, 2002).

d) Statut

L'espèce est citée dans l'annexe II de la convention de Berne en tant que sous-espèce de *S. italicus*. Elle est aussi présente dans les annexes II et IV de la Directive Habitats, et est classée comme "rare" dans le Livre Rouge des reptiles et amphibiens menacés ou disparus. Au niveau international, le Spelerpes brun est considéré comme "near threatened" dans la liste rouge de l'IUCN.

L'espèce semble sensible à la perturbation de son habitat : toute modification de l'écoulement des eaux et ses incidences sur l'hygrométrie et l'air serait préjudiciable (retournement de pierres, épierrage, destruction de poches d'eau). De plus, leur mode de vie très spécialisé et leur aire de répartition réduite représentent les premiers facteurs potentiels de menace (Nöllert et Nöllert, 2003). Cependant, contrairement à d'autres espèces, le Spelerpes brun est peu sensible à la pollution des eaux, sans doute à cause de son indépendance vis-à-vis de ce milieu (Boehme *et al.*, 1999).

5. Alimentation et comportement alimentaire

a) Alimentation

L'espèce se nourrit essentiellement de petits insectes, de myriapodes, d'araignées, de mollusques et de cloportes (Nöllert et Nöllert, 2003). Il a été observé un cannibalisme de la mère sur ses œufs (Duguet et Melki, 2003).

b) Comportement alimentaire

Il a été démontré que les Spelerpes bruns, de même que les autres espèces du genre *Speleomantes* sont capables de capturer leurs proies dans l'obscurité totale grâce aux stimuli chimiques transmis par les sillons naso-labiaux (Duguet et Melki, 2003). En présence de lumière, la vue vient compléter cet organe pour la recherche des proies.

Ils capturent leurs proies en projetant leur langue protractile et gluante. Cette langue peut atteindre 5 cm. Les proies adhèrent à l'extrémité fongiforme de la langue et sont ensuite ramenées vers la bouche (Nöllert et Nöllert, 2003).

6. Reproduction

a) Stades de développement

L'espèce est ovipare. Le développement embryonnaire peut durer jusqu'à un an. Les embryons passent par un stade branchial, les branchies sont perdues peu de temps avant l'éclosion (Duguet et Melki, 2003). L'éclosion a lieu 10 mois après la ponte à 12 °C (Amphibiaweb, 2011). Ce sont de jeunes *Speleomantes* entièrement formés qui sortent des œufs. Les jeunes fraîchement éclos restent sous la protection de la femelle quelque temps avant de prendre leur indépendance (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Maturité sexuelle

La maturité sexuelle est atteinte chez les mâles vers l'âge de 3 ans, à la taille de 5 cm, et vers l'âge de 5 ans, à la taille de 6 cm, chez les femelles (Duguet et Melki, 2003).

c) Saisonnalité des cycles

Les accouplements ont lieu en hiver et au début du printemps (Nöllert et Nöllert, 2003). Les œufs sont pondus lors de l'automne qui suit l'accouplement (Duguet et Melki, 2003).

d) Taille de la ponte

La femelle pond de 6 à 12 œufs. Les œufs mesurent environ 5 mm de diamètre et sont riches en vitellus (Nöllert et Nöllert, 2003). Ils sont reliés entre eux par un filament muqueux transparent (Duguet et Melki, 2003). Les œufs sont de couleur blanchâtre ou légèrement jaunâtre.

e) Dépôt des œufs

Les œufs sont déposés à même le sol sur un support humide dans les fissures, les crevasses ou la mousse. La femelle reste lovée autour de ses œufs en les protégeant des prédateurs et des infections (Duguet et Melki, 2003). Ce fait semble favoriser la croissance des embryons et la vitalité des jeunes à l'éclosion (Nöllert et Nöllert, 2003).

7. Comportement

a) Activité

Les *Speleomantes* semblent être photophobes et ne sortent que durant la nuit, rarement le jour (French Urodela group, 2003). Ils aiment sortir par temps de pluie, mais ils sont toujours difficiles à rencontrer du fait de leur petite taille, leur mimétisme et leur lenteur. Ils grimpent sur les parois rocheuses et sont particulièrement actifs au printemps et en automne lorsque la température est comprise entre 13 et 16 °C. L'hiver, leur activité est réduite du fait de l'engourdissement. Les Spelerpes brun sont territoriaux (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Déplacement

S. strinatii marche sur le sol et peut se déplacer avec une grande facilité sur les parois rocheuses (Duguet et Melki, 2003) (Fig. 56).

Figure 56 : *S. strinatii* posé sur une paroi verticale (Crédit : Silvestre, 2010)



c) Comportement sexuel

Les *S. strinatii* s'accouplent à terre, essentiellement durant le printemps entre mars et mai, mais aussi durant l'hiver (Nöllert et Nöllert, 2003). Toutefois, il semblerait que les individus soient capables de se reproduire toute l'année (Duguet et Melki, 2003). L'accouplement débute par une reconnaissance de la femelle par le mâle. Pour ce faire, il la touche de sa tête sur tout le corps. S'il s'agit bien d'une femelle de son espèce, le mâle frotte alors son menton contre le corps de la femelle, répandant ainsi les sécrétions de la glande mentonnière. La pénétration de ces sécrétions dans le corps de la femelle est favorisée par les dents proéminentes du prémaxillaire du mâle. Puis, le mâle se place sur le dos de la femelle tout en la maintenant avec ses membres antérieurs de telle sorte que les deux têtes soient juxtaposées.

Durant la phase d'étreinte, le mâle effectue des mouvements latéraux avec la base de sa queue. Au bout d'un certain temps, il relâche son étreinte pour venir se placer devant la femelle. Là, il ramène sa queue sur le côté et dépose son spermatophore. Le couple s'avance alors jusqu'à ce que le cloaque de la femelle soit situé au-dessus du spermatophore fraîchement déposé, afin de le recueillir. La fécondation est donc interne (Nöllert et Nöllert, 2003).

B. Elevage en captivité

1. Terrarium

a) Substrat

Le sol du terrarium est constitué d'argile sur lequel reposent de grands schistes (Fig. 57). Ceux-ci forment une cuvette en un point du terrarium avec une profondeur d'eau de 1 à 2 cm, il est possible de ne pas mettre de point d'eau et de vaporiser le terrarium tous les jours. Des écorces de chêne et de la mousse peuvent être ajoutées pour agrémenter le milieu et offrir de multiples cachettes aux animaux (French Urodela Group, 2003). Il faut faire en sorte que les animaux puissent avoir leur territoire et se cacher des autres hors de la période de reproduction (Raffaëlli, 2007). Ce dernier élément semble être un élément clef dans la réussite de l'élevage en captivité (French Urodela Group, 2003).

Les animaux semblent se porter mieux dans un milieu calcaire. Il faut donc disposer des pierres calcaires dans le terrarium afin d'en apporter suffisamment dans l'environnement.

Figure 57 : Substrat pour *S. strinatii* (Crédit : Silvestre, 2010)



b) Accessoires et entretien

Le mieux est de recouvrir le terrarium d'une plaque vitrée comportant une fenêtre maillée en son centre pour l'aération et la distribution de nourriture. Cette plaque permet d'éviter les fuites d'animaux car ceux-ci sont capables de grimper sur des surfaces lisses. Un diffuseur relié à une pompe et plongé dans la cuvette formée par les schistes permet d'augmenter le taux d'oxygène du milieu si besoin (French Urodela Group, 2003). Il semblerait qu'un apport quotidien d'eau par vaporisation soit meilleur pour les animaux que la présence d'un bac à eau dans le terrarium.

c) Ambiance

L'éclairage est assuré entre 12 et 14 h l'été et 6 et 7 h l'hiver. Il est bon de ne pas descendre sous les 3 °C l'hiver, et ne pas monter au-dessus de 18 °C l'été (French Urodela Group, 2003). Pour assurer un bon développement des organes reproducteurs, il faut laisser les animaux à 5 °C durant 2 à 3 mois lors de l'hiver. Le reste de l'année, maintenir une température de 15-16 °C semble être une bonne moyenne pour les animaux (Raffaëlli, 2007). L'idéal est de disposer d'une cave dans laquelle placer le terrarium.

d) Dimensions

Les adultes semblent bien se porter dans un grand terrarium de 2,5 m par 0,8 m constitué de parpaings. Il faut faire attention à ne pas mettre trop d'adultes ensemble afin d'éviter les conflits entre individus (French Urodela Group, 2003).

2. Alimentation

a) Régime alimentaire

La nourriture est très éclectique, essentiellement composée de drosophiles, chironomes, micro-grillons, cloportes, araignées et de larves de ténébrion (French Urodela Group, 2003).

b) Nourrissage

Les larves de chironomes sont déposées dans l'eau ou à terre dans la partie la plus humide. Le reste est soit laissé dans la partie terrestre du terrarium ou juste déposé par l'ouverture de la vitre. Les cloportes déposés dans le terrarium peuvent s'y reproduire et constituer ainsi une source permanente de nourriture (French Urodela Group, 2003).

c) Eau

L'eau utilisée doit être de bonne qualité, pour ne pas prendre de risques même si les animaux semblent peu sensibles à la pollution. L'eau du robinet peut être utilisée à condition qu'elle ne soit pas chlorée.

3. Structure sociale

a) Structure de base

Il est possible de faire cohabiter cinq individus, mais cela dépend de la taille du terrarium et du nombre de cachettes disponibles. Le *sex ratio* n'a pas beaucoup d'importance ; deux mâles pour trois femelles apparaît comme un bon compromis. Les pontes sont laissées dans le terrarium car elles sont surveillées par les femelles. Les jeunes éclos sont maintenus avec les adultes (Raffaëlli, 2007).

b) Changement de la structure du groupe

Lorsque les jeunes sont suffisamment grands, il est bon de réorganiser le groupe pour éviter les agressions entre individus. On réorganise alors de manière à obtenir de nouveau des groupes de 5 individus de même taille (Raffaëlli, 2007).

c) Regroupement avec d'autres espèces

Il vaut mieux éviter de faire cohabiter les *Speleomantes* avec d'autres espèces car leur territorialité entraîne trop de problèmes.

4. Elevage

a) Accouplement

L'accouplement est difficile à observer en captivité. Il a été observé des caresses et des ondulations du corps des deux partenaires.

b) Gestation, ponte des œufs et incubation

Les œufs sont pondus durant l'automne et sont cachés dans les anfractuosités du terrain par la femelle et sont donc difficiles à observer. De toute manière, il vaut mieux éviter de les chercher car la femelle peut les ingérer si elle est dérangée. Les œufs doivent être laissés dans le terrarium avec les adultes sous la protection de la femelle, cela permet d'augmenter leurs chances de survie (Fig. 58).

Au bout de 5 mois après la ponte, les œufs suintent un peu à cause de la prise en eau qu'ils ont réalisée, et ils font 10 mm de diamètre à 8 mois.

Figure 58 : Femelle gardant ses œufs (Crédit : French Urodela Group, 2003)



c) Eclosion

Ce sont des jeunes Spelerpes déjà formés qui voient le jour. L'éclosion a lieu au bout de 10 mois après la ponte.

d) Soins aux jeunes

Les jeunes sont laissés avec les adultes. Durant les premiers jours de vie, la mère continue de s'occuper d'eux, puis ils sont livrés à eux-mêmes et ne semblent pas souffrir de la présence des adultes.

5. Manipulation

a) Identification et sexage

Chez les mâles, la mâchoire supérieure dépasse la mâchoire inférieure. De plus, les dents du prémaxillaire, situées au centre de la mâchoire supérieure, perforent la lèvre supérieure. Toujours chez les mâles, on distingue une apophyse de la lèvre supérieure (cirrus) plus développée au niveau du sillon nasolabial, et ils possèdent une glande mentonnière trapézoïdale. Le cloaque des mâles est plus proéminent que celui des femelles. Les femelles, quant à elles, présentent un tronc plus large et plus long que celui des mâles et possèdent un nombre inférieur de dents (Nöllert et Nöllert, 2003).

b) Manipulation générale

Les précautions sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne

c) Contention

Les pratiques sont les mêmes que celles citées pour la Salamandre tachetée.

d) Transport

Les précautions sont les mêmes que celles citées pour l'Euprocte de Sardaigne.

e) Précautions

Comme avec tous les Amphibiens, il faut se protéger d'un contact cutané avec les toxines ou des salmonelles naturellement présentes sur leur peau en portant des gants médicaux.

6. Maladies

Les Spelerpes bruns sont sensibles aux fortes températures. Si la température excède les 20 °C, les animaux meurent en se couvrant d'une sorte de « duvet ». La mort survient rapidement et il n'y a pas réellement de traitement. Il faut donc faire de la prévention et maintenir les animaux dans un endroit frais, tel une cave, ou s'assurer d'une température fraîche grâce à un climatiseur.

CONCLUSION

Les Urodèles sont des animaux qui nécessitent beaucoup de soins et d'attention. Il est indispensable de leur fournir un environnement propre et sain et de veiller quotidiennement à ce qu'il le reste. La plupart des problèmes rencontrés dans les différentes étapes d'élevage est dû à une inadéquation entre les besoins des animaux et le milieu qui leur est proposé. Il faut aussi tenir compte de la biologie des animaux et de leurs modes de reproduction dans l'élaboration des terrariums. Cependant, il existe encore de nombreuses lacunes concernant les caractéristiques des milieux naturels et la biologie des diverses espèces d'Urodèles, et des erreurs sont encore faites en termes de température, humidité, substrat et nombre d'individus par bac.

Malgré tout, un réel savoir-faire est présent chez les éleveurs amateurs de toutes origines (France, Espagne, Allemagne, Pays-Bas, Russie, ...) qui permet de maintenir des souches en captivité pour de nombreuses espèces d'Urodèles. Ce savoir-faire n'est que peu retrouvé dans les zoos qui ont encore du mal à concilier leurs exigences (quarantaine stricte, comptage quotidien des animaux, ...) avec l'élevage de tels animaux. Un travail est en cours actuellement dans divers zoos pour essayer d'améliorer ce point afin qu'un jour il puisse y avoir de réels programmes d'élevage à l'échelle internationale.

Ces programmes d'élevage sont à l'heure actuelle indispensables si on ne veut pas voir disparaître un grand nombre de ces espèces qui sont dramatiquement menacées par les changements de leur environnement. Leur disparition entraînerait une perte importante de biodiversité car, pour le moment, on ne voit pas émerger de nouvelles espèces qui prendraient leur place. Il serait très intéressant que des études fondées sur la génomique évaluent les espèces considérées comme menacées afin de déterminer si elles possèdent toujours un potentiel adaptatif. Cela permettrait de sélectionner des espèces qui pourraient survivre sur le long terme par la mise en œuvre des programmes de sauvegarde. Par ailleurs, on se focalise bien souvent sur des espèces emblématiques exotiques alors que bien des espèces vivant dans nos écosystèmes proches sont d'ores et déjà menacées.

Une des limites des programmes d'élevage est qu'ils démarrent à partir d'une ou quelques souches ; aussi au bout d'un certain nombre de générations, on voit apparaître une baisse notable de la fertilité. Cela est attribué par les éleveurs amateurs à un effet de la consanguinité. Il faut donc en tenir compte et ne pas lancer un élevage pour ensuite en disséminer les produits dans le but de créer un programme d'élevage, mais bien lancer plusieurs élevages simultanément afin de pouvoir réaliser des brassages génétiques réguliers au sein du programme d'élevage.

BIBLIOGRAPHIE

1. Adams, M.J., Pearl C.A., and Bury R.B. (2003). Indirect facilitation of an anuran invasion by non-native fishes. *Ecology Letters* **6**, 343-351.
2. Alcher M. (1975). L'Urodèle *Euproctus platycephalus*, répartition géographique et exigences thermiques. *Vie et Milieu*, Vol **XXV**, fasc **1**, ser **C**, 169-179.
3. Alcher M. (1980). Maintien en captivité des Amphibiens torrenticoles *Euproctus platycephalus* et *E. montanus* (Urodela, Salamandridae). Conditions d'obtention de la reproduction de l'espèce sarde. *Rev. fr. Aquariol.* **7**(2), 61-64.
4. Alcher M. (1981). Reproduction en élevage d'*Euproctus platycephalus* (Urodela, Salamandridae). *Amphibia-Reptilia* **2**, 97-105.
5. AmphibiaWeb, *Information on amphibian biology and conservation*. [web application]. Mise à jour le 22 janvier 2009. [<http://amphibiaweb.org/declines/declines.html>]. (consulté le 15 octobre 2010).
6. AmphibiaWeb, *Information on amphibian biology and conservation*. [web application]. Mise à jour le 6 mai 2011. [<http://amphibiaweb.org/lists/index.shtml>] (consulté le 6 mai 2011).
7. Andreone F., Luiselli L. (2000). The Italian Batrachofauna and its Conservation Status: a statistical assessment. *Biological Conservation* **96**, 197-208.
8. Angelini C., Beilby J., Bovero S., Doglio S., Favelli S., Garner T.W.J. *et al.* (2008). Biometric and age comparison among populations of *Euproctus platycephalus*. *Societas herpetologica Italica/ Edizioni Belvedere*, Latina, “Le Scienze” 504 p, 21-24.
9. Anonyme. All Wild About Kentucky's Environment (AWAKE). [en-ligne]. Crée en 2002. [www.kentuckyawake.org] (consulté le 10 juin 2010)
10. Anonyme. Imago Mundi – Encyclopédie gratuite. [en-ligne]. Crée en 2004. [www.cosmovisions.com/batraciensAnatomie.htm]. (consulté le 9 novembre 2010)
11. Araujo *et al.* (2006). Climate warming and the decline of amphibians and reptiles in Europe. *Jour. Biogeogr.* **33**, 1712-1728.
12. Arnold E.N., Ovenden D.W. (2002). Reptiles and Amphibians of Europe. Princeton : Princeton University Press, 388p.
13. Beebee T.J.C., Flower R.J., Stevenson A.C., Patrick S.T., Appleby P.G., Fletcher C. *et al.* (1990). Decline of the Natterjack Toad *Bufo calamita* in Britain [UK]: Paleoecological, documentary and experimental evidence for breeding site acidification. *Biological Conservation*, **53**(1), 1-20.
14. Beebee T.J.C. (1995). Amphibian Breeding and Climate. *Nature* **374**, 219-220.
15. Belden L.K., Blaustein A.R. (2002). UV-B induced skin darkening in larval salamanders does not prevent sublethal effects of exposure on growth. *Copeia* 2002, (1) 748-754.
16. Bellairs A. d'A., Bryant S.V. (1985). Autonomy and regeneration in reptiles. *Biology of Reptilia*, **15**, 301-410.
17. Bishop C.A., Gendron A.D. (1998). Reptiles and amphibians: Shy and sensitive vertebrates of the Great Lakes Basin and St. Lawrence River. *Environmental Monitoring and Assessment*, **53**(1), 225-244.
18. Blaustein A.R., Edmond B., Kiesecker J.M., Beatty J.J., Hokit D.G. (1995). Ambient ultraviolet radiation causes mortality in salamander eggs. *Ecological applications* **5**, 740-743.
19. Blaustein A.R., Chivers D.P., Kats L.B., Kiesecker J.M. (2000). Effects of ultraviolet radiation on locomotion and orientation in roughskin newts (*Taricha granulosa*). *Ethology* **106**, 227-234.

20. Blaustein A.R., Romansic J.M., Kiesecker J.M., Hatch A.C. (2003). Ultraviolet radiation, toxic chemicals and amphibian population declines. *Diversity & Distributions* **9**, 123-140.
21. Boehme W., Grossenbacher K., Thiesmeier B. (1999). Handbuch der Reptilien und Amphibien Europas, band 4/I, Schwanzlurche (Urodela). Aula-Verlag, Wiesbaden, 450p.
22. Bonnet M.L., Cariou F., Duco A., Guillot G. (2008). Comprendre et enseigner la classification du vivant, seconde édition, sous la direction de Guillaume Lecointre, édition Belin, 360p.
23. Boone M.D., Semlitsch R.D. (2002). Interactions of an insecticide with competition and pond drying in amphibian communities. *Ecological Applications* **12**, 307-316.
24. Bovero S., Sotgiu G., Castellano S., Giacoma C. (2003). Age and Sexual Dimorphism in a Population of *Euproctus platycephalus* (Caudata: Salamandridae) from Sardinia. *Copeia 2003*, (1), 150- 155.
25. Bovero S., Sotgiu G., Angelini S., Doglio S., Gazzaniga A., Cunningham A., Garner T.W.J. (2008). Detection of chytridiomycosis caused by batrachochtrium dendrobatidis in the endangered Sardinian newt (*Euproctus platycephalus*) in southern Sardinia, Italy. *Journal of Wildlife Diseases* **44**(3), 712-715
26. Bridges C.M. (1997). Tadpole swimming performance and activity affected by acute exposure to sublethal levels of carbaryl. *Environmental Toxicology & Chemistry* **16**, 1935-1939.
27. Bridges C.M. (1999a). Effects of a pesticide on tadpole activity and predator avoidance behavior. *Journal of Herpetology* **33**, 303-306.
28. Bridges C.M. (1999b). Predator-prey interactions between two amphibian species: Effects of insecticide exposure. *Aquatic Ecology* **33**, 205-211.
29. Bridges C.M. (2000). Long-term effects of pesticide exposure at various life stages of the southern leopard frog (*Rana sphenocephala*). *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* **39**, 91-96.
30. Bridges C.M., Dwyer F.J., Hardesty D.K., Whites D.W. (2002). Comparative contaminant toxicity: Are amphibian larvae more sensitive than fish? *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* **69**, 562-569.
31. Canadian Council on Animal Care (CCAC), *Species specific recommendations on: Amphibians and Reptiles* [en-ligne]. Mise à jour en 2003. [www.ccac.ca] consulté le 20 novembre 2008.
32. Carey C., Alexander M.A. (2003). Climate change and amphibian declines: is there a link? *Diversity and Distributions* **9**, 111-121.
33. Carranza S., Amat F. (2005). Taxonomy, biogeography and evolution of *Euproctus*, with the resurrection of the genus *Calotriton* and the description of a new endemic species from the Iberian Peninsula. *Zool. Jour. of the Linnean Society* **145**, 555-582.
34. Chai N. *et al.* (2008). Actes du Ier Symposium sur l'élevage, la médecine et la chirurgie des Amphibiens. Paris, Norin Chai, 40p, p26-35.
35. Christin M.-S., Gendron Andree D., Brousseau P., Menard L., Marcogliese David J., Cyr D. *et al.* (2003). Effects of agricultural pesticides on the immune system of *Rana pipiens* and on its resistance to parasitic infection. *Environmental Toxicology & Chemistry* **22**, 1127-1133.
36. Cimmaruta R., Forti G., Lanza B., Nascetti G. et Bullini L. (2002). Glaciazioni del quaternario e microevoluzione di *Speleomantes strinatii*. Primo Convegno Nazionale Biologia dei Geotritoni Europei - Genere *Speleomantes*. *Genova e Busalla*, 26-27.

37. Clare J.P., *Caudata culture the Information ressource for newt and salamander enthusiasts* [en-ligne] Mise à jour en 2010 [<http://www.caudata.org/cc/index.shtml>] (consulté le 25 avril 2010)
38. Clark K. L., Lazerte B.D. (1987). Intraspecific variation in hydrogen ion and aluminum toxicity in *Bufo americanus* and *Ambystoma maculatum*. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **44**, 1622-1628.
39. Costantini E.A.C., Bocci M., L'Abate G., Fais A., Leoni L., Loj G. et al. (2005). Mapping the State and Risk of Desertification in Italy by means of Remote Sensing, Soil GIS and the EPIC Model. Methodology Validation on the Island of Sardinia, Italy. *Experimental Institute for Soil Study and Conservation*. **15**
40. Daszak P., Cunningham A.A., Hyatt A.D. (2003). Infectious disease and amphibian population declines. *Diversity & Distributions* **9**, 141-150.
41. De Solla S.R., Bishop C.A., Pettit K.E., Elliott J.E. (2002). Organochlorine pesticides and polychlorinated biphenyls (PCBs) in eggs of red-legged frogs (*Rana aurora*) and northwestern salamanders (*Ambystoma gracile*) in an agricultural landscape. *Chemosphere* **46(7)**, 1027-32.
42. Derickson W.K. (1976). Lipid storage and utilization in reptiles. *American Zoologist* **16**, 711-723.
43. Dodd C.K., Smith L.L. (2003). Habitat destruction and alteration: historical trends and future prospects for amphibians. R.D. Semlitsch, editor. *Amphibian Conservation*. Smithsonian Institution, Washington, 94-112.
44. Duguet R., Melki F. (2003). Les Amphibiens de France, Belgique et Luxembourg, sous l'égide de l'ACEMAV, Biotope, 480 p.
45. Echalier G. Université Pierre et Marie Curie : *Zoologie, le petit Buffon électronique* [en-ligne], Mise à jour en octobre 2002, [<http://www.snv.jussieu.fr/bmedia/sommaries/zool.htm>] (consulté le 9 novembre 2010)
46. Ferner J. (2007). A Review of Marking and Individual Recognition Techniques for Amphibians and Reptiles. Society for the study of amphibians and reptiles, 72p.
47. Freda J., Cavdek V., McDonald D.G. (1990a). Role of Organic Complexation in the Toxicity of Aluminum to *Rana-Pipiens* Embryos and *Bufo-Americanus* Tadpoles. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences*, **47**, 217-224.
48. Freda J., McDonald D.G. (1990b). Effects of aluminum on the Leopard Frog *Rana pipiens*: Life stage comparisons and aluminum uptake. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences*, **47**, 210-216.
49. French Urodela Group (2003). Reproduction du Spelerves brun de France (*Speleomantes strinatii*), document interne au French Urodela Group, 2p.
50. French Urodela Group (2005a). *Euproctus platycephalus* : Description, Répartition, Habitat, document interne au French Urodela Group, 10p.
51. French Urodela Group (2005b). *Euproctus platycephalus* : Maintien et reproduction, document interne au French Urodela Group, 11p.
52. French Urodela Group (2005c). *Euproctus platycephalus* : Historique, statut, cause de régression, document interne au French Urodela Group, 3p.
53. French Urodela Group (2006a). *Calotriton asper* : Description, Répartition, Habitat, document interne au French Urodela Group, 10p.
54. French Urodela Group (2006b). *Calotriton asper* : Maintien et reproduction, document interne au French Urodela Group, 22p.
55. French Urodela Group (2006c). *Calotriton asper* : Historique, statut, cause de régression, document interne au French Urodela Group, 3p.

56. French Urodela Group (2007a). *Salamandra salamandra* : Description et sous-espèces, document interne au French Urodela Group, 11p.
57. French Urodela Group (2007b). *Salamandra salamandra* : Biotope, Ethologie - Maintien et Reproduction, document interne au French Urodela Group, 8p.
58. Gasc J.P., Cabela A., Crnobrnja-Isailovic J., Dolmen D., Grossenbacher K., Haffner P. *et al.* (1997). Atlas of Amphibians and Reptiles in Europe. Backhuys Publishers, 494p.
59. Gendron A.D., Marcogliese D.J., Barbeau S., Christin M.S., Brousseau P., Ruby S. *et al.* (2003). Exposure of leopard frogs to a pesticide mixture affects life history characteristics of the lungworm *Rhabdias ranae*. *Oecologia*, **135**, 469-476.
60. Goleman W.L., Carr J.A., Anderson T.A. (2002). Environmentally relevant concentrations of ammonium perchlorate inhibit thyroid function and alter sex ratios in developing *Xenopus laevis*. *Environ. Toxicol. Chem.*, **21(3)**, 590-7.
61. Harte J., Hoffman E. (1989). Possible effects of acid deposition on a Rocky Mountain population of the tiger salamander *Ambystoma tigrinum*. *Conservation Biology*, **3**, 9.
62. Hayes T., Haston K., Tsui M., Hoang A., Haefele C., Vonk A. (2002a). Herbicides: Feminization of male frogs in the wild. *Nature*, **419**, 895-896.
63. Hayes T.B., Collins A., Lee M., Mendoza M., Noriega N., Stuart A.A., Vonk A. (2002b). Hermaphroditic, demasculinized frogs after exposure to the herbicide atrazine at low ecologically relevant doses. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, **99**, 5476-5480.
64. Hayes T., Haston K., Tsui M., Hoang A., Haefele C., Vonk A. (2003). Atrazine-induced hermaphroditism at 0.1 ppb in American Leopard Frogs (*Rana pipiens*): Laboratory and field evidence. *Environmental Health Perspectives*, **111**, 568-575.
65. Hayes T.B., Stuart A.A., Mendoza M. *et al.* (2006a). Characterization of atrazine-induced gonadal malformations in African Clawed Frogs (*Xenopus laevis*) and comparisons with effects of an androgen antagonist (cyproterone acetate) and exogenous estrogen (17-beta-estradiol) : Support for the demasculinization / feminization hypothesis. *Environmental Health Perspectives*, **114**, 134-141.
66. Hayes T.B., Case P., Chui S., Chung D., Haefele C., Haston K. *et al.* (2006b). Pesticide mixtures, endocrine disruption, and amphibian declines: are we underestimating the impact? *Environmental Health Perspectives*, **114**, 40-50.
67. Hecnar S.J. (1995). Acute and chronic toxicity of ammonium nitrate fertilizer to amphibians from southern Ontario. *Environmental Toxicology and Chemistry*, **14(12)**, 2131-2137.
68. Heyer W.R., Rand A.S., Dacruz C.A.G., Peixoto O.L. (1988). Decimations, Extinctions, and Colonizations of Frog Populations in Southeast Brazil and Their Evolutionary Implications. *Biotropica*, **20**, 230-235.
69. Heyer W., Donnelly M., McDiarmid R., Hyek L., Foster M. (1994). Measuring and Monitoring Biological Diversity, Standard methods for amphibians. Washington: Smithsonian Institution Press, 384p.
70. Hopkins W.A., Mendonça M.T., Congdon J.D. (1997). Increased circulating levels of testosterone and corticosterone in southern toads, *Bufo terrestris*, exposed to coal combustion waste. *Gen. Comp. Endocrinol.*, **108(2)**, 237-46.
71. Indiviglio F. (1997). Newts and Salamanders. Barron's Educational Series, 128p.
72. Inc. IUCN, *Conservation International, and NatureServe - Global Amphibian Assessment*, [en-ligne]. Mis à jour le 14 octobre 2008 [www.globalamphibians.org]. (Consulté le 08 septembre 2008).
73. Ingram G.J. (1990). The mystery of the disappearing frogs. *Wildlife Australia* **27**, 6-7.
74. Kiesecker J.M., Blaustein A.R., Belden L.K. (2001). Complex causes of amphibian population declines. *Nature* **410**, 681-684.

75. Langhelle A., Lindell Mans J., Nystrom P. (1999). Effects of ultraviolet radiation on amphibian embryonic and larval development. *Journal of Herpetology* **33**, 449-456.
76. Laurance W.F., McDonald K.R., Speare R. (1996). Epidemic disease and the catastrophic decline of Australian rainforest frogs. *Conservation Biology* **10**, 406-413.
77. Lecis R., Norris K., (2004a). Population genetic diversity of the endemic Sardinian newt *Euproctus platycephalus*: implications for conservation. *Biological Conservation*. **119**, 263- 270.
78. Lecis R., Norris K., (2004b). Habitat correlates of distribution and local population decline of the endemic Sardinian newt *Euproctus platycephalus*. *Biological Conservation*. **115**, 303- 317.
79. LGF, *Lithuanian fund for nature* [en-ligne]. Mise à jour en avril 2010 [<http://www.glis.lt/?site=5>] (consulté le 20 avril 2010).
80. Maletzky A., Kaiser R., Mikulíček P. (2010). Conservation Genetics of Crested Newt Species *Triturus cristatus* and *T. carnifex* within a Contact Zone in Central Europe: Impact of Interspecific Introgression and Gene Flow. *Diversity*, **2**, 28-46.
81. Marsh D.M., Trenham P.C. (2001). Metapopulation dynamics and amphibian conservation. *Conservation Biology* **15**, 40-49.
82. Martinez-Rica J.P., Clergue-Gazeau M. (1977). Données nouvelles sur la répartition géographique de l'espèce *E. asper*. *Bull. Soc. Hist. Nat. Toulouse*. **113 (3.4)**, 318-330.
83. Nagl A.M., Hofer R. (1997). Effects of ultraviolet radiation on early larval stages of the Alpine newt, *Triturus alpestris*, under natural and laboratory conditions. *Oecologia* **110**, 514-519.
84. Nöllert A., Nöllert, C. (2003). Guide des Amphibiens d'Europe. Delachaux et Niestlé, Paris, 383p.
85. O'Reilly J.C., Summers A.P., Ritter D.A., (2000). The Evolution of the Functional Role of Trunk Muscles during Locomotion in Adult Amphibians. *American Zoologist* **40 (3)**, 123-135.
86. Petranka J.W., Eldridge M.E., Haley K.E. (1993). Effects of Timber Harvesting on Southern Appalachian Salamanders. *Conservation Biology* **7**, 363-370.
87. Pounds J.A., Carnaval A.C., Puschendorf R., Haddad C.F., Masters K.L. (2006). Responding to Amphibian loss. *Science*, **314 (5805)**, 1541-2
88. Raffaelli J. (2007). Les Urodèles du monde. Penclen Edition, 377p.
89. Relyea R.A., Mills N. (2001). Predator-induced stress makes the pesticide carbaryl more deadly to gray treefrog tadpoles (*Hyla versicolor*). *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* **98**, 2491-2496.
90. Rouse J.D., Bishop C.A., Struger J. (1999). Nitrogen pollution: An assessment of its threat to amphibian survival. *Environmental Health Perspectives* **107**, 799-803.
91. Rowe C.L., Kinney O.M., Fiori A.P., Congdon J.D. (1996). Oral deformities in tadpoles (*Rana catesbeiana*) associated with coal ash deposition: Effects on grazing ability and growth. *Freshwater Biology* **36**, 723-730.
92. Rowe C.L., Kinney O.M., Congdon J.D. (1998). Oral deformities in tadpoles of the bullfrog (*Rana catesbeiana*) caused by conditions in a polluted habitat. *Copeia* **1998, (1)**, 244-246.
93. Rowe C.L., Hopkins W.A., Coffman V.R. (2001). Failed recruitment of southern toads (*Bufo terrestris*) in a trace element-contaminated breeding habitat: Direct and indirect effects that may lead to a local population sink. *Archives of Environmental Contamination & Toxicology* **40**, 399-405.
94. Salthe S.N. (1967). Coutship patterns and the phylogeny of urodeles. *Copeia* **1967, (1)**, 100- 117.

95. Stebbins C.R., Cohen W.N. (1995). A natural history of amphibians. Princeton: Princeton University press, 332p.
96. Thorn R., Raffaëlli J. (2001). Les Salamandres de l'Ancien Monde. Société Nouvelle des Editions Boubée Paris, 449p.
97. Université Pierre et Marie Curie (2006). Biologie fonctionnelle des organismes animaux. Polycopié de cours de licence des Sciences de la vie année 2006-2007.
98. Wells K.D. (2007). The Ecology and Behaviour of Amphibians. Chicago: The University of Chicago press, 1148p.
99. World Association of Zoos and Aquariums (WAZA), WAZA is the unifying organisation for the world zoo and aquarium community [en-ligne]. Mis à jour le 13 février 2010 [<http://www.waza.org/en/site/home>] (consulté le 24 aril 2010)

L'ÉLEVAGE DES URODÈLES : ÉTUDE DE CINQ ESPÈCES MENACÉES : *EUPROCTUS PLATYCEPHALUS, CALOTRITON ASPER, TRITURUS CRISTATUS, SALAMANDRA SALAMANDRA, SPELEOMANTES STRINATII*

NOM et Prénom : SILVESTRE Marc

Résumé :

Par leurs caractéristiques biologiques et morphologiques, les amphibiens ont toujours été des indicateurs d'une bonne qualité de l'environnement. Parmi les amphibiens les grenouilles et crapauds (Anoures) sont beaucoup mieux connus que les salamandres, euproctes et tritons (Urodèles). Pourtant ces derniers constituent aussi des indicateurs fiables d'un environnement sain et riche en terme de biotopes.

A l'heure actuelle, les activités humaines perturbent de plus en plus les biotopes favorables aux Urodèles qui, malgré d'assez bonnes capacités d'adaptation, ne parviennent pas toujours à survivre. Et, quand ils y parviennent, cela ne signifie pas qu'ils parviendront à supporter encore longtemps ces changements. Il devient donc urgent d'avoir plus de données concernant ces espèces, tant sur leur biologie en milieu naturel que sur les conditions dans lesquelles elles peuvent être élevées. Nos espèces d'Urodèles européennes sont au moins autant consernées que certaines espèces exotiques.

Cet ouvrage s'inscrit dans cette perspective afin de permettre la diffusion de données sur l'élevage de cinq espèces d'Urodèles européens aux modes de vie différents : *Euproctus platycephalus, Calotriton asper, Triturus cristatus, Salamandra salamandra, Speleomantes strinatii*. On y trouve des données sur les conditions dans lesquelles ces espèces vivent dans la nature, et sur les pratiques mises au point par des éleveurs amateurs au fil des années. Ce travail pourrait offrir une base aux divers acteurs de la sauvegarde des Urodèles européens dans le cadre de programmes d'élevages à but de réintroduction.

Mots clés : ÉLEVAGE EN CAPTIVITÉ / CONSERVATION DES ESPÈCES / AMPHIBIEN / URODÈLE / *EUPROCTUS PLATYCEPHALUS / CALOTRITON ASPER / TRITURUS CRISTATUS / SALAMANDRA SALAMANDRA / SPELEOMANTES STRINATII*

Jury :

Président : Pr.

Directeur : Pr. Jean-François COURREAU

Assesseur : Dr. Radu BLAGA

Adresse de l'auteur :

M. SILVESTRE Marc

315 rue du pont

62270 BOURET SUR CANCHE

THE BREEDING OF URODELA – STUDY OF FIVE ENDANGERED SPECIES: *EUPROCTUS PLATYCEPHALUS, CALOTRITON ASPER, TRITURUS CRISTATUS, SALAMANDRA SALAMANDRA, SPELEOMANTES STRINATII*

SURNAME: SILVESTRE

Given name: Marc

Summary

Due to their biological and physical specifications, amphibians have always been indicators of an environmental good quality. Among them, frogs and toads (Anura) are better known than salamanders and newt (Caudata). These members of Caudata are as good indicators as Anura, and enable us to know if an environment is healthy and contains many biotopes.

Nowadays, human activities disrupt more and more the biotopes favourable to Urodela which, despite good capacities of adaptation, aren't always able to survive, and when they manage to, it doesn't mean they will do so forever. That's why it's really urgent to have a better knowledge of these species, on their biology in natural environment and on the conditions in which they can be brought up. It's not necessary to focus on exotic species to acknowledge the phenomenon; in our own turf, European species are already threatened.

This work is aligned with the above assumption and will enable the broadcasting of data about breeding five European Urodela species which differ in their lifestyles: *Euproctus platycephalus, Calotriton asper, Triturus cristatus, Salamandra salamandra, Speleomantes strinati*. The reader will find data about the conditions they need to survive in the wildness and those collected by amateur breeder over the years. This work will offer a framework to the different stakeholders saving our local Urodela when breeding them with a rehabilitation goal.

Keywords: BREEDING IN CAPTIVITY / SPECIES CONSERVATION / AMPHIBIAN / URODELA / EUPROCTUS PLATYCEPHALUS / CALOTRITON ASPER / TRITURUS CRISTATUS / SALAMANDRA SALAMANDRA / SPELEOMANTES STRINATII

Jury:

President: Pr.

Director: Pr. Jean-François COURREAU

Assessor: Dr. Radu BLAGA

Author's address:

M. SILVESTRE Marc
315 rue du pont
62270 BOURET SUR CANCHE