ÉCOLE NATIONALE VETERINAIRE D'ALFORT

Année 2008

PROPOSITION D'UN PROTOCOLE D'AUDIT D'ELEVAGE POUR LE GECKO LEOPARD (*EUBLEPHARIS MACULARIUS*) ET L'AGAME BARBU D'AUSTRALIE (*POGONA VITTICEPS*)

THESE

Pour le

DOCTORAT VETERINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTE DE MEDECINE DE CRETEIL

Le 3 avril 2008

par

Claire GROSSET

Née le 24 avril 1985 à Poissy (Yvelines)

JURY

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

Membres
Directeur : Pr Bossé
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort
Assesseur : Pr Chermette
Professeur à l'Ecole Nationale 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. BUSSIERAS Jean, CERF Olivier, LE BARS Henri, MILHAUD Guy, ROZIER Jacques, CLERC Bernard

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
Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur
M. DEGUEURCE Christophe, Professeur*
Mme ROBERT Céline, Maître de conférences
M. CHATEAU Henri, Maître de conférences

-UNITE DE PATHOLOGIE GENERALE , MICROBIOLOGIE, IMMUNOLOGIE
Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur*
M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur

-UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE
M. BRUGERE Henri, Professeur
Mme COMBRISSON Hélène, Professeur*
M. TIRET Laurent, Maître de conférences

-UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE
Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur *
M. TISSIER Renaud, Maître de conférences
M. PERROT Sébastien, Maître de conférences

-UNITE : BIOCHIMIE
M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences
M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences

- UNITE D'HISTOLOGIE , ANATOMIE PATHOLOGIQUE
M. CRESPEAU François, Professeur
M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur *
Mme BERNEX Florence, Maître de conférences
Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences

- **UNITE DE VIROLOGIE**
M. ELOIT Marc, Professeur *
Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences

-DISCIPLINE : PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES
M. MOUTHON Gilbert, Professeur

-UNITE DE GENETIQUE MEDICALE ET MOLECULAIRE
M. PANTHIER Jean-Jacques, Professeur
Mlle ABITBOL Marie, Maître de conférences

-DISCIPLINE : ETHOLOGIE
M. DEPUTTE Bertrand, Professeur

-**DISCIPLINE : ANGLAIS**
Mme CONAN Muriel, Ingénieur Professeur agrégé certifié

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, Maître de conférences

- UNITE DE MEDECINE
M. POUCHELON Jean-Louis, Professeur*
Mme CHETBOUL Valérie, Professeur
M. BLOT Stéphane, Maître de conférences
M. ROSENBERG Charles, Maître de conférences
Mme MAUREY Christelle, Maître de conférences

- **UNITE DE CLINIQUE EQUINE**
M. DENOIX Jean-Marie, Professeur
M. AUDIGIE Fabrice, Maître de conférences*
Mme MESPOULHES-RIVIERE Céline, Maître de conférences contractuel
Melle PRADIER Sophie, Maître de conférences contractuel

-UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE
Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, Maître de conférences* (rattachée au DPASP)
M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences
M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences
M. REMY Dominique, Maître de conférences (rattaché au DPASP)
M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences
Mlle CONSTANT Fabienne, Maître de conférences (rattachée au DPASP)
Melle DEGUILLAUME Laure, Maître de conférences contractuel (rattachée au DPASP)

- UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE
M. FAYOLLE Pascal, Professeur *
M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences
M. MOISSONNIER Pierre, Professeur
Mme VIATEAU-DUVAL Véronique, Maître de conférences
Mme RAVARY Bérangère, Maître de conférences (rattachée au DPASP)
M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences contractuel
M. HIDALGO Antoine, Maître de conférences contractuel

- UNITE DE RADIOLOGIE
Mme BEGON Dominique, Professeur*
Mme STAMBOULI Fouzia, Maître de conférences contractuel

- DISCIPLINE : OPHTALMOLOGIE
Mlle CHAHORY Sabine, Maître de conférences contractuel

- UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES
M. CHERMETTE René, Professeur
M. POLACK Bruno, Maître de conférences*
M. GUILLOT Jacques, Professeur
Mme MARIGNAC Geneviève, Maître de conférences contractuel
Mlle HALOS Lénaïg, Maître de conférences

-UNITE DE NUTRITION-ALIMENTATION
M. PARAGON Bernard, Professeur *
M. GRANDJEAN Dominique, Professeur

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

Chef du département : M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences - Adjoint : Mme DUFOUR Barbara, Maître de conférences

-UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES
M. BENET Jean-Jacques, Professeur*
Mme HADDAD/ HOANG-XUAN Nadia, Maître de conférences
Mme DUFOUR Barbara, 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

- DISCIPLINE : BIOSTATISTIQUES
M. SANAA Moez, Maître de conférences

- UNITE DE ZOOTECHNIE, ECONOMIE RURALE
M. COURREAU Jean-François, Professeur
M. BOSSE Philippe, Professeur
Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur
Mme LEROY Isabelle, Maître de conférences
M. ARNE Pascal, Maître de conférences
M. PONTER Andrew, Maître de conférences*

- UNITE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR
M. MILLEMANN Yves, Maître de conférences*
Mme BRUGERE-PICOUX Jeanne, Professeur (rattachée au DSBP)
M. MAILLARD Renaud, Maître de conférences
M. ADJOU Karim, Maître de conférences

Mme CALAGUE, Professeur d'Education Physique * Responsable de l'Unité Mme GIRAUDET Aude Clinique équine, Ingénieur de recherche

Remerciements

A Monsieur le Professeur de la faculté de Médecine de Créteil, qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

A Monsieur le **Professeur Bossé,** professeur en zootechnie et en génétique, qui a dirigé ma thèse, pour sa disponibilité et sa pédagogie.

A Monsieur le **Professeur Chermette**, directeur de l'unité de parasitologie, assesseur de ma thèse, pour ses conseils et la mise à disposition de son laboratoire pour des coprologies,

A Monsieur le Professeur Polack pour sa participation aux interprétations de coprologies de lézards effectuées dans les élevages visités, et à tout le personnel de l'Unité de Parasitologie, notamment Monsieur Bickel, pour son accueil chaleureux et son aide,
A Madame le Docteur Bernex, pour sa participation aux autopsies de lézards réalisées,
A Annie Doucet, épidémiologiste à la faculté de médecine vétérinaire de Saint-Hyacinthe pour ses conseils en statistiques, et à Guy Beauchamp, assistant de recherche et biologiste à la faculté de médecine vétérinaire de Saint-Hyacinthe pour son étude statistique de mes données recueillies dans les élevages, à François Willemin, terrariophile créateur du site « reptistats »,

A Docteur Lionel Schilliger, Olivier Antonini, Robert Dachiu, Robin Moniz, Geneviève Doyon, Docteur Marion Desmarchelier, résidente en médecine zoologique à la faculté de médecine vétérinaire de Saint-Hyacinthe, Alexandra Guignard, Cyril Talotta, pour avoir répondu patiemment à mes questions,

A Ludovic Gigaut pour m'avoir emmené en Allemagne visiter la bourse au reptiles de Hamm, à Géraldine Dez, Karine Le Logeais, Carolane Carter, Christophe Boulic, Tristan Ningler, et Doris Beaudin qui m'ont apporté une aide active, m'ont fait visiter leur élevage, à Christian Meyer, Anne-Gaëlle Haeyaert, Alexandre Laurent, Sébastien Bordinat, Valentin Petit, Julien Paureau, Sylvain Lecanu, Alexandre Mamin, Marlène Butin, Jimmy Ries, Caroline Bec, Leslie Guillon, éleveurs et terrariophiles.

A Julien Vergneau pour son soutien inconditionnel, à mes parents pour avoir supporté mes reptiles, à ma famille et mes amis.

Cette thèse a reçu le soutien de **l'Académie d'Agriculture** : elle a bénéficié
d'une **bourse de recherche Jean et Marie-Louise Dufrenoy**
Je remercie l'Académie d'Agriculture.

Table des matières

Introduction 9
Partie 1 : Bases bibliographiques 11
1. Choix des deux espèces et typologie des élevages de lézards en France 13
1.1 Choix des deux espèces étudiées 13
1.2 Elevage amateur : l'élevage à but non lucratif 14
1.3 Etablissement d'élevage : l'élevage professionnel 15
1.4 D'autres professionnels : animaleries avec un transit permanent d'animaux 16

2. Données bibliographiques : l'élevage du gecko léopard et de l'agame barbu d'Australie 17
2.1. Maintien en captivité 17
2.1.1 Milieu de vie naturel et ambiance de la pièce d'élevage 17
2.1.1.1 Milieu de vie et ambiance de la pièce d'élevage du gecko léopard 17
2.1.1.2 Milieu de vie et ambiance de la pièce d'élevage de l'agame barbu d'Australie 21
2.1.2 Alimentation 23
2.1.2.1 Alimentation du gecko léopard 23
2.1.2.2 Alimentation de l'agame barbu d'Australie 28
2.1.3 Quarantaine et biosécurité 31
2.2 La reproduction de ces deux espèces 35
2.2.1 Sexage et période de mise à la reproduction 34
2.2.2 Effets et techniques d'hivernation 37
2.2.3 Environnement nécessaire à l'accouplement et à la ponte 38
2.2.4 Gestion de l'incubation et développement embryonnaire normal 43
2.2.4.1 Gestion de l'incubation et développement embryonnaire normal 43
2.2.4.2 Problèmes au cours du développement embryonnaire et conduite à tenir 48
2.2.5 Naissance et gestion des juvéniles 54

3. Les affections du gecko léopard et de l'agame barbu d'Australie 59
3.1 Affections communes aux deux espèces 59
3.1.1 Affections d'origine métabolique 59
3.1.1.1 Ostéodystrophie fibreuse métabolique ou ostéofibrose 59
3.1.1.2 Goutte viscérale 61
3.1.1.3 Insuffisance rénale 61
3.1.1.4 Constipation : obstructions et occlusions digestives 63
3.1.1.5 Syndrome de maladaptation 64

3.1.1.6 Excès vitaminiques 64
3.1.2 Maladies bactériennes 64
3.1.2.1 Infections respiratoires : rhinites et pneumonies 64
3.1.2.2 Maladies bactériennes secondaires à un traumatisme 65
3.1.2.2.1 Abcès, stomatites, panaris et fractures traumatiques 65
3.1.2.2.2 Brûlures dues au chauffage 67
3.1.2.2.3 Troubles de la mue et nécrose des extrémités 68
3.1.2.2.4 Excès d'humidité et dermatite 69
3.1.2.2.5 Ulcères cornéens et blépharites 70
3.1.3 Parasitisme et contagion en élevage 70
3.1.3.1 Coccidiose 72
3.1.3.2 Cryptosporidiose 74
3.1.3.3 Oxyurose 76
3.1.3.4 Microsporidiose 77
3.1.3.5 Amibiase 78
3.1.3.6 Autres protozooses 81
3.1.4 Troubles de la reproduction 81
3.1.4.1 Rétentions d'œufs pré-ovulatoires ou rétention folliculaire 81
3.1.4.2 Rétentions d'œufs post-ovulatoires ou dystocie 81
3.1.4.3 Problème de prolificité 83
3.1.4.3.1 Fécondité des femelles 83
3.1.4.3.2 Mortalité juvénile 83
3.2 Affections spécifiques du gecko léopard 85
3.2.1 Obstructions et occlusions digestives 85
3.2.2 Carence en vitamine A 85
3.2.3 Autotomie 86
3.2.4 Problèmes potentiels liés aux phases fragiles 87
3.2.4.1 Geckos léopards albinos et problèmes oculaires 87
3.2.4.2 Geckos léopards *blazing blizzard* et problèmes de mue 88
3.3 Affections spécifiques de l'agame barbu d'Australie 89
3.3.1 Syndrome de maladaptation 89
3.3.2 Lipidose hépatique 89
3.3.3 Taille des proies et paralysie des postérieures chez l'agame 91
3.3.4 Maladie parodontale 91
3.3.5 Causes spécifiques de mortalité juvénile 92
3.3.5.1 Adénovirose 92
3.3.5.2 Cannibalisme et compétition alimentaire entre jeunes agames barbus 93

3.3.6 Problèmes potentiels liés aux phases fragiles 93
3.3.6.1 Agames barbus albinos et ostéofibrose 93
3.3.6.2 Agames barbus *Silkback* et problèmes de mue 94

Partie 2 : Essai d'élaboration d'un protocole d'audit vétérinaire pour les élevages de geckos léopards et d'agames barbus d'Australie : 97
1. Destinataires et utilisation proposée de ce protocole 99
2. Matériel et méthodes 101
3. Résultats obtenus 104
3.1 Résultats de l'enquête sur les élevages de lézards 104
3.1.1 Profil de l'éleveur-type 104
3.1.2 Biosécurité dans l'élevage-type 106
3.2 Résultats de l'enquête sur les geckos léopards 108
3.2.1 Taille de l'élevage 108
3.2.2 Conditions de détention des animaux 108
3.2.3 Caractéristiques de la reproduction 109
3.2.4 Analyses de diverses caractéristiques de la reproduction chez le gecko léopard 112
3.2.4.1 Facteur intrinsèque et reproduction : âge des femelles 113
3.2.4.2 Facteurs extrinsèques et prolificité : alimentation, qualité de l'eau et hivernation : 118
3.2.4.3 Etude des pontes à 1 œuf 121
3.2.4.3 Etude des morts-nés 124
3.3 Résultats de l'enquête sur les agames barbus d'Australie 125
3.3.1 Caractéristiques des élevages d'agames barbus d'Australie 125
3.3.2 Résultats de l'enquête sur la reproduction de l'agame barbu d'Australie 126
4. Discussion sur les résultats de l'enquête 126
4.1 Limites, biais et difficultés rencontrées 126
4.2 Interprétation des pratiques générales dans les élevages 127
4.3 Interprétation et comparaison des résultats spécifiques obtenus dans les élevages 128
4.4 Interprétation et comparaison des résultats spécifiques sur la reproduction 129
4.5 Interprétation de l'étude détaillée sur la reproduction des femelles gecko léopard 130
5. Proposition d'un protocole d'audit d'élevage 133
5.1 Proposition d'un protocole d'audit d'élevage de geckos léopards 137
5.2 Proposition d'un protocole d'audit d'élevage d'agames barbus d'Australie 149
Conclusion 161

Bibliographie 163
Annexe 1 : Questionnaire diffusé par internet aux éleveurs de lézard 167
Annexe 2 : Tracer du graphique "radar" sous Excel et interprétation 169
Annexe 3 : Notice d'utilisation des courbes de croissance pour les animaux de l'élevage audité 173
Annexe 4 : Conversion de l'humidité absolue en humidité relative en fonction de la température ... 175

Table des figures

Figure 1 : Taille relative d'un gecko léopard et d'un agame barbu 14
Figure 2: Aire de répartition naturelle du gecko léopard 17
Figure 3 : Classification du gecko léopard 18
Figure 4: Normes de températures pour l'agame barbu d'Australie 23
Figure 5 : Formule de calcul des besoins énergétiques quotidiens d'un lézard 24
Figure 6 : Courbe d'évolution du poids en fonction de l'âge du gecko léopard 25
Figure 7 : Courbe de taille en fonction de l'âge du gecko léopard 25
Figure 8: Gamme d'insectes longue conservation utilisable pour les geckos 28
Figure 9 : Cloaque de mâle gecko léopard 35
Figure 10 : Cloaque de femelle gecko léopard 35
Figure 11 : Mâle agame barbu 35
Figure 12 : Femelle agame barbu 35
Figure 13: Image échographique d'ovaire normal de lézard : Iguane vert 40
Figure 14 : Œufs visibles par transparence dans l'abdomen d'une femelle gecko léopard 42
Figure 15 : Mécanisme de mort embryonnaire par retournement de l'œuf 45
Figure 16 : Schéma d'un incubateur 46
Figure 17: Tératopage d'agame barbu d'Australie 49
Figure 18: gecko léopard *blazing blizzard* mort-né hydrocéphale incubé à 28°C 49
Figure 19 : Autre gecko léopard *blazing blizzard* présentant une « masse » non évolutive sur le haut du crâne, possiblement due à une mauvaise soudure de la boîte crânienne 49
Figure 20 : Non soudure de la ligne blanche : œuf de gecko léopard incubé à température excessive 51
Figure 21 : Effet de la température d'incubation sur la viabilité de l'embryon: 51
Figure 22 : Développement de moisissures sur un œuf non fécondé 52
Figure 23 : Œufs non fécondés « dégonflés » en cours d'incubation 52
Figure 24 : Œufs fécondés à un stade avancé d'incubation 52
Figure 25 : Œuf fécondé dégonflé dans l'incubateur : l'ouverture montre un avorton 53
Figure 26: Déroulement normal d'une éclosion 54
Figure 27 : Prématuré n'ayant pas encore résorbé son vitellus. 54
Figure 28 : Obstruction avec de la vermiculite chez un gecko léopard 63
Figure 29 : Panaris sur le doigt IV d'une femelle agame barbu d'Australie 65
Figure 30 : Fracture du tiers distal du fémur droit chez un gecko léopard. 66
Figure 31 : Mâle cachectique refoulé au bord du terrarium et mordu par un autre mâle 66
Figure 32 Gecko : brûlé au 3ème degré par une lampe UV 68

Figure 33 : Nécrose du doigt d'un gecko léopard suite à une persistance de mue 68
Figure 34 : Gecko léopard présentant un ulcère dans la région dorsale de la cornée 70
Figure 35 : Prolapsus du cloaque chez un gecko léopard 71
Figure 36 : Photographie d'œuf de grillon issu d'une selle de gecko léopard 71
Figure 37 : Selle sanguinolente d'un agame barbu d'Australie atteint de coccidiose 73
Figure 38 : Ookystes de *Isospora sp.* 73
Figure 39 : Réalisation d'une coloration de Ziehl Nielsen modifiée pour mettre en évidence des cryptosporidies 76
Figure 40 : Kyste et trophozoïte d'amibe humaine *Entamoeba histolytica* 80
Figure 41 : Synthèse sur l'analyse d'un problème de reproduction en élevage de lézards 84
Figure 42 : Gecko léopard venant de perdre sa queue 87
Figure 43 : Œil de gecko léopard *albinos* adulte 87
Figure 44 : Gecko léopard *Diablo Blanco* présentant des yeux rouges homogènes 87
Figure 45 : Exemple de *snake-eye* présentant un iris uniforme dans sa partie craniale et pigmenté dans sa partie caudale 88
Figure 46 : Femelle gecko léopard *blazing blizzar* 89
Figure 47 : Agames barbus juvéniles albinos et de phénotype classique 93
Figure 48 : Agame barbu *Red Italian Silkback* 94
Figure 49 : Questionnaire diffusé par internet aux éleveurs de lézards 101
Figure 50 : Sources de conseils sollicitées par les détenteurs de lézards de l'enquête en cas de pathologie observée dans l'élevage 105
Figure 51 : Répartition des éleveurs en fonction du nombre d'espèces de reptiles qu'ils détiennent : 105
Figure 52 : Types de proies élevées sur place par les détenteurs de lézards de l'enquête 106
Figure 53 : Fréquence de désinfection du terrarium : répartition des éleveurs 106
Figure 54 : Répartition des élevages enquêtés en fonction de la fréquence de manipulation des lézards : 107
Figure 55 : Répartition des élevages de geckos léopards en fonction du nombre de femelles reproductrices 108
Figure 56 : Facteurs de variation de la productivité de l'élevage : 110
Figure 57 : Répartition des élevages en fonction de la prolificité moyenne des femelles de l'élevage 111
Figure 58 : Répartition des 42 élevages en fonction du nombre d'œufs pondus annuellement et de la mortalité juvénile 112
Figure 59 : Sexe et durée d'incubation chez le gecko léopard en fonction de la température d'incubation 113

Figure 60 : Répartition des effectifs de femelles reproductrices en fonction de leur âge en années 114
Figure 61 : Regroupement par classes d'âge des 115 femelles gecko léopard étudiées : 115
Figure 62 : Prolificité moyenne des115 femelles de gecko léopard étudiées pour 4 catégories d'âge et écarts types associés 116
Figure 63 : Prolificité des femelles de gecko léopard de plus de 3 ans 116
Figure 64 : Corrélation entre classes d'âge et intervalle maximal moyen entre 2 pontes 117
Figure 65 : Corrélation entre classe d'âge de la femelle et intervalle moyen entre les pontes 118
Figure 66 : Prolificité de 77 femelles gecko léopard en fonction du type d'eau reçu en abreuvement 119
Figure 67 : Occurrence de pontes à 1 œuf en fonction de la perte de poids maximale entre 2 pontes 123
Figure 68 : Œufs fécondés non éclos : nombre de femelles concernées et taux de non éclosion 125
Figure 69 : Courbes de croissance et d'état corporel des animaux à compléter 138
Figure 70: Graphique de synthèse sur la qualité de l'élevage du gecko léopard : 148
Figure 71 : Courbes de croissance et d'état corporel des animaux à compléter 150
Figure 72 : Graphique de synthèse sur la qualité de l'élevage de l'agame barbu d'Australie : 160
Figure 73 : Menu déroulant de Excel permettant de changer les graduations de l'axe du graphique « Radar » 170
Figure 74 : Menu « Format de l'axe » de Excel permettant de changer les graduations de l'axe du graphique « Radar » 170
Figure 75 : Graphique de synthèse obtenu pour l'audit de mon élevage de geckos léopards 170
Figure 76 : Graphique de synthèse obtenu pour le mauvais élevage de geckos léopards audité : 171
Figure 77 : Exemple de courbe de poids de geckos léopards dans un élevage et exemple d'un animal cachectique correspondant, atteint d'amibiase 173
Figure 78 : Abaque de conversion de l'humidité relative en humidité absolue pour une pression atmosphérique normale de 1013 mbar 175

Introduction

Les consultations pour des reptiles sont de plus en plus courantes en médecine vétérinaire. D'après une étude de 2004 de la SOFRES, ils seraient 800 000 parmi les animaux de « compagnie » en France. Le possesseur de reptiles a souvent un profil de collectionneur, d'où l'importance des affections collectives chez ces animaux. De plus, la terrariophilie est une passion coûteuse, à cause des proies, des installations, de la consommation électrique. C'est pourquoi beaucoup de terrariophiles font de l'élevage pour compenser ces dépenses.

Actuellement le vétérinaire n'est pas un interlocuteur privilégié des éleveurs de reptiles. Il intervient plutôt en cas de pathologie individuelle, sans prendre en compte l'élevage dans son ensemble. Or cette dernière approche peut s'avérer pertinente dans beaucoup de cas.

L'objectif de cette thèse est de proposer une méthode d'audit d'élevage de deux espèces de lézards courants en terrariophilie, le gecko léopard et l'agame barbu d'Australie. Les deux espèces étudiées ici ont été choisies pour leur fréquence en France. Ces lézards sont faciles à manipuler, donc susceptibles d'être rencontrés dans la clientèle de tout vétérinaire. Le protocole d'audit proposé est destiné aux vétérinaires intéressés par les reptiles, mais ne possédant pas de compétences approfondies dans ce domaine, ou aux vétérinaires plus familiers du sujet recherchant un document de synthèse. Un audit donne une vision globale de l'élevage. Il permet d'analyser les points faibles de l'élevage en situation de crise ou pour l'optimiser.

Nous rappellerons dans une première partie les données bibliographiques concernant l'élevage des deux espèces choisies. Nous détaillerons les conditions de maintien, les données sur la reproduction et enfin sur les affections de ces deux espèces. La seconde partie sera consacrée à une étude personnelle. Il s'agit d'une étude chiffrée descriptive sur les élevages de lézards, conduite via internet. Ces données permettent d'établir des références nécessaires à l'audit. Cette seconde partie se terminera par une proposition de formulaire d'audit d'élevage.

Première partie : Bases bibliographiques

1. Choix des deux espèces et typologie des élevages de lézards en France

1.1 Choix des deux espèces étudiées :

Nous avons décidé d'élaborer un protocole d'audit vétérinaire adapté à deux espèces courantes de lézards, dont l'élevage est déjà bien développé en France. Ce choix des lézards et non des serpents est basé sur le fait que les lézards sont moins chers et plus faciles à manipuler que les serpents. Ils sont donc susceptibles d'être rencontrés à la consultation de tout vétérinaire, même non « spécialisé ». Pour déterminer les deux espèces de lézards les plus fréquentes en France, nous avons distribué des questionnaires aux détenteurs de lézards sur internet. Le gecko léopard et l'agame barbu d'Australie sont apparus comme les espèces les plus fréquentes parmi 50 questionnaires. Ce sont ces mêmes espèces qui sont inscrites le plus fréquemment sur le site de statistiques « reptistats » (Willemin, F., 2006). Le gecko léopard arrive en tête avec 7% des inscrits et l'agame barbu d'Australie vient ensuite avec 4% de la totalité des reptiles inscrits.

Ces deux espèces de lézards ne sont pas soumises à la CITES (*Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora*, dont découle le règlement européen CE 338/97). En effet, toutes deux sont élevées à grande échelle en captivité, donc les populations sauvages ne sont pas en danger d'extinction. Les spécimens détenus en France sont tous issus d'élevages. Ce sont des espèces non venimeuses et non dangereuses (arrêté du 21 novembre 1997). Les installations ne sont donc pas classées.

Les morsures sont extrêmement rares et peu douloureuses, y compris avec les jeunes. Enfin, ces deux espèces de lézards demandent moins de place que l'Iguane vert. En effet, un gecko léopard adulte mesure entre 18 et 22 cm et un agame barbu adulte mesure entre 40 et 50 cm, du nez au bout de la queue (Willemin F., 2006, voir la Figure 1, qui indique la taille des deux espèces par rapport à la main d'un éleveur). Aux Etats-Unis, le nombre d'agames barbus a dépassé celui des Iguanes verts chez les particuliers depuis les années 2000 et on estime le nombre de naissances d'agame barbu d'Australie à 500 000 par an (Wentz, D. S., 2000). La réglementation européenne, la placidité, la petite taille et la facilité d'élevage de ces deux lézards expliquent le développement de leur élevage.

Figure 1 : Taille relative d'un gecko léopard (à gauche, document personnel) et d'un agame barbu (à droite, source : Boulic C., 2007)

1.2 Elevage amateur : l'élevage à but non lucratif :

L'arrêté Perret est paru le 10 août 2004. Il distingue en France deux types d'élevages d'animaux d'espèces non domestiques : l'élevage d'agrément et l'établissement d'élevage. Son objectif est de fixer les règles de fonctionnement des installations d'élevage d'agrément, et d'autre part de définir les conditions d'autorisation de détention des espèces réservées aux établissements d'élevage. Ce texte a été modifié le 24 mars 2005 et précisé par la circulaire DNP/CFF n° 2005-02 du 17 mai 2005. Cette loi ne concerne que les espèces non domestiques. C'est-à-dire d'après le code de l'Environnement (article R 211-5 et R213-3) « des espèces qui n'ont pas subi de modification par sélection de la part de l'homme ». Au sens de ce texte, l'agame barbu et le gecko léopard pourraient être considérés comme des espèces domestiques mais ce n'est pas le cas actuellement. Dans cet arrêté, la définition donnée pour l'élevage est « le fait de détenir au moins un seul animal ». On ne s'intéressera dans cette thèse qu'aux élevages au sein desquels se déroule une reproduction.

L'arrêté Perret définit un élevage d'agrément comme un élevage amateur, c'est-à-dire à but non lucratif (Rival F, M. J., 2006). Les espèces détenues ne doivent pas figurer sur la liste de l'annexe 2. De plus le nombre d'animaux ne doit pas excéder les quotas fixés en annexe A, soit 25 lézards de longueur inférieure à un mètre. L'annexe 2 contient les espèces interdites dans les élevages d'agrément. Ni le gecko léopard, ni l'agame barbu d'Australie ne sont mentionnés sur cette liste. L'annexe 1 est moins stricte : la détention des espèces citées est soumise à autorisation préfectorale avec marquage obligatoire. Concernant les deux lézards étudiés ici, un

élevage détenant 25 lézards maximum et n'excédant pas 40 reptiles au total est un élevage d'agrément, sauf si cet élevage a un but lucratif. Dans le cas où l'éleveur gagne de l'argent, il doit passer un certificat de capacité pour un établissement d'élevage

Pour les éleveurs amateurs, les enjeux financiers ne sont pas aussi importants que pour les professionnels, donc un audit d'élevage complet ne se justifie pas forcément. Cependant lorsque l'éleveur amène un spécimen en consultation, il est important de prendre en compte l'ensemble des animaux de l'élevage dans le diagnostic. Ceci est d'autant plus justifié qu'un éleveur amateur n'aura pas forcément toutes les connaissances requises pour apporter de bonnes conditions de vie à ses animaux. Maintenir un seul animal et commencer un élevage nécessitent des compétences différentes. Le conseil d'un vétérinaire peut donc se justifier.

1.3 Etablissement d'élevage : l'élevage professionnel

Les élevages professionnels, aussi appelés « établissements d'élevage » dans l'arrêté du 10 août 2004, nécessitent le passage d'un certificat de capacité pour les espèces détenues. Ce certificat de capacité doit être accompagné d'une demande d'ouverture d'établissement. Des critères de conception précis sont demandés. La tenue d'un registre des entrées et des sorties est obligatoire.

Le passage du certificat de capacité est obligatoire pour la détention des espèces d'annexe 2, d'espèce dangereuses définies par l'arrêté du 21 novembre 1997, ou encore d'espèces classées en annexe A du règlement CEE338/97, pour tout élevage à but lucratif, ou lorsque le nombre d'animaux dépasse les quotas de l'annexe A. Les lézards considérés comme dangereux sont les lézards venimeux de la famille des Hélodermatidés ou les lézards de plus de trois mètres à l'âge adulte, de la famille des Varanidés. Aucun des deux lézards étudiés ici ne rentre dans cette catégorie. l'agame barbu d'Australie et Le gecko léopard ne sont pas non plus annexés dans la convention de Washington du 3 mars 1973, reprise en Europe par le règlement CE338/97. Les éleveurs des espèces étudiées n'ont donc à passer un certificat de capacité que si le nombre de lézards détenus dépasse 25 animaux, ou si leur élevage a un caractère professionnel.

Parmi les établissements d'élevage, on peut distinguer deux grandes catégories. D'une part certains éleveurs recherchent des animaux insolites, dont la reproduction est complexe en captivité. Le but n'est pas forcément lucratif mais il s'agit plutôt un défi personnel. De tels animaux sont souvent en voie d'extinction donc les éleveurs doivent passer le certificat de capacité. Ce genre d'élevages est parfois mal perçu car il génère le prélèvement d'espèces rares dans le milieu naturel. Pourtant cela peut se défendre éthiquement. Par exemple le Sphénodon,

espèce en voie d'extinction en Nouvelle Zélande, a été réintroduit grâce à la reproduction de quelques spécimens en captivité.

D'autres établissements d'élevage ont un réel but lucratif. Tout en étant des passionnés, les éleveurs cherchent à accroître la rentabilité de leur élevage. Cela passe souvent par une recherche esthétique et la création de nouvelles phases. Pour ces éleveurs, un audit d'élevage s'avère très justifié. Actuellement, il y a encore peu d'élevages de ce type en France par rapport aux Etats-Unis, mais leur nombre est en croissance. Dans son livre, Ron Tremper, un célèbre éleveur américain de geckos léopards décrit ses techniques commerciales (Tremper, R. E. M., 2006). Il accorde un intérêt particulier au nom de ses nouvelles phases, dans une réelle démarche marketing. De plus il décrit comment il fixe ses prix, en cherchant à gagner au moins 20 000$ par an avec chaque nouvelle phase. L'année d'introduction d'une phase sur le marché, il la vend aux alentours de 1000$ par individu : en produisant 20 individus, il les place facilement par de la publicité et des voyages dans des bourses de ventes de reptiles en Amérique du Nord, en Asie, et en Europe. Chaque année, il divise les prix par deux et produit deux fois plus d'individus de sa nouvelle phase. Ainsi la troisième année de reproduction, il vend 80 geckos à 250€ pièce. De cette façon, lorsque ses concurrents commencent à produire sa phase, les prix ont déjà été divisés par deux ou quatre et son élevage reste compétitif. Pour les phases qui comprennent plusieurs allèles récessifs, la diminution des prix peut être plus lente car les éleveurs concurrents mettent plus de temps à produire des juvéniles doubles voire triples homozygotes. De même pour les caractères polygéniques, la production de juvéniles peut prendre cinq ans de sélection : les prix chuteront seulement la troisième année après l'introduction de la nouvelle phase sur le marché (Tremper R. *et al.*, 2005). Les éleveurs américains font de l'élevage du gecko une activité lucrative qui leur permet de vivre. Dans ce cadre, le vétérinaire clinicien peut organiser des audit d'élevage et créer des tarifs de groupe pour fidéliser son client (Mader, D. R., janvier 2006).

1.4 D'autres professionnels : animaleries avec un transit permanent d'animaux :

D'autres professionnels des reptiles sont les animaleries, plus ou moins spécialisées. Le transit des animaux est permanent mais il arrive que certaines fassent un peu de reproduction pendant la phase d'acclimatation des animaux. Nous ne traiteront pas ici des visites des vétérinaires aux animaleries. Ces visites doivent prendre en compte le stress des animaux exposés au public, les risques sanitaires de la cohabitation de différentes espèces...

L'audit d'élevage développé dans cette thèse s'adresse donc au vétérinaire qui reçoit en consultation des éleveurs amateurs et professionnels. Le vétérinaire pourra intervenir en situation de crise en cas de pathologie collective, ou pour optimiser l'élevage. En effet, même dans un élevage à but non lucratif, la reproduction et la vente des jeunes doivent être assez rentables pour compenser les frais engagés dans la nourriture et les soins aux animaux.

2. Données bibliographiques : l'élevage du gecko léopard et de l'agame barbu d'Australie :

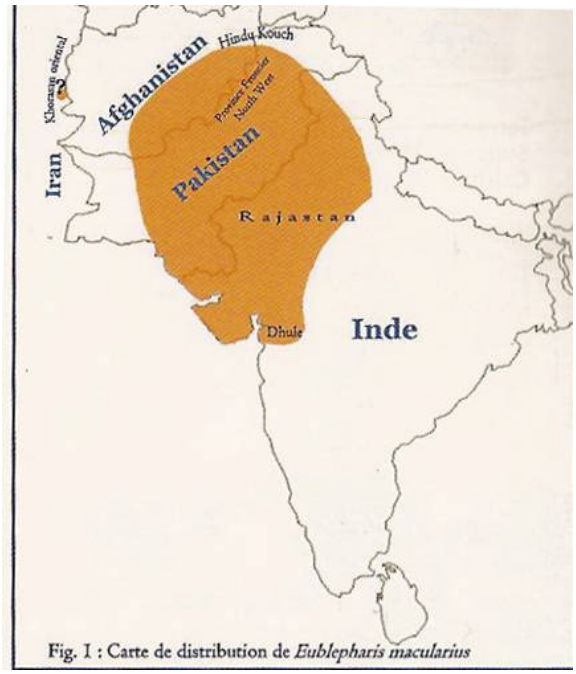
2.1 Maintien en captivité

2.1.1 Milieu de vie naturel et ambiance de la pièce d'élevage :

2.1.1.1 Milieu de vie et ambiance de la pièce d'élevage du gecko léopard :

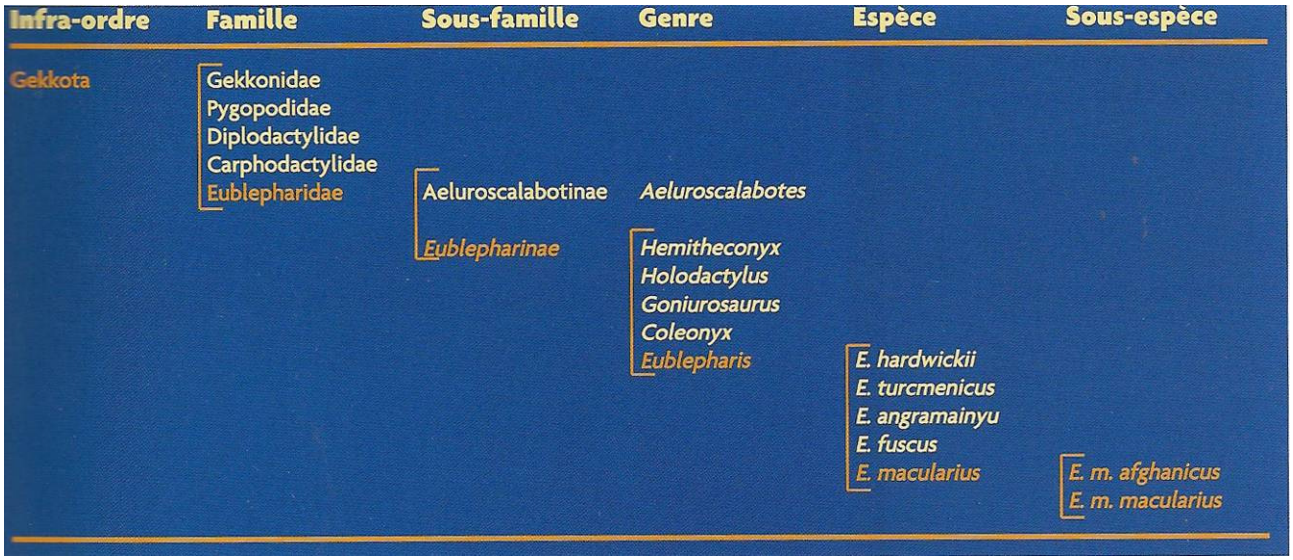
Le gecko léopard est un lézard désertique, terrestre, et nocturne. Il vit en Afghanistan, au Pakistan, dans le Nord de l'Inde et l'Ouest de l'Iran (voir Figure 2)

Figure 2: Aire de répartition naturelle du gecko léopard (Antonini, O., 2007a)



Il appartient à la **famille** des Eublepharidae, une des cinq familles de l'infra-ordre des Gekkota (voir **Figure 3**). Le nom de cette famille vient du grec eu=vrai et blepharis=paupière. Cette famille est en effet caractérisée par la présence de paupières flexibles et l'absence de lamelles sub-digitales adhésives. Six **sous-espèces** étaient décrites classiquement. Depuis 1997, ces sous-espèces sont devenues des espèces à part entière. On ne distingue plus que 2 sous-espèces du gecko léopard : *E.m.afghanicus et E.m.macularius* (Antonini, O., 2007a). *Eublepharis macularius* (Blyth, 1954) vit entre l'Afghanistan, le Sud Est du Pakistan et le Nord Ouest de l'Inde. Le gecko léopard *afghanicus* (Borner, 1976) se trouve dans le Nord Est de l'Afghanistan exclusivement.

Figure 3 : Classification du gecko léopard (Antonini, O., 2007a)



Dans leur **milieu naturel**, les geckos léopards fréquentent parfois les habitations et vivent jusqu'à 2100 mètres d'altitude. Au Pakistan, on les trouve dans les cavités et les fissures des murs pierreux. Dans la zone la plus méridionale de leur aire de répartition, les geckos léopards ont un comportement semi-arboricole : On les trouve sous les écorces d'arbres des forêts tropicales sèches. Minton les a décrits en 1966 comme des lézards grégaires vivant en colonies (cité par Tremper R., 2005). Les mâles ont une **espérance de vie** supérieure à celle des femelles. Le record de longévité pour un mâle atteint 32 ans, contre 21 ans et 10 mois pour une femelle (Gérard, P., 1997). La dimension du nez au bout de la queue d'un lézard adulte varie de 18 à 22 cm (Willemin, F., 2006). Le poids d'un lézard adulte varie de 35 à 95 grammes (Willemin, 2006).

Pour des Sauriens terrestres, les **dimensions** recommandées pour le choix du terrarium sont les suivantes :

- longueur du terrarium = 3 x longueur du corps
- profondeur = 2 x longueur du corps
- hauteur = longueur du corps (fourchette de 30cm à 2m50)

Les surfaces doivent être multipliées par un facteur de 1,5 pour tout co-locataire additionnel (Schilliger, L., 2004b). Pour un gecko léopard adulte, cela correspond à un terrarium de 60 cm de long par 40cm de large, et par exemple un mètre de long par 45cm de large pour un trio. Pour un lézard terrestre, la hauteur du terrarium n'a pas grande importance mais on trouve des normes de 30 à 40 cm. On doit placer une cachette par lézard.

En Allemagne, depuis 1997, la loi impose des dimensions minimales pour les terrariums en fonction de l'animal qui y est logé (Henkel F.W. *et al.*, 2004). Les dimensions 4 cm de longueur par 3 cm de largeur par 2 cm de hauteur doivent être multipliées par la longueur tête-tronc des animaux. Ainsi pour un gecko de 15 cm de long, le terrarium imposé est au minimum de 60 cm par 45 cm par 30 cm de haut. (voir **Tableau 1**)

Aux Etats-Unis, Ronald Tremper place parfois dans le même terrarium une centaine de femelles et un ou deux mâles pour créer de nouvelles phases. Sa boîte d'élevage classique fait 56 cm (22'') par 41 cm (16'') pour 1 mâle et 3 ou 4 femelles. Son élevage produit environ 10 000 geckos léopards par an.

Tableau 1: Recommandations de dimensions des terrariums (d'après Schilliger L, 2004b, et Henkel F.W., 2004))

sources	France : recommandations du congrès de Belle-Ile				Allemagne : norme légale			
	surface en cm²	largeur en cm	longueur en cm	surface par animal en cm²	surface en cm²	largeur en cm	longueur en cm	surface par animal en cm²
1 gecko	2400	40	60	2400	2700	45	60	2700
2 geckos	3600			1800	5400			2700
3 geckos	5400	54	100	1800	8100			2700
4 geckos	8100			2025	10800			2700
5 geckos	12150			2430	13500			2700

Quatre **équipements** sont indispensables dans le terrarium : un chauffage, des abris, un bol d'eau et un éclairage.

Les **normes de température** sont de **30-32°C au point chaud et 25°C au point froid le jour, et 20-22°C la nuit** (Gérard, P., 1997). La durée du cycle jour/nuit recommandé est de 14 heures de jour et 10 heures de nuit. Si le rythme nycthéméral n'est pas recréé en captivité, des dérèglements thyroïdiens peuvent survenir chez les mâles notamment, se manifestant par des rythmes de mue anarchiques et de l'anorexie. On rappelle que les reptiles sont thigmothermes. La chaleur active leur métabolisme donc la digestion, le système immunitaire, la fréquence cardiaque, la vitesse de cicatrisation… d'où l'importance de contrôler ce paramètre en permanence par un thermomètre. Pour plus d'information sur les moyens de chauffage du terrarium, se référer à des ouvrages sur l'élevage comme (Aulio Richard , D. K., Gérard Philippe , Et Hussard Nicolas 2005). La température influence aussi la coloration des geckos léopards. Les changements de couleur morphologiques sont lents et sont produits par une modification de la synthèse de mélanine. Par exemple, des geckos léopards juvéniles Tremper albinos soumis à des températures froides de 15-22°C synthétisent du pigment brun et deviennent plus foncés (Antonini, O., 2007b).

Les normes **d'hygrométrie** se rapportent au milieu naturel. Sur le plateau Potohar au Pakistan, l'humidité relative extérieure est de 23-32% pour des températures de 22 à 45°C, ce qui correspond à une humidité absolue de 3,8 à 8,6 g de vapeur d'eau/kg d'air. Dans les abris des geckos, l'humidité relative atteint 40 à 56% soit 6,6 à 15 g de vapeur d'eau/kg d'air. Durant la mousson, l'humidité relative peut atteindre 70 à 80%. En élevage on conseille une hygrométrie absolue de 8 à 12 g de vapeur d'eau/kg d'air soit à 29°C, une humidité relative de 30 à 45%. Pour fournir un point plus humide pour la mue et la ponte, on rajoute une boîte à humidité au point froid.

Des **UV B** peuvent être ajoutés dans le terrarium pour couvrir les besoins en vitamine D3 (voir 3.1.1.1 Ostéodystrophie fibreuse métabolique ou ostéofibrose : page 59). Chez les Reptiles comme chez les Mammifères, la vitamine D3 (cholécalciférol) permet l'absorption intestinale du calcium (CaBP : Calcium Binding Protein). Elle est synthétisée par photoconversion au niveau de la peau à partir de la provitamine D3 (le 7-déshydrocholestérol) sous l'influence des UV B. Chez les végétaux, une photoconversion a aussi lieu mais aboutit à la formation de vitamine D2 (ergocalciférol). Contrairement aux Mammifères, les Reptiles sont incapables d'utiliser la vitamine D2 qu'ils ingèrent. Les agames n'utilisent donc pas la vitamine D2 contenue dans leur alimentation végétarienne. De plus, chez les Reptiles insectivores, les apports alimentaires en vitamine D3 ne permettent pas de couvrir les besoins. Chez les geckos léopards et les agames barbus, la principale source de vitamine D réside dans la photoconversion du 7-déhydrocholestérol par les UV B. C'est pourquoi une exposition quotidienne aux ultraviolets B naturels ou artificiels est nécessaire aux reptiles herbivores et insectivores en captivité. (Laing, C. J. *et al.*, 2001)

Les lampes à UV peuvent se présenter sous la forme de tubes ou d'ampoules à économie d'énergie. Les tubes reproduisent la composition de la lumière du jour. L'intensité des UV B délivrés peut être de 2%, 5% ou 8%, selon les besoins de l'espèce. Les tubes 5% sont conseillés pour les lézards tropicaux et les tubes 8% pour les lézards désertiques. On choisit donc des tubes 8% pour les geckos léopards. On proscrira les éclairages d'aquarium pour la croissance des plantes qui délivrent un spectre riche en UV A (longueur d'onde de 320 à 380 nm) et pas en UV B. Les UV B ont une longueur d'onde comprise entre 290 et 320 nm. La lampe ou le tube à UV doit être installé à l'intérieur du terrarium car les UV ne traversent pas le verre. On recommande d'installer la lampe à moins de 30 cm de la zone d'éclairement maximum ou zone de solarium pour reproduire des conditions naturelles.

Certains éleveurs **supplémentent les reptiles herbivores et insectivores directement en vitamine D3.** Un excès en vitamine D3 est toxique. Elle provoque des calcifications anormales par un stockage excessif du calcium. Mais la vitamine semble assez bien absorbée par voie digestive chez les geckos léopards. On peut donc éviter d'exposer cette espèce nocturnes aux UV à condition de supplémenter en vitamines aux doses appropriées (voir 2.1.2.1 Alimentation du gecko léopard : page 13). Les jeunes porteurs de l'allèle *albinos* ne supportent pas les UV. Pour les geckos léopards *albinos, hybino, synglow, blazing blizzard, APTOR, RAPTOR* et *Diablo Blanco*, il est recommandé de ne pas mettre de tube UV dans le terrarium, avant l'âge de 6 mois.

2.1.1.2 Milieu de vie et ambiance de la pièce d'élevage de l'agame barbu d'Australie

L'agame barbu d'Australie est un lézard désertique australien de la famille des Agamidés. Cette famille est caractérisée par le fait que la queue ne se détache pas et que l'implantation des dents est de type acrodonte (dents implantées au sommet des mâchoires) par opposition au type

pleurodonte (dents implantées au niveau du bord interne des mâchoires). Cette famille est représentée par 325 espèces et est cantonnée à l'Europe, l'Asie, l'Afrique et l'Australie (Dham, N., 2004).

Le milieu de vie de l'agame barbu s'étend du centre à l'est de l'Australie, dans le grand « bush » australien. On le rencontre dans une grande variété de biotopes : forêts, terres broussailleuses, semi-arides, zones désertiques. Les agames barbus qui vivent dans le désert australien au sens strict sont plus petits que le reste de la population. L'Australie interdit l'exportation des animaux sauvages de son territoire. C'est pourquoi actuellement, on ne peut acquérir e France que des spécimens d'élevage.

Les espèces du genre *Pogona* ont la particularité de pouvoir gonfler leur gorge couverte d'écailles épineuses, à l'aide de leur appareil hyoïde. Leur nom vient du grec « Pogon » qui signifie « barbu ». Le genre a été créé en 1982, l'ancien nom étant *Amphibolurus*, qu'on trouve encore parfois en animalerie. La plus petite espèce du genre, l'agame barbu d'Australie *henrylawsoni* (dragon de Lawson) mesure 30 cm. L'hybridation est possible avec l'agame barbu d'Australie.

Ce lézard est diurne et semi-arboricole. La température de son milieu est élevée : de 40 à 60°C. Dans les cas d'extrême chaleur, ce lézard peut devenir nocturne. Son espérance de vie est de 7 à plus de 10 ans. La longueur entre le museau et le cloaque (LMC) est d'environ 25 cm en moyenne et la longueur totale de 50 cm pour un spécimen adulte, qui pèse environ 400 grammes.

La surface recommandée dans le terrarium varie selon les sources (voir **Tableau 2**). En France, pour des Sauriens semi-arboricoles, les dimensions recommandées sont les suivantes (Schilliger, L., 2004b):

- longueur du terrarium = 3x longueur du corps
- profondeur = 2x longueur du corps
- hauteur = 2 x longueur du corps (fourchette de 30cm à 2m50)

Pour tout co-locataire supplémentaire, il faut multiplier le volume par un facteur 1,5. Ces normes sont très supérieures à celles parues dans une thèse vétérinaire de 2004 portant sur l'agame barbu d'Australie (Dham, N., 2004), comme l'illustre le **Tableau 2**.

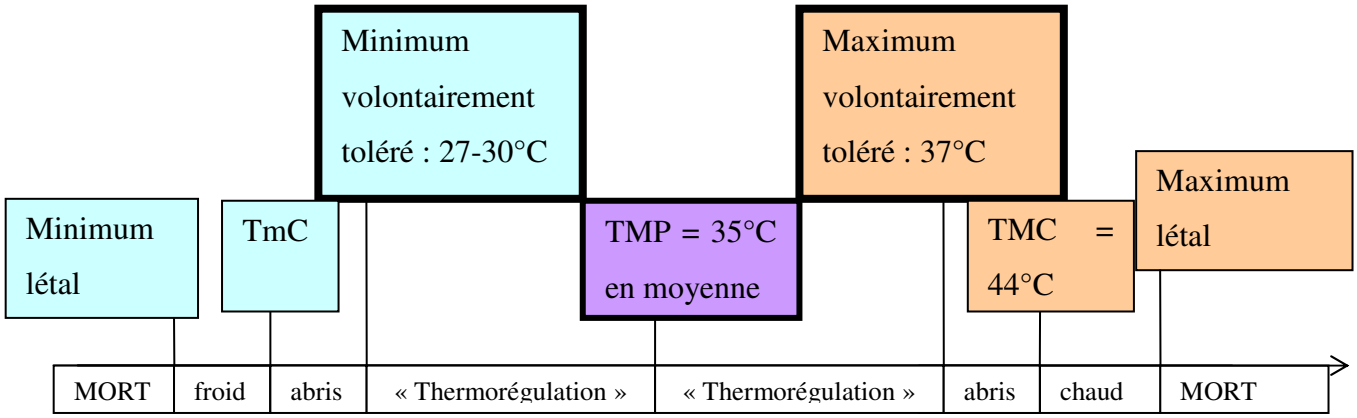
Tableau 2: Recommandations de dimensions des terrariums pour l'agame barbu d'Australie

source	France : recommandations du congrès de Belle-Ile {SCHILLIGER, 2004 #15}				
	volume total en m^3	largeur en cm	longueur en cm	hauteur en cm	volume par animal en m^3
1 agame	1,50	100	150	100	1,50
2 agames	2,25	140	150	107	1,13
3 agames	3,38				1,69
4 agames	5,06				2,53
5 agames	7,59				3,80
source	thèse vétérinaire de 2004 sur le Pogona vitticeps {DHAM, 2004 #11}				
	volume total en m^3	largeur en cm	longueur en cm	hauteur en cm	volume par animal en m^3
juvénile de 3-4 mois	0,10	40	60	40	0,10
1 adulte	0,36	60	100	60	0,36
1 couple	0,50	60	140	60	0,25
source	Allemagne : rapport d'expertise du 10 janvier 1997				
	volume total en m^3	largeur en cm	longueur en cm	hauteur en cm	volume par animal en m^3
1 agame	0,94	100	125	75	0,94
2 agames	1,88				0,94
3 agames	2,81				0,94
4 agames	3,75				0,94
5 agames	4,69				0,94
source	Etats-Unis (Western Veterinary Conference 2006)				
	volume total en m^3	largeur en cm	longueur en cm	hauteur en cm	volume par animal en m^3
1 agame	0,32	41	183	43	0,32
3 agames	0,74				0,25
4 agames	1,11				0,28
5 agames	1,49				0,30

Les normes de **température** en captivité pour l'agame barbu d'Australie adulte sont indiquées sur la **Figure 4**. La température moyenne préférentielle (TMP) est celle qui est maintenue volontairement tant que l'animal en a la possibilité. L'agame barbu d'Australie est capable de thermorégulation active : au milieu de la journée, sa couleur s'éclaircit et il recherche un abri dans un terrier ou un arbre. Il peut aussi respirer bouche ouverte pour éviter l'hyperthermie. Cette posture ne doit pas être confondue avec une dyspnée ou une posture d'intimidation. La température minimale critique (TmC), est la température en dessous de laquelle l'animal ne peut plus échapper au froid. La température maximale critique (TMC) correspond au même seuil pour la chaleur. La température nocturne recommandée est de 20 à 23°C. On évite les sources de chaleur en contact direct avec le lézard. La pierre chauffante est à proscrire. En effet certains y restent des heures et se brûlent gravement. De préférence, la chaleur doit venir du haut du terrarium pour les lézards héliophiles.

Le taux **d'hygrométrie** recommandé est de 30 à 40% d'humidité maximum, le jour, en relation avec le milieu de vie désertique. La nuit l'humidité relative atteint naturellement 50 à 60% (Haupschild, A., 2007). En captivité, l'agame se baigne fréquemment dans son point d'eau alors qu'il n'en a pas à disposition en permanence dans son milieu naturel. Certains éleveurs font prendre un bain de 20 minutes tous les mois à leurs agames barbus (Haupschild, A., 2007). A cette occasion, on vérifie qu'il ne reste pas de morceaux de mues sur les doigts ni sur la queue.

Figure 4: Normes de températures pour l'agame barbu d'Australie (d'après Delehaye, F., 2008 et Dham, N., 2004)



La **photopériode** est un paramètre important pour cette espèce héliophile. On conseille une durée de 12 heures de jour en été et 10 heures de jour en automne et au printemps. En hiver, on diminue progressivement la durée du jour pour atteindre 9 heures en hivernation (Haupschild, A., 2007). Un rythme nycthéméral inadapté peut provoquer des dysfonctionnements thyroïdiens chez les mâles et une diminution de la fertilité.

De plus pour l'élevage des agames barbus **l'apport d'UV B est indispensable**. Le rôle des UV dans la synthèse de vitamine D est le même que chez le gecko léopard. Mais l'absorption digestive de la vitamine D ne semble pas suffisante chez l'agame barbu. Une étude de 2001 sur plusieurs Iguanidés a montré que ces lézards herbivores n'absorbaient pas la vitamine D par voie digestive. De plus, les lézards exposés à des UV artificiels avaient un taux sanguin de 25(OH)-hydrocholécalciférol inférieurs à celui des individus exposés à la lumière du soleil (Laing, C. J., Trube, A., Shea, G. M. *et al.*, 2001). Les UV intensifient aussi les couleurs des agames barbus en agissant sur les chromatophores.

2.1.2. Alimentation :

2.1.2.1 Alimentation du gecko léopard :

Les geckos léopards sont insectivores. Les lézards carnivores comprennent les insectivores et les carnassiers ; ils sont donc carnivores au sens large. Dans la nature, leur régime alimentaire est très éclectique. Ils consomment des insectes, des scolopendres, des araignées, des scorpions, des micro-mammifères (souriceaux…), de petits lézards.

En captivité, on peut lâcher les proies dans le terrarium ou nourrir à la pince (voir

Tableau 3). De préférence, on distribuera les proies à la tombée de la nuit, pour respecter les mœurs nocturnes du lézard. Chez les juvéniles avant le début de la prise

alimentaire, il est impératif de proposer les proies à la pince. Les jeunes ont encore du vitellus et ne commencent à chasser que quelques jours après l'éclosion. Si on laisse des proies dans le terrarium, elles peuvent s'attaquent au jeune lézard et il en aura peur par la suite.

Tableau 3: Avantages et inconvénients des techniques de distribution des proies

nourrissage	Points positifs	Points négatifs
à la pince	contrôle de la quantité ingérée par chaque individu du terrarium moins de gachis de proies	prend du temps
lâcher de proies	rapide à volonté tant qu'il reste des proies accessibles	pas de contrôle de l'ingéré individuel proies qui se cachent dans le terrarium à éviter pour les jeunes sinon peur des proies

Il existe aussi des « distributeurs à insectes ». Ce sont des récipients en forme de rochers dans lesquels on peut placer le calcium et les insectes, secouer, puis laisser les insectes sortir par un trou vers le terrarium.

On peut calculer les besoins quantitatifs d'un gecko par la formule indiquée dans la **Figure 5**.

Figure 5 : Formule de calcul des besoins énergétiques quotidiens d'un lézard (d'après Schilliger L., 2004b)

Besoins énergétiques d'Entretien : BEE (en kcal/jour) = k*32*PV(kg)^0,77

k : coefficient variant de 1 à 2,5 suivant l'activité et l'état général

Par exemple, pour une femelle gestante, k=1.5 car l'ovogenèse est coûteuse en énergie,

Pour un jeune en croissance, k=2,

pour un animal stressé ou en cours de cicatrisation, k=2,5

k augmente aussi avec la température car l'activité métabolique augmente avec la température du milieu.

Quantité d'aliment à distribuer : Q(g/j) = BEE/EM

EM : Energie métabolisable dans 1 g d'aliment brut

En pratique, on distribue les proies à volonté. Cette formule sert surtout pour le gavage chez les animaux anorexiques. Pour évaluer si les besoins nutritifs quantitatifs sont couverts sur le long terme, on peut observer l'état corporel des geckos et leur croissance (voir Figure 6). L'état corporel peut s'évaluer par la circonférence de la base de la queue.

Figure 6 : Courbe d'évolution du poids en fonction de l'âge du gecko léopard (Willemin, F., 2006)

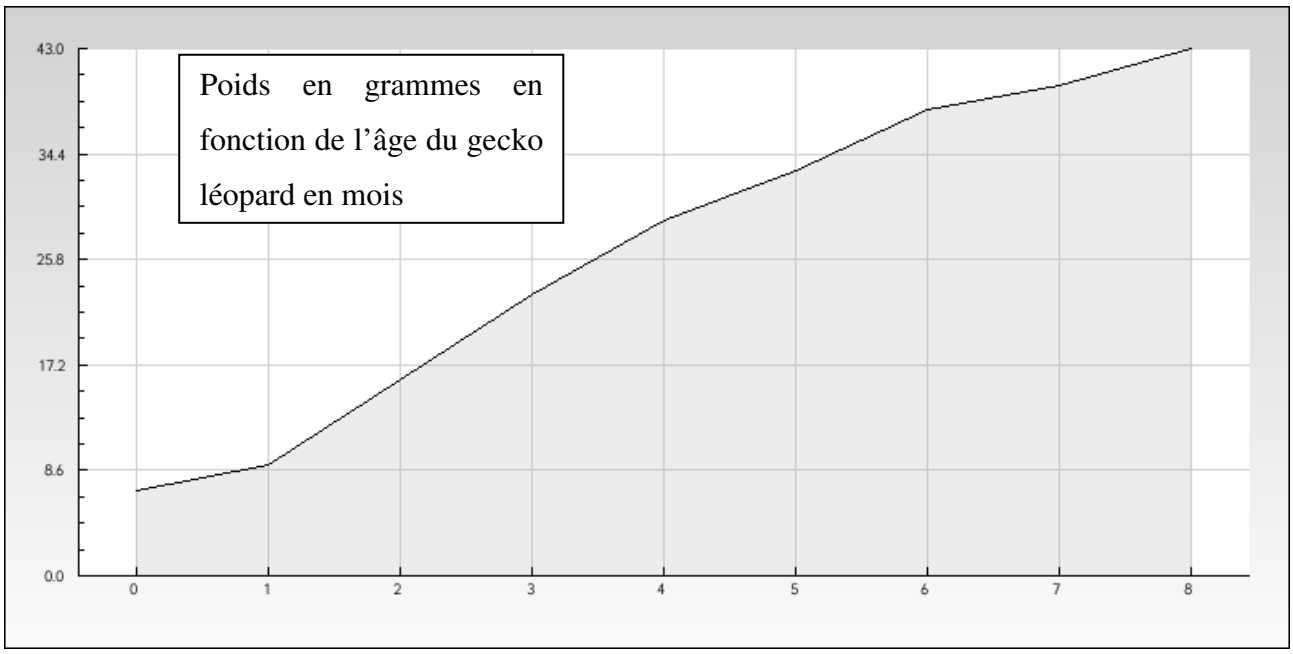
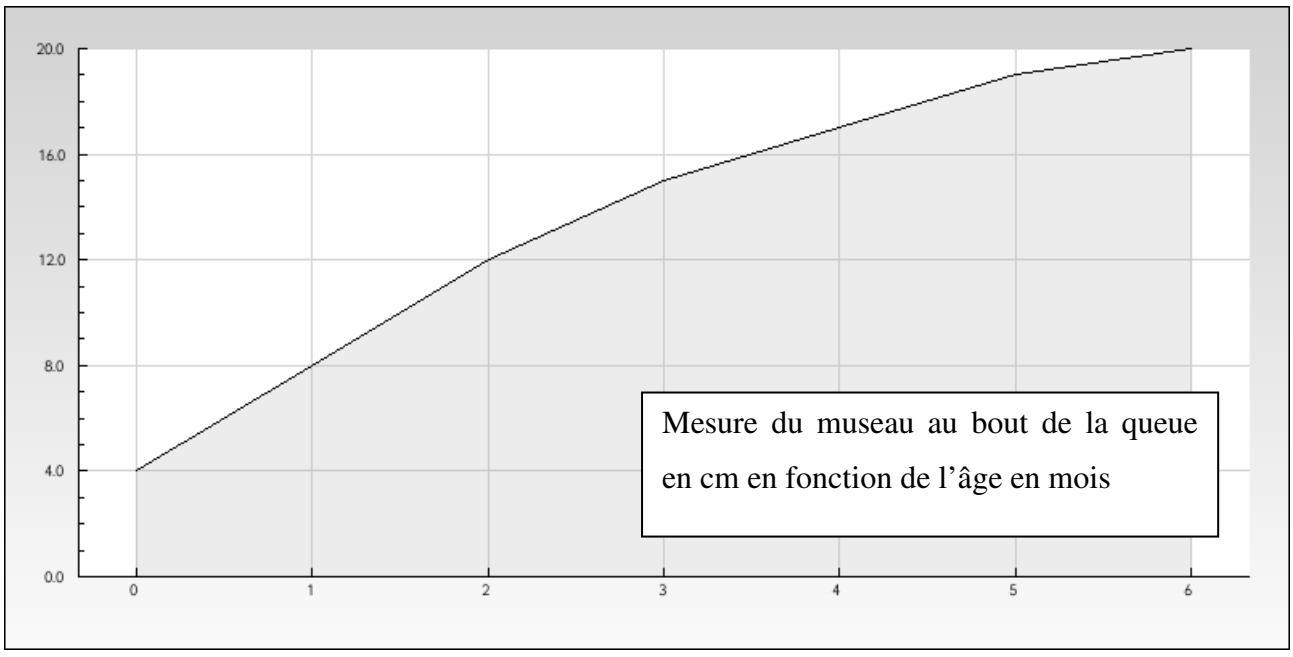


Figure 7 : Courbe de taille en fonction de l'âge du gecko léopard (Willemin, F., 2006).



Pour un lézard carnivore, les besoins nutritionnels qualitatifs sont les suivants (Schilliger, L., 2006) :

% de matière grasse recommandé : 30-60% de l' Energie Métabolisable (EM)

% de matière protéique recommandé : 25-60% de l' EM

% ENA (extractif non azoté) recommandé : <10% de l' EM

Apports vitaminiques et minéraux quotidiens recommandés exprimés en fonction de la matière sèche (MS) :

Vitamine A : 1500 à 10 000 UI/kg de MS et 14 000UI/kg de poids vif, soit 1400 UI/100g de PV

Vitamine D3 : 2000-5000 UI/kg de MS et 600 UI/kg de poids vif soit 60 UI/100g de PV

Vitamine E : 400 UI/kg de MS et 220 UI/kg de poids vif, soit 22 UI/100g de poids vif.

Calcium : 0.8 à 1.4% MS et 1.8 à 3 mg/kcal

Phosphore : 0.5 à 0.9% MS

Le rapport phospho-calcique doit être compris entre 1 et 4 selon les auteurs. Chez les femelles en ponte, le besoin en calcium est augmenté car il intervient dans la synthèse de la coquille des œufs.

Ces normes sont très larges et ne permettent pas de recommander un type de proie à privilégier. La recommandation classique est de donner une alimentation variée. Les espèces insectivores sont plus sujettes que les espèces carnassières aux carences minérales et vitaminiques, en raison du rapport Ca/P proche de 0,1 des insectes. On laissera en permanence à disposition dans le terrarium une coupelle contenant de l'os de seiche en poudre, à volonté. La recommandation classique est d'ajouter des suppléments dans l'eau une fois toutes les deux semaines à tous les mois afin d'éviter les excès en vitamines A et D3, notamment pour les juvéniles. Les femelles gestantes pourront en recevoir une fois par semaine ou toutes les deux semaines comme les juvéniles. Tout dépend du produit choisi, comme le montre le Tableau 4.

Tableau 4 : Supplémentation vitaminique d'un gecko adulte pesant 50 grammes

	vitamine A	vitamine D3	Rapport vitamine A/viamine D3	quantité par jour pour un gecko de 50g (100-700UI de vitamine A et 30UI de vitamine D3)	fréquence de distribution
optimum			2-23		
Tortue Vit (Vitareptil)	4000UI/g	400UI/g	10	15-30 mg	1 mesure de 250mg tous les mois
Repta-Vitamin(Fluker Laboratories)	110 UI/g	22UI/g	5	1,4g	1,5g par jour
Reptivit (Zoomed)	220UI/g	23UI/g	10	1,3g	1,3g par jour
Reptocal (Tetra terrafauna)	257UI/g	39UI/g	7	0,7g	1,5g tous les 2 jours
Nekton Rep (Nekton)	6666UI/g	10UI/g	667	inadapté	
Solar Drops (T-Rex)		15000UI/mL 536UI/goutte			1 goutte toutes les 3 semaines
Tonivit			2	0,07mL	0.5mL par semaine

Le nourrissage des proies est appelé « gut loading ». Par exemple on peut utiliser des granulés de luzernes « pour lapins » ou des granulés pour iguanes, riches en calcium, et avec des croquettes pour chiens, chat ou furets. L'apport de vitamine C peut être assuré par des zestes d'oranges non traitées aux pesticides.

Dans le choix des proies, il faut aussi prendre en compte la difficulté d'élevage si on choisit de produire les proies chez soi.

Tableau 5 : Tableau comparatif de l'élevage de diverses proies (Bruley, A., 1997)

	Espèces	Difficulté	Contraintes	Prolificité	Chaleur	Coût
	GRILLON	moyenne	moyennes	Elevée	++	moyen
	BLATTE	facile	moyennes	moyenne	++	faible
	VERS DE FARINE	très facile	faibles	Elevée	+	faible
	MOUCHE	très facile	faibles	\	-	moyen
	TEIGNE DE RUCHE	facile	faibles	Très élevée	++	élevé
	CRIQUET	moyenne	importantes	Elevée	+++	moyen

Les vers de farine ou larves de *Tenebrio molitor* et les *Zoophobas morio* ont deux inconvénients majeurs : leur rapport phosphocalcique est très bas et ils possèdent une carapace en chitine difficile à digérer. La teigne de ruche *Galleria melonella*, peut être distribuée au stade de chenille ou d'adulte, une fois transformée en petit papillon gris. Les chenilles ont une teneur excessive en matière grasse, provoquant une lipidose hépatique si elles sont utilisées comme alimentation de base. Certains lézards en sont très gourmands, et n'acceptent que cette nourriture une fois qu'ils y ont goûtée. Pour « désintoxiquer » un gecko, on conseille de le faire jeûner quelques jours jusqu'à ce qu'il accepte une autre proie. En résumé, on conseille de distribuer les teignes au maximum une à deux fois par semaine, avec d'autres insectes. Les proies sauvages sont utilisables à conditions d'être capturées loin des champs traités aux insecticides. Les blattes d'élevage, *Blaberus craniifer*, sont conseillées pour déclencher la prise alimentaire chez les juvéniles. Il est préférable d'enlever les pattes P3 des grillons ou de les tremper dans l'eau avant de les distribuer car ils peuvent blesser la gueule des geckos, ou effrayer les juvéniles.

Il existe des proies mortes, sous des formes longue conservation. Par exemple, la marque Zoomed® propose des mélanges de mouches déshydratées supplémentées en vitamines et minéraux, qui peuvent être distribuées telles qu'elles ou après réhydratation. La gamme Can'O Product® propose des insectes cuits en conserve. Elle permet de varier les insectes : criquets, vers, sauterelles. L'intérêt est que la chitine est plus molle qu'avec des insectes vivants donc plus digeste. L'inconvénient de ce genre de nourriture en conserve est son prix (4,60€ la boîte de 35g)

et l'effet laxatif qu'elle peut avoir sur les animaux. Pour stimuler l'appétit des lézards pour les proies mortes, on conseille de l'agiter à la pince ou de les placer sur un bocal qui vibre, vendu par exemple dans la marque Exoterra® (Vivicator®). Mais en général les lézards préfèrent les proies vivantes quand ils en ont à disposition.

Figure 8: Gamme d'insectes longue conservation utilisable pour les geckos, de la marque Zoomed, marque leader mondial de la nourriture pour reptiles

2.1.2.2 Alimentation de l'agame barbu d'Australie

L'agame barbu d'Australie est un lézard omnivore : il est végétarien, frugivore, insectivore, et carnivore. Dans la nature, il peut manger des rongeurs, de jeunes oiseaux, des grenouilles, des escargots, et même des jeunes congénères.

On conseille de distribuer le repas de l'agame en fin de matinée, quand le lézard a accumulé assez de chaleur pour digérer correctement. Le rythme de distribution des repas, comme leur composition, varie selon l'âge de l'animal :

- Juvéniles < 2mois : 2 à 4 fois par jour pour éviter le cannibalisme au niveau des doigts et de la queue des congénères
- 2-12 mois : 1 fois/jour
- adultes 1 à 4 ans : 1 fois tous les 2 jours
- adultes > 4 ans : tous les 4 jours environ

Les jeunes agames barbus doivent recevoir une ration majoritairement composée d'insectes. Mais on leur laisse aussi des végétaux à disposition pour les habituer à leur futur régime alimentaire. Au fur et à mesure que le lézard vieillit, il faut progressivement augmenter la part des végétaux pour arriver à une ration entièrement végétarienne après 4 ans (voir **Tableau 6** : page 29). Si on distribue une ration pour juvénile à un adulte, il développe à plus ou moins long terme une lipidose hépatique.

Les végétaux sont proposés environ 10 jours après la naissance. Si les jeunes les refusent, on peut stimuler leur appétit en ajoutant dessus des petits pots pour bébés ou des vers de farine qui font bouger les végétaux et attirent les lézards.

Les besoins quantitatifs sont déterminés par la même formule que chez le gecko léopard (voir Figure 5 page 24).

Tableau 6: Composition des repas du l'agame barbu d'Australie selon son stade physiologique (Vienet, V., 2002)

Âge, poids, taille	Type de repas et fréquence	Supplémentation
0 à 2 mois 50 à 70 g 8 à 15 cm	• 100 % insectes mettre à disposition des végétaux ou • 50 % insectes + 50 % croquettes de croissance pour pogona 2 à 4 repas par jour selon l'âge	Calcique, 1 fois/jour Vitamines et minéraux, 1 fois/jour
2 à 5 mois 100 à 150 g 25 cm	• 60 % insectes + 40 % végétaux ou • 50 % insectes + 20 % végétaux + 20 % croquettes de croissance pour pogona 1 à 2 repas par jour	Calcique, 1 fois/jour Vitamines et minéraux, 3 fois/semaine
Jusqu'à 1 an 200 à 250 g 25 à 40 cm	• 40 % insectes + 60 % végétaux ou • 30 % insectes + 50 % végétaux + 20 % croquettes pour pogona 1 repas par jour	Calcium, 1 jour sur deux Vitamines et minéraux, 1 fois/15 j
1 à 4 ans 350 à 400 g 45 à 50 cm	• 90 % végétaux + 10 % insectes ou • 60 % végétaux + 10 % insectes + 30 % croquettes pour adultes 1 repas tous les deux jours	Calcium, 1 jour sur deux (quotidien pour les femelles en reproduction) Vitamines et minéraux, 1 fois/mois
> 4 ans 400 à 450 g	100 % de végétaux 1 repas tous les trois jours	Calcium, 1 jour sur deux Vitamines et minéraux 1 fois/mois

A long terme, l'état corporel de l'agame barbu peut être évalué par l'importance de ses corps gras adipeux, en région ventrale caudale et par son rapport poids/taille. Sur un agame très maigre, on peut distinguer les reliefs osseux du bassin dorsalement. Pour évaluer l'alimentation d'un jeune à long terme, on peut aussi suivre sa courbe de croissance par rapport à une courbe de croissance moyenne (voir **Tableau 7**). La croissance des juvéniles atteint de 1 cm par semaine avec des pics à 2,5 cm par semaine.

Tableau 7: Evolution de la croissance du l'agame barbu d'Australie (d'après Dham, N., 2004).

Age	0 à 2 mois	2 à 5 mois	5 mois à 1 an	1 à 4 ans	plus de 4ans
Poids	50 à 70g	100 à 150g	200 à 250g	300 à 350g	400 à 450 g
Taille	8 à 15 cm	25 cm	25 à 40 cm	45 à 50 cm	50 cm

Pour un lézard omnivore adulte, les besoins alimentaires qualitatifs sont les suivants :

% de matière grasse recommandé : 5-20% de l' EM (Schilliger, L., 2007)

% de matière protéique recommandé : 15-40% de l' EM (Schilliger, L., 2007)

% ENA (extractif non azoté) recommandé : 20-75% de l' EM (Schilliger, L., 2007)

10 UI de vitamine D3/100g/semaine (Haupschild, A., 2007)

Le rapport phosphocalcique de la ration doit être de 1.5 à 2. Comme les insectes ont un rapport phosphocalcique très bas, il est indispensable de les saupoudrer de carbonate de calcium et d'apporter de la vitamine D par des UV B. Attention les phytates et oxalates contenus dans certains végétaux complexent le calcium : les épinards contiennent par exemple des oxalates mais peuvent être apportés en petite quantité. On peut aussi apporter du calcium en donnant des escargots, qui sont consommés avec leur coquille calcaire.

Les insectes majoritaires de la ration doivent avoir un taux de matière grasse inférieur ou proche de 20% (voir les proies colorées en vert dans le **Tableau 8**). On peut ajouter occasionnellement des vers de farine et des souriceaux.

Tableau 8 : Composition des proies de l'agame barbu d'Australie (d'après Aulio R., 2005, Dham N., 2004 et Schilliger L., 2007)

% MS	MS	MG	MP	ENA	Ca	P	Ca/P	kcalEM pour 100g
larve de teigne de ruche (*Galleria melonella*)	47	73	27	0	0.1	0.9	0.08	210
souriceau de 3 jours	29	69	29	2	2.4	2.2	1.09	170
ver morio (*Zoophobas morio*)	42	67	33				0.10	
ver de farine (*Tenebrio molitor*)	42	60	37	3	0.1	1.2	0.08	210
grillon des foyers adulte (*Acheta domestica, Grillus bimaculus*)	32	54	40	6	0.3	2.7	0.11	100
souriceau de 1 jour	19	40	57	3	3.8	3.7	1.03	80
grillon des foyers jeune	23	33	67					
sauterelle = grasshopper	29	30	58	12				110
ver à soie (*Bombyx mori*)	23	25	75		serrapeptase facilite l'absorption du Ca		0.15	*92*
criquet (*Locusta migratoris, Schistocerca gregaria*)		17	62				0.20	
Bombyx eri , larve du papillon *Philosamia ricini* nourri sur feuilles	16	16	56				0,11-0,2	
drosophiles ZooMed	90	10	78				0.10	

Une particularité du l'agame barbu d'Australie est sa voracité, qui lui fait parfois ingérer des proies trop grosses pour lui. Cela peut occasionner une paralysie des postérieurs par lésion des nerfs rachidiens, surtout chez les juvéniles et les femelles gestantes. L'éleveur doit donc choisir les proies selon la largeur de la tête entre les deux yeux de chaque lézard (voir 3.3.3 Taille des proies et paralysie des postérieurs chez l'agame page 91).

Le choix des végétaux se fait en fonction de leur rapport Ca/P, le plus élevé possible. Les aliments indiqués en vert dans le Tableau 9 peuvent constituer la base de l'alimentation d'un reptile végétarien, sauf les épinards qui contiennent beaucoup d'oxalates. Les autres végétaux et les fruits comme la banane, peuvent néanmoins être donnés occasionnellement. On évite d'utiliser des végétaux congelés car la vitamine B1 est détruite par la congélation : une carence peut causer des problèmes neurologiques.

Tableau 9 : Rapport phosphocalcique de quelques végétaux consommables pour l'agame barbu d'Australie (d'après Schilliger L., 1998 et Vienet V., 2002)

	Ca/P
luzerne	6,1
feuille de choux = kale	5,9 si verte 1,6 si blanche
feuille de navet	4,8
brocoli	feuille : 3,9 tige : 2,6
mangue	3,6
papaye	3,6
pastèque	3,6
cresson	3,5
persil = parsley	1,5-3,3
blette	3
feuille de pissenlit	2,4-2,9
feuille de betterave	2,6
orange	2,4
figue sèche	2,1
épinard	2-2,3
endive	1,8
laitue, scarole	1,75
carotte	1,1
haricot vert	1,1
concombre	0,47

On dispose encore de peu de recul sur les **granulés industriels** pour agames. Cette présentation est très pratique car elle évite de ramener des végétaux frais tous les jours. Mais les granulés pourraient prédisposer l'agame à la déshydratation (Schilliger, L., 2008). Les recommandations indiquent qu'ils doivent représenter au maximum la moitié de la ration et que l'on peut diminuer de moitié le complément vitaminique et minéral si on les utilise (Dham, N., 2004). Quand on regarde la composition de ces produits, on constate qu'ils sont fabriqués à partir de céréales, de dérivés d'origine végétale, de levures, d'algues. Ce sont souvent des sous-produits et la composition nutritionnelle peut varier : l'étiquette indique une valeur minimale en protéines, une valeur maximale en fibres… On conseille d'attendre au moins 1 mois pour donner des granulés pour agame juvénile.

2.1.3. Quarantaine et biosécurité

La **quarantaine** consiste à isoler tout nouvel arrivant dans une pièce distincte de l'élevage. Cela vaut pour les animaux provenant de bourses aux reptiles mais aussi d'élevages amateurs. Les réseaux d'échanges entre terrariophiles comme la REPT (Réseau d'Echange et de

Partage Terrariophile), qui permettent des partages de reproducteurs pour une saison, favorisent la diffusion des pathogènes entre les élevages en l'absence de quarantaine.
Il faut utiliser un matériel de nettoyage distinct. Le nettoyage de la pièce de quarantaine sera effectué en dernier, selon le principe de la marche en avant. La quarantaine doit être différente de l'infirmerie, afin d'éviter que les animaux ne soient contaminés par les malades à leur entrée dans l'élevage. Le sol des terrariums de quarantaine doit être recouvert de papier absorbant changés tous les jours et le décor doit être minimal pour favoriser l'hygiène.

Selon les auteurs, la **durée** de quarantaine varie du simple au triple. Philippe Gérard conseille une quarantaine d'un mois pour tout nouveau gecko léopard (Gérard, P., 1997). Dans d'autres articles, on recommande une quarantaine de 3 à 6 mois pour l'agame barbu d'Australie en raison des Microsporidies (Stahl, S. J., 2003) (voir 3.1.3.4 Microsporidiose :page 77).

Durant la quarantaine, il est recommandé de faire plusieurs coprologies et d'administrer un **traitement anti-parasitaire** préventif selon le résultat. Des coprologies répétées sont nécessaires pour dépister les coccidioses. Certains éleveurs préfèrent éviter les vermifugations en l'absence de symptômes. Ils pensent que cela peut laisse la place libre aux parasites pathogènes en éliminant les parasites commensaux. Le problème est que ces parasites commensaux peuvent devenir pathogènes lorsque leur multiplication est favorisée par le stress. La vermifugation annuelle systématique du cheptel est aussi discutable. Une coprologie préalable évite d'augmenter inutilement les résistances aux anti-parasitaires.

Le **nettoyage** doit être effectué quotidiennement. Il consiste à retirer les matières organiques. Le nettoyage comme la distribution de la nourriture doivent suivre le principe de la marche en avant. Ainsi si des agames et des geckos sont gardés dans un même élevage, on termine par les soins des agames pour limiter le risque de transmission de coccidies (Stahl, S. J., 2001).

La **désinfection** du terrarium doit être aussi fréquente que possible. On conseille donc, surtout dans les grands élevages, de privilégier le côté pratique des installations et de la pièce d'élevage, plutôt que l'esthétique. Les problèmes d'hygiène et de parasitisme en élevage sont des points essentiels pour la qualité des animaux vendus. Une thèse vétérinaire de 2004 conseille de désinfecter tous les 3 à 4 mois le terrarium des agames barbus (Dham, N., 2004). Philippe Gérard conseille la même fréquence pour le terrarium des geckos léopards (Gérard, P., 1997). Les procédures de nettoyage et désinfection doivent être standardisées et revue par le vétérinaire, en particulier dans l'infirmerie. Au départ d'un animal malade, le nettoyage permet d'enlever les matières organiques. Puis le désinfectant utilisé doit être actif contre le pathogène et le temps de contact doit être de 15 minutes minimum (Stahl, S. J., 2001). Le vide sanitaire du terrarium doit être au minimum de 2 semaines mais pourra être plus long selon l'agent à éliminer.

Le **choix du matériau du terrarium et du substrat au sol** doit optimiser l'hygiène. On privilégie les surfaces lisses facilement nettoyables comme le plastique, le verre (voir **Tableau**

10). Si on n'utilise aucun substrat absorbant, il faut désinfecter le terrarium tous les jours, sinon l'humidité du le sol peut favoriser les dermatites. Dans les grands élevages, on conseille d'utiliser de substrats absorbants jetables de type alèse, ou papier absorbant.

Tableau 10: choix du matériau du terrarium : avantages et inconvénients

matériau	Avantages	Inconvénients
verre	facile à nettoyer	cassant prix intermédiaire
plastique	facile à nettoyer agençable en batterie moins cassant que le verre	coûteux
mélaminé	peu coûteux	difficile à nettoyer, impossible à désinfecter en profondeur

Tableau 11 : choix du sol du terrarium : inconvénients et avantages

sol	**Points positifs**	**Points négatifs**
sable	Esthétique, facile d'y retirer les excréments, transmet et emmagasine bien la chaleur. Certains sables (Calci-sand de T-rex ou Vita-Sand de Zoo-Med) contiennent du carbonate de calcium, ce qui permet un apport en calcium si le lézard en ingère mais n'exclut pas le risque d'occlusion digestive.	Cher, lourd, poussiéreux, développement bactérien et parasitaire fréquent, risque d'ingestion et d'obstruction se coince dans le bas des portes A renouveler tous les 3-4mois.
éclats de hêtre	Assez esthétique, peu cher, peu de risque d'ingestion mais doit être utilisé en gros calibre.	Procure des cachettes aux proies gênant la chasse, pas toujours facile de voir l'état de saleté et les selles présentes. Possibilité d'ingestion avec des calibres trop petits de copeaux.
billes d'argile	Peu cher, assez esthétique, réutilisables (lavable et désinfectables), non poussiéreuses, pas de risques d'ingestion	Bonnes cachettes pour les insectes, bruyant, masque les excréments et l'état de saleté du terrarium.
linoléum	Pas cher, facile à nettoyer, hygiénique, aucun risque d'ingestion, pas de cachette pour les proies.	Surface glissante pouvant déplaire au gecko et le gêner dans ses déplacements et la chasse. Risques de brûlure si l'épaisseur est insuffisante. Une désinfection quotidienne est nécessaire pour enlever les traces laissées par les excréments
papier absorbant	Très peu cher, très facilement changeable, ne masque pas la saleté, bonne accroche pour le gecko	inesthétique doit être changé souvent, les proies peuvent se cacher en dessous
moquette imitation gazon		à éviter pour les agames car ils risquent d'arracher des fibres avec leurs griffes, d'enrouler leurs doigts autour et de se faire des garrots induisant des nécroses des doigts.

La **ventilation** du terrarium est primordiale. Les ouvertures basses permettent l'entrée d'air frais qui est réchauffé dans le terrarium, monte et ressort par les ouvertures hautes. Pour tester concrètement la ventilation du terrarium, on peut placer un papier absorbant qui fait mèche dans le bac d'eau et observer en combien de temps la vapeur d'eau se dissipe dans le terrarium. On proscrit les aquarium pour des raisons de ventilation insuffisante : il manque une aération basse permettant l'entrée d'air. De plus, les aquarium obligent à venir chercher le lézard par le haut. Or cette position les stresse car la main serait assimilée à un oiseau prédateur. Les normes de ventilation pour les reptiles ne sont pas établies mais Stahl propose un renouvellement complet de l'air du terrarium en 4 à 5 minutes, en se basant sur les recommandations pour Mammifères (Stahl, S. J., 2001).

Les **décors** doivent être eux aussi entièrement désinfectés. Leur intérêt est uniquement esthétique. Une simple cachette suffit à diminuer le stress des animaux, quelle que soit son apparence. De plus, les décors peuvent dans certains cas augmenter les risques d'évasion du terrarium, de traumatismes ou de brûlures. Un petit lézard peut réussir à grimper le long du fil électrique d'une fontaine et à se faufiler le long du trou par où passe le cordon d'alimentation par exemple. Un décor mal fixé peut tomber sur l'animal. De même, si des branches sont placées trop prêt d'une lampes chauffante, le lézard peut y grimper et rester très près de la lampe pendant des heures. Les décors constituent donc des risques supplémentaires s'ils sont mal disposés ou mal fixés.

2.2. La reproduction de ces deux espèces

2.2.1 : Sexage et période de mise à la reproduction:

Chez les **geckos léopards**, les mâles sont reconnaissables extérieurement aux pores des glandes fémorales qui débouchent juste au-dessus du cloaque en formant un V à l'envers. Ces pores apparaissent vers 6 mois. Les hémipénis sont visibles un peu auparavant (voir Figure 9). Chez les femelles, ce V est absent (voir Figure 10). On peut en outre parfois distinguer des œufs par transparence dans l'abdomen. Certains spécialistes comme Ron Tremper prétendent pouvoir les sexer dès la naissance(Tremper, R. E. M., 2006).

Figure 10 : Cloaque de mâle gecko léopard à gauche (source : Baudin D., 2007)

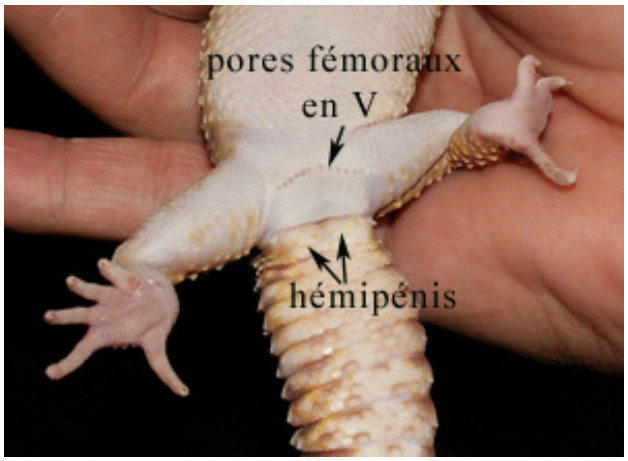


Figure 10 : Cloaque de femelle gecko léopard à droite (document personnel)

Chez les **agames barbus d'Australie**, le sexage nécessite plus d'expérience. Certains éleveurs déterminent le sexe en mettant les l'agame barbu sur leurs pattes et en soulevant la queue. Chez les femelles, le renflement à la base de la queue forme un carré alors que chez les mâles on distingue les hémipénis en surépaisseur (voir Figures 11 et 12). Chez les mâles, les pores fémoraux apparaissent vers un an, mais l'ouverture du cloaque est plus large chez les agames mâles juvéniles.

Figure 12 : Mâle agame barbu à gauche (source Boulic C., 2007)

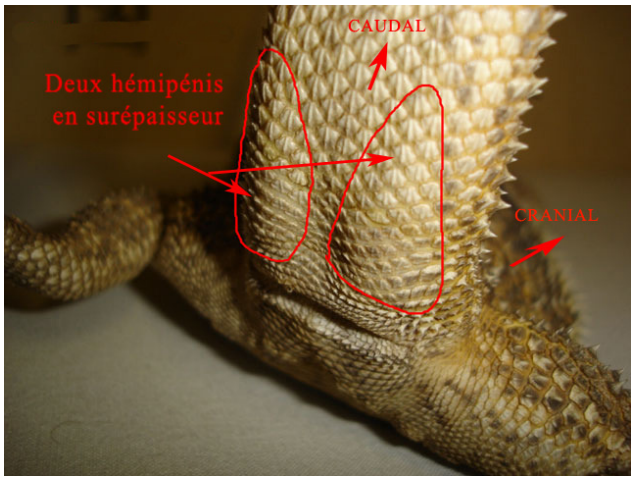
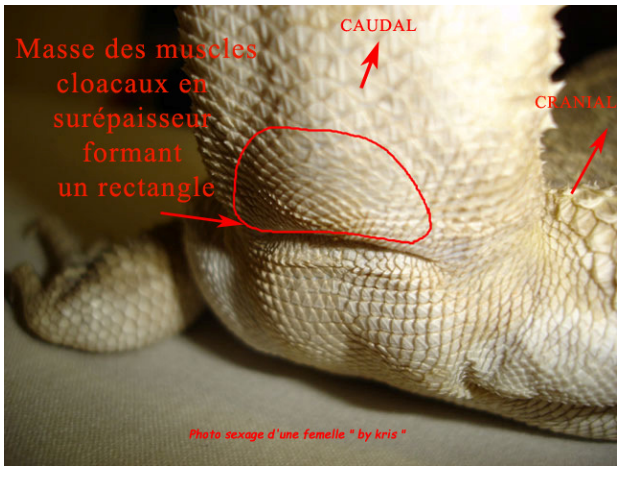


Figure 12 : Femelle agame barbu à droite (source Boulic C., 2007)



Une autre méthode courante consiste à extérioriser les hémipénis. Les squamates possèdent deux hémipénis à paroi épaisse. Chacun d'eux est relié à un testicule. (Dham, N., 2004) Ces hémipénis sont extériorisables « comme un doigt de gant que l'on retourne ». Un muscle rétracteur permet de faire rentrer le pénis dans sa loge. On peut aussi sonder l'animal à sexer. Le

sondage peut se faire avec cathéter souple lubrifié sans mandrin. La poche hémipénienne permet de rentrer la sonde plus loin chez les mâles que chez les femelles. Mais ces deux dernières techniques de sexage peuvent être dangereuses et causer un traumatisme à un hémipénis.

Potentiellement, le sexage par ADN serait réalisable chez les Sauriens. Un kit a été développé chez l'Iguane vert par un laboratoire spécialisé dans le sexage par ADN des oiseaux, mais la faible demande les a forcés à arrêter sa commercialisation. En effet, les iguanes adultes sont facilement sexables de la même manière que les geckos léopards. Le kit n'avait donc d'intérêt que pour les juvéniles.

La **maturité sexuelle** est définie par des gonades fonctionnelles. Chez les reptiles, la maturité sexuelle correspond à un certain développement corporel et pondéral et non à un âge prédéfini. On peut seulement donner un ordre de grandeur. En pratique, on la détermine par l'observation des premiers accouplements ou de la ponte chez la femelle. Il faut distinguer la maturité sexuelle et l'âge auquel on recommande de commencer la reproduction. Les femelles lézards ovipares pondent en l'absence de mâle. Or on n'a pas de données sur la croissance des jeunes femelles en ponte. On ne sait pas non plus si la ponte d'œufs fécondés ralentit plus la croissance que des pontes infertiles. C'est pourquoi ces recommandations d'âge de mise à la reproduction paraissent très empiriques.

Chez l'agame barbu d'Australie, la maturité sexuelle est atteinte vers 6 mois et une taille de 30 cm pour le mâle, mais on conseille de ne pas commencer la reproduction avant 18 mois. Le poids des femelles doit atteindre 300 à 350 grammes avant la mise à la reproduction (Moniz, R., 2008).

Chez le gecko léopard, l'acquisition de la couleur d'adulte intervient peu de temps avant la maturité sexuelle (Henkel F.W., Knöthig M. and Schmidt, W., 2004). Si on place des jeunes à des températures froides, leur croissance continue normalement mais la maturité sexuelle intervient pus tard, de même que le changement de couleur. Cela expliquerait que selon les auteurs, la taille de la maturité sexuelle varie de 11,5 cm à 20 cm chez les femelles (Henkel F.W., Knöthig M. and Schmidt, W., 2004). D'après Ron Tremper, la maturité sexuelle dépendrait du poids du jeune. Il a noté que ses geckos devenaient sexuellement mature en passant le seuil des 35 grammes (Tremper R., De Vosjoli P. and Klingenberg, R., 2005). Olivier Antonini donne un ordre de grandeur de l'acquisition de la maturité sexuelle : 8 mois pour les femelles et 5 mois pour les mâles. (Antonini, O., 2007b) La recommandation classique pour mettre à la reproduction une jeune femelle est d'attendre qu'elle atteigne un poids de 60 grammes et une longueur totale de 21 cm, soit une longue museau-cloaque de 12 cm. L'âge de mise à la reproduction est d'environ 18 mois à 2 ans selon les femelles.

Ron Tremper écrit que les femelles geckos sont « **ménopausées** » après avoir pondu 80 à 100 œufs, c'est-à-dire vers 9 ans (Tremper, R. E. M., 2006). En effet, la quantité d'œufs pondus est maximale entre 2 et 5 ans, années durant lesquelles les femelles pondent entre 10 et 14 œufs

par an. 60% de leurs ovocytes seraient donc épuisés en 4 ans. C'est pourquoi cet éleveur « réforme » ses femelles reproductrices entre 4 et 5 ans. Son taux de renouvellement du cheptel est d'environ 20%. (Tremper R., De Vosjoli P. and Klingenberg, R., 2005) A l'inverse, un des plus grands éleveurs français, Olivier Antonini garde ses femelles toute leur vie (Antonini, O., 2007b). Sa femelle reproductrice la plus âgée a 18 ans. Il prétend qu'elle continue à pondre mais que ses œufs sont de moins en moins fertiles : il n'a obtenu aucun jeune issu de cette femelle en 2006. Dans les ouvrages généraux sur les lézards, une telle « ménopause » n'est pas décrite chez les femelles.

2.2.2. Effets et techniques d'hivernation

Chez les Sauriens, il existe une interdépendance entre reproduction et température de l'environnement. L' « hibernation » est un terme réservé aux mammifères qui entrent en hypothermie. Un reptile ectotherme ne peut pas entrer en hypothermie au sens strict. On parle donc plutôt d'**hivernation**, chez les animaux à sang froid. Il s'agit d'un état de torpeur et d'engourdissement lié à la diminution de la température extérieure pendant la saison froide. Notons que le terme d'hivernage se rapporte à la façon de passer l'hiver.

L'hivernation n'est pas indispensable à la reproduction. Dans le milieu naturel, certains geckos du sud du Pakistan n'hivernent pas. Mais si les lézards ne s'accouplent pas, une hivernation suffit souvent à déclencher la reproduction. L'explication serait que l'hivernation en captivité pourrait contribuer à mettre en phase les cycles sexuels des reproducteurs. Crews a montré en 1976 (cité par Fertard, B., 1983) que seuls les mâles sexuellement actifs courtisent les femelles attractives. Les conditions de captivité pourraient déphaser les reproducteurs les uns par rapport aux autres et empêcher ainsi l'accouplement. Ce mécanisme pourrait aussi expliquer les « affinités préférentielles » de certains couples observées par les éleveurs. Les animaux qui « se préfèrent » pourraient être en fait ceux qui sont en phase.

L'autre intérêt de l'hivernation est d'avoir des pontes toute l'année. La technique consiste à faire une rotation de groupes d'animaux à hiverner tout au long de l'année. Ainsi des femelles de l'élevage commencent leur saison de ponte chaque mois. Cette technique nécessite de bien contrôler la température et consomme beaucoup de chauffage en hiver. Mais elle est utilisée au Canada où l'électricité est gratuite.

Si l'état général d'un animal est dégradé, l'hivernation est déconseillée. Il est conseillé de réaliser une coprologie avant toute hivernation. Chez les juvéniles, l'hivernation bloque transitoirement la croissance.

Pour faire hiverner le **gecko léopard**, l'éclairage est réduit à 8 à 12 heures par jour, voire complètement arrêté, et la température diurne est fixée à 10°C de moins que la température habituelle minimum, en général vers 18 à 20°C le jour et 12-16°C la nuit. Dans le milieu naturel, en hiver la température oscille entre 15°C le jour et 5°C la nuit. La diminution de température doit être progressive, de 1°C par semaine environ, ce qui permet à l'organisme des animaux de se préparer à l'hivernation. De même, la photopériode peut être diminuée graduellement d'une demi-heure par semaine pour passer de 14 heures de jour à seulement 8 heures (Antonini, O., 2007b). La distribution de nourriture est arrêtée une à deux semaines avant le début du repos complet. On conseille de donner un bain tiède quelques jours après le dernier repas pour vider les intestins, et de déparasiter les lézards. Un point d'eau est laissé à disposition pendant toute l'hivernation.

Pour **l'agame barbu d'Australie**, certains éleveurs conseillent d'attendre l'âge d'un an avant la première hivernation. Mais des agames barbus plus jeunes l'ont supporté (Haupschild, A., 2007). La période d'hivernation dure de 6 à 12 semaines selon les éleveurs. La durée du jour est ramenée à 9 heures en l'espace de 2 à 3 mois. La période précédent l'hivernation est organisée comme chez le gecko léopard. La température est fixée à 24 à 27°C le jour et 18 à 20°C la nuit. Pour plus de sécurité, on peut peser l'agame barbu régulièrement pendant l'hivernation. La perte de poids ne doit pas excéder 5% du poids initial. Dans le cas contraire, il est conseillé de stopper l'hivernation et remonter la température de 1 à 2°C tous les 2 jours. (Haupschild, A., 2007)

2.2.3. Environnement nécessaire à l'accouplement et la ponte :

On conseille d'introduire la femelle dans le terrarium du mâle. En effet, le mâle peut se désintéresser complètement de la femelle s'il est introduit dans un nouveau terrarium.

Le cycle sexuel de la femelle est divisé en trois phases : (Fertard, B., 1983)

1. quiescence : absence de développement de l'ovaire et de l'oviducte
2. phase folliculaire : hypertrophie rapide de l'ovaire et de l'oviducte et synthèse de vitellus, initiée par des facteurs environnementaux.
3. phase lutéale qui commence par l'ovulation

Les phases folliculaire et lutéale peuvent alterner plusieurs fois avant de passer à la phase de quiescence hivernale : on obtient alors plusieurs pontes par an. La copulation intervient le plus souvent vers la moitié de la vitellogenèse. L'ovulation de tous les œufs de la portée a lieu simultanément.

Les **modes d'ovulation** varient selon les espèces de lézards :

- Autochronic : les 2 ovaires produisent des ovules en même temps, comme c'est le cas chez les geckos léopards,

- Allochronic : chaque ovaire produit alternativement la majorité des ovules correspondant à une ponte. (Fertard, B., 1983)

Tableau 12 : Détection de la phase du cycle sexuel des femelles geckos léopards en élevage

cycle	phase de quiescence	phase de vitellogenèse		phase lutéale
suivi par l'éleveur		follicules <12-14mm de long	follicules visibles par transillumination	œufs calcifiés visibles
comportement	Hivernation	20% femelles réceptives au mâle	80% femelles réceptives au mâle	femelles non réceptives : période réfractaire --> reconstitution des réserves

On peut **déterminer le moment du cycle des femelles** geckos léopards par trans-illumination de l'abdomen (voir **Tableau 12**) (Tremper R., De Vosjoli P. and Klingenberg, R., 2005). Il ne faut pas confondre la masse blanchâtre des ovaires avec les corps gras qui sont plus caudaux, disposés en chaque côté de l'abdomen. Les follicules apparaissent orangés, et deviennent visibles dès 12 à 14 mm de long. 80% des femelles geckos sont réceptives au mâle à cette période de formation du jaune de l'oeuf. Les 20% de femelles restantes sont aussi réceptives dans la phase précoce de formation du vitellus, lorsque les follicules ne sont pas encore visibles par transillumination (Rhen *et al.* 2000). Le follicule mature prêt à ovuler mesure entre 14 et 16 mm de long. Les femelles deviennent non réceptives après l'ovulation. Cette particularité des lézards d'accepter la copulation avant l'ovulation uniquement a fait supposer que la fécondation se passait dans l'ovaire ! On a découvert par la suite les spermathèques au niveau de l'oviducte. Puis l'œuf passe au niveau des glandes muqueuses où est déposé l'albumen. 24 heures après la fécondation, l'œuf acquiert sa coquille calcaire à la fin de l'oviducte où se situe la glande coquillère. L'accouplement n'est pas indispensable avant chaque ponte mais une réinsémination peut augmenter la fertilité (Mader, D. R., janvier 2006).

Le moment idéal pour mettre le couple en présence est donc la phase du cycle de la femelle où les ovaires sont visibles à travers la peau de l'abdomen, distendus par les follicules. En général, la femelle sera réceptive au mâle à cette période. On observe une corrélation entre le taux de testostérone circulante et le nombre de follicules pré-ovulatoires. De plus, le moment du cycle sexuel où les femelles geckos sont réceptives au mâle correspond au taux maximal de testostérone. (Tremper R., De Vosjoli P. and Klingenberg, R., 2005).

Pour améliorer le suivi de la reproduction, on pourrait penser à un suivi échographique du cycle des femelles. En période de reproduction, les ovaires sont visibles quand les follicules mesurent mesurent 5mm de diamètre. Chez les lézards, les follicules pré-vitellogéniques sont aussi anéchogènes qu'après la formation du jaune de l'œuf et que les follicules atrésiques, ce qui

n'est pas le cas chez les Ophidiens et les Chéloniens. On ne peut donc pas différencier chez les lézards les trois types de follicules (voir **Figure 13**). Un ovaire peut présenter des groupes de follicules de tailles différentes correspondant aux portées successives à venir. En conclusion, l'échographie ne permet ni de déterminer le moment propice à l'accouplement, ni combien d'œufs la femelle agame barbu pondra, puisque plusieurs vagues folliculaires sont présentes sur l'ovaire. Si cette idée pouvait paraître séduisante, elle n'a donc pour l'instant pas d'application.

Figure 13: Image échographique d'ovaire normal de lézard : Iguane vert (source : service d'imagerie de la faculté de médecine vétérinaire de Saint-Hyacinthe)

Chez les Reptiles, les cycles sexuels des mâles et des femelles ne sont pas forcément synchronisés. Le stockage des spermatozoïdes permet une fécondation différée de plusieurs mois. C'est pourquoi on surestime beaucoup la durée de gestation si on prend comme point de repère l'accouplement. D'autant plus que l'accouplement à lieu au milieu de la phase de vitellogenèse, donc quelques jours avant l'ovulation. Les spermatozoïdes peuvent passer plusieurs mois dans les replis vaginaux avant de remonter dans la portion tubulaire de l'oviducte où ils pénètrent dans les cellules glandulaires. Ces dernières dégénèrent après l'ovulation, permettant la fécondation par libération des spermatozoïdes. Certaines espèces de lézards peuvent stocker des spermatozoïdes jusqu'à 6 ans. Toutefois, la fertilité des gamètes mâles est inversement proportionnelle à la durée de stockage dans la spermathèque. Abraham a montré en 1986 (cité par Henkel F.W., 2004) que la durée de survie du sperme chez la femelle gecko léopard était de 4 mois. Pour plus d'information sur la physiologie de la reproduction des reptiles, consultez la thèse suivante : (Braun, L., 2004).

L'idée de contrôle du déclenchement de la reproduction conduit à celle de l'**insémination artificielle**. Mengden *et al.* ont publié en 1980 un article sur l'insémination artificielle chez les serpents (Mengden, A. G. *et al.*, 1980). L'obstacle le plus important est le contrôle de l'oestrus et de l'ovulation. L'oestrus peut être détecté par le comportement du mâle en présence d'une

femelle attractive, grâce à ses phérormones. Chez les Squamates, il existe une unique hormone hypothalamique sexuelle, intermédiaire entre LH et FSH et formée comme elles de deux sous-unités. On peut induire l'ovulation par l'emploi de FSH. La FSH ovine, porcine, humaine ou de tortue, et l'eCG (equine Chorinic Gonadotropin) stimulent le développement de l'ovaire, de l'oviducte, la maturation folliculaire et la sécrétion ovarienne en oestrogènes. Attention, en cas de surdosage en FSH, la hiérarchie folliculaire est abolie et on assiste à un blocage de l'ovulation et à des hémorragies ovariennes (Crew et Garrick, 1980). Une superovulation est donc impossible par ce biais. La récolte du sperme peut se faire manuellement. Toutefois, les quantités de sperme prélevées sont très faibles. L'éjaculat peut être dilué avec 0,2mL de sérum physiologique. La motilité du sperme est vérifiée au microscope avant utilisation. On peut aussi congeler la semence pendant 96 heures avec un diluant adapté : Mc Coy's 5A Tissue Culture Media mélangé à une dilution à 7% de diméthyl sulfoxide dans du lait de noix de coco. L'insémination proprement dite peut être effectuée avec une seringue à insuline introduite dans le cloaque de la femelle, en direction craniale. Les auteurs pensent que le meilleur protocole est d'inséminer la femelle toutes les semaines pendant la période de reproduction car le moment de l'oestrus n'est pas détectable de façon fiable. (Mengden, A. G., Platz, C. G. and Hubbard, R., 1980)

Chez le gecko léopard, le mâle poursuit la femelle en la reniflant au niveau du cloaque. Si la femelle n'est pas réceptive, elle cherche à s'enfuir. Si elle s'immobilise, il la chevauche en la mordant à la nuque, du côté de sa partenaire opposé à son propre cloaque. Grâce à cette position en travers, il ne glisse pas du dos de la femelle. Il la chevauche et introduit un hémipénis au niveau du cloaque de la femelle.

Le **diagnostic de gestation** se fait en regardant la face ventrale de l'abdomen : on voit les deux œufs par transparence, à travers la peau translucide (voir **Figure 14**). Dans le milieu naturel, les Gekkonidés pondent leurs œufs à l'air libre, sur le rebord d'anfractuosités ou de pierres. En élevage, on place dans le terrarium une boîte à humidité en période de **ponte**. En effet la femelle a tendance à pondre sur un lieu humide, qui sera le bac d'eau en l'absence de boîte de ponte. On conseille de percer l'ouverture sur le couvercle de la boîte. (Antonini, O., 2007b). Les signes de ponte sont une anorexie et une diminution de l'activité qui interviennent plus ou moins précocement avant la ponte selon les femelles. La ponte est imminente lorsque la geckotte gratte le substrat dans sa boîte de ponte ou se lève sur ses pattes et contracte son abdomen. La femelle peut pondre un ou deux œufs, et dans des cas exceptionnels, trois œufs.

Figure 14 : Œufs visibles par transparence dans l'abdomen d'une femelle gecko léopard : les flèches indiquent le tour de l'œuf visible par transparence (document personnel)

Chez l'agame barbu d'Australie, la **parade nuptiale** s'apparente à celle du gecko léopard. Le mâle se place perpendiculairement à la femelle et exhibe sa barbe aux couleurs noires vives. Ensuite, il hoche la tête et plie les pattes antérieures comme s'il faisait des pompes et effectue parfois des battements de queue. En réponse, la femelle peut refuser l'accouplement en s'aplatissant sur le sol ou en attaquant le mâle, ou bien l'accepter avec un moulinage lent des pattes antérieures. En cas d'acceptation, le mâle mord sa partenaire au niveau de la nuque, du côté opposé à son propre cloaque. Il accroche ses pattes autour du dos de la femelle et enroule la partie caudale de son corps sous celui de sa conquête. Celle-ci relève la queue, ce qui permet le rapprochement des orifices cloacaux et la copulation. Grâce à cette position en travers, il ne glisse pas du dos de la femelle. Il la chevauche et introduit un hémipénis au niveau du cloaque de la femelle. La copulation dure entre 2 et 3 minutes.

La **gestation** de la femelle agame dure 3 à 6 semaines (Haupschild, A., 2007). En captivité, on conseille de placer une boîte de ponte humide au point froid du terrarium. La boîte doit contenir assez de vermiculite pour permettre à la femelle de creuser. Certains éleveurs retirent le bac d'eau pendant la période de ponte, pour plus de sécurité. La **ponte** intervient souvent en début d'après-midi. Une femelle peut pondre 2 à 7 fois par an avec un intervalle minimum d'un mois entre chaque ponte (Haupschild, A., 2007). Il est conseillé de séparer les reproducteurs 4 à 6 semaines après la ponte. La femelle peut mettre plusieurs heures à pondre 10 à 40 œufs à coquille molle. Après quelques heures, la coquille devient dure. Les femelles qui pondent pour la première fois déposent en moyenne 15 œufs puis la taille des pontes augmente avec l'âge (Moniz, R., 2008). Le record est de 68 œufs pour une femelle de phase German Giant (Smith, C.,

2004). De Vosjoly et Mailloux (1993) ont constaté que les femelles entre 2 et 4 ans avaient le nombre d'œufs le plus stable et élevé. Avant, l'énergie nécessaire à la croissance diminue le nombre d'œufs. Après 4 ans, la fertilité diminue. (Dham, N., 2004)

2.2.4. Gestion de l'incubation, développement embryonnaire et malformations

2.2.4.1 Gestion de l'incubation et développement embryonnaire normal

L'œuf de reptile est composé de protéines, de lipides et de nombreuses vitamines. La composition des **protéines** du jaune d'œuf est spécifique et déterminée génétiquement : l'alimentation de la mère n'influence pas la composition protéique de l'œuf (White, 1991, cité par Kohler G., 1997) Les vitellogénines sont synthétisées dans le foie (Wahli *et al.*, 1981, cité par Kohler G., 1997) puis transportées jusqu'aux ovaires par voies sanguine et lymphatique. Le vitellus est produit au niveau hépatique sous dépendance oestrogénique. L'oestradiol permet la mobilisation des graisses du corps gras abdominal afin de fournir l'énergie nécessaire à la vitellogenèse (Crew 1975, cité par Kohler G., 1997). L'albumine est sécrétée directement dans l'oviducte. Il existe des protéines de transport spécifique de chaque vitamine (Abrams *et al.*, 1988, cité par Kohler G., 1997). En revanche, la teneur en vitamines et en minéraux de l'œuf dépend directement du statut de la femelle. Ainsi M.Langerwerf a montré en 1981 (cité par Tremper R., 2005) une corrélation entre le taux de vitamine D et de calcium dans la ration de la mère et le taux d'éclosion des œufs chez des lézards *Gerrhonotus multicarinatus*. En supplémentant la mère en calcium et vitamine D, le taux d'éclosion augmente. Pourtant, le taux de calcium de l'œuf est identique dans les œufs issus de femelles carencées en vitamine D. Seul le taux de vitamine D varie. On suppose que l'embryon absorbe moins bien le calcium en cas de carence de l'œuf en vitamine D (Laing, C. J., Trube, A., Shea, G. M. *et al.*, 2001).

Les **lipides** constituent un tiers de la masse de l'œuf et fournissent environ 90% de l'énergie nécessaire à l'embryon. La composition lipidique de l'œuf est influencée en partie par la composition de la ration de la mère, notamment le taux d'acides gras essentiels. (Kohler, G., 1997).

La vitesse du développement embryonnaire dépend des paramètres environnementaux, notamment de la température d'incubation. Plus la température est élevée, plus le lézard se développe rapidement. Les mâles Le gecko léopard se développent donc plus rapidement que les femelles en moyenne. En pratique, on ne peut donc pas prédire le stade de développement embryonnaire en fonction de la date de la ponte mais on définit différents stades quelque soit l'espèce de lézard (voir **Tableau 13**).

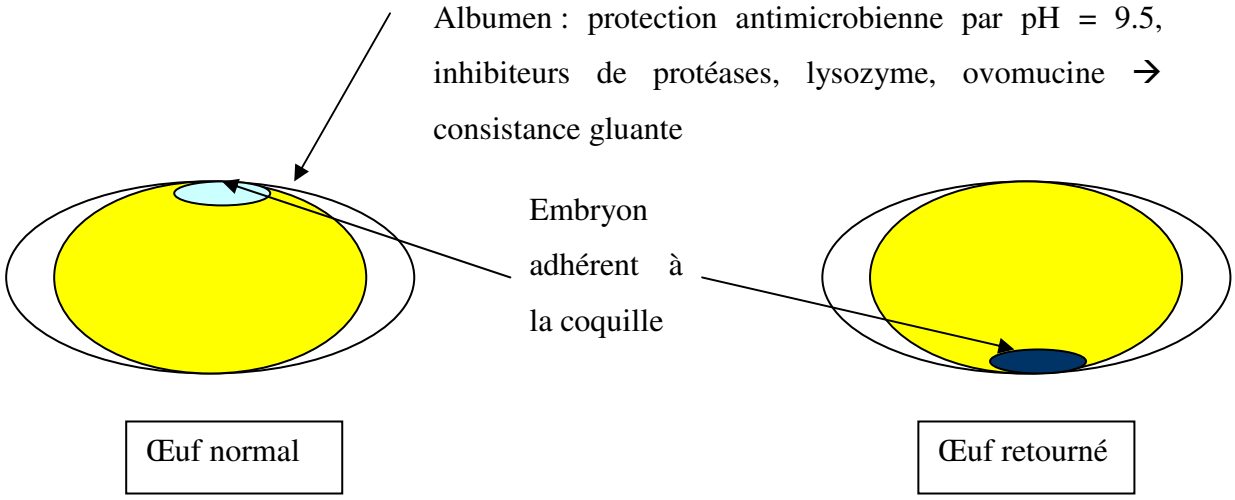
Tableau 13 : Développement embryonnaire du lézard (d'après Kohler G., 1997)

S0	ovulation simultanée de plusieurs follicules
	en région haute de l'oviducte, dépôt d'albumen et fécondation
stades 1-6	l'oeuf fécondé unicellulaire se segmente en nombreux blastomères
	formation du disque germinal dans la partie supérieure du jaune (pôle "animal")
ovulation + 24h	début de formation des membranes de l'œuf (selon rotation de l'œuf)
	minéralisation des membranes
	formation du blastocoele par liquéfaction du jaune sous l'embryon --> stade blastula
	ponte de l'œuf
stades 8-10	gastrulation (mésoderme dorsal : chorde + muscle/mésoderme ventral : mésenchyme, mésothélium, cellules sanguines)
stades 14-17	neurulation, premiers îlots sanguins
stade 23	formation des vésicules oculaires
stade 28	yeux et cerveau nettement visibles
stade 30	bourgeons de membres, rétine non pigmentée
stade 31	rétine pigmentée
stade 34	doigts et orteils différenciés mais encore palmés
stade 36	formation des tympans et écailles, doigts et orteils bien développés
stade 40	œuf prêt à éclore

Comme l'œuf des oiseaux, celui des Reptiles développe des **annexes embryonnaires**. La masse vitelline et la membrane qui l'entoure, forment la vésicule vitelline, reliée à l'embryon par le pédoncule ombilical, et joue un rôle nutritif. L'allantoïde contrôle les échanges gazeux à travers la coquille et l'accumulation des déchets embryonnaires. L'embryon est entouré de l'amnios contenant du liquide qui a un rôle de protection mécanique. Le chorion enveloppe toutes ces annexes. Le jaune d'œuf qui a une densité importante, tombe par gravité au fond de l'œuf. L'embryon au contraire « flotte » en surface de l'oeuf.

Contrairement aux Oiseaux, l'œuf de reptile ne possède pas de chalaze. News a montré en 1957 (cité par Kohler G., 1997) que le **retournement** de l'œuf d'oiseau est indispensable pour empêcher l'adhésion de l'embryon à la coquille. Cette adhésion est normale chez les reptiles. L'œuf peut être retourné dans tous les sens dans l'heure qui suit la ponte. Après une heure, l'embryon se fixe à la coquille de l'œuf. Dans le premier tiers de l'incubation, l'œuf ne peut être bougé que dans un axe vertical. Si on tourne l'œuf selon son axe horizontal, on tue l'embryon, ou bien on provoque des malformations. En effet, on fait tomber le jaune, qui suit la gravité, sur l'embryon adhérant à la coquille (voir **Figure 15**). De plus le mouvement peut casser les annexes extra-embryonnaires, notamment l'allantoïde qui est très fragile à ce stade. Après le premier tiers d'incubation, les membranes sont plus solides et on peut retourner l'œuf. La seule conséquence est que le juvénile sortira par la partie de l'œuf située contre le sol au lieu de sortir par le haut de l'œuf.

Figure 15 : Mécanisme de mort embryonnaire par retournement de l'œuf (d'après Kohler G., 1997)



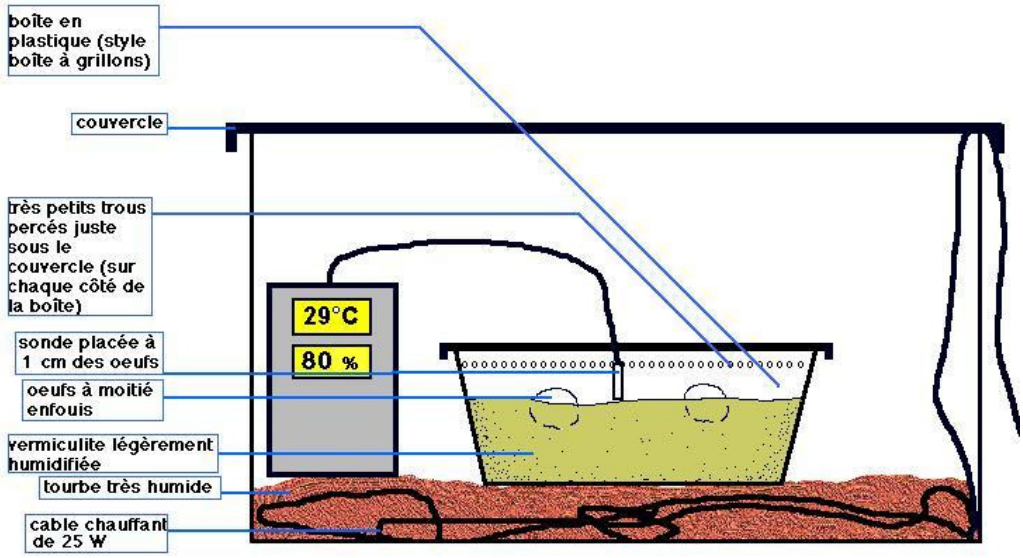
La couche d'albumen est très réduite au moment de la ponte mais croit en volume au cours de l'incubation par **absorption et stockage d'eau**. Chez certains Agamidés, l'œuf gagne 300% de son poids initial au cours de l'incubation, en absorbant de l'eau. Packard *et al.* ont montré que les nouveau-nés pèsent plus lourd à l'éclosion que les œufs au moment de la ponte (Packard, G. C. *et al.*, 1977). Cela ne peut s'expliquer que par une incorporation d'eau dans le protoplasme de l'embryon. L'eau jouerait donc un rôle dans le développement embryonnaire. Fitch a observé en 1967 (cité par Fertard B., 1983) que même en atmosphère saturée de vapeur d'eau, les œufs de lézards ne prospèrent que s'ils sont en contact avec des particules solides riches en eau. A l'inverse, les résultats d'incubation sont très mauvais lorsque l'œuf est totalement enterré dans un substrat saturé d'eau. On assiste alors à une asphyxie de l'embryon. D'après Packard *et al.* (1977), les deux côtés de la coquille ont des vocations différentes. La partie inférieure assure l'absorption d'eau et la partie supérieure permet les échanges gazeux. Il a aussi été démontré pour les Agamidés et beaucoup d'autres espèces que si l'embryon meurt, l'œuf n'absorbe plus d'eau, même placé sur un substrat correct.

Le **substrat d'incubation** doit conserver l'humidité sans moisir ni pourrir. On peut utiliser de la vermiculite ou de la perlite, de la tourbe blonde ou à défaut du coton. Ces substrats doivent être utilisables pour la culture des plantes et ne pas être des matériaux d'isolation pour les chantiers, qui peuvent avoir été traités et ne pas convenir pour l'incubation (Henkel F.W., Knöthig M. and Schmidt, W., 2004). Une méthode facile pour apprécier le taux d'humidité de la vermiculite pendant l'audit, est d'en prendre une poignée dans la main et de la presser. On doit sentir l'humidité en touchant le substrat. L'eau ne doit pas couler lorsqu'on prend la poignée dans la main. Enfin de l'eau doit s'échapper lorsqu'on serre le substrat dans la main. Au départ,

on conseille au néophyte de mélanger un poids d'eau un peu inférieur à celui du substrat pour obtenir le résultat désiré (Haupschild, A., 2007). Mais l'eau s'évapore de l'incubateur d'où l'intérêt de la vérification à la main.

L'œuf de reptile est en équilibre permanent avec son environnement concernant l'eau mais aussi les **échanges gazeux**. Plus l'embryon se développe, plus il consomme d'oxygène et rejette de dioxyde de carbone, dans un milieu parfois confiné sous le sol. Dmil'El a montré en 1970 que les besoins en oxygène croissent de façon exponentielle jusqu'à quelques jours avant l'éclosion. Simultanément, l'embryon augmente sa capacité à extraire l'oxygène grâce à sa membrane allantochoroïdienne et à transporter cet oxygène par le développement de son système vasculaire. De plus, chez les reptiles, comme vu précédemment, l'embryon est adhérent à la partie supérieure de la coquille de l'œuf. Cela contribue au séchage de la coquille par absorption d'eau par l'embryon et protège l'embryon du manque d'oxygène. Une concentration élevée en CO2 dans l'air entourant l'œuf stimule l'éclosion. Highfield a montré en 1991 (cité par Kohler G., 1997) qu'une concentration élevée en CO2 et un manque d'oxygène peuvent aussi occasionner des naissances prématurées et augmenter la mortalité dans l'œuf juste avant l'éclosion.

Figure 16 : Schéma d'un incubateur (source : Clinegecko, 2002)



Il existe de nombreux modèles d'incubateurs. Le principe est de placer une bassine d'eau ou un élément humide dans une enceinte close et chauffée (voir Figure 16). La température et l'hygrométrie doivent être adaptée à l'espèce et contrôlées avant d'y déposer les œufs. Idéalement, un thermo-hygromètre permet de contrôler en permanence l'ambiance dans l'incubateur, et enregistre les maxima et minima. Un thermo-enregistreur permet de contrôler les anomalies à tout moment de la journée. Selon les modèles d'incubateurs, il faut remettre régulièrement de l'eau dans le milieu ou au contraire garder la couveuse closes On évite que

l'eau condensée ne retombe directement sur les œufs. Pour cela on peut placer un élément protecteur au-dessus des œufs (demie bouteille en plastique…), ou une vitre inclinée dans le sens opposée aux œufs (Antonini, O., 2007b).

Le choix des paramètres d'incubation dépend de l'espèce.

Chez le **gecko léopard**, la température d'incubation influence le sexe, le comportement, l'éclat des couleurs, la vitesse de développement embryonnaire, et le taux de mortalité embryonnaire. Chez le gecko léopard, le **sexe** est déterminé par la température d'incubation. Bull a distingué en 1983 (cité par Kohler G., 1997) deux mécanismes de déterminisme de sexe dans le règne animal : la GSD (*Genetic Sex Determination*), dans lequel le sexe du zygote est déterminé dès la naissance par les chromosomes, et l'EST (*Environnemental Sex Determination*) dans laquelle le sexe du zygote peut subir l'influence d'un ou plusieurs facteurs de l'environnement. La TSD (*Temperature-dependant Sex Determination*) est le système majoritaire chez les lézards. Mais il existe aussi des espèces à GSD, comme l'agame barbu d'Australie. La période du développement embryonnaire sensible à la température a été appelée période thermosensible. Elle s'étale des premières étapes de la différenciation des gonades jusqu'à l'entrée en méïose des cellules germinales. Le mécanisme d'action initial de la température est inconnu. La température pourrait agir sur les récepteurs aux oestrogènes. En effet, l'activité de ces récepteurs est dépendante de protéines sensibles à la température. Les récepteurs aux oestrogènes pourraient ensuite inhiber des gènes de différenciation mâle. Une autre hypothèse plus probable pour Claude Pieau serait une action de la température sur le promoteur de l'aromatase car ce promoteur varie selon les tissus. Une action de la température sur le promoteur gonadique permettrait donc une action ciblée (Pieau, C., 2004). La question du mode d'action de la température sur la différenciation sexuelle reste donc en suspens mais son application est concrète en élevage. Les geckos léopards suivent le modèle classique de la TSD des Sauriens. Les mâles sont obtenus à des températures d'incubation plus chaudes que les femelles. Les œufs incubés à 27-28°C donnent des femelles en 55-63 jours environ. Les œufs incubés à 32-33°C donnent des mâles en 34-45 jours environ. En théorie les températures d'incubation très chaudes donnent des femelles. Toutefois en élevage, on évite d'atteindre des températures d'incubation trop élevées car cela augmente le taux de malformation. La période critique de détermination du sexe se situe entre quatorze et vingt jours d'incubation chez le gecko léopard, dans le deuxième quart d'incubation (Antonini, O., 2007b).

La température d'incubation influe sur le **comportement** du gecko léopard (Tremper, R. E. M., 2006), (Gérard, P., 1997). On observe que les femelles incubées à chaud et les mâles incubés à froid donnent de piètres reproducteurs. Les « ***hot females*** » ou « matcho females » sont très agressives envers les femelles incubées à froid et les « dud males » ou « ***girlie males*** » sont

plus doux que les mâles classiques. Ces femelles « incubées à chaud » sont en général plus agressives et s'attaquent au mâle lorsque celui-ci tente de s'accoupler. Ce sont donc de piètres reproductrices. D'après Crews *et al.* (1998), une femelle incubée à haute température devient l'*alfa* d'un groupe de geckos. Les autres femelles du groupe attendent qu'elle ait mangé pour se servir et s'approchent rarement d'elle. Logiquement, les femelles incubées à haute température deviennent plus grosses que les autres car elles mangent plus. De même les mâles incubés à froid peuvent être laissés dans le même terrarium s'ils ont été élevés ensemble. On constate qu'il y a moins de combats territoriaux qu'entre les mâles incubés à température classique, sauf si on introduit une femelle dans le terrarium.

Notons que la température d'incubation influence aussi **l'éclat de la couleur** chez le gecko léopard. Les individus incubés à plus haute température sont souvent plus intensément colorés, et ont moins de mélanine que les femelles obtenues à 26°C (Brian Vets, cité par Tremper, R., 2006). Certains éleveurs augmentent donc la température d'incubation une fois passée la période critique de détermination du sexe. Par exemple en fixant la température à 27°C pendant vingt jours puis à 32°C, ils obtiennent des femelles plus colorées. Viets *et al.* ont conclu en 1993 (cités par Tremper R., 2005) en comparant des parents et leur descendance que seulement 27% de la pigmentation était due à la génétique. Cela pourrait représenter un avantage sélectif en milieu froid, où la pigmentation plus foncée des geckos permettrait d'emmagasiner un maximum de chaleur. (Antonini, O., 2007b)

Chez **l'agame barbu d'Australie**, la température d'incubation est fixée entre 27 et 30°C et l'hygrométrie entre 80% et 95%. Une température supérieure à 31-32°C tue les embryons. Les œufs doivent être enfouis à mi-hauteur dans le substrat. L'éclosion a lieu 89 à 96 jours plus tard à 26°C, ou bien 2 mois plus tard à 29°C. Chez l'agame barbu d'Australie, le sexe est déterminé génétiquement. Les hautes températures donnent des couleurs plus vives mais augmentent le risque de malformation des petits. (Gérard, P. *et al.*, 2001)

2.2.4.2 Problèmes au cours du développement embryonnaire et conduite à tenir :

Comme chez les autres vertébrés, la viabilité des individus malformés varie. Certains meurent au stade embryonnaire, d'autres à l'éclosion, d'autre enfin plus ou moins tardivement après la naissance. Parmi les siamois, on distingue deux sortes d'anomalies : les tératopages où deux individus complets se sont unis (voir **Figure 17**) et les tératodymes où un individu possède une partie de son corps dupliquée.

Figure 17: Tératopage d'agame barbu d'Australie (source : Dachiu, R. V., 2007)

Les facteurs tératogènes chez les reptiles sont génétiques et environnementaux. On établit qu'une mutation est génétique lorsqu'elle est transmise à la descendance de l'individu, dans des conditions d'incubation classiques. On peut aussi suspecter une origine génétique lorsqu'un couple donne des petits malformés issus de plusieurs pontes, alors que les autres œufs incubés en même temps sont normaux. Les autres jeunes de l'incubateur sont nés normaux. Dans la phase *blazing blizzard*, on observe de nombreuses malformations (voir **Figure 18** et **Figure 19**).

Figure 18: gecko léopard *blazing blizzard* mort-né hydrocéphale incubé à 28°C ; les autres geckos léoprads de l'incubateur étaient normaux (source : Haeyaert, 2008)

Figure 19 : Autre gecko léopard *blazing blizzard* présentant une « masse » non évolutive sur le haut du crâne, possiblement due à une mauvaise soudure de la boîte crânienne (source : DDXL, 2008)

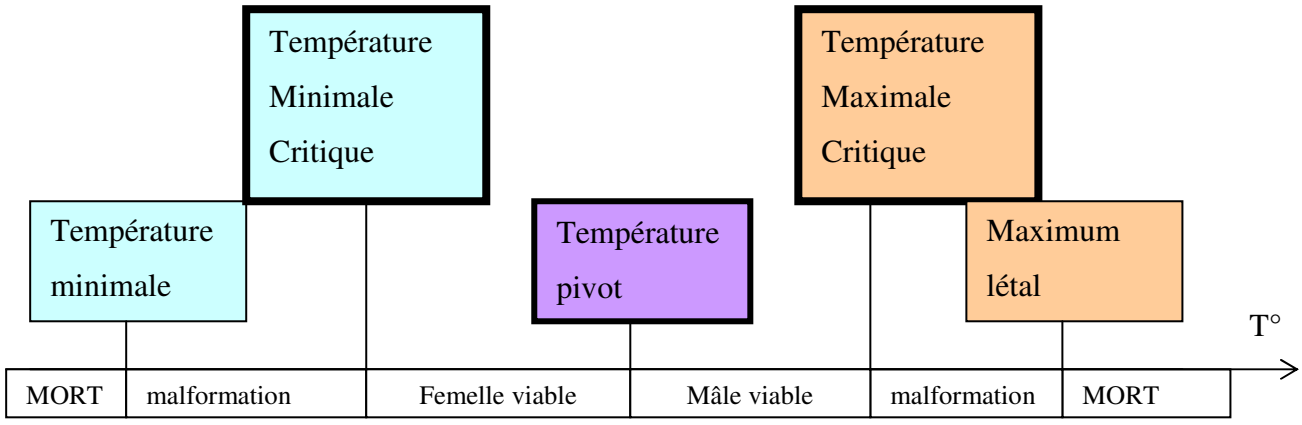
Une anomalie peut résulter des deux types de facteurs combinés : génétique et environnemental. En effet, la pénétrance et l'expressivité d'une anomalie déterminée par une mutation peuvent varier en fonction de facteurs extra-génétiques comme chez les Mammifères. Zwilling a aussi montré en 1955 qu'une même anomalie peut être produite par l'un ou l'autre type de facteurs (Zwilling, E., 1955). La forme non héréditaire est alors appelée phénocopie. Ainsi Philippe Gérard a pu observer en 1995 dans son élevage de geckos léopards des individus *designers* éclos d'œufs incubés à plus de 34°C (Gérard, P., 1997). Leurs parents n'étaient pas porteurs de ce gène et les jeunes avaient par ailleurs des doigts surnuméraires. Ces mutations ont été produites par des facteurs environnementaux. Il existe parallèlement une phase *designer* héréditaire chez les geckos léopards.

Les facteurs tératogènes environnementaux sont multiples. On peut citer la température, l'hygrométrie, la pression chez les tortues, les chocs mécaniques (manipulations malencontreuses des œufs), les rayons X et les facteurs chimiques. Les facteurs environnementaux sont cruciaux au stade précoce du développement embryonnaire car ce stade correspond au développement simultané de différentes ébauches d'organes. La période de morphogenèse active est donc susceptible de produire des malformations graves. Passé ce cap, de petites anomalies peuvent être observées (doigts surnuméraires…) mais plus de monstruosités. On a montré que l'injection d'oestradiol, de testostérone ou de thyroxine dans les oeufs provoquent des anomalies génitales (Raynaud, A. *et al.*, 1966). Il en est de même pour la cytosine-arabinofuranoside, l'actinomycine D et le bleu trypan qui sont tératogènes (Raynaud, A., 1982). Pour chaque facteur, il existe une dose tératogène seuil. Soulignons qu'il existe des variations individuelles de la sensibilité aux différents facteurs entre les embryons. Ainsi un lot d'œufs incubés à la même température excessive donnera des embryons viables, des malformations de différents degrés et des morts, selon une répartition gaussienne. Certains embryons seraient capables de réparer plus vite les mutations induites que les autres. En pratique, il peut aussi exister un faible gradient thermique dans l'incubateur ce qui fait que certains œufs sont moins touchés par les mutations. L'embryon de la Figure 20 est issu d'une couvée de trois œufs fécondés incubés à une température excessive : l'un est mort, un autre était viable et le dernier présentait une non fermeture de la ligne blanche.

Figure 20 : Non soudure de la ligne blanche : œuf de gecko léopard incubé à température excessive (source : Gigaut, L., 2006)

La **température** agit sur la vitesse de développement donc la durée d'incubation. Plus la chaleur est importante dans l'incubateur, plus l'embryon se développe vite. Puis on passe dans le domaine pathologique (voir Figure 21). On peut citer l'exemple d'une petite fille de 4 ans qui a débranché l'incubateur de son père éleveur d'agames barbus d'Australie. Le seul œuf sauvé a donné naissance à un individu avec deux têtes, malformation appelée « derodyme ».

Figure 21 : Effet de la température d'incubation sur la viabilité de l'embryon (d'après Kohler G., 1997) :



L'humidité est un facteur de réussite de l'incubation. Une humidité trop faible peut tuer l'embryon par dessiccation. On constate aussi que plus le substrat d'incubation est sec, moins le vitellus est résorbé à la naissance. Notons qu'un œuf trouvé desséché n'implique pas forcément une humidité insuffisante (voir les œufs de la Figure 23 incubés avec une humidité normale). En effet la coquille tend à perdre sa capacité à retenir l'eau après la mort de l'embryon ou si l'œuf n'est pas fécondé. Au contraire, un excès d'humidité favorise le développement des moisissures (voir **Figure 22**). La réussite de l'incubation dépend du substrat, qui retient plus ou moins bien l'humidité et de la protection des œufs vis-à-vis de l'eau.

Figure 22 : Développement de moisissures sur un œuf non fécondé (document personnel)

Figure 23 : Œufs non fécondés « dégonflés » en cours d'incubation (document personnel)

En cas de dégénérescence d'un œuf, plusieurs questions se posent. Faut-il modifier les paramètres d'incubation ? L'œuf est-il fécondé ? A-t-on une chance de le sauver ? Il faut d'abord vérifier si l'œuf dégénère réellement ou s'il est simplement en train de s'affaisser avant l'éclosion. Si ce n'est pas le cas, on peut tout d'abord contrôler les paramètres d'incubation. Si tous les œufs meurent dans le même incubateur, la probabilité est forte que le problème vient de l'incubateur. Pour déterminer si l'œuf est fécondé, est possible de mirer les œufs après les avoir placés dans l'incubateur. On voit alors des vaisseaux développés le long de la coquille, ce qui indique que l'œuf est fécondé. Puis à un stade plus avancé on distingue l'embryon (voir **Figure 24**). Ces méthodes permettent de savoir si un œuf est fécondé, mais ne sont pas fiables à 100%. La seule méthode de certitude est d'ouvrir l'œuf dégénéré pour voir l'avorton (**Figure 25**).

Figure 24 : Œufs fécondés à un stade avancé d'incubation (document personnel)

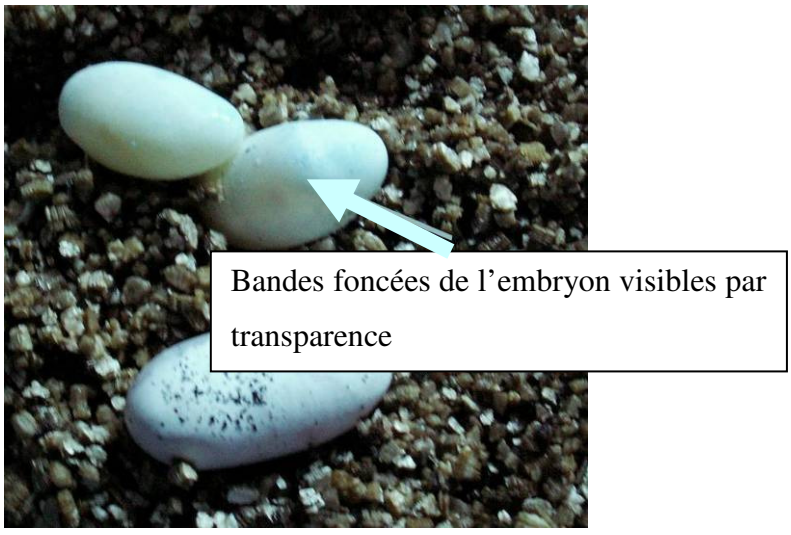


Figure 25 : Œuf fécondé dégonflé dans l'incubateur : l'ouverture montre un avorton (document personnel)

Si les œufs qui dégénèrent sont bien fécondés, on peut suspecter un problème d'incubation. En revanche, il est normal que les œufs non fécondés n'absorbent pas l'eau et finissent par moisir ou pourrir (voir Figure 23). Dans ce cas, il faut retirer les œufs qui se flétrissent et pourraient générer une contamination bactérienne de la ponte. Dans certains cas, il est possible de sauver un œuf si on rétablit le problème à temps. Par exemple, si un œuf apparaît dégonflé avant terme et qu'on remarque que l'hygrométrie est basse dans l'incubateur, on parvient parfois à « regonfler » l'œuf en rétablissant une ambiance correcte. En cas de fêlure d'un œuf, certains éleveurs recollent la coquille avec du papier à cigarette et de la colle blanche. En cas de moisissure de la surface de la coquille, on conseille de remplacer immédiatement le substrat et de passer une crème antimycosique sur la coquille.

En cas de **retard d'éclosion** des œufs, il faut penser à un problème de carence en vitamine D chez la mère. L'œuf est alors moins riche en vitamine D. Il est possible que l'embryon absorbe alors moins efficacement le calcium de l'oeuf. Cela conduirait à un développement musculo-squelettique anormal et une inaptitude à déclencher la respiration pulmonaire au moment de l'éclosion (Laing, C. J., Trube, A., Shea, G. M. *et al.*, 2001). Il est aussi possible que le système de chauffage soit tombé en panne et que l'éclosion se produise plus tard si on n'a pas contrôlé la température de l'incubateur… Mieux vaut être patient et ne pas brusquer l'éclosion car cette phase est précédée de la mise en place de la respiration pulmonaire. On peut donc tuer l'embryon en ouvrant l'œuf. En général, il s'écoule moins de deux heures entre le moment où le jeune incise sa coquille et le moment où il en sort. D'après les observations de Philippe Gérard, deux œufs d'une même ponte, incubés dans les mêmes conditions peuvent éclore jusqu'à trois jours d'intervalle (Gérard, P., 1997).

2.2.5. Naissance et gestion des juvéniles :

Quelques jours avant la naissance, les oeufs prennent un aspect un peu plus opaque et se creusent. L'oeuf est prêt à éclore (voir **Figure 26**). Les lézards percent la coquille de l'œuf à l'aide d'une dent prémaxillaire.. En règle générale, les lézards possèdent deux bourgeons dentaires formant deux dents dont l'une dégénère au cours du développement ou qui fusionnent. Les deux espèces étudiées font exception à cette règle. Les agames barbus d'Australie comme tous les Agamidés possèdent une unique dent. Les geckos gardent leurs deux dents distinctes jusqu'à l'éclosion.

Figure 26: Déroulement normal d'une éclosion (source : Lelogeais, K., 2007)

En cas de naissance prématurée, le jeune gecko éclot avant d'avoir intégré totalement son vitellus dans son abdomen (voir **Figure 27**). Cela peut être dû à un taux excessif de CO2 dans l'incubateur (voir 2.2.4.1 Gestion de l'incubation et développement embryonnaire normal page 13). On conseille de laisser le petit dans l'incubateur et de ne pas retirer le vitellus sauf s'il s'infecte. On pose uniquement dans ce cas une ligature et on désinfecte le site de section. On prendra garde qu'il soit impossible au prématuré de tomber dans l'eau de l'incubateur quand il aura repris des forces et pourra se déplacer. Chez les agames barbus d'Australie, la plupart des jeunes naissent avec un sac vitellin non résorbé. Il disparaît en quelques jours. On conseille de le laisser s'intégrer naturellement à l'abdomen, sauf en cas d'infection.

Figure 27 : Prématuré n'ayant pas encore résorbé son vitellus. (source : Clinegecko, 2002)

La plupart des éleveurs conseillent de séparer les jeunes des adultes car les juvéniles peuvent être pris pour des proies. De plus, les jeunes trouvent plus difficilement le bac d'eau et leur nourriture dans un grand terrarium. Les jeunes peuvent être logés individuellement ou par lots homogènes pour diminuer la compétition. La meilleure solution, si possible, est de placer chaque juvénile dans un bac individuel. Pour les geckos léopards, les paramètres d'ambiance sont les mêmes pour les juvéniles et les adultes.

Des cas de **cannibalisme** ont été rapportés chez le gecko léopard (Henkel F.W., 2004). En 1994, il était inconcevable de laisser dans un espace clos et restreint, une colonie de geckos comprenant des jeunes immatures. Dans un terrarium d'un mètre vingt de long, pourvu de cachettes et de sable, Patrick Huddleson (cité par Henkel F.W., 2004), un éleveur de l'Iowa, a introduit un couple de geckos. Les œufs pondus dans le terrarium ont éclos sans incubation, à une température proche de 27°C. De façon surprenante, les adultes n'ont pas mangé leurs petits. Juste après la naissance, les adultes s'approchaient du petit et le « goûtaient » fréquemment avec leur langue. Pendant l'élevage, Huddleson a rapporté que les jeunes et leurs parents se suivaient alternativement. Le terrarium a été peuplé par trois générations de geckos sans observer de cannibalisme. L'expérience a été interrompue car les mâles matures se battaient dans le terrarium. Il est donc probable que les geckos sont capables de discriminer leurs petits et leurs proies. Comment expliquer alors les cas de cannibalisme ? Une des hypothèses avancées est que dans le cas de l'expérience d'Huddleson, les petits étaient incubés à des températures faibles, ce qui conduit à des individus moins agressifs. De plus compte tenu de la température basse, sur les trois générations, seuls trois mâles peuplaient le terrarium. Un *sex ratio* différent pourrait conduire à une incidence supérieure du cannibalisme envers les jeunes.

Ron Tremper a tenté plusieurs expériences pour déterminer dans quelles conditions intervenait le cannibalisme (Tremper R., De Vosjoli P. and Klingenberg, R., 2005). Il a introduit des jeunes dans des groupes de taille et de *sex ratio* variables, dont des mâles uniquement, et aucun jeune n'a été mangé. Par ailleurs, dans l'élevage de Ron Tremper, beaucoup de geckos se sont échappés de leur terrarium. Il a observé dans la pièce que les subadultes affamés mangeaient les plus jeunes. Son interprétation est qu'un gecko affamé attaque sa proie sans la goûter au préalable. Il s'agit sûrement d'une adaptation évolutive : un gecko affamé laisse moins de chances à une proie de s'enfuir. Or une fois qu'il a une proie dans la gueule, le gecko déclenche automatiquement la séquence d'ingestion. Le cannibalisme apparaît donc uniquement dans des groupes de geckos affamés, par défaut de discrimination des proies et des petits.

Le premier repas a lieu dans les quelques jours qui suivent la naissance mais les variations individuelles sont importantes. Les animaux qui s'alimentent dès le premier jour après

l'éclosion sont rares. Dans certains ouvrages, le premier repas est décrit après la première mue (Gérard, P., 1997). D'après les éleveurs, les deux événements ne sont pas forcément reliés.

La mortalité post-natale est souvent très élevée dans les 6 mois suivant la naissance. Les principales causes sont l'anorexie (stress), les déséquilibres alimentaires (lipidose hépatique), et une mauvaise conception du terrarium. M.Langerwerf a observé en 1978 (cité par Tremper R., 2005) que l'apport de vitamine D3 et de calcium augmente le taux de survie des jeunes reptiles. Il pulvérisait ses jeunes lézards avec de l'eau additionnée de calcium hydrosoluble et 2000UI de vitamine D3 par litre. De même, M.Wagner a observé en 1980 que l'ajout de récipients contenant du calcium et de la vitamine D3 dans le terrarium de jeunes Gekkonidés diminuait de façon spectaculaire la mortalité post-natale.

L'éclosion des agames barbus d'Australie dure 4 à 5 heures. Un ou deux jours avant la naissance, les œufs « suintent ». Puis les jeunes fendent la coquille avec leur dent de l'œuf. Si le juvénile n'est pas sorti au bout de 24h, on conseille de faire un trou dans la coquille et le laisser sortir seul pour le laisser résorber en partie ses réserves vitellines. Les jeunes mesurent 10 cm à la naissance. La plupart ont un sac vitellin incomplètement résorbé. Une fois qu'ils ont tous éclos, on peut les laisser 2 à 3 heures dans l'incubateur avant de les placer dans un terrarium à 30°C. On attend qu'ils commencent à être actifs avant de leur proposer de la nourriture et un abreuvement. Les premières proies sont acceptées au bout d'une semaine. Le vitellus doit être résorbé et la paroi abdominale fermée en 24 heures.

Dans la nature, les jeunes agames barbus d'Australie naissent pendant la saison des pluies. C'est pourquoi on conseille de laisser la boîte d'incubation dans leur nouveau terrarium pour augmenter **l'hygrométrie**, ou de pulvériser de l'eau tiède dans le terrarium. On peut placer un bac d'eau où le jeune ne risque pas de se noyer. S'il ne boit pas spontanément, on conseille de l'asperger 2 à 3 fois par jour avec de l'eau à 28°C environ. La **température** doit s'approcher de 30°C dans la journée et 25°C la nuit. Elle doit être moins élevée que pour les adultes afin d'éviter la déshydratation. On augmente progressivement la température du terrarium avec la croissance. La **photopériode** doit être réduite à 5 à 6 heures de jour pendant les 15 premiers jours de vie, car les jeunes passent beaucoup de temps à dormir. Passé cet âge, on doit les placer au moins 2 fois par semaine pendant 30 minutes sous une lampe UV. (Haupschild, A., 2007). On peut utiliser comme substrat du papier absorbant ou des bouchons de luzerne (nourriture pour les lapins) car ces bouchons seront digérés s'ils sont absorbés par les jeunes et leur fourniront du calcium. Selon l'évolution de la hiérarchie dans le groupe, on peut isoler les sujets dominés s'ils s'alimentent moins que les autres. Chez les agames, la mortalité juvénile avant 2 mois atteint 9-24% (Dham, N., 2004).

Les tableaux 17 et 18 résument les informations bibliographiques sur la maintenance et l'élevage du gecko léopard et de l'agame barbu d'Australie.

Tableau 14 : Résumé sur la maintenance et la reproduction du gecko léopard

Critère		Norme	Source bibliographique
ambiance	T° au point chaud le jour	30-32°C	(Gérard, P., 1997)
	T° au point froid le jour	25°C	
	T° au point froid la nuit	20-22°C	
	T° d'hibernation le jour	18-20°C	
	T° d'hibernation la nuit	12-16°C	(Antonini, O., 2007b)
	photopériode en reproduction	14h de jour	(Antonini, O., 2007b)
	photopériode en hibernation	10-12h de jour	(Gérard, P., 1997)
	taux d'hygrométrie	30-45% + boîte à humidité au point froid	(Antonini, O., 2007a)
	surface	60 cm / 40 cm pour 1 individu	(Gérard, P., 1997)
reproduction	poids à la maturité sexuelle	35 grammes	(Tremper R., De Vosjoli P. and Klingenberg, R., 2005)
	âge approximatif des mâles à la maturité sexuelle	5 mois	(Antonini, O., 2007b)
	âge approximatif des femelles à la maturité sexuelle	8 mois	
	poids recommandé de mise à la reproduction des femelles	60 grammes	(Dez, G., 2007)
	âge recommandé de mise à la reproduction des femelles	18 mois	
incubation	type de détermination du sexe	TSD	(Antonini, O., 2007b)
	T° pivot	30,5°C	
	maximum létal	environ 33°C	(Henkel F.W., Knöthig M. and Schmidt, W., 2004)
	minimum létal	environ 26°C	
	période thermosensible	entre 14 et 20 jours d'incubation	(Antonini, O., 2007b)
	taux d'hygrométrie	80%	
	femelles : durées d'incubation majoritaires	40-63j	
	mâle : durées d'incubation majoritaires	35-40j	
alimentation	régime alimentaire	insectivore	(Gérard, P., 1997)
	BEE (Besoin Energétique d'Entretien)	k*32*0,77*PV	(Schilliger, L., 2006)
	% de Matière Grasse	30-60%	
	% de Matière Protéique	25-60%	
	% d'Extractif Non Azoté	<10%	
	Calcium	0,8-1,4%	
		1,8-3mg/kcal	
	Phosphore	0,5-0,9%	
	Vitamine D3	60UI/100g PV	
	Vitamine A	1400UI/100g PV	

Tableau 15 : Résumé sur la maintenance et la reproduction de l'agame barbu d'Australie

Critère		Norme	Source bibliographique
ambiance	T° au point chaud le jour	35-37°C	(Dham, N., 2004)
	T° au point froid le jour	27-30°C	
	T° au point froid la nuit	20-23°C	(Vienet, V., 2002)
	T° d'hibernation le jour	24-27°C	(Haupschild, A., 2007)
	T° d'hibernation la nuit	18-20°C	(Haupschild, A., 2007)
	TMP (Température Moyenne Préférentielle)	35°C	(Dham, N., 2004)
	photopériode en période de reproduction	12 heures de jour	
	photopériode en hibernation	9 heures de jour	
	taux d'hygrométrie	30-40% le jour 50-60% la nuit	
	surface	100/60/60cm pour 1 individu 140/60/60 pour 2 individus	
ambiance juvéniles	T° au point chaud le jour	35°C	(Haupschild, A., 2007)
	T° au point chaud la nuit	25°C	(Gérard, P. and Jullian, S., 2001)
	hygrométrie	pulvérisations 2-3 fois/jour avec de l'eau à 28°C	
	photopériode	5 à 6 heures de jour avant 15 jours	
reproduction	taille à la maturité sexuelle	30 cm	(Moniz, R., 2008)
	âge approximatif des mâles à la maturité sexuelle	6 mois	
	âge recommandé de mise à la reproduction des femelles	18 mois	
	durée de survie du sperme dans la spermathèque	4 mois	(Henkel F.W., 2004)
incubation	intervalle accouplement-ponte	3-6 semaines	(Haupschild, A., 2007)
	type de détermination du sexe	GSD	(Doyon, 2007)
	taux d'hygrométrie	95%	(Haupschild, A., 2007)
	durée à 26°C	89-96j	
	durée à 29°C	50-60j	
	maximum létal	31-32°C	
alimentation	régime alimentaire	omnivore	(Vienet, V., 2002)
	BEE (Besoin Energétique d'Entretien	k*32*0,77*PV	(Schilliger, L., 2006)
	% de Matière Grasse	5-20%	
	% de Matière Protéique	15-40%	
	% d'Extractif Non Azoté	20-75%	

3. Les affections du gecko léopard et de l'agame barbu d'Australie

3.1 Affections communes aux deux espèces :

Le but de ce paragraphe n'est pas de détailler le traitement effectué sur l'individu vu en consultation. On trouvera ces données dans de nombreux ouvrages sur les reptiles (Mader, D.R., 2006, Schilliger, L., 2004a). L'outil développé dans cette thèse vise à donner des pistes étiologiques et à prévenir la propagation d'un problème dans l'élevage. Un tableau de synthèse permet de déterminer les paramètres zootechniques à vérifier selon les maladies dominantes (voir **Tableau 17** page 95).

La gestion des traitements collectifs diffère des traitements individuels et la prévention est souvent primordiale. Comme en pathologie aviaire, une autopsie est parfois demandée par l'éleveur après sacrifice d'un animal pour sauver les autres animaux. Les données anatomopathologiques revêtent donc une importance capitale.

Les problèmes métaboliques constituent la pathologie la plus fréquemment observée chez les Reptiles en captivité, suivis par les maladies bactériennes et le parasitisme interne.

3.1.1. Affections d'origine métabolique :

3.1.1.1 Ostéodystrophie fibreuse métabolique ou ostéofibrose (Schilliger, L., 2004a)

L'ostéofibrose, synonyme d'ostéodystrophie fibreuse métabolique, est une affection fréquente, tant chez l'agame barbu d'Australie que chez le gecko léopard, son incidence restant toutefois inférieure à celle observée chez l'iguane vert (*Iguana iguana*).

Signes d'appel :

- déficit de croissance : la taille adulte doit être atteinte à 1 an environ chez l'agame ; un déficit de croissance de plusieurs animaux peut être objectivé facilement dans un élevage en plaçant les animaux sur une courbe de référence indiquant longueur en fonction de l'âge ;
- fractures spontanées en bois vert,
- déformation osseuse : ramollissement de la mandibule et déformations du rachis : cyphose, scoliose, ou lordose,
- muscles des cuisses gonflés,
- stase gastro-intestinale,
- myoclonies ou crise d'épilepsie associée à une hypocalcémie, faiblesse musculaire généralisée, myasthénie,
- rétention folliculaire et dystocie dans l'élevage.

Etiologie : L'ostéofibrose peut être primaire, ou secondaire à une insuffisance rénale comme chez les Carnivores. Dans ce dernier cas, le défaut d'activation de la vitamine D au niveau rénal et l'augmentation de l'excrétion du calcium sont responsable de l'hypocalcémie. L'hyperphosphorémie est en générale supérieure à120mg/L en cas d'insuffisance rénale.

L'ostéofibrose primaire est d'origine nutritionnelle et multifactorielle. Elle résulte :

- d'un faible rapport phosphocalcique (Ca/P) de la nourriture proposée par défaut de calcium ou excès de phosphore (ostéoporose). Si les insectes distribués ne sont pas saupoudrés de calcium, les geckos développent cette pathologie. En effet le rapport phosphocalcique des insectes est voisin de 0,1, ce qui est 10 à 20 fois inférieur au rapport Ca/P optimal.
- de faibles apports en vitamine D3 diminuant l'absorption du calcium. Cette situation résulte, soit d'un défaut d'apport en UV B, soit d'une anomalie du métabolisme de cette vitamine par insuffisance hépatique ou rénale : il s'agit du rachitisme. La vitamine D permet l'absorption du calcium intestinal, augmente la réabsorption du calcium et du phosphore au niveau rénal et facilite la fixation du calcium sur l'os. Les UV, par l'intermédiaire de la vitamine D, sont donc essentiels à la minéralisation du squelette.
- certains éleveurs ont remarqué que des juvéniles issus d'une même femelle présentaient fréquemment une hypocalcémie. On ne sait pas s'il s'agit d'une prédisposition génétique ou d'un manque de calcium de la mère induisant une carence dès la naissance chez le jeune.

L'hypocalcémie quelle que soit son origine déclenche un hyperparathyroïdisme secondaire. De même une hyperparathyroïdie primaire induit la formation en excès de PTH et provoque les mêmes symptômes qu'une ostéofibrose nutritionnelle. Un déficit de synthèse de calcitonine au niveau thyroïdien empêche la calcification normale de l'os, d'où des déformations osseuses et une diminution de la densité de la trame osseuse à la radiographie. On devra donc faire un diagnostic différentiel de ces affections en cas de suspicion d'ostéodystrophie fibreuse métabolique. En élevage, le nombre d'animaux touchés pourra orienter le diagnostic.

Prévention :

Saupoudrer les insectes et les végétaux avec de la poudre d'os de seiche ou du calcium pour Reptiles, par exemple BONE AID T-REX, CALCIUM REPTILES Virbac et fournir des UV B. Il est aussi utile de supplémenter la nourriture distribuée aux proies afin de les enrichir en calcium avant de les distribuer. On peut utiliser des granulés pour iguanes pour les criquets et des croquettes pour carnivores pour les grillons. Le nourrissage des proies peut se faire sur quelques jours avant la distribution ou sur le long cour en cas d'élevage de proies. Certains livres prônent la capture de proies dans la nature, plus riches. Mais il faut se méfier des pesticides : les lézards se retrouvent en bout de chaîne alimentaire et ingèrent potentiellement plus de produits phytosanitaires.

3.1.1.2. Goutte viscérale (Schilliger, L., 2004a)

La goutte est une cristallisation hétérotopique d'urates sur les viscères et dans les articulations.

Signes d'appel : boiterie, déshydratation, signes d'insuffisance rénale (voir **3.1.1.3. Insuffisance rénale :** page 61)

Etiologie : Les Reptiles terrestres sont des animaux uricothéliques : la dégradation des bases puriques produit de l'acide urique en passant par la synthèse de xanthine. Si l'uricémie dépasse 80mg/L, les sels d'urate monosodiques cristallisent sur les viscères. De même dans le liquide synovial. Une telle anomalie peut résulter de plusieurs causes :

- déshydratation extracellulaire,
- insuffisance rénale qui peut empêcher la filtration tubulaire de l'acide urique,
- excès de protéines dans l'alimentation,
- anorexie prolongée provoquant un catabolisme protéique intense.

L'uricémie est normalement inférieur à 40-60mg/L. Au-delà de 80mg/L, la goutte apparaît.

3.1.1.3. Insuffisance rénale : (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel :

- constipation car les reins sont situés en position intrapelvienne chez beaucoup de lézards,
- faiblesse, défaut de relever du tronc chez l'agame barbu d'Australie (Schilliger, L., 2008),
- ostéofibrose secondaire avec calcifications hétérotopiques détectables à la radiographie : un cercle vicieux s'instaure si des calcifications rénales majorent l'insuffisance rénale.

Diagnostic :

La numération-formule peut révéler une augmentation de l'hématocrite en relation avec la déshydratation, et une anémie peu ou arégénérative par déficit en érythropoïétine produite par le rein. Malgré l'immunosuppression, on constate souvent une hausse des hétérophiles, cellules correspondant aux granulocytes neutrophiles des Mammifères et une élévation du taux d'azurophiles, monocytes prêt à se transformer en macrophages.

Concernant l'analyse biochimique, l'urée et la créatinine sont des mauvais paramètres d'évaluation de la fonction rénale des reptiles, hormis chez les tortues qui produisent de l'urée. En revanche, la créatine et l'acide urique augmentent en cas d'insuffisance rénale. Ces paramètres sont plus spécifiques que la créatine phosphokinase (CPK) et la lactate déshydrogénase (LDH). Le rapport phosphocalcique s'inverse, avec une augmentation de la phosphorémie et une diminution de la calcémie en cas d'insuffisance rénale.

Les bandelettes urinaires apportent peu d'informations supplémentaires. En effet, chez les reptiles, l'urine recueillie à la sortie du cloaque est souvent souillée par les excréments ou les sécrétions génitales chez la femelle. Le pH urinaire est normalement basique chez les herbivores comme les jeunes agames barbus, et il est acide chez les carnivores, sous réserve que l'urine recueillie ne soit pas souillée… De même la présence de sang, de protéines, d'urobilinogène ou de sédiments est rarement significative. La bilirubine est en partie dégradée en biliverdine qui donne une réaction croisée sur la bandelette « bilirubine » (Chai, N., 2007). La présence de glucose est normale dans l'urine des reptiles. Enfin les corps cétoniques dosés par le réactif coloré de la bandelette ne sont pas les hydroxybutyrates, qui seuls auraient une signification pathologique chez les reptiles.

Etiologie

L'insuffisance rénale peut être causée par une néphrite bactérienne ou parasitaire (coccidiose), une pyélonéphrite, une amyloïdose, une tumeur rénale, des urolithiases, des produits néphrotoxiques, une hypervitaminose D3, la cause la plus fréquente étant une néphrose dégénérative.

L'excès d'apport en protéines est un facteur prédisposant de l'insuffisance rénale. De plus la déshydratation chronique peut provoquer une insuffisance rénale par dépôt d'urates dans les tubules rénaux : la goutte viscérale est à la fois une cause et une conséquence potentielle de l'insuffisance rénale, tout comme l'ostéofibrose. Enfin, cas plus anecdotique, on a décrit des insuffisances rénales suite à l'ingestion par le lézard de vermiculite, le substrat déposé dans la boîte de ponte par certains éleveurs. Dans ce cas, l'insuffisance rénale est associée à une malnutrition par déficit de digestion des protéines.

Pronostic : L'insuffisance rénale est fatale à terme pour les lézards dont la phosphorémie est supérieure à 200mg/L. Si l'hyperuricémie est supérieure à 100mg/L et ne rétrocède pas à la réhydratation, cela signifie que plus de 75% des néphrons sont atteints.

3.1.1.4 Constipation : obstructions et occlusions digestives : (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel : En cas d'obstruction ou d'occlusion digestive, le signe d'appel est une absence de selles due à l'arrêt du transit, associée à une anorexie. On peut observer des contractions abdominales infructueuses, et des cristaux d'acide urique au niveau du cloaque car le transit digestif aide à l'expulsion de ces cristaux. La douleur abdominale de certains animaux peut se traduire par des yeux mis clos, la tête relevée vers le plafond, notamment chez le gecko léopard. Lorsque l'arrêt du transit persiste, on peut observer un tympanisme, visible notamment sur une radiographie abdominale. Le cloaque peut prendre un aspect sanguinolent en cas de complication par une gastroentérite hémorragique. Une autre complication possible est le prolapsus cloacal, qui intervient fréquemment en cas de ténesme.

Figure 28 : Obstruction avec de la vermiculite chez un gecko léopard (document personnel)

Etiologie : Les obstructions digestives peuvent provenir de l'ingestion de litière (voir 3.2 Affections spécifiques du gecko léopard page 85), de fécalomes ou de tumeurs intraluminales. En général, les fécalomes se forment à des températures trop basses par rapport à la TMP de l'espèce.

Les occlusions digestives sont surtout dues à des rétentions folliculaires (pré-ovulatoires) et à des dystocies (voir pathologie de la reproduction), à de l'ascite, plus rarement à des tumeurs abdominales, une hépatomégalie ou à une néphromégalie (voir 3.1.4 Troubles de la reproduction : page 81). En cas de dystocie, les œufs font obstacle à l'évacuation des selles au niveau cloacal.

3.1.1.5 Syndrome de maladaptation : (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel :

Le syndrome maladaptation se traduit par une anorexie du reptile.

Etiologie : Elle est multifactorielle et due au stress : paramètres d'ambiance inadaptés, mélange d'espèces, surpopulation, manipulations excessives, absence de cachette...

3.1.1.6 Excès vitaminiques (Schilliger, L., 2004a)

L'excès en vitamine D se manifeste par des douleurs articulaires et des calcifications ectopiques à la radiographie, appelée pseudogoutte au niveau des articulations, et pouvant affecter notamment le rein.

Etiologie : excès d'apports en vitamine D3 et calcium : éleveur ayant tendance à trop supplémenter en vitamines et minéraux par peur de l'ostéofibrose.

L'excès en vitamine A se manifeste par des symptômes oculaires.

Etiologie : Excès d'apports en vitamine A par voie orale. L'intestin et le foie transforment les caroténoïdes en rétinol. Le foie stocke la vitamine A. Lorsque ce dernier et la *retinol-Binding Protein* sont saturés, le rétinol libre diffuse dans les tissus. Cette pathologie apparaît chez des éleveurs supplémentant en vitamine A afin de rendre les couleurs des animaux hyperxanthiques plus intenses. La voie intramusculaire est plus dangereuse que la voie orale en cas de surdosage. Par voie parentérale, la vitamine A en préparation hydrosoluble est plus toxique chez les tortues à dose égale que la vitamine A sous forme liposoluble (Palmer, D. G. *et al.*, 1984).

3.1.2. Maladies bactériennes :

3.1.2.1 Infections respiratoires : rhinites et pneumonies (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appels :

- Respiration bouche ouverte chez l'agame : posture à ne pas confondre une polypnée de thermorégulation. Chez le gecko léopard, la respiration bouche ouverte est toujours pathologique.
- Discordance : en temps normal, l'agame se sert de son abdomen au cours de la respiration : les efforts expiratoires intenses sont donc plus ou moins subjectifs. Chez le gecko léopard, la respiration s'effectue surtout grâce aux muscles intercostaux et à un appel d'air au niveau de la gorge comme chez les Amphibiens : la discordance est plus facile à mettre en évidence.
- Examen buccal mettant en évidence du mucopus au niveau de l'orifice glottique

Etiologie :

- Rhinites primaires : rares, elles sont dues à des allergènes ou à une irritation des fosses nasales par le substrat.
- Rhinites secondaires à une pneumonie : se sont les plus fréquentes. La pneumonie est favorisée par un refroidissement brutal du milieu ou une hygrométrie trop élevée dans l'environnement de l'agame ou du gecko. La persistance d'une température inférieure à la

température volontairement tolérée peut engendrer à long terme une pneumonie. Une infection respiratoire est souvent secondaire à une autre infection comme une stomatite. Certains parasites des voies respiratoires, les pentastomides, peuvent prédisposer aux pneumonies. Il s'agit d'organismes vermiformes à mi-chemin entre les arthropodes et les annélidés. Il en existe une quinzaine de genres chez les reptiles, dont les plus fréquents sont *Kiricephalus*, *Armillifer* et *Porocephalus*.

3.1.2.2 Maladies bactériennes secondaires à des traumatismes :

3.1.2.2.1. Abcès, stomatites, panaris et fractures traumatiques : (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel :

Chez les Reptiles, les abcès se forment lentement car les équivalents des granulocytes des reptiles ne contiennent pas d'enzymes lysosomiales. La masse cutanée est froide et dure à la palpation. L'anorexie est un signe d'appel si l'abcès est localisé au niveau de la bouche, associé à une stomatite, ou à cause de la douleur. Parfois le signe d'appel d'une fracture ou d'un abcès peut être un gonflement d'une partie du corps sans altération de l'état général (voir panaris sur la **Figure 28**). Une boiterie ou une asymétrie de la démarche doit faire suspecter une fracture, qui peut se compliquer d'ostéomyélite. Chez les Agamidés, il n'existe pas d'autotomie. La queue peut en revanche se fracturer. La taille normale d'une queue de l'agame barbu d'Australie correspond à la moitié de la longueur totale du corps.

Figure 29 : Panaris sur le doigt IV d'une femelle agame barbu d'Australie (source : Ratus, 2007)

Figure 30 : Fracture du tiers distal du fémur droit chez un gecko léopard. (document personnel)

Etiologie :

- Facteur favorisant : l'ostéofibrose nutritionnelle. (voir 3.1.1.1 Ostéodystrophie fibreuse métabolique ou ostéofibrose : page 59)
- Chutes au cours d'une manipulation : certains jeunes n'hésitent pas à se jeter littéralement dans le vide pour échapper à ce qu'ils considèrent comme un prédateur.
- Combats intraspécifiques :

Il est déconseillé de faire cohabiter des lézards mâles matures. En règle générale, la cohabitation de deux mâles débouche sur un combat territorial (voir **Figure 31**), et une compétition pour la nourriture. De même, il arrive qu'on déplace une femelle d'un terrarium contenant un mâle à un autre, lorsque l'accouplement n'a pas eu lieu. Il faut alors **faire prendre un bain à la femelle** sinon le second mâle peut sentir l'odeur d'un rival et l'attaquer. La seule exception est celle des terrariumss de grande taille fonctionnant « en circuit fermé », c'est-à-dire avec incubation *in situ* des œufs : des mâles geckos léopards qui ont toujours vécu ensemble peuvent se tolérer. Mais on suppose que la température d'incubation basse influence le comportement de ces mâles.

Figure 31 : Mâle cachectique refoulé au bord du terrarium et mordu par un autre mâle (photographie prise dans une exposition itinérante de reptiles à Pontoise, document personnel)

Entre animaux de sexe opposé ou entre femelles, il faut aussi être attentif aux comportements hiérarchiques afin de prévenir les morsures. La position en hauteur dans le terrarium est celle de l'alpha. Entre mâle et femelle, le rituel de l'accouplement peut occasionner des morsures dans la nuque de la femelle. Les comportements antagonistes et les parades nuptiales peuvent être confondus. Chez l'agame barbu d'Australie, le déploiement de la barbe (chez le mâle comme chez la femelle) indique une revendication du territoire, ou une parade nuptiale chez le mâle. C'est une posture d'intimidation mais aussi parfois de défense chez un animal malade. Le « tourner en cercle avec des battements de queue » peut être une composante de la parade nuptiale ou le prélude de l'affrontement entre deux mâles. Le pédalage des membres antérieurs est un geste de soumission. Il est caractéristique de la famille des Agamidés. Le geste d'apaisement face à un individu dominant consiste à se mettre en équilibre sur trois pattes et à faire des mouvements circulaires avec la patte restante. (Dham, N., 2004)

On a rapporté du cannibalisme chez les lézards, notamment entre individus de taille différente. En réalité, ce risque est très rare sauf en cas de sous-nutrition importante.

- Morsure ou blessures par des proies vivantes non consommées (insectes, petits souriceaux)
- Chute de décors mal fixés : les lézards peuvent pousser les décors en se frottant dessus pour enlever leurs mues. Attention à la stabilité des pierres et grosses branches.

Prévention :

- Reconnaissance précoce et séparation des mâles (voir 2.2.1 : Sexage et période de mise à la reproduction: page 34)
- Incubation des Le gecko léopard à des températures minimales afin d'obtenir des individus potentiellement plus doux (« *girlie males* »).
- Séparation des couples à problèmes en dehors de la période de reproduction. Faire prendre des bains aux femelles en les retirant des terrariumss des mâles.
- Nourrissage fréquent et à volonté pour éviter le cannibalisme

3.1.2.2.2 Brûlures dues au chauffage (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel :

3 degrés de brûlure identiques à ceux des mammifères et un 4ème degré supplémentaire chez les reptiles :

1er degré : brûlure superficielle, épiderme seul touché : érythème, ecchymose, phlyctènes

2ème degré : épiderme et derme atteints : œdème sous-cutané

3ème degré : destruction totale de la peau et de son innervation

4ème degré : paroi musculaire détruite et cavité coelomique visible

Figure 32 Gecko : brûlé au 3ème degré par une lampe UV : vue d'ensemble et détail de la tête (source : Guillon L., 2007)

Etiologie :

Il est déconseillé d'installer une pierre chauffante dans le terrarium d'un agame barbu d'Australie. Il peut rester de longues heures dessus et se brûler. Certains tubes UV émettent un peu de chaleur, surtout lorsqu'ils sont neufs. Une installation qui ne posait pas de problème, avec un point accessible à dix centimètres du tube, peut devenir dangereuse au moment du changement de tube UV et occasionner des brûlures. La brûlure peut aussi être due à une électrocution.

3.1.2.2.3 Troubles de la mue et nécrose des extrémités: (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel :

- queue noire, nécrosée à l'extrémité,
- phalanges de doigts ou d'orteils manquantes, nécrosées,
- *a posteriori*, ongles ou doigts manquants sur un lézard.

Figure 33 : Nécrose du doigt d'un gecko léopard suite à une persistance de mue (source : club NAC ENVA, document personnel)

Etiologie :

Normalement, la mue a lieu en 30 à 90 minutes. La peau est éliminée par frottement sur des éléments du décor ou consommée par l'animal. Lorsqu'elle persiste plus longtemps, le problème de mue est avéré. Au niveau des doigts, elles peuvent faire striction, surtout si plusieurs mues successives s'accumulent. Le garrot provoque alors une nécrose de la partie en aval.

Les mauvaises mues sont essentiellement dues à un **taux d'hygrométrie trop faible** dans le terrarium. Une **hypovitaminose A** pourrait être un facteur favorisant (Stahl, S. J., 2003). Certains individus seraient **prédisposés** : des phases présentant des modifications de structure de la peau (gecko léopard *blazing blizzard*, agame barbu *Silkback*…). Les **brûlures cicatrisées** peuvent aussi favoriser la persistance de mues au niveau du site de brûlure.

Prévention :

La prévention consiste aussi à augmenter le taux d'hygrométrie du terrarium et à ajouter une boîte à humidité. Cette boîte sera garnie d'un substrat humide renouvelé fréquemment ou d'une éponge humide pour éviter les obstructions digestives.

Pour les agames barbus d'Australie, les recommandations sont les suivantes (Haupschild, A., 2007).:

- ajouter 30 cm de sable au fond du terrarium pour conserver l'humidité,
- pulvériser le substrat plusieurs fois par semaine avec de l'eau tiède,
- baigner l'agame barbu d'Australie dans de l'eau tiède une fois par mois au moins.

3.1.2.2.4 Excès d'humidité et dermatite : (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel :

- condensation sur les vitres des terrariumss ou des boîtes dans les élevages en batterie,
- mycoses cutanées,
- infection au niveau des doigts ou dermite,
- parasitisme persistant malgré des traitements répétés. L'humidité ambiante associée à un manque d'hygiène peut favoriser le développement de certains parasites dans le milieu extérieur.

3.1.2.2.5. Ulcères cornéens et blépharites (Gelatt, K. N., 2007)

Signes d'appel :

Comme chez les Mammifères, l'ulcère cornéen se présente sous la forme d'une zone opaque sur la cornée (voir Figure 34). Chez ces deux lézards, l'œil ne présente pas de lunette cornéenne. La paupière est gonflée et inflammée en cas de blépharite.

Les signes d'appel sont ceux de la douleur oculaire : photophobie, une hypersécrétion lacrymale, et blépharospasme.

Figure 34 : Gecko léopard présentant un ulcère dans la région dorsale de la cornée (source : Chahory, 2006)

Etiologie :

L'ulcère peut être causé par une patte de proie au moment de l'ingestion, par une morsure, par du substrat irritant ou encore par une manipulation …Classiquement chez l'agame barbu d'Australie, le sable fin prédispose aux blépharites. (Schilliger, L., 2008)

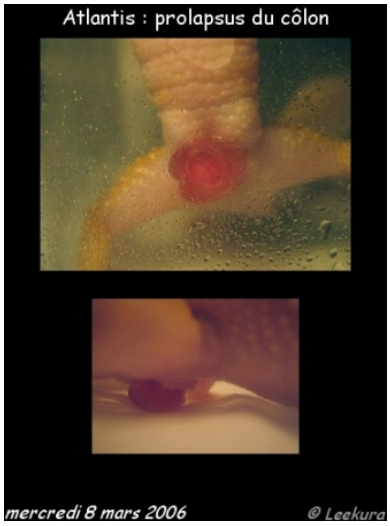
3.1.3 Parasitisme et contagion en élevage : (Schilliger, L., 1990)

Le parasitisme interne des Reptiles constitue la 3ème pathologie la plus courante en captivité, derrière les maladies métaboliques et bactériennes. Outre Atlantique, on estime que c'est la cause de 30% de la mortalité en captivité. Beaucoup de Reptiles sont parasités de façon asymptomatique dans la nature. Toutefois, le stress inhérent à la captivité déclenche la maladie parasitaire. Le but n'est pas ici d'être exhaustif mais de lister par ordre d'importance les principaux parasites rencontrés dans les deux espèces étudiées.

Signes d'appel de parasitisme digestif :

Une diarrhée chronique, un cloaque souillé ou hémorragique, un prolapsus cloacal (voir Figure 35) dû à un ténesme chronique, des régurgitations, des automutilations doivent faire penser à un parasitisme digestif. Des symptômes non spécifiques peuvent évoquer un parasitisme digestif : léthargie, anorexie, perte de poids, troubles de la croissance… Il ne faut pas confondre une selle diarrhéique et une selle blanche d'aspect atypique suite à l'ingestion de la mue. Les diarrhées chroniques peuvent aussi être d'origines bactérienne, virale ou métabolique.

Figure 35 : Prolapsus du cloaque chez un gecko léopard (source : Hayaert, A.G., 2008)



Diagnostic

La coprologie permet un diagnostic de certitude. On contactera au préalable le laboratoire pour savoir s'il peut analyser des prélèvements de reptiles. Notons que les lézards présentant de la diarrhée peuvent être atteints de maldigestion et excréter des œufs de grillons intacts, à ne pas confondre avec des parasites (voir **Figure 36**). Chez les animaux anorexiques, un gavage est parfois nécessaire afin de recueillir des excréments. Chez les geckos, on pourra employer du Fortol® et chez l'agame barbu d'Australie un mélange de granulés pour agames mixé avec de la soupe de légumes.

Figure 36 : Photographie d'œuf de grillon issu d'une selle de gecko léopard (source : LVD d'Amiens, Polack, B., 2006)

Prévention : Une quarantaine stricte pour les nouveaux arrivants évite les épidémies dans les élevages, à condition d'être effectuée dans une pièce différente de la pièce d'élevage, avec des ustensiles de nettoyage distincts. Concernant les traitements préventifs anti-parasitaires, les avis divergent. Les partisans veulent contrôler la pression parasitaire dans l'élevage. Les opposants préfèrent limiter les résistances aux anti-parasitaires et laisser la place au premier occupant afin

de favoriser la compétition entre parasites pathogènes et commensaux (voir partie sur la quarantaine).

3.1.3.1 Coccidiose : (Schilliger, L., 1990)

Importance : C'est la première cause de mortalité de l'agame barbu d'Australie en captivité (Schilliger, L., 1999). *Isospora amphiboluri* (ancien nom de genre : *Amphibolorus*) est une coccidie assez spécifique, mais pas strictement, de l'agame barbu, mais elle se retrouve aussi chez le gecko léopard. Les agames barbus d'Australie seraient porteurs sains de coccidies, jusqu'à ce qu'un stress déclenche la maladie (Schilliger, L., 2007). Les genres les plus fréquents chez les Reptiles sont *Eimeria, Isospora, Caryospora* et *Cryptosporidium* (voir 3.1.3.2 Cryptosporidiose : (Schilliger, L., 1990)). Les *Eimeria* sp. sont contagieuses pour tous les Reptiles. *Isospora* sp. et *Caryospora* sp. épargneraient les tortues. Chez le gecko léopard, la coccidie la plus pathogène et létale est une cryptosporidie.

Cycle : Sporozoaire au cycle monoxène oro-fécal. L'hôte se contamine par ingestion d'ookystes infestants issus d'une sporogonie dans le milieu extérieur, sauf pour les cryptosporidies (voir 3.1.3.2 Cryptosporidiose : (Schilliger, L., 1990)). La phase endogène est constituée par la schizogonie et la gamétogonie.

Transmission et résistance dans le milieu extérieur : Les ookystes coccidiens sont très résistants dans le milieu extérieur surtout après sporulation. Leur survie peut atteindre 12 à 18 mois. L'humidité augmente leur résistance. De même, le lavage de l'environnement à l'eau de Javel augmente leur résistance, par élimination des bactéries qui peuvent les détruire dans le milieu extérieur. Ils sont en revanche peu résistants à la chaleur et à la dessiccation. Un chauffage de 30 minutes à 60°C suffit à les éliminer. Un lavage au karcher des éléments du terrarium détruit les ookystes grâce à la pression et à la chaleur. De même, l'exposition au soleil est un bon moyen adjuvant de désinfection. Le froid tue les ookystes coccidiens en 2 à 3 mois à 0°C et en 7 jours à -25°C. Les agents chimiques efficaces sont l'ammoniaque, le crésyl et les vapeurs de bromure de méthyle, coûteuses et toxiques. En revanche le formol, le permanganate de potassium, le sulfate de cuivre et même l'acide sulfurique sont sans effets aux concentrations usuelles.

La transmission est horizontale directe et indirecte, et des auto-infections sont possibles. Une transmission verticale est aussi suspectée : on a observé des juvéniles porteurs de coccidies sans avoir été en contact avec des adultes. Une autre hypothèse est que l'œuf pourrait garder en surface des ookystes durant l'incubation, contaminant le juvénile au moment de l'éclosion. Quoiqu'il en soit, les jeunes issus de mères infectées doivent être suspectés de coccidiose.

Les symptômes sont peu spécifiques : léthargie, anorexie, amaigrissement rapide, diarrhée sanguinolente (voir **Figure 37**), malabsorption, parfois vomissements sanguinolents chez

l'agame barbu d'Australie… On observe occasionnellement des convulsions dues à une hypothétique neurotoxine coccidienne, et des manifestations respiratoires. La forme chronique peut donner un retard de croissance chez l'agame barbu d'Australie.

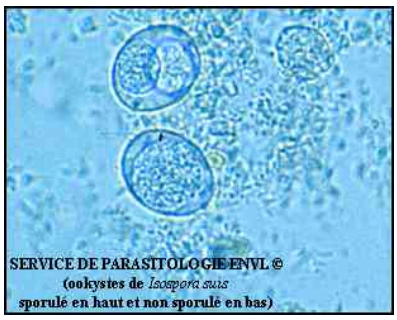
Figure 37 : Selle sanguinolente d'un agame barbu d'Australie atteint de coccidiose (source : Doyon, G.,2007).

Diagnostic coproscopique :

La difficulté du diagnostic réside dans l'excrétion intermittente des coccidies. Les coproscopies doivent être répétées durant plusieurs semaines avant de pouvoir exclure une coccidiose. Un mélange de selles des lézards de tout l'élevage ou de plusieurs lézards suspects est intéressant dans ce cas. En effet ce système élève la probabilité de trouver une coccidie à la puissance correspondant au nombre de geckos testés. De plus, elle permet d'utiliser des méthodes classiques de coproscopie par concentration des parasites, grâce à un plus grand volume de selles. Enfin, les coprologies de mélange coûtent moins cher à l'éleveur.

A l'objectif x10 à x40 du microscope, on observe une forme ronde réfringente. L'ookyste sporulé de *Isospora* sp. contient deux sporocystes sphériques (voir **Figure 38**). L'ookyste de *Eimeria* en contient quatre. Le seul diagnostic de certitude est nécropsique, par histologie de l'intestin grêle.

Figure 38 : Ookystes de *Isospora sp.* (source : Service de Parasitologie de l'ENVA, Polack, B., 2006)



Prévention:

Le toltrazuril (Baycox®) a été testé à la dose de 5-15 mg/kg chez l'agame barbu d'Australie pendant 3 jours, sans effets secondaires notables (Kramer, M. H., 2006). Toutefois, des essais cliniques poussés seraient nécessaires pour déterminer son efficacité. La prévention reste difficile car beaucoup d'agame barbu sont porteurs sains et la maladie peut être interprétée comme un déséquilibre de la flore intestinale secondaire à un autre problème ou à un stress (Schilliger, L., 2007). Chez le gecko léopard, une quarantaine stricte au cours de laquelle on effectue plusieurs coprologies reste la prévention la plus efficace.

3.1.3.2 Cryptosporidiose : (Schilliger, L., 1990)

Il s'agit d'un type de coccidie très pathogène et résistant au traitement classique des coccidioses.

Importance :

On trouve au moins huit espèces de Crystosporidies chez les reptiles dont *Cryptosporidium serpentis* chez les ophidiens, qui provoque des hyperplasies de la paroi stomacale. On trouve ce parasite principalement entre les microvillosités de la face muqueuse de l'estomac, dans la vésicule biliaire et les canaux biliaires. En 1998, Koudela et Modry (cités par (Taylor Ma. Geach Mr, C. W., 1999)) ont découvert une nouvelle espèce chez un *Eumeces schneideri* : une espèce parasitant l'intestin et la région cloacale des lézards. Des études de transmission croisée ont montré une sensibilité des *Eublepharis macularius*, *Agama stellio, Phelsuma magascariensis*, le caméléon *Bradypodion pumilum*, et le scinque *Mabuya striata*. En cas d'infection expérimentale de geckos léopards juvéniles, le taux de mortalité atteint 50% d'après Koudela et Modry. L'importance des cryptosporidioses réside dans leur pouvoir pathogène majeur et dans la difficulté du diagnostic, compte tenu de la taille des parasites. Leur taille de 5µm leur permet par ailleurs de passer à travers les filtres des centrales d'épuration des eaux usées. L'importance des cryptosporidiose est donc majeure, de part son impact dans les élevages mais aussi en terme de santé publique vétérinaire.

Transmission et résistance dans le milieu extérieur :

A l'inverse des autres coccidies, les crytosporidies sont rejetées dans le milieu extérieur sous forme sporulée et sont donc directement infestantes. Elles ne sont pas très spécifiques et sont transmissibles à l'homme. Chez les individus immunodéprimés, on connaît des cas de crytosporidiose humaine à évolution fatale. Les contaminations humaines peuvent être indirectes ou par contact direct avec les animaux atteints. Les transmissions interhumaines sont aussi possibles.

La résistance des ookystes dans le milieu extérieur est réputée de plusieurs mois mais sans durée maximale précise. D'après les études réalisées sur les crytosporidies des veaux, on

sait qu'à 10°C, 67% des ookystes sont viables après 4 semaines dans l'environnement, 48% après 6 semaines et 27% après 8 semaines. A 4°C, la survie est encore meilleure et l'infectiosité ne diminue que de 15% en 3 semaines, contre une diminution de 40% à 10°C. Les vapeurs d'ammoniaque et la vapeur d'eau sous pression pourraient être utilisés comme désinfectants. D'après les études réalisées sur les cryptosporidies des veaux, on sait qu'une température de 60°C diminue la durée de survie des coccidies. Après une épidémie de crytosporidiose, certains éleveurs sont tentés de recycler leurs anciens terrariums et cherchent des moyens efficaces de désinfection. On sait que l'alternance gel/dégel diminue la survie des ookystes. En revanche, l'enfouissement dans le sol les protège ; la végétation aurait un effet protecteur de la dessiccation. Les ookystes résistent un an dans l'eau de mer contre plusieurs mois dans les eaux douces. Le seul moyen efficace serait les solutions à base d'ammonium, à la concentration de 2g/L pendant 5 à 6 jours. Cette concentration est retrouvée classiquement dans les nettoyants à usage hospitalier.

Diagnostic :

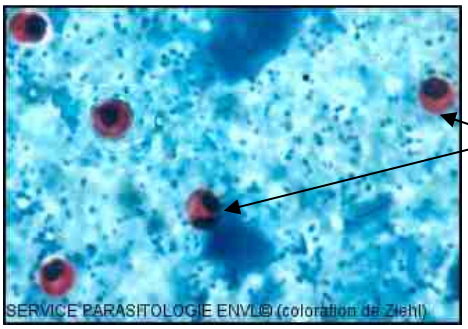
Diverses méthodes permettent la mise en évidence des ookystes. La coloration de Ziehl Nielsen modifiée (voir **Figure 39**) colore les cryptosporidies en rose sur un fond bleu, ce qui permet de les repérer. En effet, ces parasites mesurent environ 5µm : leur taille est inférieure à celle des autres coccidies et il est difficile de les distinguer de flagellés ou de débris alimentaires. La sensibilité de cet examen est très faible (résultat positif dès un million d'ookystes par gramme de fèces). Ce test ne devient positif qu'environ 4 jours après le début des signes cliniques. En cas de doute suite à un résultat négatif, on peut recommencer le test 4 à 5 jours après.

Des nouvelles méthodes de diagnostic de cryptosporidiose par ELISA sont mises au point en médecine humaine et bovine. Elles nécessitent un spectrophotomètre pour kit ELISA. Actuellement, on ne sait pas si ces tests ELISA détectent un antigène commun aux cryptosporidies des reptiles. On peut aussi marquer les cryptosporidies des ruminants par des anticorps monoclonaux marqués à la fluorescéine et les observer avec un microscope optique à fluorescence. Il existe aussi des tests PCR mais de nombreux inhibiteurs peuvent être présents dans le milieu. Ces tests s'appliquent plutôt à la recherche de cryptosporidies dans l'eau.

Le diagnostic est aussi histologique *post mortem*. On retrouve les parasites entre les microvillosités de la bordure en brosse de l'épithélium intestinal et dans le tractus respiratoire.

Figure 39 : Réalisation d'une coloration de Ziehl Nielsen modifiée pour mettre en évidence des cryptosporidies (source : service de Parasitologie de l'ENVA, Polack, B., 2006)

- Etaler le plus finement possible une goutte de fèces sur une lame.
- Fixer à l'éthanol à 95% pendant 5 minutes.
- Flamber la lame
- Recouvrir la lame encore chaude à la fuchsine de Ziehl et laisser agir 5 minutes.
- Rincer à l'eau du robinet jusqu'à élimination de la fuschine excédentaire.
- Asperger avec une ou deux giclées d'HCl 3% dans de l'éthanol à 95% en rinçant à chaque fois à l'eau.
- Rincer à l'eau
- Tremper dans du Vert Malachite à 0,25% ou du Bleu de Méthylène pendant 30 secondes
- Sécher.
- Observer au microscope à immersion (objectif x40 ou x100), sans recouvrir d'une lamelle.



Crytosporidies observées au microscope optique à l'objectif x100

3.1.3.3 Oxyurose : (Schilliger, L., 1990)

Importance : Les oxyures sont des parasites commensaux du côlon, pouvant devenir pathogènes en captivité suite à un stress où à une forte pression d'infestation.

Les Oxyuridés sont représentés chez les reptiles par une vingtaine de genres. Leurs hôtes les plus fréquents sont les tortues et les lézards, carnivores et herbivores. Les oxyures sont les nématodes les plus courants chez l'agame barbu d'Australie. En petit nombre, ils sont commensaux mais leur prolifération peut donner des symptômes digestifs. La spécificité d'hôte est généralement très marquée. Les genres d'oxyures présents chez les espèces étudiées sont *Alaeuris*, *Macracis, Mamillomacracis, Neopharyngodon, Ozolaimus, Paraalaeuris*, *Parapharyngodon, Pharyngodon, Skrjabinodon, Spauligodon, Thelandros* et *Veversia* (Schilliger, L., 1990).

Cycle : Le cycle est oro-fécal direct monoxène. Les oxyures sont hébergés dans le colon et le rectum des hôtes. Leur cycle est direct et le mode de reproduction varie selon les genres. Les oxyures vivipares sont capables d'auto-infestation sans passage par le milieu extérieur. Les œufs

ou les larves ingérés éclosent et se développent dans le tube digestif. La larve se transforme en adulte immature dans la première portion du tube digestif puis migre dans le colon où elle devient un adulte mature et pond. La durée du cycle est d'environ 40 jours.

Symptômes : En cas d'infestation massive, les symptômes observés comportent de la diarrhée, une odeur nauséabonde des selles, une anorexie et parfois un retard de croissance.

Diagnostic :

Les lésions sont peu marquées et comportent un épaississement de la paroi colique. Le diagnostic de certitude se fait par examen coproscopique avec identification des œufs et parfois des adultes rejetés dans les selles. Les œufs sont ellipsoïdes et asymétriques munis de deux bouchons polaires glabres. La coque est épaisse et ornementée.

3.1.3.4 Microsporidiose : (Dham, N., 2004)

Importance : Les microsporidies sont des champignons unicellulaires dépourvus de mitochondrie, parasites intracellulaires obligatoires, détectés pour la première fois chez 3 agames barbus d'Australie en 1997. On savait déjà en 1973 que la microsporidiose pouvait affecter le Sphénodon et le crapaud commun d'Europe (*Bufo bufo*). Il existe plus de mille espèces de microsporidies. L'importance de cette parasitose réside dans sa létalité, la difficulté de son diagnostic et l'absence de traitement. Chez les reptiles, la microsporidie la plus fréquente serait une espèce du genre *Pleistophora* (Mader, D. R., janvier 2006) : on trouve surtout ces microsporidies incluses dans de grandes vésicules musculaires.

Cycle : on connaît mal le cycle de ce parasite chez les reptiles mais il serait direct (Stahl, S. J., 2003). La durée d'incubation est également inconnue. En l'absence d'études complémentaires, on recommande donc une quarantaine stricte de 6 mois pour tout nouvel arrivant dans un élevage.

Chez le crapaud, la spore avalée par l'hôte produit un sporoplasme libéré dans la lumière du tube digestif. Le sporoplasme migre vers le tissu musculaire par voie sanguine. Dans le muscle, il forme un corps granuleux qui se multiplie ensuite par de nombreuses divisions binaires. Des endomitoses successives aboutissent à un stade de sporonte multinucléé. Le sporonte éclate en nombreux sporoblastes qui se développent en spores, libérées au moment de la mort de l'hôte. La transmission s'effectue ensuite par ingestion par un animal nécrophage. Chez l'agame barbu, le parasite se propagerait dans tout l'organisme par éclatement des cellules parasitées. Les organes atteints sont le tube digestif (inflammation granulomateuse du colon), le foie (nécrose

hépatique), le poumon, l'encéphale, les glandes surrénales, les ovaires, l'endothélium capillaire…induisant des symptômes aigus (Chabasse D. *et al.*, 2006).

Transmission : La transmission d'effectue par ingestion d'un hôte paraténique contaminé : insecte, grenouillette, etc. Selon certains auteurs une transmission oro-fécale serait possible car les spores de certaines espèces de Microsporidies sont éliminées dans l'urine ou les selles. (Chabasse D. *et al.*, 2006).

Symptômes : L'évolution est suraiguë : léthargie, anorexie, mort. On observe parfois des symptômes neurologiques centraux : ataxie, tremblements, convulsions.

Diagnostic : Le diagnostic de certitude est histologique : on observe des germes intracytoplasmiques basophiles et Gram +, possédant un granule polaire PAS +. Tous les stades du parasite sont visibles à la section du muscle, qui apparaît macroscopiquement blanc. Chez l'agame barbu d'Australie, le parasite a été détecté dans le foie, l'intestin grêle, les glandes surrénales, l'encéphale, les poumons, les macrophages et l'endothélium vasculaire. Les spores sont unicellulaires et mesurent 1 à 3 µm selon les espèces. Elles se composent d'un filament polaire et d'un sporoplasme. La détection des spores se fait par immunofluorescence ou par le trichrome qui colore les spores en rose. (Chabasse D. *et al.*, 2006)

3.1.3.5. Amibiase (Bussiéras J. *et al.*, 1992)

Importance : Les genres les plus fréquents d'amibes chez les Reptiles sont *Entamoeba* et *Acanthamoeba*. *Entamoeba invadens* est pathogène. *Acanthamoeba* est considérée comme apathogène. On estime que plus de 5% des pertes annuelles en reptiles dans les parcs zoologiques seraient imputables à des affections amibiennes (F. Frye *et al.*, 1984). L'amibiase est capable de décimer un cheptel très confiné en une ou deux semaines en l'absence de traitement (Schilliger, L., 1990). Les reptiles herbivores sont rarement atteints d'amibiase, sauf s'ils reçoivent un régime riche en protéines. Certaines tortues sont porteuses saines mais toutes les espèces peuvent développer une amibiase dans de mauvaises conditions environnementales (Frye F. *et al.*, 1984).

Cycle parasitaire : Le cycle évolutif est direct et semblable à celui de l'amibe dysentérique humaine *Entamoeba histolytica*. Les formes *minuta* et *magna* n'ont jamais été observées chez *Entamoeba invadens*. Une fois ingérés, les kystes libèrent des trophozoïtes qui se multiplient par division binaire et envahissent la muqueuse du côlon. Les trophozoïtes ne s'enkystent normalement que dans la lumière du tube digestif mais il arrive qu'ils passent dans le sang et

atteignent le foie via la veine porte, lorsque les ulcères intestinaux atteignent la sous-muqueuse et la muqueuse.

Résistance dans le milieu extérieur et transmission :

Un kyste peut survivre au maximum est de 3 semaines à 4°C (Bussiéras, J., 1992). Les kystes sont sensibles à la dessiccation et aux antiseptiques. La transmission se fait par ingestion des kystes infectants éliminés dans les fèces de l'hôte. Les trophozoïtes excrétés sont considérés comme non infectants. Les porteurs sains, notamment les tortues, excrètent des trophozoïtes et des kystes. Le réservoir de la maladie est donc constitué par les individus infectés asymptomatiques, et les tortues.

La transmission peut se faire par l'eau de boisson contaminée, plus rarement par la nourriture. Un transport actif par plusieurs insectes a été prouvé, notamment par les grillons, les mouches, les blattes, et les fourmis. D'autres espèces d'amibes sont parasites opportunistes et vivent dans l'eau et la vase. Elles ont été identifiées chez des invertébrés et des reptiles. Elles pourraient participer au pouvoir pathogène mais leur rôle n'est pas élucidé. (Frye F., Geralg L. , Hoff I. *et al.*, 1984)

Symptômes : L'amibiase est une maladie aiguë, d'évolution rapide et mortelle sans traitement. D'après mes observations personnelles, le temps d'incubation chez le gecko léopard est d'une semaine environ. Selon l'état général du lézard avant la maladie, l'évolution peut prendre une à plusieurs semaines avant la mort.

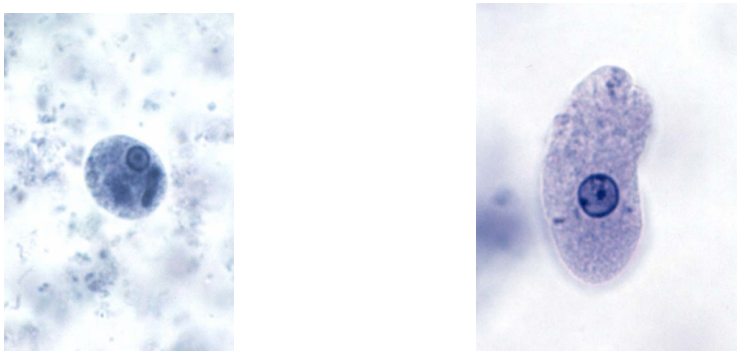
Les symptômes incluent une diarrhée nauséabonde muco-hémorragique, une anorexie et parfois des troubles neurologiques. Les amibes peuvent en effet passer dans le liquide cérébro-spinal, ou au stade d'infection hépatique, causer une hyperammoniémie (Schilliger, L., 2001). Les symptômes sont peu spécifiques : dysorexie, amaigrissement, apathie, régurgitation du contenu stomacal, mort en 2 à 10 semaines. Les efforts expulsifs de régurgitation sont bien visibles pour le propriétaire car le gecko léopard émet un bruit de claquement ressemblant à un « Gloups » très sonore. L'apathie se traduit par un décubitus prolongé, yeux fermés. Le lézard garde les yeux fermés lorsqu'on ouvre la porte du terrarium, ce qui n'est pas le cas d'un animal endormi. Le propriétaire décrit parfois ce symptôme par « un gecko qui dort sans arrêt ».

Meerovitch (cité par Schilliger, L., 1990) a décrit la pathogénie de l'infection en 1958. Les trophozoïtes utiliseraient les polysaccharides fournis par l'alimentation végétale des herbivores. Chez les reptiles carnivores, les protozoaires se nourriraient des sécrétions muqueuses de l'intestin. Dépourvu de sa couche protectrice de mucus, l'épithélium intestinal mis à nu serait alors plus sensible à des infections bactériennes secondaires (Schilliger, L., 1990).

Diagnostic : Les trophozoïtes contiennent un noyau et un endoplasme très dense. On peut en détecter par observation directe de la diarrhée en cas de forte infestation, ou par prélèvement dans l'intestin suite à une autopsie.

Les kystes ont un diamètre de 11 à 20µm et sont pourvus de 1 à 4 noyaux. On peut différencier en coprologie les kystes amibiens des ookystes coccidiens. Chez les coccidies non encore sporulées, l'espace entre le sporocyste et la paroi de l'œuf est supérieur à ce qu'on observe chez les amibes. De plus, si l'ajout de lugol colore les kystes en brun orangé, il s'agit bien d'amibes. En revanche, la non-coloration d'un kyste par le lugol ne permet pas de conclure avec certitude à une infestation coccidienne. En effet la perméabilité de la paroi des amibes peut varier selon l'espèce, le stade d'évolution du kyste ou selon le milieu. On ne peut donc conclure qu'en cas d'observation de formes sporulées de coccidies. Un diagnostic de laboratoire par immunofluorescence est envisageable. Il est important d'identifier l'espèce d'amibe car chez divers reptiles, certaines sont non pathogènes (Schilliger, L., 1990).

Figure 40 : Kyste (à gauche) et trophozoïte (à droite) d'amibe humaine *Entamoeba histolytica* (source : Dizier, H.S., 2006)



Le diagnostic est aussi nécropsique. Les premières lésions affectent le colon, puis l'intestin grêle et enfin l'estomac et le foie. On observe des ulcères de la muqueuse colique de 1 à 5 mm de diamètre, et une induration de la paroi intestinale liée à un épaississement granulomateux. Puis on constate une nécrose de la muqueuse de l'intestin grêle. L'estomac apparaît très inflammé, présentant parfois des ulcères de 2 mm de diamètre, non perforants. La nécrose de la paroi intestinale peut atteindre la sous-muqueuse. A ce stade, la lumière intestinale est emplie de mucus teinté de sang et contenant de nombreux kystes et trophozoïtes. Les protozoaires pénètrent alors dans les vaisseaux sanguins et lymphatiques pour métastaser vers le foie par la veine porte. En cas d' « hépatite amibienne », le foie est hypertrophié, friable, moucheté de points de nécrose due à la thrombose portale. Sa couleur va du marron clair au rouge très foncé. Des abcès peuvent être observés dans presque tous les organes, y compris le cerveau (Frye F., Geralg L. , Hoff I. *et al.*, 1984).

3.1.3.6 Autres protozooses :

Les protozoaires flagellés sont en général commensaux mais peuvent devenir pathogènes dans des conditions de stress ou de multiplication intense, déclenchant des entérocolites mortelles. Il s'agit des genres *Giardia, Trichomonas, Tritrichomonas, Monocercomonas*…

Cycle : Leur cycle est direct et oro-fécal. L'infection se produit souvent par ingestion de proies souillées par les fèces d'un autre reptile parasité.

Diagnostic : Le diagnostic se fait par coprologie, en fonction de la densité en protozoaires sur la lame. Il a été proposé un seuil de 4 à 5 *Trichomonas* par champ au grossissement x100 pour conclure à un diagnostic de trichomonose, sans donner l'origine de cette valeur (Tremper R, 2006)

3.1.4 Troubles de la reproduction :

3.1.4.1. Rétentions d'œufs pré-ovulatoires ou rétention folliculaire : (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel :

- constipation
- anorexie

Etiologie : Les rétentions folliculaires sont provoquées par un défaut de déclenchement de l'ovulation, d'origine environnementale : absence de lieu de ponte, hygrométrie ou températures trop basses, température excessive stimulant la croissance ovarienne... (Schilliger, L., 2004a) Ce phénomène pourrait avoir un rôle évolutif : lorsque les conditions environnementales sont inadaptées, les femelles n'ovulent pas. Les grappes ovariennes peuvent augmenter de volume jusqu'à comprimer le tube digestif. Les femelles l'agame barbu d'Australie âgées peuvent aussi présenter des follicules nécrotiques de grande taille, provoquant une coelomite. Les femelles primipares, non fécondées ou souffrant d'une carence en calcium sont prédisposées à la rétention folliculaire. (Schilliger, L., 2008)

Complications : En période de reproduction, la lipidose hépatique est physiologique. Les femelles atteintes de stase folliculaire sont souvent en lipidose hépatique et peuvent présenter de l'ascite. Une complication possible est aussi la coelomite à jaune d'œuf.

Diagnostic : Un effet de masse peut être observé en radiologie mais le diagnostic de certitude se fait par échographie.

3.1.4.2. Rétentions d'œufs post-ovulatoires ou dystocie: (Schilliger, L., 2004a)

Signes d'appel :

- absence de défécation,

- recherche active d'un site de ponte alors que la femelle a déjà commencé à pondre des œufs,
- abattement marqué chez une femelle en fin de gestation, mais chez les lézards la date approximative de ponte est difficilement prédictible à cause du stockage de sperme dans la spermathèque,
- complication de prolapsus cloacal.

Etiologie : La dystocie correspond à une absence de ponte. Elle peut être obstructive ou non obstructive. Une dystocie obstructive provient d'une cause anatomique qui fait obstacle à la ponte des œufs : œufs trop gros, rétrécissement de la filière pelvienne, étranglement des oviductes, masse intra-abdominale, obésité (Schilliger, L., 2008)…

La dystocie non obstructive provient d'une atonie utérine ou peut avoir une cause comportementale. L'atonie utérine peut être due à une hypocalcémie nutritionnelle ou rénale, à l'obésité, ou encore au stress chronique qui stimule la sécrétion de corticoïdes, entraînant une hyperprogestéronémie, qui inhibe la contraction des oviductes (Braun, L., 2004). Les causes comportementales de dystocie non obstructive sont l'absence de lieu de ponte, une compétition entre les femelles pour le lieu de ponte (Schilliger, L., 2008), une température trop basse, et un terrarium insalubre. Certains éleveurs utilisent d'ailleurs cette propriété pour retarder une ponte. Lorsqu'ils doivent s'absenter alors qu'une femelle va bientôt pondre, ils enlèvent la boîte à humidité et le bac d'eau afin de retarder l'expulsion des œufs. Les femelles primipares, non fécondées ou souffrant d'une carence en calcium sont prédisposées à la dystocie non obstructive. Paradoxalement, on observe souvent une hypercalcémie chez les femelles souffrant de dystocie, car au moment de la ponte, la mobilisation du calcium osseux assure la calcification de la coquille. Les femelles agames barbus élevées seules seraient prédisposées à la rétention folliculaire par rapport à celles élevées avec d'autres femelles.

Prévention :

- supplément calcique et vitaminique et tube UV 8.0 (UVB),
- surveillance des primipares (radiographie en cas de distension abdominale en l'absence de ponte),
- ne pas utiliser les descendants de femelles ayant présenté des dystocies obstructives pour le renouvellement du cheptel (tare héréditaire).

3.1.4.3. Problème de prolificité

3.1.4.3.1 Fécondité des femelles :

Pour les espèces étudiées, la fécondité moyenne des femelles a été évaluée dans l'étude expérimentale : voir la partie Résultats obtenus page 104.

En cas d'absence de reproduction, il faut vérifier que l'éleveur effectue une hivernation et réunit les reproducteurs à la période de réceptivité de la femelle (voir partie 2.2.2. Effets et techniques d'hivernation page 37 et partie 2.2.3. Environnement nécessaire à l'accouplement et la ponte page 38). Si le mâle est très agressif et refuse l'accouplement, un examen clinique s'impose pour déterminer s'il n'a pas subit de traumatisme au niveau d'un hémipénis, par exemple au cours d'un sexage par éversion. Si au contraire le mâle est très placide, voire indifférent à la femelle, il faudra rechercher une cause systémique. Les individus obèses, souffrant d'autres désordres métaboliques ou les animaux léthargiques peuvent refuser l'accouplement.

Si l'accouplement et la ponte ont lieu mais qu'il y a peu de naissances, il est important d'ouvrir les œufs pour déterminer s'ils sont vraiment fécondés. Si c'est le cas, les hypothèses à rechercher sont indiquées dans le **Figure 41 : Synthèse sur l'analyse d'un problème de reproduction en élevage de lézards** page 17). Concernant les problèmes liés à l'incubation, se reporter à la partie 2.2.4. Gestion de l'incubation, développement embryonnaire et malformations, page 43.

3.1.4.3.2 Mortalité juvénile : (Haupschild, A., 2007), (Gérard, P., 1997)

Un fort taux de mortalité juvénile peut révéler un problème dans l'élevage. L'étiologie peut être infectieuse, congénitale ou en relation avec une mauvaise conduite d'élevage.

Les affections **congénitales** de groupe sont possibles chez les reptiles puisque les malformations peuvent provenir d'une mauvaise gestion de l'incubateur. Les variations des paramètres d'ambiance ont surtout un fort impact dans la période précoce du développement embryonnaire. La consanguinité peut aussi être une cause de malformation mais elle semble avoir moins d'impact chez les reptiles que chez les Mammifères. Les prématurés sont aussi plus fragiles.

Les causes **infectieuses** atteindront le plus souvent les adultes ainsi que les juvéniles. Chez l'agame barbu d'Australie, l'adénovirose affecte aussi les adultes mais les symptômes sont plus subtiles : retard de croissance, diminution du taux d'éclosabilité des œufs, alors que les juvéniles meurent brutalement.

La mortalité juvénile peut aussi augmenter en raison de la **conduite d'élevage** : cannibalisme entre jeunes si les plus faibles ne sont pas isolés, fuites d'animaux, anorexie

prolongée en raison d'un stress (surdensité, absence de cachette…). L'ostéofibrose est plutôt due à la maintenance des femelles : une femelle carencée en calcium peut engendrer des juvéniles qui font des fractures spontanées en bois de verre.

Le diagnostic repose sur l'observation de la population atteinte dans l'élevage, la vérification de l'incubateur et des installations prévues pour les jeunes.

Figure 41 : Synthèse sur l'analyse d'un problème de reproduction en élevage de lézards (d'après Kohler G., 1997) :

Absence d'accouplement	hivernation ? réunion des couples au bon moment ? traumatisme hémipénien, obésité reproducteur malades

baisse de fécondité	baisse du nombre d'œufs pondus	baisse du nombre d'oeufs pondus	diminution du nombre de ponte					femelle âgée ou < 2ans température, photopériode, environnement inadapté malnutrition, poids insuffisant femelle reproductrice malade
			nombreuses pontes à 1 œuf chez les geckos					femelle malnutrie ? femelle âgée femelle prédisposée à ce problème (dysfonctionnement d'un ovaire)
			faible taux d'éclosabilité					oeufs de mauvaise qualité, femelle malade saisons de reproduction répétées et épuisement des réserves en calcium
			rétentions d'œufs					hypocalcémie
		destruction des œufs par les adultes	ponte dans le bac d'eau					environnement de la femelle inadapté : faible hygrométrie, pas de site de ponte
			retournement des œufs					densité animale excessive dans le terrarium nombre de boîtes de ponte insuffisantes
		arrêt précoce de la ponte	faible résistance de sperme au cours de la saison de reproduction : mâle âgé ?					
	mortalité dans l'incubateur	les œufs se dégonflent	manque d'humidité (réversible au début)					
			mortalité embryonnaire en cours d'incubation	sans malformation	œufs retournés, choc paramètres environnementaux instables ou inadaptés : hygrométrie, température			
				avec malformation de l'embryon	monstruosité	environnement inadapté dans les phases précoces du developpement	paramètres environnementaux instables T° trop élevée hygrométrie trop faible médicaments tératogènes donnés à la mère œuf retourné pendant le 1er tiers d'incubation fort taux de consanguinité	
					anomalie	environnement inadapté dans les phases tardive du developpement	médicaments tératogènes donnés à la mère paramètres environnementaux instables T° trop élevée hygrométrie trop faible fort taux de consanguinité	
			défaut d'éclosabilité	excès de CO2 : mortalité embryonnaire tardive				
				carence de la femelle en calcium et/ou en vitamine D3			pontes répétées : femelles âgées défaut d'apports	
			œufs non fécondés	copulation trop précoce par rapport à l'ovulation épuisement des réserves en sperme mauvaise fertilité du mâle pas de copulation				
			physiologique : précède l'éclosion					
		moisissures	trop fort taux d'hygrométrie vitre non inclinée, eau retombant sur les œufs substrat non stérile					
			œufs non fécondés	épuisement des réserves en sperme (>3-4 mois après copulation) faible fertilité du mâle pas de copulation				

Mortalité juvénile	prématurés	excès de CO2 dans l'incubateur
	malformations	paramètres environnementaux instables, T° trop élevée médicaments tératogènes donnés à la mère œuf retourné pendant le 1er tiers d'incubation fort taux de consanguinité
	fuite	
	pathologie	ostéofibrose chez les juvéniles parasitisme : juvéniles révélateurs d'un parasitisme chez les adultes

3.2 Affections spécifiques du gecko léopard

3.2.1 Obstructions et occlusions digestives :

Les cas d'obstructions digestives par ingestion de sable sont fréquents chez les geckos léopards. La prévalence est supérieure chez les jeunes (Stahl, S. J., 2003). Le paradoxe est que ce comportement d'ingestion de sable a été observé dans le milieu naturel sans répercussions digestives notables. Dans son vivarium « naturel » où des geckos se reproduisent, Patrick Huddleson (cité par Tremper R., 2005) a utilisé un mélange de sable et de terre et aucun gecko n'est mort d'obstruction intestinale en deux générations.

Etiologie :

La cause des obstructions par du sable n'est pas élucidée. On peut supposer que l'ingestion de substrat est augmentée ou moins bien tolérée en captivité, en réponse :

- au stress,
- à des carences minérales,
- à des carences vitaminiques notamment en vitamine A (Tremper, R. E. M., 2006),
- à un parasitisme digestif, produisant une douleur abdominale et une maldigestion, qui favoriserait l'ingestion de litière (Tremper, R. E. M., 2006),
- à une maldigestion d'origine bactérienne.

Prévention :

- enlever le substrat pour les individus qu'on voit ingérer du sable ou si on retrouve du substrat dans les selles : le remplacer par du papier jetable
- supplémenter en vitamines et minéraux (voir partie 2.1.2. Alimentation page 23)

3.2.2. Carence en vitamine A

Signes d'appel :

Comme chez les tortues aquatiques, la carence en vitamine A se traduit chez le gecko léopard, par des troubles oculaires : oedème des paupières, cécité, mais aussi jetage, troubles de la mue et déformations de la colonne vertébrale (cyphose, scoliose...). Une complication possible est une consommation excessive de substrat conduisant à une obstruction digestive.

Diagnostic : Histologiquement, on observe une métaplasie squameuse des épithéliums. Le diagnostic peut aussi être effectué par l'analyse quantitative de la ration. La quantité minimale de vitamine A ou de b-carotène à apporter par jour est de 1400 UI/100g de poids.

En général, plusieurs carences minérales et vitaminiques sont associées : contrôler les apports en vitamine D et faire une radiographie pour détecter une ostéofibrose.

3.2.3 Autotomie :

Le gecko léopard est capable d'autotomie, contrairement à l'agame. Cela est dû à plusieurs lignes d'autotomie entre les vertèbres caudales. La queue néoformée est plus courte et possède des vertèbres cartilagineuses. Son épiderme est dépourvu de tubercules, ce qui lui donne un aspect lisse et boudiné, et sa coloration est différente. Par exemple les bandes foncées ne sont pas visibles sur la queue néoformée.

Importance : L'autotomie a des répercussions pour les éleveurs car elle diminue le prix des animaux. Pour l'animal, une perte de queue représente un gaspillage de réserves adipeuses qui sont stockées à l'intérieur.

Etiologie :

Les geckos léopards possèdent deux sites d'autotomie de leur queue (Tremper R., De Vosjoli P. and Klingenberg, R., 2005). La coupure la plus craniale a lieu lorsque le lézard est menacé par un prédateur. Cela peut avoir lieu en présence de proies chez les juvéniles craintifs, durant une manipulation ou pendant un transport, si le gecko est stressé par les vibrations (voir Figure 42). La queue perdue continue à s'agiter quelques minutes, ce qui attire les prédateurs sur ce leurre. Ainsi Ron Tremper raconte l'histoire d'une couleuvre *Lampropeltis getula* entrée dans un terrarium où logeaient des juvéniles. Ce serpent a mangé 26 queues et un seul lézard entier avant d'être enlevé du terrarium. On peut donc penser que ce moyen de défense efficace contre les prédateurs a été conservé par la sélection naturelle.

La coupure plus caudale a lieu en cas de combat intraspécifique. Cela peut se produire dans un combat entre mâles, ou durant un accouplement… On observe que l'individu mordu casse sa queue en amont de la blessure. Deux acheminements nerveux distincts semblent contrôler ces deux modalités d'autotomie.

En période de disette, d'anorexie ou après l'hivernation, la queue apparaît filiforme. Le réflexe d'autotomie est alors moins facilement déclenché: la queue résiste à des tractions plus importantes. On pense qu'il s'agit d'un mécanisme évolutif, un lézard amaigri qui se sépare des dernières réserves présentes dans sa queue, étant souvent condamné.

Figure 42 : Gecko léopard venant de perdre sa queue (source : Clinegecko, 2002)

3.2.4. Problèmes potentiels liés aux phases fragiles :

3.2.4.1 Geckos léopards *albinos* et problèmes oculaires

Les geckos léopards *albinos* ont les yeux roses à gris, mais gardent les motifs classiques de l'iris. Les yeux des jeunes sont rouges et ceux des adultes rosés. La couleur de fond est beige rosé. Les taches sont plus ou moins atténuées allant du gris au brun. Les phases plus récentes comme le *Diablo Blanco* présentent des yeux rouges homogènes (Tremper R., De Vosjoli P. and Klingenberg, R., 2005) (voir **Figure 44**). D'autres peuvent avoir seulement la moitié d'un œil affecté : ils sont appelés *Snake eye* (voir **Figure 45**).

Figure 43 : Œil de gecko léopard *albinos* adulte (source : Le Logeais K., 2007)

Figure 44 : Gecko léopard *Diablo Blanco* présentant des yeux rouges homogènes (source : Tremper R., 2006)

Figure 45 : Exemple de *snake-eye* présentant un iris uniforme dans sa partie craniale et pigmenté dans sa partie caudale (document personnel)

L'allèle *albinos* est récessif (Antonini, O., 2007c). On ne sait pas encore si l'allèle responsable de la couleur des yeux uniforme est codominant ou s'il a une pénétrance variable. Une étude de 2005 menée par Tony Gamble (cité par Tremper R., 2005) a révélé que les trois types de geckos *albinos* étaient tyrosinase-positifs et que chaque gène agissait sur une étape distincte de la synthèse de la mélanine

Chez les geckos léopards, on connaît trois gènes différents qui peuvent donner un phénotype *albinos*. Du nom de leur découvreur, il y a le *Tremper albinos* de Tremper découvert en 1996 (Tremper, R., 2006), le *Rainwater albinos* aussi appelé « *Las Vegas* », découvert en 1998 et le *Bell albinos* de Mark Bell, aussi appelé « Florida », le dernier né en 1999. Pour résumer, on a trois gènes distincts :

- *Bell = Florida = caramel albinos*
- *Rainwater = Las Vegas* de couleur intermédiaire
- *Tremper = « mocha albino » = albinos* chocolat

Les phases qui possèdent l'allèle albinos sont les suivantes : *hybino, synglow, blazing blizzard, APTOR, RAPTOR* et *Diablo Blanco.*

L'iris étant plus ou moins dépigmenté, il est déconseillé d'exposer ces animaux à des lampes UV, surtout les jeunes, qui sont effrayés par les lumières vives. Il est recommandé de ne pas installer de tube UV dans le terrarium avant l'âge de 6 mois.

3.2.4.2 Geckos léopards *blazing blizzard* et problèmes de mue

Le corps des geckos léopards *blazing blizzard* apparaît entièrement rose (voir **Figure 46**).

Il s'agit de geckos doubles homozygotes pour les allèles *blizzard* et *albinos* (Antonini, O., 2007c). Ron Tremper ne précise pas quel pourcentage d'individus doubles homozygotes il obtient en croisant des hétérozygotes *albinos* et *blizzard* (Tremper, R. E. M., 2006). D'autres auteurs supposent que ces deux gènes ont des loci très proches sur le même chromosome. En effet, en croisant des geckos *blizzard* et des *Tremper albinos* puis en croisant les F1 entre eux, ils disent obtenir environ un individu de phase *blazing blizzard* sur deux mille au lieu de 1/16 (6,25%) (Niland, S. A. M., 2004). Actuellement différents éleveurs ont tenté de créer des *blazing*

blizzard à partir de *Bell albinos* ont observé que les descendants n'étaient pas viables : malformations congénitales, mortalité juvénile très élevée (voir 2.2.4.2 Problèmes au cours du développement embryonnaire et conduite à tenir : page 48). L'expérience a été tentée plusieurs fois sans succès. (Dez, G., 2007). Outre ces problèmes de viabilité rencontrés chez les *Bell albinos*, les jeunes *Tremper blazing blizzard* peuvent avoir des problèmes de mue récurrents.

Figure 46 : Femelle gecko léopard *blazing blizzard* (document personnel)

3.3. Affections spécifiques de l'agame barbu d'Australie

3.3.1 Syndrome de maladaptation (Gérard, P. and Jullian, S., 2001)

Chez l'agame barbu d'Australie, le stress déclenchant l'anorexie peut être une confrontation optique entre deux animaux, notamment deux mâles. Même si tous les paramètres d'ambiance sont adéquats, l'animal dominé peut devenir anorexique si on le laisse devant un congénère dominant, même séparé par une vitre. Par extension, si on met un miroir dans le terrarium, certains animaux peuvent devenir anorexiques en se croyant dominé par un mâle qui n'est que leur reflet. Wilson et Knowles ont étudié en 1988 (cité par Dham, N., 2004) les différents comportements hiérarchiques de l'agame barbu d'Australie et ont répertorié 75 signaux visuels. Ainsi un animal dominé « fait des moulinets » avec les pattes et l'alpha, qui a le rang hiérarchique maximal, incline la tête. On pourra observer ces comportements entre des animaux de terrariums distincts pour diagnostiquer un syndrome de maladaptation dû à un stress hiérarchique.

3.3.2 Lipidose hépatique : (Dham, N., 2004)

Signes d'appel :

- Anorexie,
- ictère : la muqueuse buccale apparaît nettement jaune chez l'agame barbu,
- ascite,
- hépatomégalie à la palpation abdominale.

Diagnostic :

L'analyse biochimique peut orienter le diagnostic. La prise de sang est faite à la veine coccygienne ventrale, dans le plan médian à la base de la queue. On observe :

- une augmentation inconstante des paramètres hépatiques : augmentation des transaminases : SGOT=ASAT >250UI,
- une hyperglycémie : la glycémie normale étant de 0,5g/L chez l'agame barbu d'Australie (Dham, N., 2004). La mesure la glycémie peut être faite facilement avec un glucomètre. Une goutte de sang suffit, ce qui est intéressant pour les lézards affaiblis.

En radiographie, on peut observer une hépatomégalie et parfois une ascite. L'hépatomégalie peut être mise en évidence indirectement en observant un champ pulmonaire réduit.

Etiologie :

La lipidose hépatique serait due à un régime trop riche en matière grasse, principalement dans les premiers mois de la vie (Schilliger, L., 2007). Les juvéniles et les adultes obèses seraient prédisposés au développement de lipidose hépatique. Les insectes qui sont les plus gras sont les larves de teigne de ruche, les vers de farines classiques ou géants (*morios*), et les grillons. Le **Tableau 16** indique en vert les proies qui peuvent constituer la base de l'alimentation des juvéniles et en orange celle qui sont trop grasses.

Tableau 16: Classement des proies des agames en fonction de leur taux de matière grasse.

	% MG par rapport à la MS
larve de teigne de ruche (Galleria melonella)	73
souriceau de 3 jours	69
ver morio (Zoophobas morio)	67
ver de farine (Tenebrio molitor)	60
grillon des foyers adulte (Acheta domestica, Grillus bimaculus)	54
souriceau de 1 jour	40
grillon des foyers jeune	33
sauterelle = grasshopper	30
ver à soie (Bombyx mori)	25
criquet (Locusta migratoris, Schistocerca gregaria)	17
Bombyx eri, larve du papillon Philosamia ricini nourri sur feuilles	16
drosophiles ZooMed	10

La lipidose hépatique peut aussi être physiologique comme chez les oiseaux, au cours de l'ovogenèse ou de l'hivernage. Elle peut être secondaire à un diabète, une hypothyroïdie ou à une anorexie prolongée.

L'autre hypothèse serait que le stress induirait un syndrome de Cushing chez l'agame barbu d'Australie. En effet des reptiles non insectivores peuvent être atteints de lipidose hépatique et

on remarque sur l'ensemble des reptiles captifs opérés que les surrénales sont anormalement grosses. Mais cette observation est peut être biaisée car la majorité des coeliotomies sont des opérations de rétention d'œuf post-ovulatoire obstructive. Or l'étiologie de cette affection est multifactorielle et comporte le stress.

Prévention : Donner une alimentation à base d'insectes peu gras aux jeunes, un régime végétarien aux adultes et limiter le stress de la captivité.

3.3.3 Taille des proies et paralysie des postérieurs chez l'agame (Dham, N., 2004)

Signes d'appel : paralysie des pattes postérieures et de la queue

Etiologie : L'agame barbu d'Australie est vorace, ce qui lui fait parfois ingérer des proies trop grosses pour lui. Cela peut occasionner une paralysie des postérieurs par lésion des nerfs rachidiens, surtout chez les juvéniles et les femelles gestantes. Il s'agit d'un motoneurone périphérique pour les membres postérieurs.

Prévention : L'éleveur doit donc choisir les proies selon la largeur de la tête entre les deux yeux de chaque lézard. La proie doit mesurer

- au maximum la moitié de cette largeur chez l'agame de moins de 4 mois
- au maximum les deux tiers de la tête pour les agames plus âgés.

3.3.4 Maladie parodontale (Stahl, S. J., 2003)

Les agames sont des lézards à dents acrodontes. Leurs dents n'ont pas de racines et sont attachées à la mandibule et à l'os maxillaire, ce qui les prédispose à la maladie parodontale, aux stomatites et aux complications d'ostéomyélite des mâchoires. Les fragments de cuticule des proies peuvent causer des abcès. (Schilliger, L., 2008)

Signes d'appel :

- décolorations du ligament dentaire,
- irrégularités de surface,
- pertes de tissu.

Diagnostic : L'examen dentaire permet de détecter un problème. La radiographie est utile pour diagnostiquer une ostéomyélite sous-jacente.

3.3.5 Causes spécifiques de mortalité juvénile :

3.3.5.1 Adénovirose : (Wentz, D. S., 2000)

L'adénovirose a été découverte en 1990 chez une femelle *Amphibolurus barbatus* au parc zoologique d'Auckland en Australie. Puis Frye a décrit un cas en 1994 (cité par Wentz, D.S., 2000) chez un l'agame barbu d'Australie *henrylawsoni* dans l'Illinois. Le troisième cas a été décrit en 1996 dans un élevage de l'agame barbu d'Australie provenant de l'Iowa et de Californie (Cranfield, Jacobson *et al*., cités par WENTZ, 2000) Depuis le développement de cette pathologie dans les élevages américains d'agames barbus a été exponentiel.

Signes d'appel :

- diminution du taux d'éclosabilité,
- augmentation de la mortalité juvénile avant 1 mois : >10%,
- diarrhée, anorexie, apathie, mort brutale entre 5 mois et 1 an,
- retard de croissance chez les individus de plus d'1 an.

Diagnostic : Il est essentiellement *post mortem :* le virus est retrouvé dans tous les tissus, principalement le foie et l'intestin. Des biopsies hépatiques et intestinales sont possibles aux Etats-Unis sur les agames barbus vivants. L'analyse histologique révèle des corps d'inclusion intranucléaires dans les entérocytes et les hépatocytes mais les faux négatifs sont nombreux. La recherche du virus dans les selles au microscope électronique est possible, mais en routine seulement aux Etats-Unis.

Etiologie : La maladie est due à un adénovirus très résistant dans l'environnement. On suspecte une transmission verticale par voie oro-fécale et éventuellement vectorielle via les proies. La transmission verticale a été prouvée, sans qu'on sache si elle se produit au moment de l'ovogenèse ou au moment du passage dans le cloaque de la mère. Il existe des porteurs sains. C'est pourquoi lorsqu'une portée est diagnostiquée comme atteinte, il est impératif de dépister les parents (Wentz, D. S., 2000).

Prévention : La prévention consisterait à effectuer un dépistage sur tout nouvel arrivant et à le mettre en quarantaine en attente du résultat du test. En pratique ce test n'est pas disponible en France. Si un animal présente des symptômes évocateurs en élevage, il est possible de l'isoler chez un particulier en insistant sur son statut et sa contagiosité. Les locaux de quarantaine doivent être désinfectés avec des produits virucides.

3.3.5.2 Cannibalisme et compétition alimentaire entre jeunes agames barbus (Haupschild, A., 2007)

Signes d'appel :

- juvéniles prostrés, anorexiques,
- traumatismes sur les membres, les doigts, la queue, l'abdomen.

Etiologie : Une hiérarchie s'instaure très tôt entre les jeunes agames barbus d'Australie. Les individus les plus faibles peuvent être mordus, considérés comme des proies. Leur statut hiérarchique peut les stresser et les rendre anorexiques. Si un animal conserve son sac vitellin plus longtemps que ses frères et sœurs, ils peuvent y goûter et l'arracher, créant des lésions abdominales. (Haupschild, A., 2007)

Prévention : L'éleveur doit observer attentivement le groupe des juvéniles, et isoler les individus plus faibles ou dont le sac vitellin n'est pas résorbé dans les 24 heures après la naissance. On peut augmenter la fréquence des nourrissages (voir 2.1.2.2 Alimentation de l'agame barbu d'Australie page 28).

3.3.6. Problèmes potentiels liés aux phases fragiles :

3.3.6.1 Agames barbus albinos et ostéofibrose : (Dachiu, R. V., 2000)

Les agames barbus **albinos** ont été créés dans les années 2000 par Bob Withey, un éleveur amateur australien (Dachiu, R. V., 2000). A la troisième génération de *Yellow* croisés entre eux, il a obtenu des jeunes très pâles avec des lignes rouges sur le dos. En les croisant entre eux, il a obtenu 10 albinos sur 50 naissances. Cela laisse supposer que l'allèle *albinos* est récessif chez l'agame barbu. Le corps est non pigmenté et les yeux sont rouges. Du fait de leur rareté, ces albinos sont encore très chers et introuvables en France. Ces lézards ne supporteraient pas les UV, comme les geckos albinos, ce qui pose quelques problèmes éthiques pour un lézard héliophile. Mais le problème majeur pourrait être l'ostéofibrose, puisque l'absorption digestive de la vitamine D3 n'est pas suffisante chez l'agame barbu pour couvrir les besoins. (voir 2.1.1.2 Milieu de vie et ambiance de la pièce d'élevage de l'agame barbu d'Australie : page 20)

Figure 47 : Agames barbus juvéniles albinos et de phénotype classique (source : Dachiu, R.V., 2006)

3.3.6.2 Agames barbus *Silkback* et problèmes de mue : (Dachiu, R. V., 2007)

Les agames barbus « S*ilkback* » sont dépourvus d'écailles : leur nom signifie « dos en soie. » (voir **Figure 48**). Ils sont dépourvus d'épines latérales, y compris sur leur barbe. Ils ont été importés d'Italie aux Etats-Unis en octobre 2006 (Dachiu, R. V., 2007). Ils sont issus de croisements d'agames barbus « *leatherback* **»**, dont les écailles ont l'aspect du cuir. Les agames *leatherback* présentent une réduction ou une absence complète de tubercules (Dachiu, R. V., 2007). Il semble que cette mutation soit récessive dans certaines lignées produites en Californie en 2006 mais codominante dans une lignée plus récente produite en Italie (Dachiu, R. V., 2007). Les *Leatherback* seraient hétérozygotes. En croisant deux *leatherback*, on obtient un quart de *Silkback*, homozygotes.

Les mues des *Silkback* sont plus difficiles et doivent être enlevées par l'éleveur autour des doigts. Il ne semble pas que les points d'appui développent des plaies dans un environnement normal. Les éleveurs Dachiu indiquent que la peau de ces agames pourrait être plus sensible aux morsures, notamment lors de l'accouplement (voir 2.2.3. Environnement nécessaire à l'accouplement et la ponte : page 38). Ils projettent de féconder leur femelle actuelle par insémination artificielle ou de ne produire des *Silkback* qu'à partir de couples de *leatherback* capables de s'accoupler naturellement. Une étude a été réalisée en 1972 sur un serpent *Pituophis melanoleucus* sans écailles capturé dans le milieu naturel en Californie (Bennett A. F. *et al.*, 1975). Ce serpent présentait des couches kératinisées plus fines que la normale, un épiderme irrégulier et une absence de derme superficiel. L'étude a montré que les pertes hydriques et la consommation d'oxygène étaient identiques à celles d'un serpent normal de la même espèce. Toutefois, ce serpent possédait des écailles ventrales, ce qui n'est pas le cas de l'agame barbu *Silkback*. Il faudrait comparer l'histologie de la peau de ce serpent avec celle de l'agame sans écailles pour pouvoir extrapoler les données de l'étude.

Figure 48 : Agame barbu *Red Italian Silkback* (source Dachiu R, 2007)

Tableau 17 : Tableau de synthèse : paramètres zootechniques à vérifier en fonction des affections dominantes de l'élevage (d'après Aulio R., 2005)

Symptôme	*Diagnostic différentiel*		*Critère à vérifier dans l'élevage*
problèmes dermatologiques	brûlure		lampes UV et chauffages
	morsure	par un congénère	séparation des mâles et isolement des dominés si possible
		par des proies	enlèvement des proies non consommées
	parasite externe	acariose	traitements antiparasitaires effectués, hygiène du terrarium
		mycose	hygrométrie dans les terrarium (trop élevée ?) et hygiène
	hygrométrie trop basse		hygrométrie dans les terrarium
	maladie sous-jacente	insuffisance rénale, hypocalcémie…	
Gonflement d'une partie du corps	tumeur		
	obstruction intestinale		apports minéraux et vitaminiques, lampes UV, type de substrat
	gestation		
	Rétention d'œufs pré-ovulatoire		paramètres environnementaux : T°, hygrométrie, lieu de ponte
	Rétention d'œufs post-ovulatoire		apports en calcium et en UV ou vitamine D3
	traumatisme	fracture	fréquence des sorties, sorties sécurisées ?
		panaris	hygiène du terrarium, hygrométrie, composition des groupes d'animaux
anorexie ou baisse d'appétit	physiologique	température trop basse	température dans les terrarium
		gestation	période d'isolement depuis le contact avec le mâle
		Rut du mâle	saison
	rétention d'œufs	pré-ovulatoires	paramètres environnementaux : T°, hygrométrie, lieu de ponte
		post-ovulatoires avec dystocie obstructive	lignée à risque (dystocie obstructive)
		post-ovulatoires avec dystocie non obstructive	lieu de ponte, température, état d'embonpoint des femelles, apports en calcium, hygiène, stress, apports en eau
	syndrome de maladaptation, stress	surpopulation	taille des terrarium
		manipulations trop fréquentes	fréquence des sorties du terrarium (habituation), température de l'environnement
	régime alimentaire inadapté		régime alimentaire
	Stomatite	température trop basse	température des terrarium
		stress	densité animale, fréquence de désinfection
		manque d'hygiène	
		insuffisance rénale	apports en eau et apports protéiques
		ostéofibrose	apports en calcium et en UV ou vitamine D3
	Infection intestinale, obstruction	Parasitose digestive	traitements antiparasitaires
		Tumeur digestive	lignée à risque
		ingestion de litière	apports minéraux et vitaminiques, lampes UV, type de substrat
constipation	hygrométrie trop basse		hygrométrie dans le terrarium
	température trop basse		température dans les terrarium
	manque d'exercice		taille des terrarium
	suralimentation		état d'embonpoint des animaux
	occlusion intestinale	insuffisance rénale avec néphromégalie	apports en eau
		tumeur	lignée à risque
	obstruction intestinale	ingestion de litière	apports minéraux et vitaminiques, lampes UV, type de substrat
		Parasitose digestive	traitements antiparasitaires
		Tumeur digestive	lignée à risque
Diarrhée	Infection intestinale	parasitaire	coprologie de groupe
		bactérienne	
		virus	
	température trop basse		température des terrarium
	stress		
vomissements	occlusion intestinale		apports en eau, lignée prédisposée aux tumeurs ?
	intoxication		origine des proies, traitements effectués, matériaux du terrarium, désinfectants utlisés
	parasitisme digestif		coprologie de groupe
	régime alimentaire inadapté		alimentation
Convulsions	cause métabolique	hypocalcémie	apports en calcium et en UV ou vitamine D3
		insuffisance hépatique	
		hypoglycémie	
	cause intracranienne	encéphalite	
		tumeur encéphalique	lignée à risque
	iatrogène (antiparasitaires…)		
	intoxication	dichlorvos : Tiguanis…	traitements effectués par l'éleveur
Déformation cloacale	prolapsus du côlon terminal dû à un ténesme	tumeur	
		rétention folliculaire	
		obstruction digestive	coprologie de groupe
	prolapsus d'un oviducte		
	paraphimosis		
	calcification des poches hémipéniennes	hypocalcémie (pX)	
Hyperexcitabilité	terrarium trop exigü		surface par animal
	absence de cachettes		
	sous-alimentation ou manque d'eau		
	température trop élevée		température des terrarium
	rut, recherche du partenaire		
Respiration bouche ouverte	physiologique	gestation	
		température excessive	
	pneumonie		température des terrarium
	problème des voies respiratoires hautes	obstruction des narines	
		irritation par le substrat	hygrométrie, type de substrat, fréquence de désinfection

Seconde Partie : Essai d'élaboration d'un protocole d'audit vétérinaire pour les élevages de geckos léopards et d'agames barbus d'Australie

1. Destinataires et utilisation proposée de ce protocole :

Le destinataire de cette étude est le vétérinaire proposant des consultations aux Nouveaux Animaux de Compagnie (NAC). Cet outil doit lui donner une vision globale de l'élevage de lézards en cas d'épidémie et permettre la prévention des maladies collectives. Les amateurs de reptiles détiennent souvent plusieurs animaux à leur domicile. L'élevage se développe pour compenser les frais d'entretien des lézards. La difficulté pour le vétérinaire est d'extrapoler les risques à un cheptel. Car les risques de pathologie de groupe sont réels, même si les animaux sont dans des terrariums séparés. En effet, les instruments de nettoyage, les manipulations sans désinfection des mains sont des vecteurs privilégiés de maladies infectieuses. Et les maladies métaboliques concernent souvent plusieurs d'animaux de l'élevage (voir 3. Les affections du gecko léopard et de l'agame barbu d'Australie : page 59.)

Outre les situations de crise, le vétérinaire NAC pourrait être amené à l'avenir, à mener des audits d'élevages de reptiles. Le but d'un audit serait de détecter les facteurs de risques sanitaires, comme en élevage bovin laitier. Si les enjeux sanitaires ne sont pas les mêmes, la demande des éleveurs de reptiles est réelle. En effet les retombées financières d'une épidémie de coccidiose par exemple, sont conséquentes. Dans ce cadre, un des objectifs de cette étude est de déterminer des fourchettes de normalité de certains paramètres de la reproduction. Un vétérinaire *lambda* pourra ainsi juger avec quelques chiffres, si un élevage fonctionne normalement ou si la prolificité est anormalement faible, la mortalité néonatale trop élevée, avant de chercher quelles en sont les causes sous-jacentes. Pour preuve de la volonté des éleveurs de rationaliser leurs élevages, on voit se développer sur internet des sondages sur diverses méthodes d'élevage et des sites de statistiques permettant de suivre la croissance de ses animaux sur des courbes spécifiques (F.Willemin, 2006). Le marché existe mais encore peu exploité par les vétérinaires, faute de connaissances, ou faute de communication avec les éleveurs.

Dans notre enquête diffusée par internet, sur 44 éleveurs de lézards interrogés, en cas de maladie dans l'élevage, 20% seulement consultent un vétérinaire (voir 3.1. Résultats de l'enquête sur les élevages de lézards : page104). Cette petite enquête n'est pas représentative de tous les éleveurs puisqu'elle sélectionne ceux qui utilisent internet. Pour autant, la tendance n'est pas de privilégier le vétérinaire comme interlocuteur en cas de maladie dans l'élevage. C'est ce qu'on observe aussi en aquariophilie. L'enjeu pour le vétérinaire est donc d'améliorer son image de conseiller privilégié auprès des terrariophiles, rôle auquel il peut prétendre par sa formation médicale et scientifique. La polyvalence du vétérinaire en nutrition, en reproduction, en pathologie collective mais aussi en législation, est à exploiter. En effet, dans la même étude que précédemment, on constate que 27% seulement des éleveurs interrogés maîtrisent la nouvelle

législation du 10 août 2004. La question posée était basique : « Combien de lézards avez-vous le droit de possédez au maximum ? ». Seuls 12 ont répondu la bonne réponse : « 25 sans le certificat de capacité » (voir 3.1. Résultats de l'enquête sur les élevages de lézards : page 108). Le rôle du vétérinaire est donc aussi d'informer les éleveurs de leurs droits et devoirs. Même si cette notion n'est pas encore à l'ordre du jour, il paraît intéressant de développer des outils utilisables par tout vétérinaire, pour mener un audit d'élevage de lézards.

Aux Etats-Unis, le concept d'audit d'élevage de reptiles est déjà développé (Stahl, S. J., 2001). C'est donc au vétérinaire de susciter la demande, de démontrer sa compétence et son utilité à long terme dans le suivi de l'élevage. Le vétérinaire peut intervenir dans les domaines suivants :

- Quarantaine : examen clinique en début et fin de quarantaine, sexage éventuel, et tests de dépistage sur les nouveaux animaux (coprologies, sérologies).
- Biosécurité dans l'élevage : procédures de nettoyage et désinfection, marche en avant, coprologies régulières et traitements prophylactiques éventuels.
- Infirmerie : médecine individuelle, néonatalogie et nécropsies.
- Examen clinique des animaux avant l'hivernation.
- Suivi de reproduction : femelles gestantes (échographie), problèmes de mise à la reproduction.
- Suivi des résultats de reproduction et de la croissance des jeunes : visée médicale pour détecter une maladie sous-jacente et les lignées fragiles, ou optimisation de la reproduction, selon les objectifs de l'éleveur.
- Suivi nutritionnel des animaux à long terme, principalement les femelles reproductrices : alimentation énergétique et supplémentation minérale et vitaminique.
- Examen clinique et dépistages sur les animaux à vendre garantissant leur bonne santé à l'achat

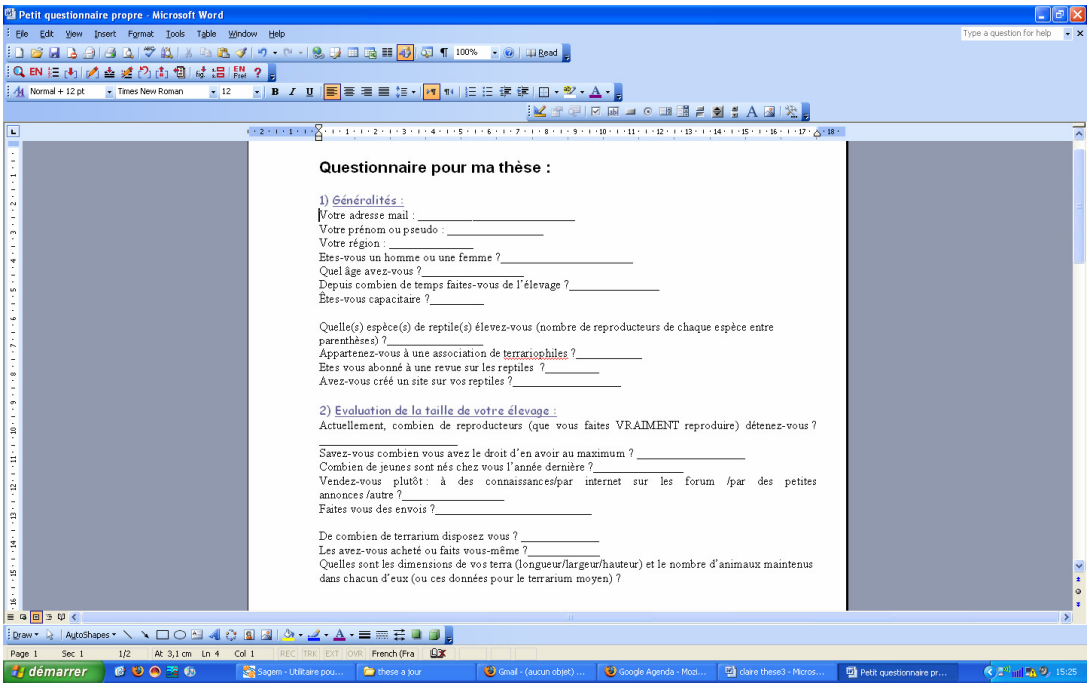
S.J.Stahl, docteur vétérinaire spécialisé en médecine des reptiles aux Etats-Unis, insiste sur l'image de « l'équipe » entre vétérinaire et éleveur. L'éleveur donne ses objectifs et le vétérinaire apporte sa technicité à son service. La concertation est primordiale pour faire un bon audit car l'éleveur doit fournir un travail de traçabilité de longue haleine. Si la demande ne vient pas de lui, le travail de synthèse du vétérinaire est voué à l'échec.

2. Matériel et méthodes :

Pour créer une méthode d'audit d'élevage, il est nécessaire d'avoir des références, des valeurs normales permettant d'évaluer l'élevage. Jusqu'à présent, aucunes références chiffrées n'étaient disponibles concernant la reproduction du gecko léopard et de l'agame barbu. Nous avons choisi de récolter des données dans des élevages de lézards par des connaissances, par internet et en se déplaçant dans les élevages et dans des bourses aux reptiles. Nous avons diffusé ces questionnaires par internet via des forum (pogona-vitticeps.com, le-dragon-barbu.com, amipogo.ch, geckoonline.net, reptilic.com, dragonpogona.bestofforum.com, dragonsdasgard.actifforum.com, le-monde-des-reptiles.com), des associations de terrariophiles (planetereptiles.com) et des blogs d'éleveurs. Deux documents étaient distribués : un questionnaire au format Word (voir Figure 48 et Annexe 1 page 167), et un tableau au format Excel (voir Tableau 18) conçus par l'auteur de cette thèse. Lorsque les éleveurs l'ont demandé, le pseudonyme choisi sur internet a été utilisé pour préserver la confidentialité des informations.

Les questionnaires, en français, portaient sur la taille et la technique d'élevage. Une première version contenait des macros sous Word mais le fichier était trop volumineux pour certaines boîtes mails. Le format le plus simple a donc été choisi. Certaines questions ont été analysées pour les 2 types d'élevages, par exemple l'âge moyen de l'éleveur, la présence d'un élevage de proies… D'autres questions ont été traitées par espèce, par exemple le nombre de juvéniles vendus par an ou la présence d'un tube UV (voir 2.1.1.1 Milieu de vie et ambiance de la pièce d'élevage du gecko léopard :page 17 et 2.1.1.2 Milieu de vie et ambiance de la pièce d'élevage de l'agame barbu d'Australie page 20).

Figure 49 : Questionnaire diffusé par internet aux éleveurs de lézards



Le tableau Excel portait sur le bilan de reproduction annuel de chaque femelle et comportait aussi différentes informations sur la femelle (voir **Tableau 18**)

- l'âge de la femelle,
- le poids de la femelle avant la reproduction,
- la perte de poids à chaque ponte,
- la perte de poids global sur l'ensemble de la saison de reproduction,
- le type de proies,
- la qualité de l'eau distribuée : minérale/eau du robinet,
- la réalisation d'une hivernation ou pas,
- les antécédents de la femelle : provenance, femelle s'étant déjà reproduit ?
- l'âge du mâle avec lequel elle a été accouplée.

Tableau 18 : Tableau à remplir sur les pontes de l'année, distribué aux éleveurs de lézards

nom de la femelle poids de la femelle au moment de l'accouplement : âge de la femelle achat en animalerie ? première année de repro ? Oui/Non date d'accouplement : hibernation ?						nom du mâle âge du mâle
Date de ponte	poids de la femelle après la ponte	Nombre d'œufs	Nombre d'œufs arrivés au stade de l'éclosion	date de l'éclosion	nombre de juvéniles Nés	nombre de jeunes vivants à 2 mois
Total		0	0		0	0

On a considéré comme femelle reproductrice toute femelle qui a pondu des œufs fécondés au cours de la période de reproduction. Un femelle en âge de reproduire, mise en présence d'un mâle mais qui n'a pas pondu n'a pas été comptée dans l'étude.

Les informations obtenues ont été retranscrites et analysées sous Excel :

- calcul du nombre d'œufs pondus par femelle et par an,
- calcul du pourcentage de réussite d'incubation,
- pourcentage de jeunes vendus par rapport aux œufs pondus (paramètre incluant la mortalité juvénile),
- pourcentage de pontes à 1 œuf par femelle,
- intervalle moyen, maximal et minimal entre 2 pontes.

Les questions pertinentes ont été sélectionnées selon le nombre de réponses et la clarté des réponses des éleveurs.

Puis, à l'aide de tableaux croisés dynamiques sous Excel, des graphiques ont été réalisés pour les différents paramètres. Les données statistiques descriptives ont été calculées par le logiciel StatXact 7 (Cytel Studio). Les données par élevage ont été obtenues à l'aide de tableaux croisés dynamiques sous Excel. Pour déterminer si les écarts observés sont significatifs, différentes méthodes ont été utilisées selon le type de variable. Le seuil de significativité choisi est p=5%. La méthode statistique prend en compte le fait que les femelles ne sont pas indépendantes entre elles ; seuls les élevages sont indépendants.

Pour comparer des effectifs ou des pourcentages selon une variable qualitative binaire, on a utilisé des tests du Chi-Square. Les conditions d'applications de ce test sont d'avoir des éléments indépendants et des effectifs supérieurs à 5 dans chaque case. Pour comparer des moyennes selon une variable qualitative binaire, on a utilisé un test de permutation à l'aide de StatXact 7. Ce test est non paramétrique et ne nécessite pas d'avoir une distribution normale des valeurs. Notons qu'avec un test de permutation, les moyennes sont significativement différentes si on trouve un p<5%. Les conditions d'application du test de permutation sont d'avoir 2 groupes de 4 données au moins à comparer. Pour comparer des moyennes ou des pourcentages entre plus de 2 groupes, on a utilisé un test non paramétrique de Kruskal-Wallis à l'aide de StatXact 7. Dans la partie sur l'hivernation, un modèle linéaire mixte a été utilisé par Guy Beauchamp, statisticien à la faculté de médicine vétérinaire de Saint-Hyacinthe, qui nous a apporté son aide. Pour évaluer la corrélation entre 2 variables quantitatives continues, des coefficients de corrélation de Pearson ont été calculés selon la formule suivante :

$$r = \frac{\mathrm{cov}(X,Y)}{\sqrt{V(X)V(Y)}} \text{ avec } \mathrm{cov}(X,Y) = \frac{1}{n}\sum x_i y_i - \bar{x}.\bar{y}$$

et avec $V(X) = \frac{1}{n-1}\sum_{i=1}^{n} n_i (X_i - \bar{X})^2$

Le coefficient de Pearson est un indicateur compris entre -1 et 1 qui indique l'intensité de la corrélation entre 2 variables. Lorsqu'il est proche de 0, la corrélation est faible. Lorsqu'il se rapprocher de 1 ou de -1, la corrélation augmente. Ce coefficient permet de comparer plusieurs facteurs qui influencent un paramètre et de déterminer lequel a le plus d'influence.

Un terrariophile français, François Willemin, qui a créé un site de statistiques sur les reptiles, nous a proposé son aide (Willemin, F., 2006). Le but de son site est de récolter des données sur la croissance de différentes espèces de reptiles, sur la fréquence de problèmes sanitaires et la reproduction. Chaque éleveur peut entrer des données sur ses animaux et ainsi avoir un historique concernant son cheptel. Le but à terme est de calculer des moyennes et des fourchettes de normalité pour les différentes espèces. Parmi la quarantaine d'espèces de reptiles auxquelles est consacré ce site, nous nous sommes intéressés aux deux espèces de cette thèse.

Ainsi nous avons obtenu des courbes de croissances pour les geckos léopards (sur 90 individus) et les agames barbus d'Australie (sur 30 individus). M.Willemin nous a également fourni des données sur les reproducteurs de ces deux espèces inscrits sur le site : nombre et dates de ponte, poids, âge.

Les élevages ont été classés par tiers en fonction de différents facteurs influençant la reproduction, ce qui a permis de créer des questionnaires d'audit d'élevage. Le questionnaire a été rempli pour deux élevages de geckos léopards, pour illustrer la création d'un graphique de bilan d'audit (voir Annexe 2 page 169).

3. Résultats obtenus

3.1. Résultats de l'enquête sur les élevages de lézards :

3.1.1. Profil de l'éleveur-type :

Nous avons récolté 44 réponses au questionnaire, provenant d'éleveurs francophones : 34 Français, 2 Suisses, 5 Belges et 3 Québécois. 9 éleveurs d'agames barbus et 35 éleveurs de geckos léopards ont été interrogés. Cela a permis de faire une petite étude statistique descriptive sur cette population d'éleveurs. Les informations issues de ce questionnaire ont été consignées sur Microsoft Excel. Puis des pourcentages et des moyennes ont été calculés pour déterminer le profil de « l'éleveur-type » de lézards en 2007, client susceptible de demander un audit.

Les résultats obtenus sont les suivants :

- âge moyen : 25 ans
- expérience d'éleveur : 3 ans en moyenne pour l'espèce concernée
- 71% sont des hommes, 19% sont des femmes et 10% travaillent en couples
- 60% ont un site dédié à leur élevage
- 40% font partie d'une association terrariophile
- 21% sont abonnés à une revue de terrariophilie
- Pour 100% c'est un complément de revenu (élevage amateur)
- 27% ont répondu correctement à la question « Combien de reproducteurs avez-vous le droit de posséder au maximum en étant éleveur amateur ? »
- 3% possèdent le certificat de capacité et 12% le préparent

en cas de maladie dans leur élevage, 59% prennent conseil auprès d'un ami éleveur, 39% posent des questions sur les forums, 5% à un vendeur d'animalerie, et seulement 20% consultent un vétérinaire (voir Figure 50 page 105). Les personnes interrogées pouvaient choisir plusieurs réponses.

- 70% détiennent plusieurs espèces de reptiles dans leur élevage (voir Figure 51)

- Parmi les éleveurs de geckos léopards, 14% possèdent aussi un agame barbu d'Australie et 3% ont déjà fait de l'élevage de cette espèce
- 30% élèvent des proies pour leurs lézards chez eux. La répartition du type de proies est donnée dans la Figure 52. .

Figure 50 : Sources de conseils sollicitées par les détenteurs de lézards de l'enquête en cas de pathologie observée dans l'élevage

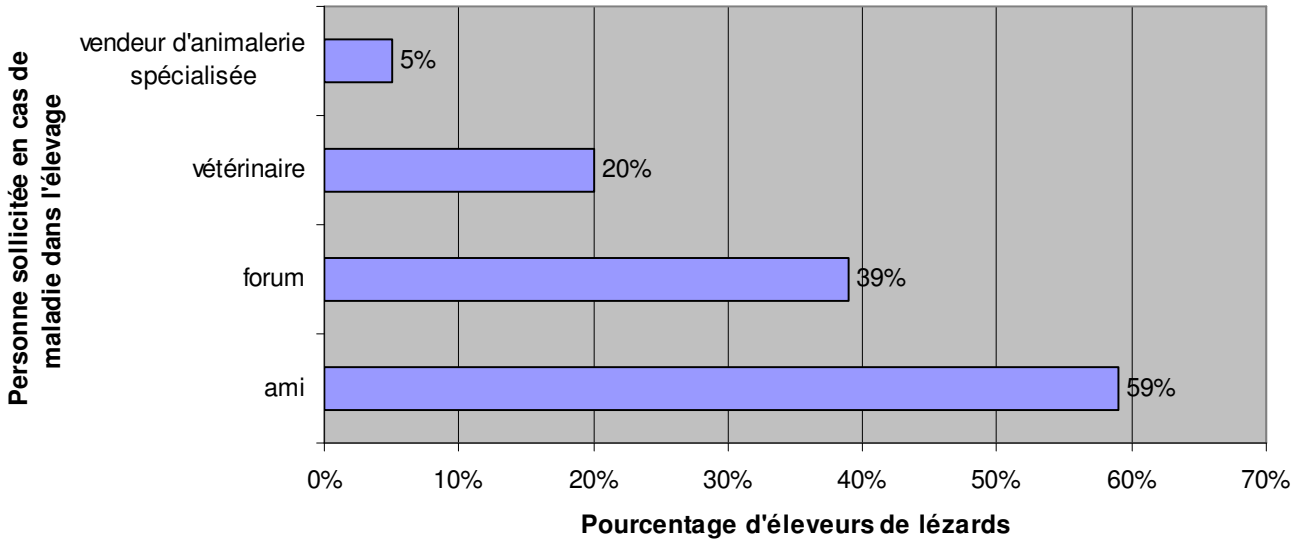


Figure 51 : Répartition des éleveurs en fonction du nombre d'espèces de reptiles qu'ils détiennent :

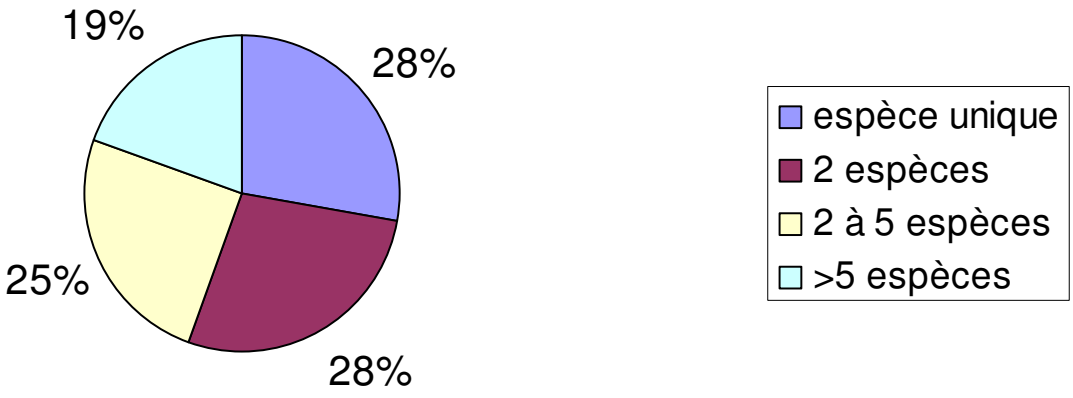
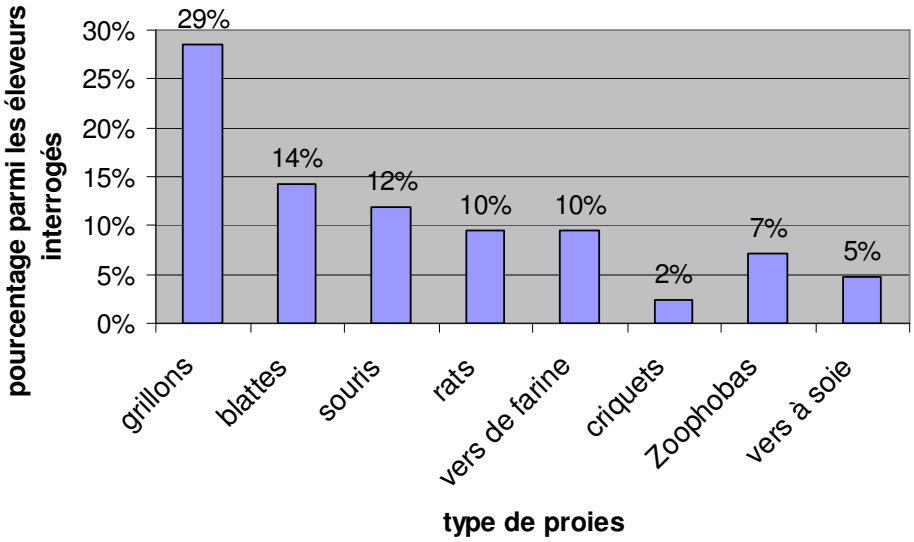


Figure 52 : Types de proies élevées sur place par les détenteurs de lézards de l'enquête

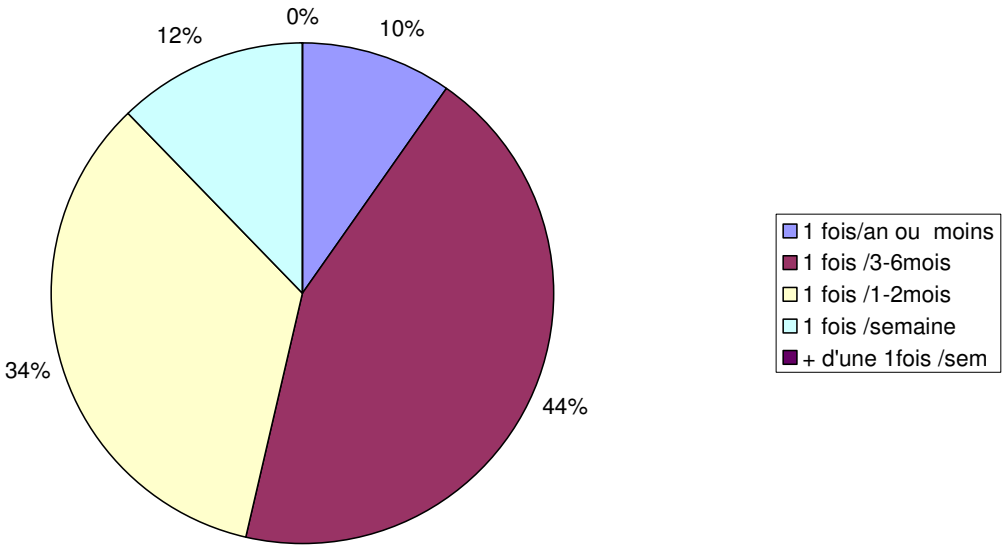


3.1.2. Biosécurité dans l'élevage-type :

Nous avons posé des questions sur la biosécurité et l'hygiène de l'élevage. 18% des éleveurs enquêtés effectuent une vermifugation systématique annuelle de tous leurs animaux. 36% des éleveurs enquêtés installent des décors dans leurs terrarium.

Dans le questionnaire, on posait la question de la fréquence de désinfection. On distinguait le nettoyage des déjections, par rapport à la désinfection complète du terrarium vide. On peut voir les résultats sur la Figure 53.

Figure 53 : Fréquence de désinfection du terrarium : répartition des éleveurs



La fréquence de désinfection varie beaucoup selon les éleveurs. Nous avons testé par un test du Chi-square s'il existe une relation statistique entre le fait d'avoir une litière dans les terrariums et la fréquence de désinfection. Nous avons considéré les substrats tels le papier absorbant, le linoleum ou les alèses comme une absence de litière car ils sont facilement remplaçables (voir Tableau 19).

Hypothèse H0 : Le fait d'installer une litière dans le terrarium est indépendant de sa fréquence de désinfection.
Hypothèse alternative : Les éleveurs ont tendance à désinfecter moins fréquemment quand ils mettent une litière dans le terrarium.
On peut affirmer que les éleveurs désinfectent moins souvent quand ils utilisent de la litière ($p<1\%$)

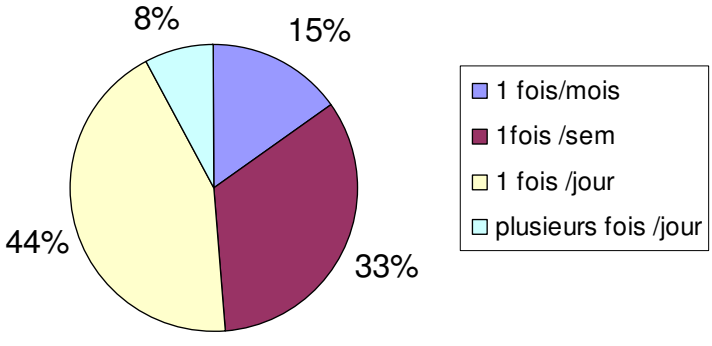
Tableau 19: Incidence du type de sol du terrarium sur la fréquence des désinfections

	Litière		
Désinfection	**Oui**	**Non**	
Plus d'une fois par mois	6 (9,4)	6 (2,6)	12
Moins d'une fois par mois	22 (18,6)	2 (5,4)	24
	28	8	36

$\chi^2=\sum(Oi-Ei-0,5)^2/Ei$ =8,1 avec la correction de Yates : ddl = 1, et $\chi^2<6,6$ pour p=1%

La manipulation des animaux est un paramètre important pour la biosécurité. La **Figure 54** indique que la majorité des éleveurs manipulent leurs animaux 1 fois par jour.

Figure 54 : Répartition des élevages enquêtés en fonction de la fréquence de manipulation des lézards :

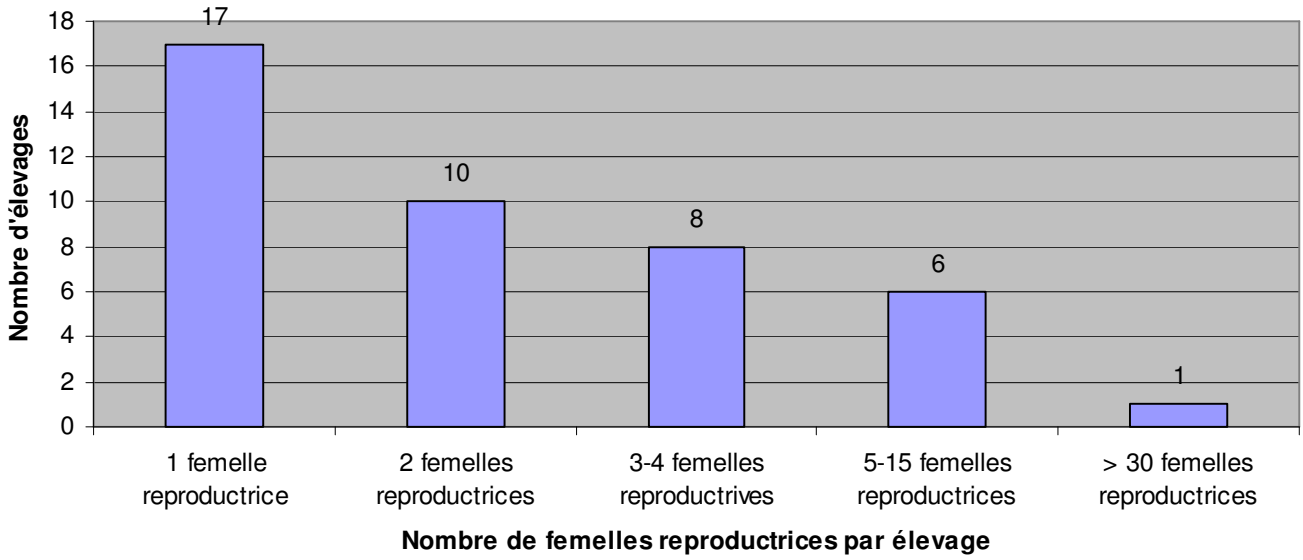


3.2. Résultats de l'enquête sur les geckos léopards :

3.2.1 Taille des élevages

35 éleveurs de geckos léopards ont répondu au questionnaire Word sur la conduite d'élevage (voir Figure 48) et 42 éleveurs de geckos léopards ont rempli le tableau Excel sur la reproduction des femelles (voir Tableau 18) Ces élevages détenaient en moyenne 4 femelles reproductrices, âgées de 2 ans et 6 mois en moyenne, et 4 mâles reproducteurs, âgés de 2 ans et 3 mois en moyenne. Le nombre moyen de juvéniles vendus par an était de 14 ce qui induit un chiffre d'affaire annuel entre 420€ et 840€ (si on admet un prix de vente par lézard entre 30 et 60€ selon la phase). Plus précisément, la répartition des élevages en fonction du nombre de femelles reproductrices apparaît dans la **Figure 55**.

Figure 55 : Répartition des élevages de geckos léopards en fonction du nombre de femelles reproductrices (42 élevages enquêtés)



3.2.2 Condition de détention des animaux

Concernant les installations de l'élevage, 70% des éleveurs de geckos léopards ont des tubes UV dans au moins un de leurs terrarium (celui des femelles en ponte le plus souvent). Parmi les éleveurs de geckos léopards, 46% maintiennent les adultes dans des terrariums séparés et 67% maintiennent les juvéniles dans des terrariums séparés. La surface moyenne disponible par animal dans l'élevage est indiquée dans le Tableau 20.

Tableau 20 : Surfaces attribuées aux geckos léopards en fonction du nombre d'animaux dans le terrarium

	moyennes observées en élevages francophones			
	surface par animal en cm²	**surface maximale**	**surface minimale**	**nombre d'élevages étudiés**
1 gecko	1800*	2700	1000	13
2 geckos	1396*	1500	1125	9
3 geckos	1111*	1330	1000	3
4 geckos	2400			1
5 geckos	1800*	1800	1080	2
moyenne mâle	1919*	2700	1000	7
moyenne femelle	1608*	2700	1000	12
moyenne en groupe mixte	1345*	1500	1350	9
moyenne subadulte	838*	875	800	2
moyenne juvénile	294*	438	150	2

Le sigle * indique une moyenne calculée.

3.2.3 Caractéristiques de la reproduction

Nous avons récolté 42 réponses au questionnaire sur la reproduction des femelles gecko léopard. Ceci représente 1218 œufs pondus par 151 femelles gecko léopard (49 œufs pondus en 2005, 419 en 2006 et 750 en 2007). Du fait de l'étendue de l'enquête sur plusieurs années, certaines femelles sont incluses plusieurs fois.

Dans la population étudiée, on a pu classer les élevages en 3 catégories en fonction du nombre de femelles reproductrices pour obtenir 3 groupes qui reflètent la réalité du terrain :

- Les élevages les plus petits ont une seule femelle reproductrice,
- Les élevages de taille moyenne ont 2 à 3 femelles reproductrices,
- Les gros élevages de l'étude ont 4 femelles reproductrices ou plus.

- Productivité numérique :

La productivité de l'élevage peut être définie comme le nombre de juvéniles vendus à 2 mois par femelles et par an. En moyenne dans notre enquête, chaque femelle gecko léopard a produit 4 juvéniles par an. Les élevages étudiés peuvent être classés en 3 groupes selon leur productivité :

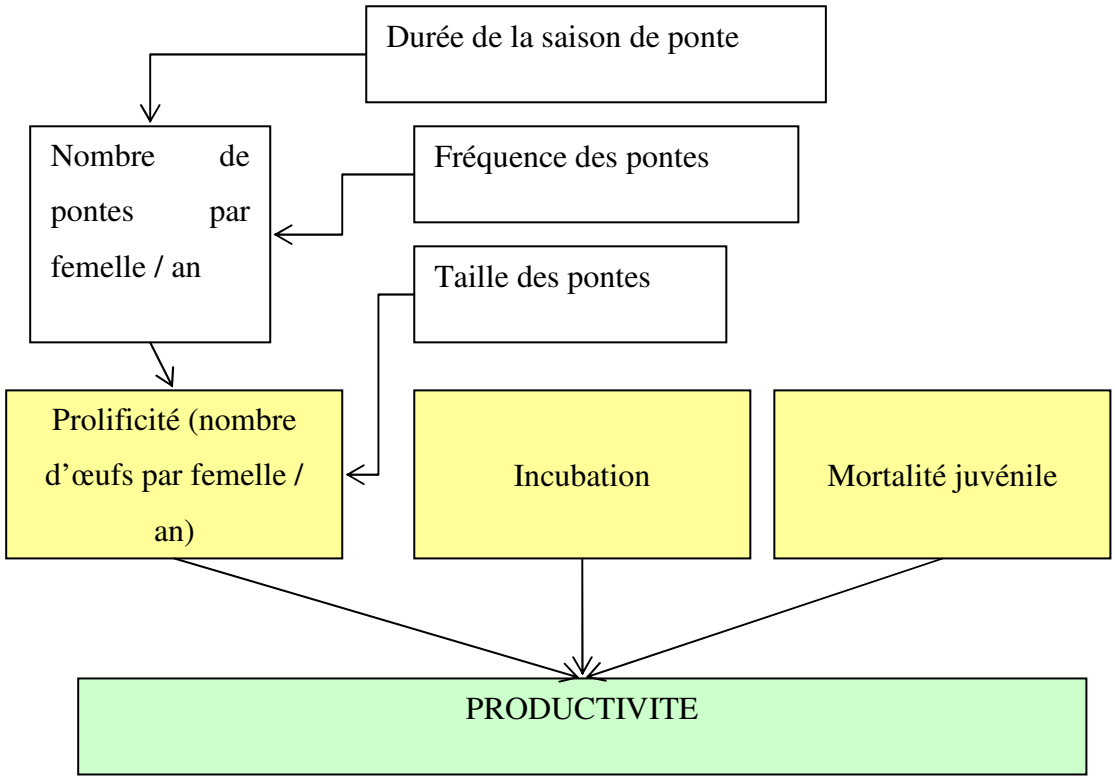
- tiers inférieur : 0 à 2 jeunes / femelle / an
- tiers moyens : 2,3 à 4,8 jeunes / femelle / an
- tiers supérieur > 4,8 jeunes / femelle / an

La productivité varie en fonction de 3 paramètres (voir Figure 56) :

- la prolificité (nombre d'œufs par femelles et par an ou nombre d'œufs total / an à l'échelle de l'élevage) : elle dépend du nombre de pontes par femelles (fréquence et durée de la reproduction), et de la taille des pontes (pour le gecko léopard 1, 2 ou très rarement 3 œufs)
- le taux de réussite d'incubation
- le taux de mortalité juvénile : elle a été définie dans l'étude comme la mort ou l'euthanasie d'un juvénile entre son éclosion et l'âge de 2 mois ou sa vente.

Il est difficile d'analyser la fécondité des femelles lézard car on ne sait pas toujours si l'œuf a dégénéré dans l'incubateur car il n'était pas fécondé ou en raison des paramètres d'ambiance. C'est pourquoi en pratique j'ai limité mon analyse à la prolificité, c'est-à-dire le nombre d'œufs pondus par femelle et par an.

Figure 56 : Facteurs de variation de la productivité de l'élevage :



- Prolificité :

En moyenne sur les 151 femelles étudiées, la prolificité d'une femelle gecko léopard a été de 8 œufs/femelle/an. Les élevages étudiés peuvent être classés en 3 groupes selon la prolificité moyenne des femelles de l'élevage (voir Figure 56).

- tiers inférieur : 1,5 à 6,9 œufs pondus / femelle moyenne/ an
- tiers moyens : 7 à 10 œufs pondus / femelle moyenne / an
- tiers supérieur >10 œufs pondus / femelle moyenne/ an

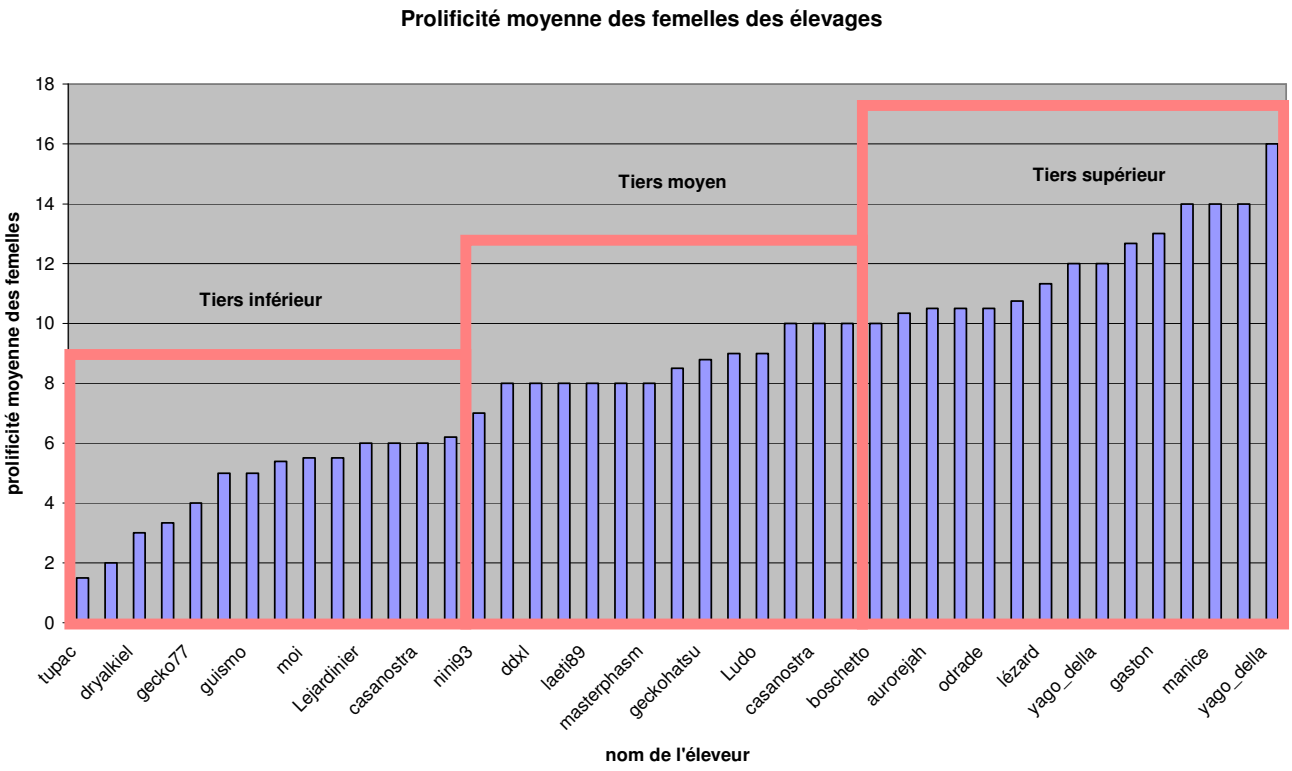
Un maximum de 16 œufs/femelle moyenne de l'élevage/an a été observé dans un élevage de l'échantillon enquêté et un record de 20 oeufs/femelle/an a été observé pour une femelle de l'étude.

On peut aussi classer les élevages en 3 groupes en fonction du nombre total d'œufs produits par an (pour l'ensemble des femelles détenues dans l'élevage) :

- les élevages les plus petits **(tiers inférieur)** ont obtenu 2 à 8 œufs par an,
- les élevages de taille moyenne **(tiers moyen)** ont obtenu 9 à 16 œufs par an,
- les gros élevages de l'étude **(tiers supérieur)** ont obtenu 17 à 178 œufs par an.

En moyenne, chaque élevage a produit 32 œufs par an.

Figure 57 : Répartition des élevages en fonction de la prolificité moyenne des femelles de l'élevage



Les pontes réduites à 1 œuf sont handicapantes dans la réussite d'un élevage.

Dans les élevages enquêtés, on a observé 61 pontes à 1 oeuf parmi les 577 pontes de l'étude, soit 10,6% des pontes. 33 femelles sur 151 ont fait des pontes à 1 œuf, soit 22% de femelles, dans 19 élevages sur 42, soit 45% des élevages. C'est donc un paramètre important à prendre en compte dans l'étude de la prolificité. Les élevages ont pu être classés en 3 groupes en fonction **des pourcentages moyens de pontes à 1 œuf de leurs femelles :**

- tiers inférieur : 0% de ponte à 1 œuf en moyenne pour les femelles de l'élevage,
- tiers moyens : 0-4% de pontes à 1 œuf en moyenne pour les femelles de l'élevage,

- tiers supérieur : >4% de pontes à 1 œuf en moyenne pour les femelles de l'élevage.

- Réussite en incubation :

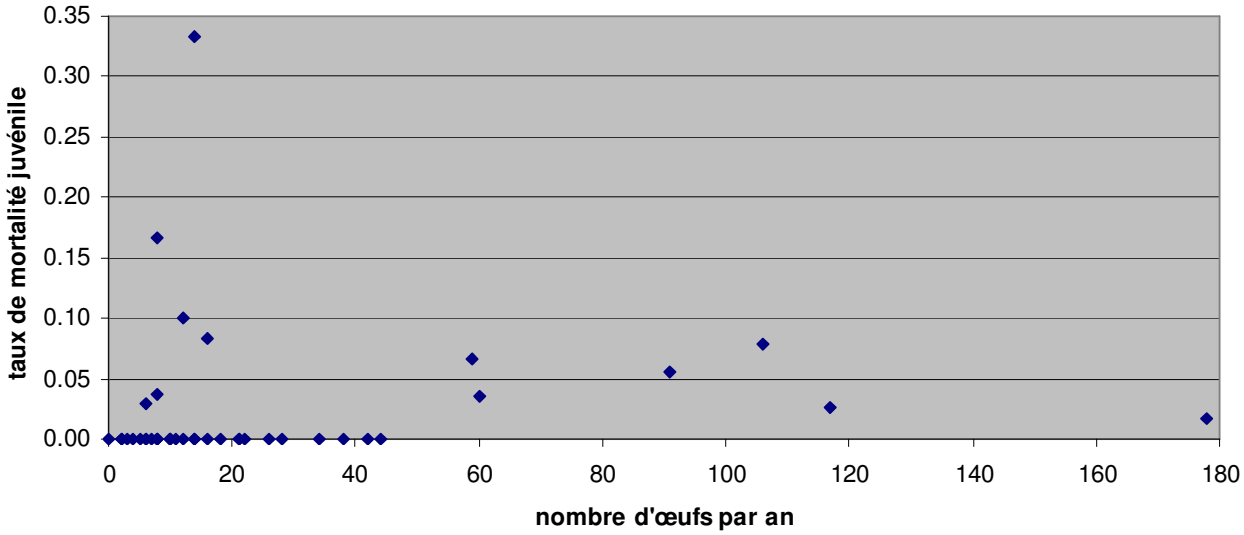
Le taux de réussite d'incubation moyen est de 44% pour les 1097 œufs de l'étude. Les élevages étudiés peuvent être classés en 3 groupes selon leur taux de réussite d'incubation :
- tiers inférieur : <22%
- tiers moyens : 22-59,9%
- tiers supérieur : >60%

- Taux de mortalité juvénile :

Les deux tiers des élevages étudiés ont un taux de mortalité juvénile égale à 0%. Dans le tiers restant, le taux de mortalité va de 2% à 33%. En moyenne, le taux de mortalité juvénile est de 3% sur 37 élevages. 14% des éleveurs ont déjà obtenu des bébés malformés.

On peut se demander s'il existe une corrélation entre le nombre d'œufs pondus dans l'élevage et le taux de mortalité juvénile (éleveur débordé, moins attentif…).

Figure 58 : Répartition des 42 élevages en fonction du nombre d'œufs pondus annuellement et de la mortalité juvénile



A partir des points de la **Figure 58**, on obtient un coefficient de Pearson $R^2 = 0,027$, ce qui est très éloigné de 1. Il n'y a pas de corrélation dans cette population d'éleveurs entre la taille de l'élevage et le taux de mortalité juvénile.

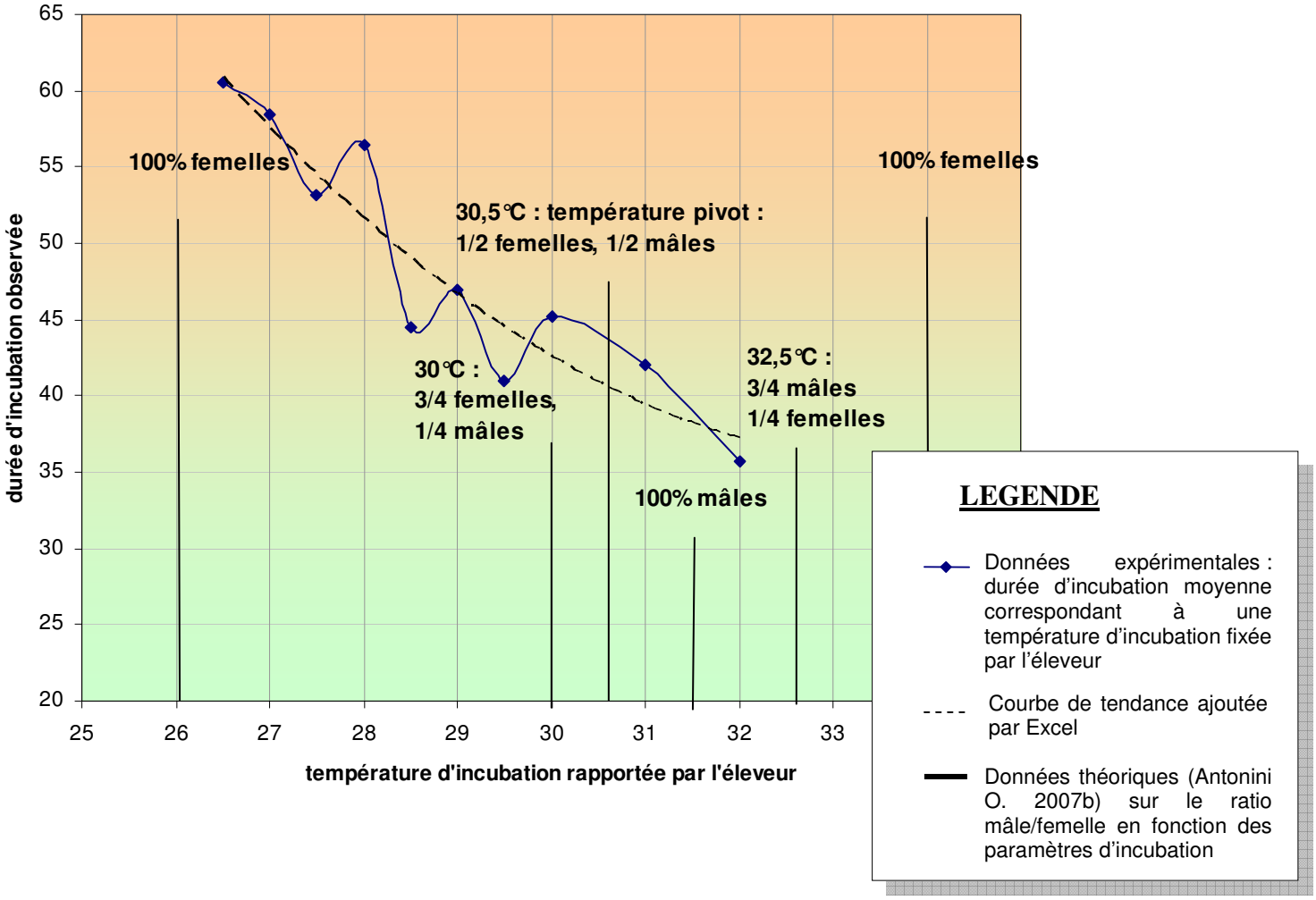
3.2.4 Analyse de diverses caractéristiques de la reproduction chez le gecko léopard

Deux indicateurs pourraient être utilisés pour prévoir le jour de la ponte chez le gecko léopard : la date de l'accouplement et la date de la mue chez la femelle gestante. L'accouplement a été observé par l'éleveur pour 47 femelles et l'intervalle accouplement-ponte a été calculé.

L'intervalle entre accouplement et la ponte peut varier de 13 à 61 jours, soit du simple au quintuple. L'intervalle entre la mue précédent la ponte et la ponte a été notée pour seulement 4 femelles dans 2 élevages. Le délai moyen entre ces 2 événements est de 6,6 jours avec un écart type de 2,1 jours.

La différenciation en mâle ou femelle est influencée chez le gecko léopard par la température et la durée d'incubation. Pour 67 incubations, les éleveurs ont donné la température et la durée d'incubation. Les données issues de l'enquête sont résumées dans la **Figure 59**, associées aux données théoriques sur le ratio mâles/femelles chez le gecko léopard (voir 2.2.4.1 Gestion de l'incubation et développement embryonnaire normal).

Figure 59 : Sexe et durée d'incubation chez le gecko léopard en fonction de la température d'incubation (données issues de 67 incubations)



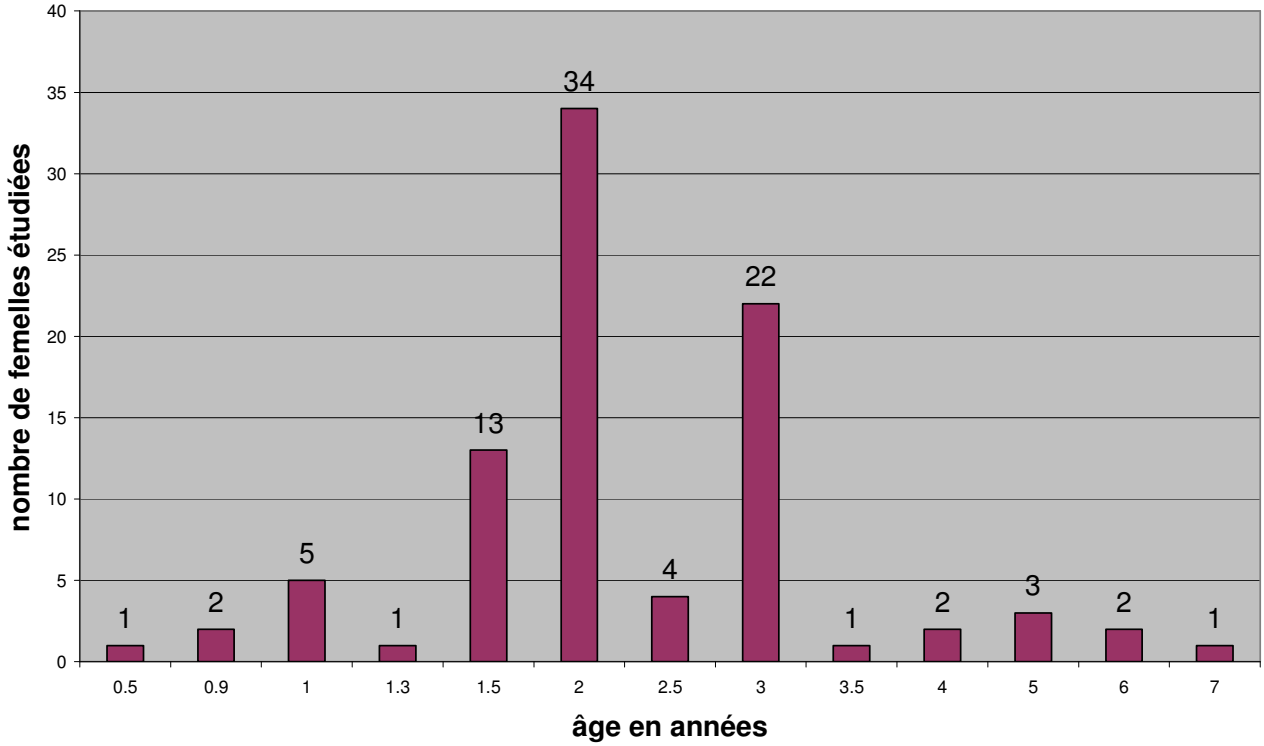
3.2.4.1 Facteur intrinsèque et reproduction : âge des femelles :

Pour le paragraphe 3.2.3.1, l'échantillon pris en compte se limite à 41 qui on indiqué le nombre d'œufs pondus par an. Cela représente 139 femelles qui ont pondu en moyenne 8,2 œufs/ an (écart-type : 4,4 ; minimum : 2 ; maximum : 20).

Parmi ces femelles, l'âge est connu pour seulement 115 d'entre elles réparties dans 34 élevages. La répartition des femelles par âge est indiquée par la

Figure 60. L'âge moyen est de 2 ans et 6 mois (écart-type : 1,7 an ; minimum : 6 mois ; maximum : 17 ans).

Figure 60 : Répartition des effectifs de femelles reproductrices en fonction de leur âge en années (115 femelles gecko léopard issues de 34 élevages) :

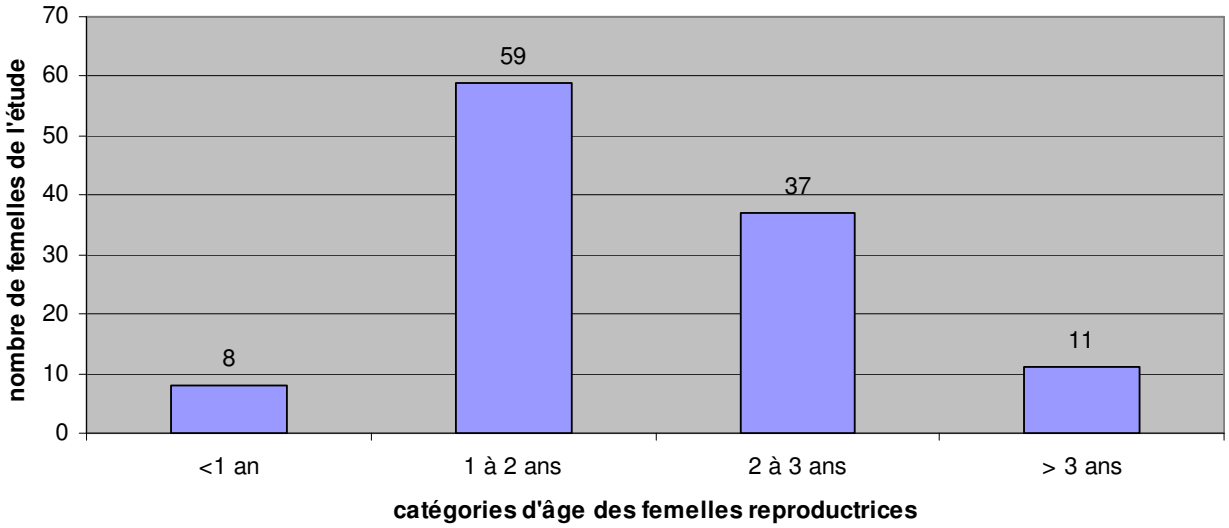


La plus jeune femelle à avoir pondu des œufs fécondés était âgée de 11 mois et pesait 54 grammes : elle a pondu 6 œufs fécondés dont 4 ont éclos. La plus jeune femelle à avoir pondu était âgée de 6 mois et pesait 30 grammes ; aucun de ses 6 œufs n'étaient fécondés.

Afin d'analyser la relation entre l'âge des femelles et certaines performances de reproduction, nous avons effectué un regroupement des animaux en 4 classes d'âge qui comportent chacune un nombre suffisant de sujets et préservent globalement une répartition normale. Ces classes sont les suivantes (voir Figure 61) :

- Classe 1 : moins de1an
- Classe 2 : 1 à 2 ans
- Classe 3 : 2 à 3 ans
- Classe 4 : plus de 3 ans

Figure 61 : Regroupement par classes d'âge des 115 femelles gecko léopard étudiées :



La **prolificité** est étudiée pour les catégories d'âge. Les résultats sont indiqués dans le Tableau 21 et la Figure 61. On observe que la prolificité moyenne croit avec l'âge dans la population étudiée. La prolificité est significativement plus faible chez les femelles de moins d'un an que chez les femelles plus âgées (p=0,038). La différence de prolificité entre les femelles plus âgées n'est pas significative (p=0,31 entre les catégories 2 et 3 et p=0,97 entre les catégories 3 et 4). Soulignons cependant que cette analyse par classes d'âge est peut être un peu réductrice de la réalité. En effet, les résultats de prolificité individuels sont très variables, et ceci est surtout vrai chez les femelles de plus de 3 ans comme le montre la Figure 62.

Tableau 21 : Prolificité par classe d'âge des 115 femelles de gecko léopard étudiées

	nombre de femelles étudiées	prolificité moyenne	écart-type	minimum	maximum
<1 an	8	5.0	2.6	2	8
1 à 2 ans	59	8.1	4.0	2	17
2 à 3 ans	37	9.1	5.0	2	20
> 3 ans	11	9.2	4.6	3	16

Figure 62 : Prolificité moyenne des115 femelles de gecko léopard étudiées pour 4 catégories d'âge et écarts types associés

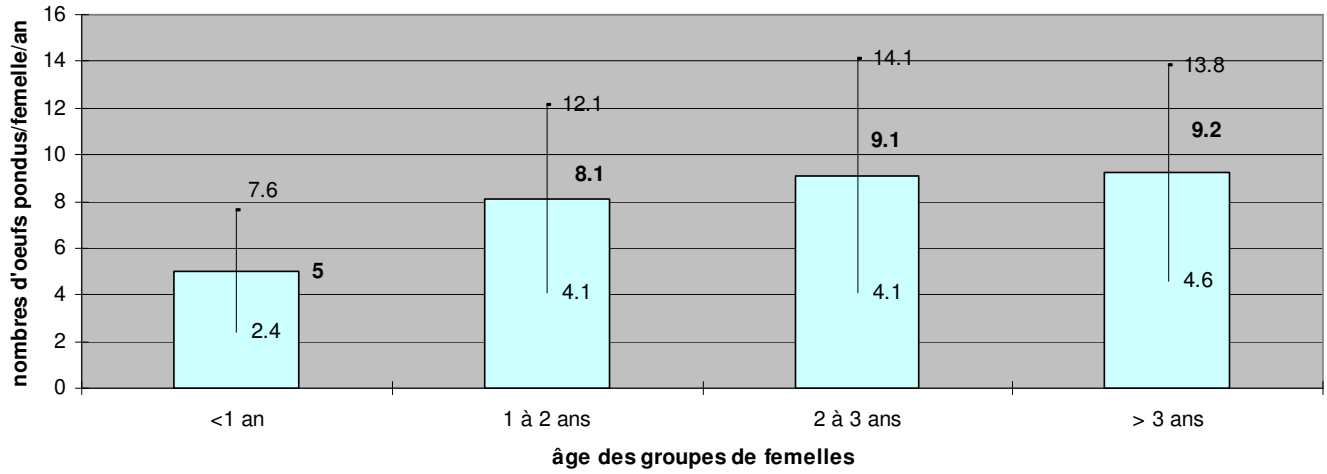
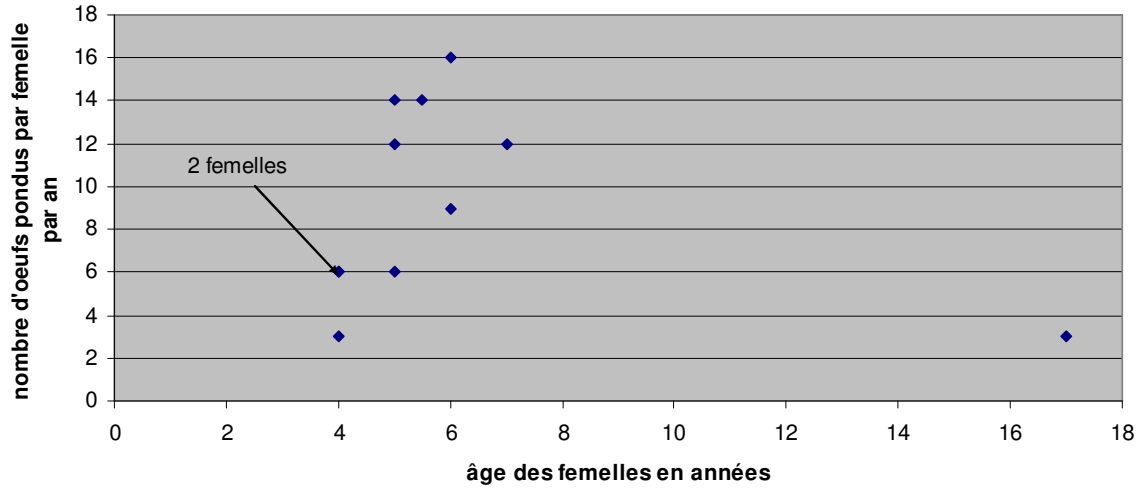


Figure 63 : Prolificité des femelles de gecko léopard de plus de 3 ans : résultats de 11 femelles



La **fréquence de ponte** est aussi étudiée en fonction de l'âge des femelles. On calcule pour chaque femelle l'intervalle entre les pontes successives. Puis on détermine les intervalles maximum, minimum et moyen entre 2 pontes pour chaque femelle. La fréquence de ponte et l'âge sont connus pour seulement 81 femelles dans 24 élevages.

Les résultats de fréquence de ponte observés sur cet échantillon sont indiqués dans le Tableau 22 en fonction de l'âge des femelles. Le coefficient de Pearson R^2 indique la corrélation entre l'âge et l'intervalle entre pontes. Le coefficient de Pearson est assez proche de 1 pour l'intervalle maximum entre pontes (R^2 = 0,84, voir Figure 63). Plus la femelle est âgée, plus l'intervalle maximum entre ses pontes est élevé. On retrouve un résultat similaire, quoique moins significatif pour ce qui concerne les intervalles moyens entre 2 pontes (voir **Figure 65**).

Tableau 22 : Fréquence de ponte des femelles gecko léopard en fonction de leur âge (81 femelles réparties dans 24 élevages)

âge	*nombre de femelles*	*intervalle maximum moyen entre 2 pontes*	*intervalle moyen entre 2 pontes*	intervalle minimum moyen entre 2 pontes
0.5	1	21	21	21
0.9	1	18	18	17
1	1	18	16	13
1.3	1	19	19	19
1.5	9	24	19	14
2	37	28	22	17
2.5	9	21	17	14
3	17	28	21	16
4	1	27	24	18
5	3	29	23	18
5.5	1	37	22	14
6	1	34	24	11
7	1	30	21	15
R^2		**0,84**	**0,64**	**-0,40**

Figure 64 : Corrélation entre classes d'âge et intervalle maximal moyen entre 2 pontes (13 classes d'âge pour 81 femelles gecko léopard). Remarque : chaque point représente une classe d'âge (voir Tableau 22)

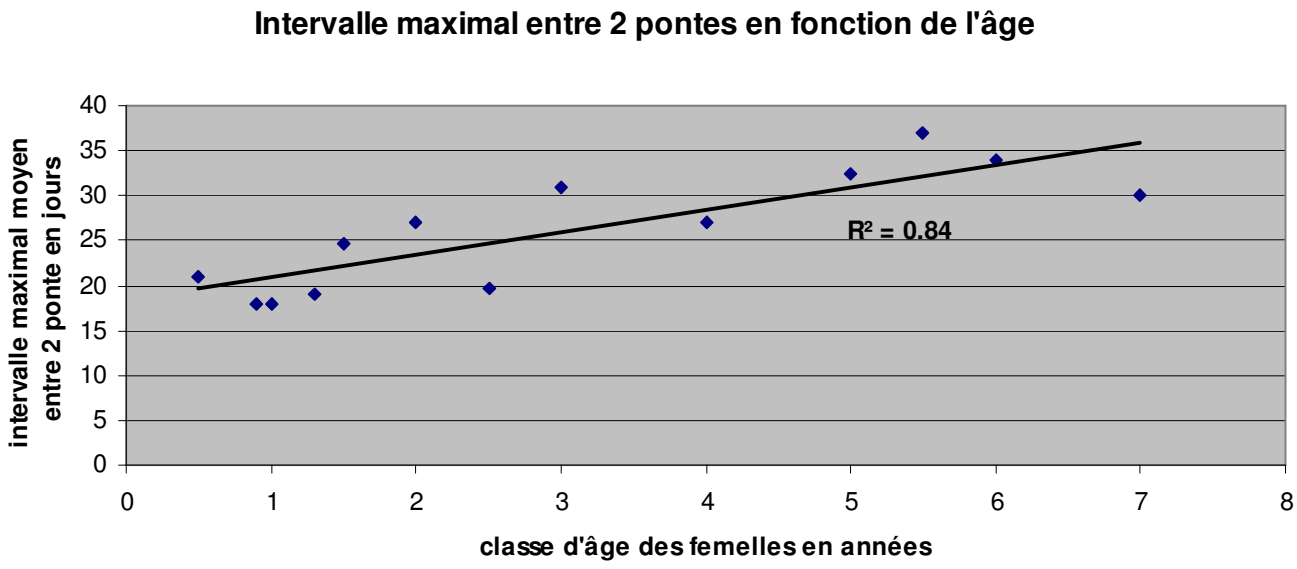
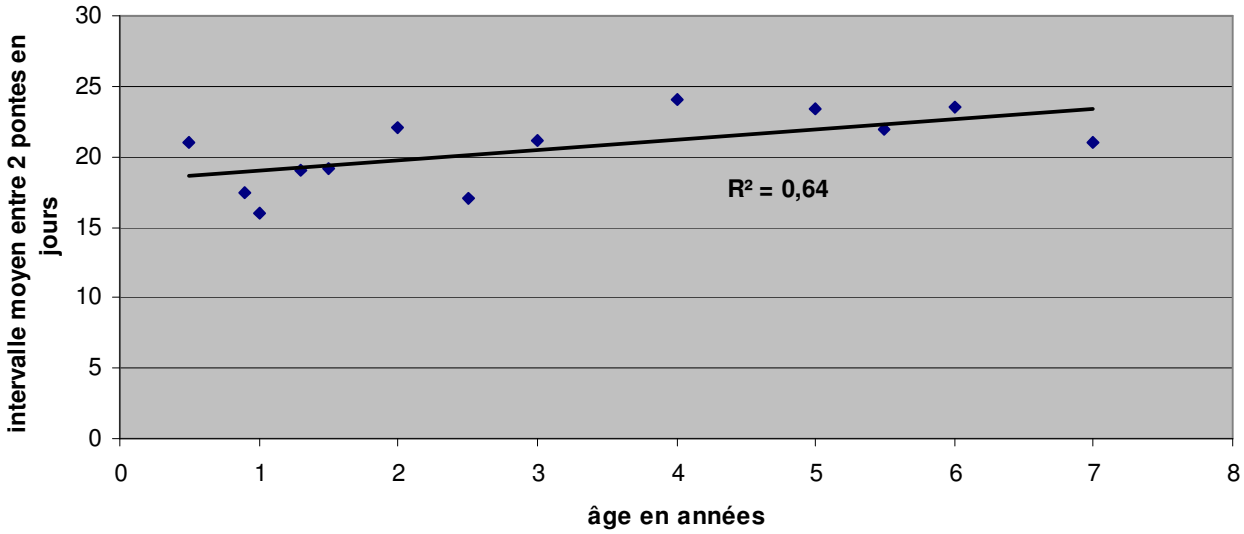


Figure 65 : Corrélation entre classe d'âge de la femelle et intervalle moyen entre les pontes (13 classes d'âge pour 81 femelles gecko léopard). Remarque : chaque point représente une classe d'âge (voir Tableau 22)



3.2.4.2. Facteurs extrinsèques et prolificité : alimentation, qualité de l'eau et hivernation :

La qualité de **l'alimentation** pourrait influencer la prolificité des femelles. Le type d'alimentation a été fourni pour 121 femelles parmi 151 étudiées et par 30 éleveurs sur 41. Les résultats sont indiqués dans le Tableau 23. Les cases roses indiquent une prolificité supérieure à la moyenne.

Tableau 23 : Influence du type de proies distribuées sur la prolificité des femelles gecko léopard (121 femelles classées par groupes d'alimentation)

	Prolificité (nombre d'œufs pondus par femelle par an)	nombre de femelles étudiées
vers de farine	3	2
Grillons, criquets, vers à soie	3	3
Grillons	6	22
Grillons et souriceaux	7	26
Grillons, criquets, teignes de ruche	8	1
Grillons et criquets	9	14
Varié	9	43
Criquets	10	1
vers à soie	10	1
grillons, criquets, teignes de ruche, vers de farine	11	4

La distribution d'**eau** minérale pourrait influencer la prolificité des femelles d'après certains éleveurs. Pour tester cette hypothèse, on a classé les élevages en 2 groupes lorsque ce paramètre était connu, ce qui correspond à 77 femelles (voir **Figure 66**). Les femelles ne sont pas indépendantes et le type d'eau distribué est souvent un paramètre généralisé à toutes les

femelles de l'élevage. On a classé les élevages en 2 groupes selon le paramètre « distribution d'eau minérale ou d'eau du robinet ». Les résultats sont indiqués dans le Tableau 24.

Figure 66 : Prolificité de 77 femelles gecko léopard en fonction du type d'eau reçu en abreuvement

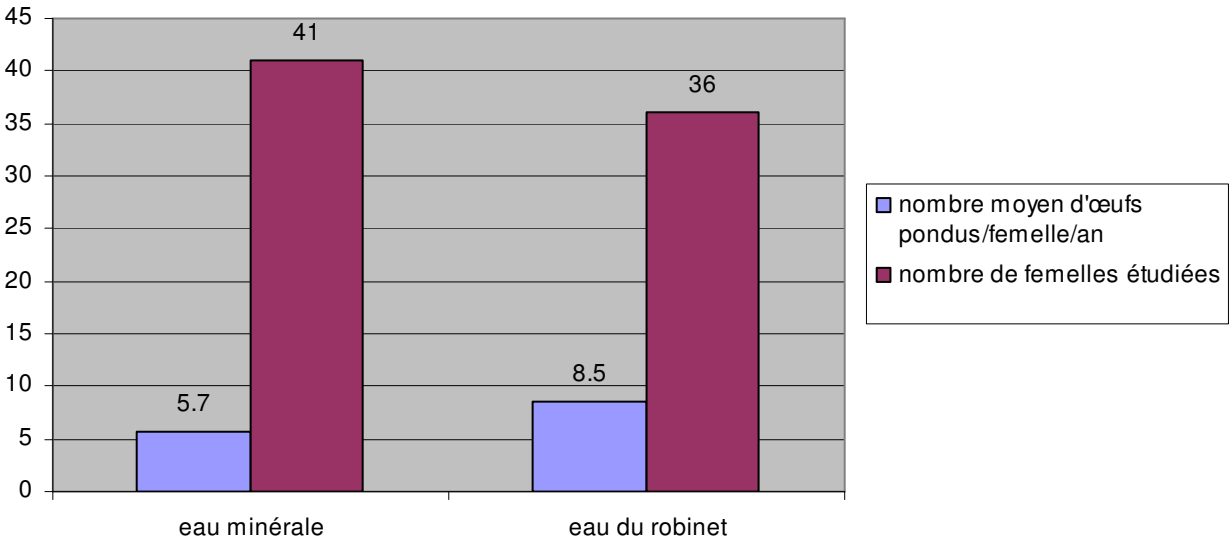


Tableau 24 : Prolificité des femelles gecko léopard dans 16 élevages en fonction du type d'eau distribué

	nombre d'élevage	âge moyen des femelles	nombre d'œufs pondus par femelle par an
eau du robinet	10	2.9	8
eau minérale	6	2.1	8

Comparons l'âge moyen des femelles dans les 2 groupes à l'aide d'un test de permutation pour éliminer ce biais. L'âge moyen des femelles n'est pas significativement différent dans les 2 groupes (p=0,22). Comparons le nombre moyen d'œufs pondus par femelle dans chaque élevage à l'aide d'un test de permutation. Les moyennes ne sont pas significativement différentes entre les 2 groupes (p=0,75). La prolificité moyenne des femelles est la même si l'éleveur distribue de l'eau minérale ou de l'eau du robinet.

L'**hivernation** est un autre facteur qui pourrait influencer la prolificité des femelles. Pour tester cette hypothèse, on a classé les femelles en 2 groupes lorsque ce paramètre était connu, soit 101 femelles dans 21 élevages. Les résultats sont indiqués dans le Tableau 25.

Tableau 25 : Influence de la réalisation ou non d'une hivernation sur les résultats de reproduction de 101 femelles gecko léopard

	nombre de femelles étudiées	Nombre d'œufs pondus / an	nombre d'œufs moyen/femelle /an	taux de réussite d'incubation	nombre moyen de petits vendus/femelle
hivernation	81	673	8,2	54%	4,8
Pas d'hivernation	20	193	9,2	32%	2,7

Les femelles ne sont pas indépendantes et l'hivernation est souvent un paramètre généralisé à toutes les femelles de l'élevage. On a classé les élevages en 2 groupes : ceux dans lesquels plus de 90% des femelles hivernent et les autres (voir Tableau 26).

Tableau 26 : Résultat de reproduction des élevages en fonction de la réalisation ou non de l'hivernation :

	nombre d'élevages étudiés	âge moyen des femelles de l'élevage (en années)	nombre moyen d'œufs pondus / femelle / an	taux de réussite d'incubation
hivernation pour >90% des femelles	7	2.92	9.02	51%
pas d'hivernation pour >90% des femelles	14	2.20	9.02	31%

Comparons l'âge moyen des femelles dans les 2 groupes à l'aide d'un test de permutation pour éliminer ce biais. L'âge moyen des femelles n'est pas significativement différent dans les 2 groupes (p=0,21). Comparons le nombre moyen d'œufs pondus par femelle dans chaque élevage à l'aide d'un test de permutation. Les moyennes ne sont pas significativement différentes entre les 2 groupes (p=0,99). Comparons les taux de réussite d'incubation des deux populations d'élevage par un test du Chi-Square (voirTableau 27). Le pourcentage de réussite d'incubation est significativement meilleur avec hivernation (p<5%). Notons cependant qu'avec un test d'analyse de variance non paramétrique (test de Kruskal Wallis), la différence entre les taux d'incubation n'est pas significativement différente (p=0,15). Un modèle linéaire mixte, avec l'éleveur imbriqué dans le type d'hivernation comme facteur aléatoire et l'âge et le type d'hivernation comme facteurs fixes, n'indique pas non plus d'effet significatif, ni de la réalisation de d'hivernation (p = 0,10), ni de l'âge (p = 0,10), sur le taux de réussite d'incubation. Le facteur éleveur expliquerait 16,8% de la variation dans le taux de réussite d'incubation. (Doucet, A., 2008)

Tableau 27 : test du Chi-Square sur le taux de réussite d'incubation en fonction de la pratique de l'hivernation ou pas

	nombre d'œufs éclos	nombre d'œufs non éclos
Œufs pondus dans les élevages qui pratiquent l'hivernation	50 (40,5)	50 (64,5)
Œufs pondus dans les élevages qui ne pratiquent pas d'hivernation	31(40,5)	79 (64,5)

$\chi^2 = 8,68 > 3,84$ pour p=5%.

3.2.4.3 Etude des pontes à 1 œuf :

On peut s'interroger sur les causes des pontes occasionnelles à 1 œuf. Ce phénomène a été observé sur 60 pontes parmi les 587 pontes de l'étude, soit pour 10,2% des pontes. Il a concerné 33 femelles sur 151, soit 22% des femelles et 19 élevages soit 45% des élevages.

Le taux moyen de **réussite d'incubation** des œufs issus de pontes à 1 œuf est de 35%. Le taux moyen de réussite d'incubation des œufs issus de pontes à 2 œufs est de 44%. Avec ces chiffres, la réussite en incubation semble meilleure pour les pontes à 2 œufs pas rapport à celles à 1 œuf. Cependant la réussite d'incubation dépend beaucoup des facteurs environnementaux dans l'incubateur, lesquels sont spécifiques de chaque élevage, comme l'a montré le modèle linéaire mixte utilisé dans le paragraphe précédent (Doucet, A., 2008). Il nous a semblé judicieux de comparer la réussite d'incubation des deux types de pontes en prenant l'élevage comme entité de base. Le **Tableau 28** indique le pourcentage moyen de réussite à l'éclosion par élevage pour les pontes à 1 œuf et pour les pontes à 2 œufs. Ces moyennes ont été utilisées pour faire un test du Chi-Square qui apparaît en **Tableau 29**. Il apparaît alors que les taux de réussite d'incubation, par élevage, des pontes à 1 œuf et des pontes à 2 œufs, ne sont pas significativement différents.

Tableau 28 : Taux de réussite d'incubation par élevage des pontes à 1 ou 2 œufs de geckos léopards (12 élevages, 46 pontes à 1 œuf et 246 pontes à 2 œufs)

	taux de réussite d'incubation des pontes à 1 œuf	*taux de réussite d'incubation des pontes à 2 œufs*
élevage 1	0%	38%
élevage 2	0%	35%
élevage 3	83%	46%
élevage 4	0%	17%
élevage 5	70%	52%
élevage 6	30%	14%
élevage 7	40%	79%
élevage 8	0%	20%
élevage 9	100%	29%
élevage 10	100%	0%
élevage 11	25%	38%
élevage 12	0%	56%
MOYENNE	**37%**	**35%**

Tableau 29 : Test du Chi-Square calculé pour des taux de réussite d'incubation par élevage des pontes à 1 œuf ou 2 œufs chez le gecko léopard

Remarque : Les données entre parenthèses représentent les valeurs théoriques sous l'hypothèse nulle.

	Œufs éclos	Œufs non éclos	
pontes à 1 œuf	37 (36)	63 (64)	100
pontes à 2 œufs	35 (36)	65 (64)	100
	72	128	200

$\chi^2 = 0{,}226 < 3{,}841$ avec p =5%

Observons si les femelles qui ont un **poids plus faible en début de saison de ponte** sont plus susceptibles de faire des pontes à 1 œuf. On disposait de cette donnée pour seulement 66 femelles sur 151. On a séparé ces femelles en 2 groupes : moins de 60 grammes et plus de 60 grammes en début de reproduction (voir Tableau 30). Cette valeur a été choisie car elle correspond à la recommandation répandue parmi les éleveurs pour mettre une femelle à la reproduction (voir 2.2.1 : Sexage et période de mise à la reproduction: page 34). Rappelons qu'on ne doit pas confondre le poids de puberté, qui est de 35 grammes pour la femelle gecko léopard et le poids recommandé de mise à la reproduction, qui est de 60 grammes, en tenant compte de la croissance des femelles. 36 femelles ont été mises à la reproduction malgré un poids inférieur à 60 grammes ; 11% de leurs pontes ne comportaient qu'un œuf. Chez les

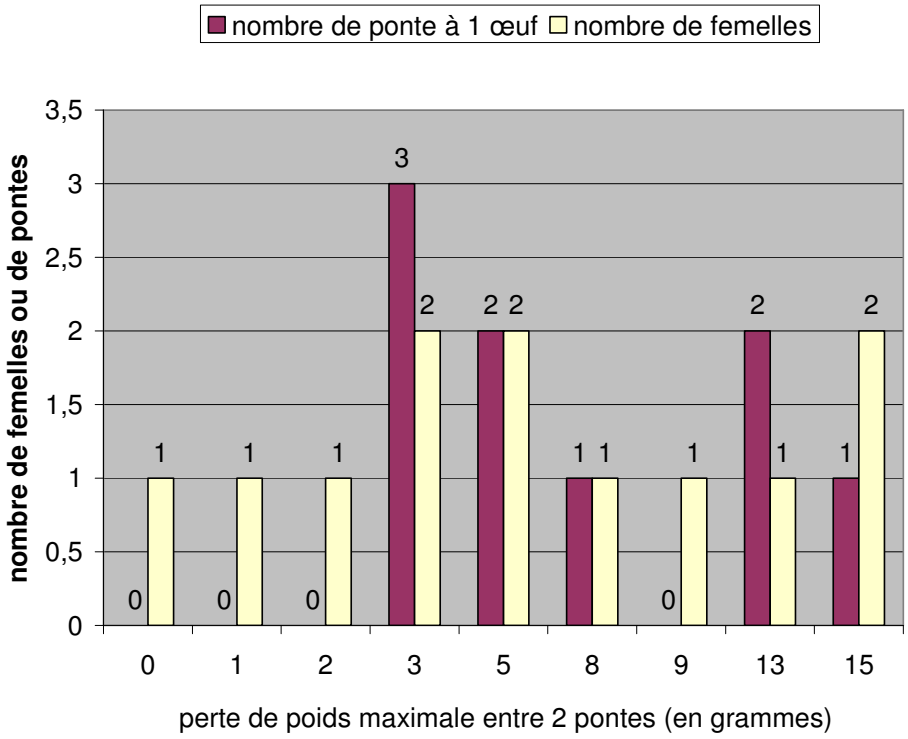
femelles de plus de 60 grammes, 13% de leurs pontes ne comportaient qu'un œuf. Cette différence entre les 2 groupes est non significative avec un test de permutation (p=0,42).

Tableau 30 : Nombre de pontes à 1 œuf en fonction du poids de mise à la reproduction des femelles gecko léopard (66 femelles)

	Nombre de femelles	pontes à 1 œuf	pontes à 2 œufs	Pourcentage de pontes à 1 œufs par rapport au nombre total de pontes
<60 grammes	36	13	110	11%
>60 grammes	31	20	138	13%

On peut s'interroger si les femelles qui **perdent le plus de poids entre 2 pontes** sont celles qui pondent 1 œuf durant leur saison de ponte. Malheureusement, peu d'éleveurs nous ont fourni des pesées régulières tout au long de la saison de ponte : seulement pour 12 femelles dans 6 élevages. Ces données n'ont pas permis d'obtenir des résultats significatifs car le test de permutation est utilisable à partir de 4 valeurs par groupe. Mais la Figure 66 pourrait appuyer cette théorie : parmi les femelles qui ont perdu au maximum 2 grammes entre leurs pontes, aucune n'a fait de ponte à 1 œuf. Lorsque le nombre de ponte à 1 œuf est supérieur au nombre de femelle, cela indique qu'une femelle a fait plusieurs pontes à 1 œuf au cours de sa saison de ponte.

Figure 67 : Occurrence de pontes à 1 œuf en fonction de la perte de poids maximale entre 2 pontes (12 femelles gecko léopard réparties dans 6 élevages) :



Les pontes à 1 œuf pourraient apparaître chez les **femelles de moins de 2 ans, en croissance**. On peut imaginer que l'énergie nécessaire à la croissance ne permette pas de produire 2 œufs, d'où les pontes à 1 œuf chez ces jeunes femelles. On teste cette hypothèse sur 115 femelles dont on connaît l'âge, dans 32 élevages, y compris ceux dans lesquels on n'a pas observé de pontes à 1 œuf. Les données descriptives sont résumées dans le Tableau 31. On remarque que les le rapport pontes à 1 œuf / pontes à 2 œufs est plus élevé chez les femelles de plus de 2 ans. On classe les élevages selon l'âge moyen des femelles, supérieur ou égal à 2 ans ou inférieur strictement à 2 ans. Avec un test du χ^2 sur les élevages, la différence entre les 2 groupes d'élevage est non significative (voir Tableau 32). Une analyse de variances par le test non paramétrique de Kruskal-Wallis montre aussi une différence non significative entre les 2 groupes d'élevages (p=0,56)

Tableau 31 : Données descriptives sur les pontes à 1 œuf en fonction de l'âge des femelles (115 femelles gecko léopard dans 32 élevages)

	nombre d'élevages	*nombre moyen de pontes à 1 œuf/femelle*	*nombre moyen de pontes à 2 œufs/femelle*	*rapport pontes à 1 œuf/pontes à 2 œufs*
âge moyen des femelles de l'élevage <2ans	7	0,4	3,4	0.12
âge moyen des femelles de l'élevage >2ans	25	0,4	3,9	0.10
	nombre de femelles	*nombre total de pontes à 1 œuf*	*nombre total de pontes à 2 œufs*	*rapport pontes à 1 œuf/pontes à 2 œufs*
âge de la femelle <2ans	22	4	65	0.06
âge de la femelle >2ans	93	49	384	0.13

Tableau 32 : test du Chi-Square sur le nombre de pontes à un œuf en fonction de l'âge moyen des femelles de l'élevage (115 femelles gecko léopard dans 32 élevages)

Remarque : Les données entre parenthèses représentent les valeurs théoriques sous l'hypothèse nulle.

	nombre de pontes à 1 œuf dans l'élevage	nombre de pontes à 2 œufs dans l'élevage
Pontes dans des élevages dans lesquels l'âge moyen des femelles est <2ans	8 (9,88)	87 (85,12)
Ponte dans des élevages dans lesquels l'âge moyen des femelles de l'élevage >2ans	47 (45,12)	387 (388,88)

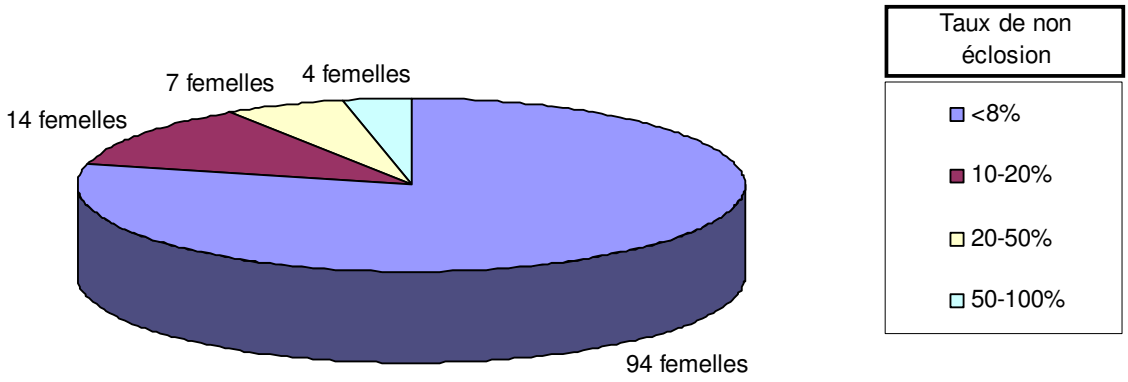
$\chi^2 = 0,52 < 3,84$ avec p=5%

3.2.4.4 Etude des morts-nés :

Les échecs d'incubation peuvent être décomposés entre œufs fécondés ou non fécondés, surtout en fin d'incubation car le fœtus est visible. Les données ne sont pas disponibles pour toutes les femelles de l'étude car certains éleveurs ne contrôlent pas si les œufs étaient fécondés

en ouvrant la coquille. Pour 59% des femelles on n'a observé aucun œuf fécondé non éclos. Parmi les femelles qui ont fait des œufs fécondés non éclos, la grande majorité soit les 2/3 des femelles ont pondu moins de 8% d'œufs fécondés non éclos. Une minorité a pondu jusqu'à 100% d'œufs fécondés qui n'ont pas éclos. Elles sont représentées sur la **Figure 68**

Figure 68 : Œufs fécondés non éclos : nombre de femelles concernées et taux de non éclosion



3.3. Résultats de l'enquête sur les agames barbus d'Australie :

3.3.1 Caractéristiques des élevages d'agames barbus d'Australie

Nous avons récolté seulement 9 réponses d'éleveurs français de l'agame barbu d'Australie au questionnaire distribué sur internet.

Concernant les résultats de reproduction des élevages,

- Le nombre moyen de femelles reproductrices par élevage est de 4, avec un minimum d'une femelle et un maximum de 22 femelles.
- L'âge moyen des femelles reproductrices étudiées est de 2 ans.
- En moyenne, chacun de ces élevages vend 60 juvéniles par an, avec un minimum de 1 et un maximum de 200 juvéniles par an.
- Des jeunes malformés sont déjà nés dans 50% des élevages

Parmi ces éleveurs, 100% utilisent des tubes UV. Parmi les éleveurs d'agames barbus sondés**,** 88% maintiennent les adultes dans des terrariums distincts et seulement 38% pour les jeunes.

3.3.2 Résultats de l'enquête sur la reproduction de l'agame barbu d'Australie

Nous avons récolté 22 réponses au questionnaire sur la reproduction des agames barbus : 32 femelles agame barbu d'Australie et 797 œufs ont été étudiés. L'analyse suivante est uniquement descriptive.

L'intervalle moyen entre l'accouplement observé par l'éleveur et la première ponte est de 43 jours avec un minimum de 18 jours et un maximum de 125 jours, sur 5 observations parmi les 32 femelles étudiées.

Concernant le nombre de pontes dans l'année :

- 100% des femelles ont fait au moins une ponte dans l'année
- 34% des femelles ont fait au moins 2 pontes dans l'année
- 9% des femelles ont fait 3 pontes dans l'année

En moyenne, les femelles ont pondu 21 œufs par ponte, avec un minimum de 11 œufs et un maximum de 29 œufs par ponte. Le nombre d'œufs moyen par femelle et par an est de 35 œufs.

L'intervalle moyen entre la ponte et l'éclosion est de 51 jours, avec un minimum de 49 jours et un maximum de 72 jours selon la température d'incubation. En moyenne, le taux d'éclosion des œufs est de 35% avec un minimum de 0% et un maximum de 96%. En moyenne, chaque femelle donne 15 juvéniles par an.

Le taux de mortalité juvénile moyen est de 3,4% pour les 32 femelles étudiées. D'après le questionnaire distribué à 9 éleveurs, la mortalité juvénile entre l'éclosion et l'âge de 2 mois atteindrait en moyenne 22%.

4. Discussion sur les résultats de l'enquête

4.1 Limites, biais et difficultés rencontrées :

Avant toute interprétation, précisons que les données ont été recueillies dans des élevages français, belges et québécois. Dans toute étude statistique rigoureuse, on étudie une population dans une **zone géographique** donnée. D'autant plus pour les reptiles qui sont très sensibles à leur environnement. Cette étude est donc une approche préalable nécessairement imparfaite, visant à dégager des tendances dans la reproduction du gecko léopard et de l'agame barbu d'Australie.

Le problème des questionnaires distribués aux éleveurs est de recueillir des **données fiables**. En effet il est impossible de vérifier les dires des éleveurs. De plus, une étude par **internet** introduit un **biais** car les éleveurs ne disposant pas de connexion ne peuvent pas répondre aux questions. Le biais de recrutement est important car les éleveurs rencontrés dans les bourses ont rarement renvoyé le questionnaire par la poste. En revanche par internet le retour de questionnaires par mail a été conséquent.

Certains éleveurs qui ont participé aux questionnaires n'ont pas pu remplir les tableaux de reproduction car ils ne notaient pas les informations demandées et ne savaient pas *a posteriori* de quelle femelle provenaient les juvéniles. D'autres ont refusé pour des raisons de confidentialité. Certains tableaux étaient remplis partiellement. Le poids ou l'âge des plus vieilles femelles manquaient fréquemment. Lorsque les informations sont parcellaires pour un paramètre, on l'a indiqué dans l'analyse des données. Certains éleveurs n'ont pas pu donner d'information la deuxième année en raison de problèmes d'incubateurs qui leur ont fait perdre tous les œufs, ou car ils ont arrêté de noter les informations demandées en raison de l'augmentation de la taille de leur cheptel. Le deuxième problème est surtout vrai pour les éleveurs d'agames barbus d'Australie. Aucun éleveur n'a pu fournir des informations sur deux années successives. Au-delà de 100 agames juvéniles vendus par an, aucun éleveur ne notait les dates de ponte et d'éclosion.

Il a été plus compliqué de recueillir des données dans les élevages d'agames barbus d'Australie que de geckos léopards. On peut supposer que la taille supérieure et la prolificité de ce lézard requièrent de plus grandes installations pour faire de l'élevage à long terme. C'est pourquoi les éleveurs sont moins nombreux. De plus, j'ai constaté plus de réticence sur les forum spécialisés lorsque je diffusais des questionnaires. Je me suis fait exclure d'un forum pour « incitation à la reproduction ». Au contraire, parler d'élevage avec des passionnés de geckos léopards ne m'a pas fait exclure. En conséquence, les données de cette étude sur les agames barbus d'Australie sont peu fiables vu le faible nombre d'élevages étudiés. On constate de plus des divergences entre les réponses au questionnaire et les informations sur la reproduction des femelles, concernant le taux de mortalité juvénile par exemple. Mais ces données donnent un premier aperçu des résultats moyens et de leur variabilité.

4.2 Interprétation des pratiques générales dans les élevages :

Concernant la fréquence de désinfection du terrarium : 54% des éleveurs désinfectent moins fréquemment que les recommandations ; 70% des éleveurs possèdent plusieurs espèces différentes de reptiles ce qui implique un risque de contagion interspécifique ; 52% manipulent leurs animaux 1 fois par jour ou plus. Le risque de transmission d'infections entre espèces est donc important, notamment pour des pathogènes qui résistent aux désinfectants alcooliques pour les mains, comme les coccidies (voir 3.1.3.1 Coccidiose : page 72). Paradoxalement, un éleveur qui désinfecte le terrarium moins d'une fois par an a répondu « hygiène » à la question « Quels mots clefs caractérisent pour vous un bon élevage ? ». Les vermifugations sans coprologie préalables sont répandues dans 18% des élevages. Ces éleveurs sont conscients de la nécessité de prévenir le parasitisme. Mais un traitement ciblé serait préférable pour ne pas augmenter les résistances aux antiparasitaires (voir 2.1.3. Quarantaine et biosécurité page 31). Les décors sont

présents dans 36% des élevages, ce qui montre un souci d'esthétique plus que d'hygiène. Globalement, les éleveurs connaissent l'importance de l'hygiène et de la prévention en élevage mais ne l'applique pas toujours. Le vétérinaire a donc un rôle à jouer comme conseiller en biosécurité.

4.3 Interprétation et comparaison des résultats spécifiques obtenus dans les élevages :

Il nous a paru intéressant de récolter des données sur la surface disponible par lézard en élevage. En effet, quand le nombre de lézards devient conséquent, les recommandations de densité sont difficilement applicables. Les résultats obtenus montrent une surface par gecko léopard inférieure aux recommandations du congrès de Belle-île et de la réglementation allemande (voir 2.1.1.1 Milieu de vie et ambiance de la pièce d'élevage du gecko léopard *:* page 17). Toutefois, les moyennes obtenues dans les élevages français montrent des surfaces supérieures à celles de l'élevage en batterie. Ainsi les geckos gardés par groupes de cinq disposent de 10,80 dm² en moyenne en France contre 4,48 dm² pour un élevage en batterie aux Etats-Unis (Tremper Ron *et al.*, 2005).

De même pour l'agame barbu d'Australie, le volume moyen disponible par animal en élevage est inférieur aux recommandations du congrès de Belle-île, de la réglementation allemande et des références chiffrées de la thèses vétérinaires sur cette espèce (Dham, N., 2004). Toutefois cette observation est à nuancer car seuls 6 élevages ont été étudiés, et ne sont peut être pas le reflet de la moyenne des élevages pour cette espèce.

Parmi les éleveurs de geckos léopards, 46% maintiennent les adultes dans des terrariums séparés et 67% pour les jeunes. Dans le cas des geckos léopards, les adultes étant de petite taille, le terrarium à installer pour un groupe est de taille raisonnable. Financièrement, il est donc plus intéressant de rassembler les adultes, même si cela empêche de contrôler le moment de l'accouplement. En revanche pour les juvéniles, fournir une ou deux boîtes d'élevage revient à peu près au même financièrement. Certains prétendent que le démarrage de l'alimentation est meilleur lorsque les juvéniles sont séparés pour des raisons de compétition et de stress mutuel (Henkel F.W., Knöthig M. and Schmidt, W., 2004), (Gérard, P., 1997). D'autres pensent que la vue d'un autre jeune en train de chasser peut stimuler le début de la prise alimentaire. Les avis sont partagés. En majorité, les éleveurs choisissent de séparer les jeunes.

Parmi les éleveurs de agames barbus sondés**,** 88% maintiennent les adultes dans des terrariums distincts et seulement 38% pour les jeunes. En effet, les adultes maintenus en couple requièrent de grands terrarium de 1,5 mètre par 1,5 mètre et 1 mètre de haut idéalement. A l'inverse, vingt juvéniles de petite taille sont plus faciles à maintenir dans un même terrarium.

Cela peut poser des problèmes de hiérarchie (voir 3.3.5.2 Cannibalisme et compétition alimentaire entre jeunes : page 93).

4.4 Interprétation et comparaison des résultats spécifiques sur la reproduction :

Concernant la reproduction de ces lézards, on observe une grande variation du délai entre l'accouplement et la première ponte de la femelle. En effet, la fécondation peut être différée par rapport à l'accouplement (voir 2.2.3. Environnement nécessaire à l'accouplement et la ponte : page 38). Cependant, pour les délais les plus courts, l'accouplement observé par l'éleveur n'est pas forcément le premier. La date de l'accouplement n'est donc pas un critère fiable pour prévenir la date de la ponte. Cette conclusion s'applique en cas de rétention d'œufs (voir 3.1.4.2. Rétentions d'œufs post-ovulatoires ou dystocie: page 81). Chez les serpents, la ponte est annoncée par la mue de la femelle. Nous n'avons pu obtenir cette donnée que pour 4 femelles gecko léopard. Il semble que la mue de la femelle ne se fasse pas systématiquement avant la ponte. Actuellement, seul le comportement léthargie de la femelle indique une rétention d'œufs. Il serait intéressant de déterminer dans une étude future le délai entre le début du jeûne de la femelle et la ponte, notamment d'observer si ce délai est constant pour une femelle donnée. Cela permettrait d'intervenir plus tôt en cas de rétention d'œufs, avant que la femelle ne soit en état de choc, et d'améliorer ainsi le pronostic de la chirurgie.

La durée d'incubation des œufs d'agame barbu d'Australie varie de 46 à 72 jours dans les élevages étudiés. Théoriquement, l'incubation peut durer 45 à 96 jours, ce qui montre que les éleveurs choisissent des températures élevées d'incubation afin d'accélérer le développement embryonnaire. Cela montre une bonne connaissance de la physiologie des reptiles (voir 2.2.4.1 Gestion de l'incubation et développement embryonnaire normal : page 43). Mais le vétérinaire doit contrôler au cours d'un audit que la température élevée ne soit pas responsable de malformations.

Le taux de réussite d'incubation est un paramètre difficile à évaluer car il dépend surtout du taux de fécondation des œufs (voir 2.2.4.2 Problèmes au cours du développement embryonnaire et conduite à tenir : page 48). Certains éleveurs notent tout œuf dégénéré comme un échec d'incubation. D'autres ouvrent l'œuf et ne notent comme échec d'incubation que les œufs fécondés non éclos. Dans les deux espèces, on obtient des taux de réussite d'incubation proches de 40%. D'après Robin Moniz, un éleveur canadien d'agames barbus qui ouvre les œufs, le taux de réussite d'incubation réel des œufs fécondés est plus proche de 90% (Moniz, R., 2008).

Le taux de mortalité juvénile n'est pas corrélé à la taille de l'élevage de geckos léopards. Cela montre que les éleveurs étudiés s'occupent bien des juvéniles même lorsque le nombre d'animaux est élevé.

Le Tableau 33 fait une comparaison des résultats de reproduction entre les deux espèces enquêtées. Les femelles agame barbu d'Australie sont plus prolifiques que les femelles gecko léopard. On peut le voir comme un avantage financier pour l'élevage mais aussi comme un inconvénient du fait de l'espace important pour loger tous les juvéniles et de la nécessité de rechercher beaucoup d'acquéreurs au même moment.

Tableau 33 : Synthèse comparative des résultats de reproduction entre les femelles de gecko léopard et celles d'agame barbu observées au cours de l'enquête :

	Gecko léopard	Agame barbu d'Australie
nombre moyen de femelles reproductrices par élevage	4	4
nombre total de jeunes/an en moyenne	14	60
productivité moyenne (nombre de jeunes/femelle/an)	4	15
taux de réussite d'incubation moyen	44%	35%
nombre total d'œufs pondu dans l'élevage/an en moyenne	32	140
prolificité moyenne (nombre d'œufs/femelle/an)	8	35
taux de mortalité juvénile moyen entre l'éclosion et 2 mois	3%	3-22%
pourcentage d'éleveurs ayant déjà eu des jeunes malformés	14%	50%

4.5. Interprétation de l'étude détaillée sur la reproduction des femelles gecko léopard *:*

L'interprétation de l'étude expérimentale sur la reproduction du gecko léopard pose les mêmes problèmes que l'étude générale : biais de recrutement par internet, zones géographiques multiples et fiabilité des données communiquées par les éleveurs. Le principal facteur limitant de cette étude est que seuls les 42 élevages sont indépendants. Pour tester des hypothèses sur les 151 femelles, il aurait fallu utiliser une modélisation linéaire hiérarchique, aussi appelée analyse multiniveaux, qui prend en compte le facteur élevage. Cette analyse complexe n'était pas de notre niveau en statistiques. Elle a été réalisée par Guy Beauchamp dans la partie portant sur l'hivernation, mais les résultats se sont révélés non significatifs. Il est probable que les données recueillies dans notre enquête n'étaient pas suffisamment nombreuses pour effectuer une telle analyse. C'est pourquoi cette option a été abandonnée dans le reste du traitement des données. L'étude réalisée ici ne prétend pas tirer de conclusions normalisantes mais permet simplement dégager des tendances qui pourront être étudiées plus rigoureusement dans une étude ultérieure.

Un tiers des éleveurs ne respecte pas les recommandations d'âge de mise à la reproduction. L'explication souvent avancée est que la femelle commence à pondre des œufs non fécondés en l'absence de mâle. Il serait intéressant d'étudier si la ponte d'œufs fécondés a un impact différent sur la croissance des femelles par rapport à la ponte d'œufs fécondés.

Dans la population de lézards étudiée, 90% des femelles ont moins de 3 ans. Cette donnée peut indiquer une réforme précoce des femelles ou elle peut être due à la durée de pratique de l'élevage, qui est de 3 ans en moyenne dans cette étude.

On observe que la prolificité moyenne croit avec l'âge entre 1 an et 2 ans. Mais plus la femelle est âgée, plus l'intervalle entre 2 pontes semble élevé. Les femelles plus jeunes seraient donc plus régulières dans leur fréquence de ponte, avec de moins grands intervalles entre pontes. Mais il faut nuancer ces résultats. En effet les femelles de l'étude ne sont pas indépendantes car elles appartiennent à des élevages communs. Cela introduit un biais dans la mesure de la corrélation entre la fréquence de ponte et l'âge. Par exemple, un éleveur qui obtient des pontes peu fréquentes mais ne possède que des femelles âgées constitue un biais. Il se pourrait que la corrélation observée ici entre l'intervalle maximal entre 2 pontes et l'âge ne soit qu'une simple coïncidence.

Cependant, ce résultat est à nuancer par le fait que notre échantillon de femelles de plus de 3 ans comporte essentiellement des **femelles âgées** de 4 à 8 ans. Une seule femelle de cette catégorie était beaucoup plus âgée (17 ans) et elle avait une prolificité de 3 oeufs par an, donc proche de celle des très jeunes femelles de moins de 1 an. En fait, comme pour d'autres espèces, on peut penser que chez le gecko léopard, la prolificité connaît une courbe ascendante entre 1 an et au moins 7-8 ans, pour entamer ensuite une phase descendante chez les femelles plus âgées. Chez les femelles âgées, les éleveurs indiquent que la prolificité diminue, à partir de 4 ans (Tremper R., 2005). Une étude plus complète serait souhaitable pour confirmer cette hypothèse et préciser l'âge où apparaît la baisse de prolificité. Compte tenu de la variabilité individuelle de la prolificité, il serait aussi intéressant de suivre les mêmes femelles au cours de leur carrière reproductrice.

Soulignons que la femelle de 17 ans de notre échantillon a pondu 3 oeufs dans l'année. Ces oeufs n'ont pas éclos, mais l'éleveuse les a ouverts et a constaté qu'ils étaient tous les 3 fécondés. Ceci infirme la thèse de l'apparition d'une « ménopause » systématique après 9 ans.

Parmi les **facteurs extrinsèques**, l'influence de **l'alimentation** n'a pas pu être étudiée. En effet, la qualité de l'alimentation joue autant un rôle que la quantité de proies distribuées. Les associations de proies sont nombreuses ce qui complexifie l'étude de ce facteur. Enfin, à chaque

élevage correspond souvent un type d'alimentation. Ainsi en comparant l'effet de chaque type de proies, on compare en réalité « l'effet élevage ». Les variations de prolificité observées en fonction du type de proies peuvent révéler un environnement plus adapté, une sélection sur la prolificité des femelles dans un élevage etc.

La qualité de **l'eau** n'influence pas la prolificité des femelles dans la population étudiée.

Les femelles qui n'hivernent pas pondent à peu près la même quantité d'œufs que celles qui hivernent. Mais la proportion d'œufs non éclos est supérieure sans **hivernation**. On peut l'expliquer par une absence de fécondation plus fréquente quand l'hivernation n'a pas lieu. Si les cycles des reproducteurs ne sont pas « mis en phase » par l'hivernation, la fécondation n'a pas lieu et les femelles pondent des œufs non fécondés, d'où une diminution du taux d'éclosion (voir 2.2.2. Effets et techniques d'hivernation : page 37). On ne peut pas exclure une autre hypothèse comme une diminution de la viabilité des œufs fécondés chez les femelles non soumises à l'hivernation. Notons aussi que le taux de réussite d'incubation n'est pas significativement différent avec et sans hivernation si l'on utilise un test non paramétrique de Kruskal Wallis ou un modèle linéaire mixte.

Une théorie répandue en élevage est que les femelles qui pondent **1 œuf** quand elles n'ont pas assez de réserves en énergie pour en fabriquer deux, mais que cet œuf est plus résistant et a plus de chance d'éclore. On constate que le taux de réussite d'incubation est équivalent, lorsque l'œuf est unique ou dans une ponte classique à 2 œufs. Cette théorie n'est donc pas validée par notre étude.

Pour déterminer les facteurs qui influencent la quantité de pontes à 1 œuf, une étude statistique analytique serait nécessaire, avec un appariement des élevages. Notre étude sur des élevages indépendants donne des résultats non significatifs, mais cela est peut être dû au faible nombre de valeurs. Avec toutes ces réserves, nous arrivons aux conclusions suivantes :

- Le poids de mise à la reproduction des femelles n'influencerait pas le taux de pontes à 1 œuf.
- Le nombre de pontes à 1 œuf n'est pas significativement différent selon l'âge moyen des femelles de l'élevage. Mais on observe, de façon surprenante, que le rapport pontes à 1 œuf/pontes à 2 œufs est plus élevé chez les femelles de plus de 2 ans. Cette observation permettrait d'infirmer la théorie qui explique les pontes à 1 œuf par le fait que les femelles sont trop jeunes pour être mises à la reproduction.

Il semblerait donc que les pontes à un œuf ne soient pas causées par un déficit en énergie chez la femelle. On sait que le taux de testostérone est corrélé positivement au nombre de

follicules pré-ovulatoires. On peut émettre l'hypothèse que ce facteur hormonal joue un rôle et diminue avec l'âge. Une étude plus rigoureuse serait nécessaire pour confirmer ces hypothèses.

Concernant le taux de **morts-nés**, on constate que les variations individuelles sont très grandes entre les femelles. Ce paramètre est complexe à étudier car il faudrait définir au préalable, la période de mortalité embryonnaire et être sûr que tous les éleveurs ouvrent les œufs pour ne pas considérer un œuf non fécondé comme un mort-né. Il serait intéressant de mettre en relation les apports en calcium des femelles et le taux de morts-nés observés dans une étude statistique analytique (voir 2.2.4.2 Problèmes au cours du développement embryonnaire et conduite à tenir : page 48). Mais les apports en calcium sont difficiles à quantifier car la présence d'un tube UV dans le terrarium ne garantit pas qu'il soit efficace, et il est difficile d'apprécier l'ingéré réel des suppléments vitaminés. Ce paramètre demanderait donc une étude dans des conditions expérimentales avec un dosage de la calcémie des femelles et une ouverture systématique de tous leurs œufs. Il serait aussi intéressant de suivre les femelles à long terme pour observer si celles qui font beaucoup de morts-nés sont prédisposées aux rétentions d'œufs par carence en calcium. Cette étude aurait une application pratique : on pourrait prévenir les rétentions d'œufs pré-ovulatoires en détectant précocement une augmentation du taux de morts-nés chez une femelle.

5. Proposition d'un protocole d'audit d'élevage

L'audit peut se décomposer en deux parties : un travail préliminaire de récolte et d'analyse de données techniques sur l'élevage concerné, effectué par le vétérinaire, puis une visite d'élevage. Les données sur la pathologie de l'élevage et l'état corporel des animaux vus en consultation permettent de déterminer les paramètres prioritaires à vérifier dans l'élevage (voir **Tableau 17 : Tableau de synthèse : paramètres zootechniques à vérifier en fonction des affections dominantes de l'élevage (d'après Aulio R., 2005)** : page 95). Un bilan de reproduction peut aussi être fourni par l'éleveur avant la visite. La plupart du temps les données sont brutes et l'éleveur note les événements de l'année pour chaque femelle. Le vétérinaire peut lui donner à remplir le Tableau 18 (page 102) pour chaque femelle. Cela permet de calculer un bilan de reproduction global avant la visite, et de comparer les résultats aux résultats moyens espérés indiquées dans la feuille d'audit. Selon les résultats, on peut aussi formuler des hypothèses sur les paramètres défectueux à l'aide de la **Figure 41 : Synthèse sur l'analyse d'un problème de reproduction en élevage de lézards** (page 84). La visite d'élevage confronte ensuite ces hypothèses à la réalité. Elle doit aboutir à un nombre volontairement limité de recommandations considérées comme majeures, à appliquer dans l'élevage, classiquement

limitées à trois. Ces recommandations doivent être choisies en fonction des problèmes principaux, des objectifs de l'éleveur et de leur faisabilité.

Pour établir le bilan de l'élevage, nous nous sommes inspirés du plan de la visite annuelle en élevage bovin qui vise à identifier les risques en matière de biosécurité de l'élevage (Roy A. M., 2008). Nous avons conservé les parties : protection sanitaire de l'élevage, locaux et équipements, et tenue du registre d'élevage. Le registre d'élevage n'est pas obligatoire en élevage de lézards sauf pour les éleveurs capacitaires. Mais plus l'éleveur fournit de données au vétérinaire, plus le bilan sera précis et représentatif de l'élevage. Une coopération est donc indispensable. En cas de maladie à transmission verticale, comme l'adénovirose, ce registre est particulièrement intéressant. Nous nous sommes aussi inspirés du plan d'étude classique « ALARME » (Alimentation, Logement, Animaux, Régie d'élevage, Microbisme, Eleveur) (Arne P., 2007) Mais les parties Microbisme et Régie d'élevage étaient redondantes, c'est pourquoi nous les avons regroupées sous le terme de « protection sanitaire ». Le plan de cet audit comporte finalement 6 parties :

1. Généralités sur l'élevage, contenant les données médicales et le bilan de reproduction
2. Technicité et présence de l'éleveur
3. Protection sanitaire de l'élevage
4. Locaux, équipements et ambiance
5. Qualité de l'alimentation
6. Tenue des registres et traçabilité

La partie sur la technicité de l'éleveur est délicate mais permet de déterminer si les problèmes viennent d'un manque de connaissances ou d'un choix délibéré, économique par exemple. L'éleveur peut aussi être très pointu mais passer peu de temps dans son élevage. Les recommandations ne seront pas les mêmes selon le contexte.

Le compte rendu de la visite doit reprendre le bilan de reproduction et les points forts et faibles de l'élevage. On peut représenter la synthèse sous forme graphique. Chaque partie est notée, puis le score est ramené sur 100. Les 6 parties de l'audit forment les branches d'un graphique « radar » sous Excel (voir Figure 70 page 148). Cette représentation permet de voir immédiatement les points faibles de l'élevage. Le graphique « radar » est tracé automatiquement par Excel puis on peut modifier l'échelle par un clic droit sur les axes. Pour plus de détails, on consultera l'Annexe 2 page 169 de cette thèse et les pages 117 à 120 de la thèse d'Ophélie Bonnet sur l'audit d'élevage des rongeurs et lagomorphes de compagnie. (Bonnet, O., 2006).

Ce protocole d'audit a été élaboré à l'aide de la visite de 8 élevages, dont 1 élevage d'agames barbus et 7 élevages de geckos léopards, 2 élevages québécois et 6 élevages français. Il n'a pas

été testé à grande échelle. Il s'agit donc d'un prototype qui doit être perfectionné selon les résultats obtenus dans la pratique.

On a choisi de n'attribuer que des notes positives afin de ne pas obtenir de total négatif, qui ne serait pas représentable sur le graphique « radar ». Les questions à choix multiples ont été notées et les totaux ont été calculés en cochant le maximum de questions possibles. Pour discriminer les bons et les mauvais élevages, des notes assez élevées ont été attribuées aux critères jugés importants, avec un maximum de 8 points par question. Les totaux ont été ramenés sur 100 pour chaque partie, afin de mettre en valeur les différences entre les élevages.

L'auteur met 20 minutes à remplir les 11 pages du questionnaire. Il faudrait prévoir un minimum d'une heure pour un vétérinaire qui découvre le questionnaire. De plus, il est important de bien connaître l'élevage, ce qui suppose une discussion avec l'éleveur. Par conséquent, on évalue à 1 heure et demie le temps minimum nécessaire à la visite d'élevage et au remplissage du questionnaire, sans compter le temps préalable d'analyse des données de l'élevage. Ce temps peut apparaître comme un manque à gagner, mais l'audit joue aussi un rôle dans la fidélisation de la clientèle et positionne le vétérinaire comme un interlocuteur privilégié de l'éleveur. On peut supposer que l'éleveur aura plus tendance à appeler son vétérinaire en cas de problème dans l'élevage, qu'à poser des questions sur des forums, à des personnes qui n'ont jamais vu son installation. Il ne faut pas sous-estimer non plus la communication entre terrariophiles : certains éleveurs dont j'ai visité l'élevage m'ont référé d'autres cas par mail. Même si l'audit demande de la réflexion et du temps, les conséquences ultérieures en termes d'image peuvent être rentables pour le vétérinaire.

5.1. Proposition d'un protocole d'audit d'élevage de geckos léopards

Audit d'élevage du gecko léopard

Nom du vétérinaire **date :**

But de la visite :

Nom de l'éleveur :

Adresse :

Téléphone :

***Email* :**

Le sigle ✎ après un numéro de question indique que l'on cocher plusieurs réponses.

1. Généralités sur l'élevage :

1) Année de création de l'élevage :

2) But de l'élevage :

☐ Lucratif
☐ Production maximale
☐ Création de nouvelles phases
☐ Améliorer la résistance des animaux
☐ Autre : préciser : _____

Taille de l'élevage :

3) Association entre 2 éleveurs qui mettent leurs reproducteurs en commun ?

☐ OUI	2
☐ NON	0

4) Nombre de femelles reproductrices (4 femelles en moyenne) :

☐ 3 femelles reproductrices ou moins	0
☐ 4-5 femelles reproductrices	1
☐ 6 femelles reproductrice ou plus	3

5) Nombre de juvéniles vendus par an :

☐ tiers inférieur : <4 juvéniles vendus /an	0
☐ tiers moyen : 5-9 juvéniles vendus /an	1
☐ tiers supérieur : >10 juvéniles vendus /an	4

6) ✎ Ventes :

☐ par petites annonces sur internet	1
☐ à des animaleries	1
☐ à des connaissances	0
☐ dans des bourses aux reptiles	2

7) ✎ Difficulté de maintien des animaux de l'élevage :

☐ Présence d'animaux de phases rares et coûteuses	4
☐ Phases fragiles : gecko albinos ou dérivés (*blazing blizzard*…)	2
☐ Lignées à forte consanguinité (*patternless*)	1

Note sur la valeur financière et la difficulté de l'élevage /20 → /100

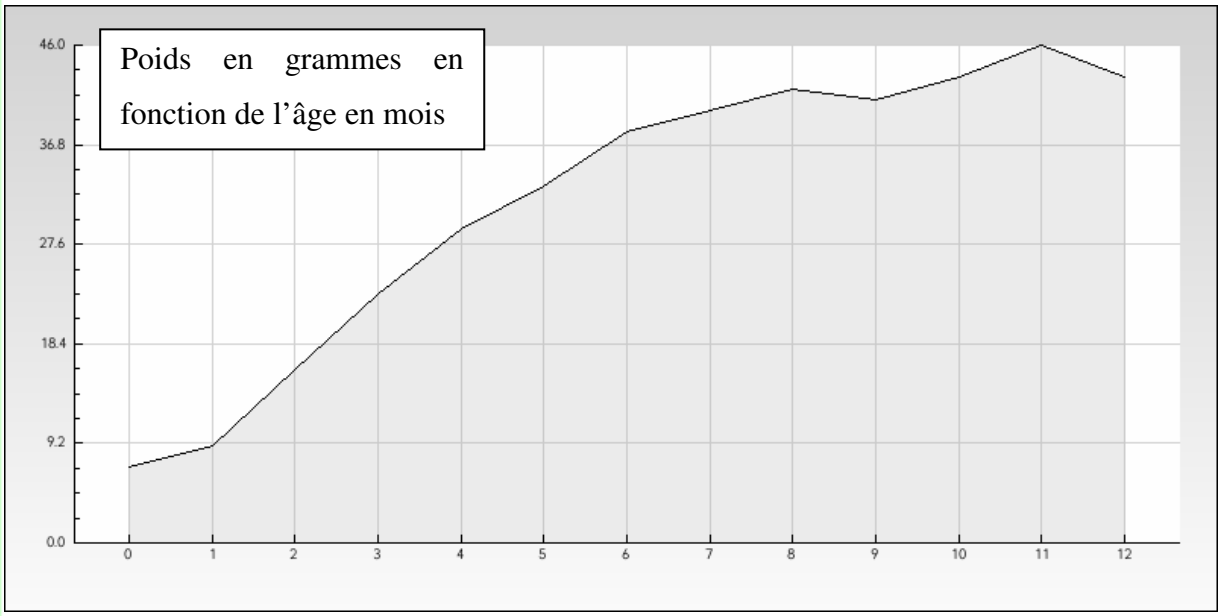
Données médicales et résultats de reproduction de l'élevage :

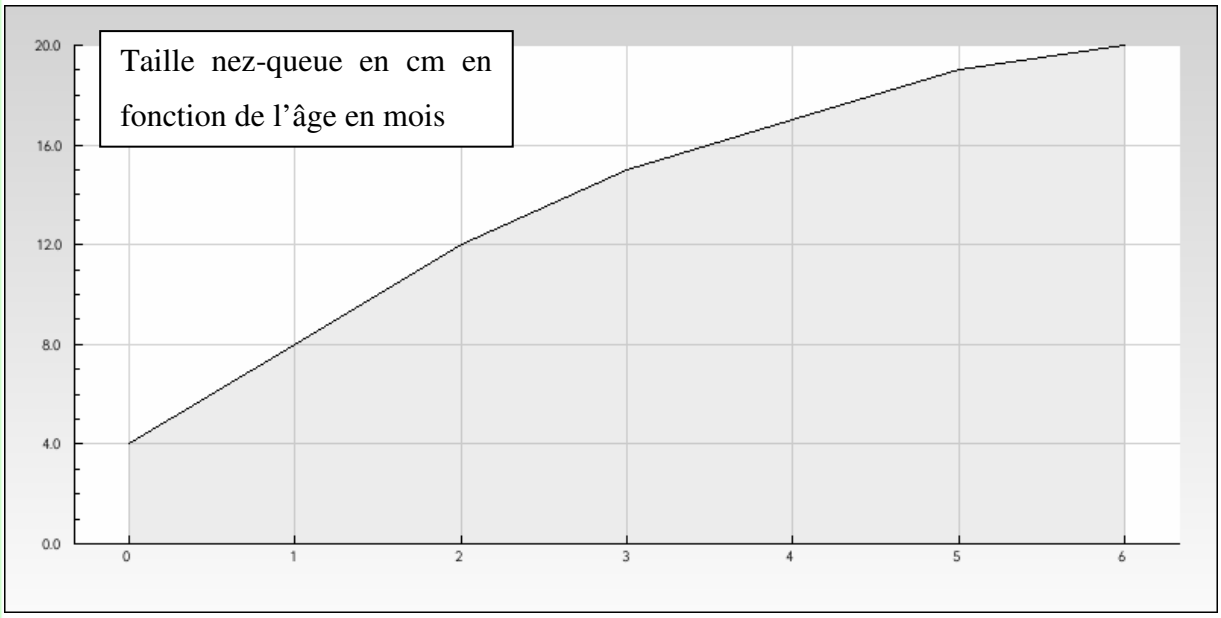
8) Résultats de coprologies de groupe :

9) Résultats d'autopsies :

10) Dominantes pathologiques et animaux atteints ?

11) Figure 69 : Courbes de croissance et d'état corporel des animaux à compléter (voir Annexe 3 page 173)





12) Résultats de reproduction :

		valeur calculée dans l'élevage	*moyenne*	tiers inférieur	tiers moyen	tiers supérieur
Donnée synthétique :	productivité (nombre de jeunes/femelle/an)		4	0-2	2,3-4,8	>4,8
Données analytiques :	prolificité (nombre d'œufs/femelle/an)		8	1,5-6,9	7-10	>10
	pourcentage de pontes à 1 œuf		8,7%	0%	0-4%	>4%
	taux de réussite d'incubation moyen		44%	<22%	22-60%	>60%
	taux de mortalité juvénile moyen entre l'éclosion et 2 mois		3%	0%	0%	>3%
	âge moyen des femelles		2 ans et 5 mois	<2 ans	2-3 ans	>3 ans

Bilan médical de l'élevage :

Synthèse sur le bilan de reproduction de l'élevage :

Paramètres à contrôler en priorité lors de la visite d'élevage (hypothèses) :

2. Niveau de technicité de l'éleveur :

13) Eleveur :

☐ Professionnel	5
☐ Amateur avec certificat de capacité	5
☐ Amateur sans certificat de capacité	0

14) Durée de pratique de l'élevage terrariophile (moyenne : 3 ans) :

☐ <2 ans	0
☐ 2-3 ans	2
☐ > 3 ans	5

15) Formation continue sur les reptiles :

☐ Lecture de manuels d'élevage	8
☐ Lecture d'articles scientifiques sur les reptiles	10
☐ Abonnement à un magazine de terrariophilie	8
☐ Formation par des conférences, membre d'une association terrariophile	7

16) Présence dans l'élevage :

☐ Tous les jours	7
☐ Tous les 2 jours	5
☐ 1 fois par semaine et délégation à une tierce personne des soins quotidiens	2
☐ Moins souvent	0

Note sur la technicité de l'éleveur : /50 → /100

3. Protection sanitaire de l'élevage :

Gestion des risques internes à l'élevage :

- 17) Autres espèces de l'élevage, nombre d'individus et risques interspécifiques :

Espèce	Nombre d'individus	Contacts directs / indirects ?

- 18) Précautions de l'éleveur pour respecter la marche en avant :

☐ bonnes procédures de biosécurité	4
☐ aucunes précautions mais contact rare (peu de manipulations)	1
☐ aucunes précautions et manipulations fréquentes	0

- 19) Risque de contagion entre espèces :

☐ élevé (espèces sensibles aux mêmes pathogènes ou porteurs sains)	0
☐ moyen (possible mais précautions de l'éleveur)	1
☐ faible (espèces non sensibles aux mêmes pathogènes)	2
☐ nul (pas d'autre espèce ou isolation)	3

20) Hygiène de l'éleveur pendant les manipulations :

☐ lavage des mains avec du savon avant les manipulations	3
☐ utilisation d'un gel désinfectant avant les manipulations	3
☐ utilisation d'un gel désinfectant entre chaque terrarium	5
☐ lavage des mains après la manipulation des animaux	3

21) Fréquence de nettoyage des terrariums (retrait des matières organiques) :

☐ tous les jours (recommandé)	7
☐ 2 fois par semaine	6
☐ 1 fois par semaine	5
☐ 1 fois par mois	1
☐ moins d'une fois par mois	0

22) Note de 0 à 2 sur l'hygiène des terrariums le jour de la visite d'élevage : /2

23) Fréquence des désinfections des terrariums :

☐ tous les 2-3 mois ou plus souvent	6
☐ tous les 3-4 mois	5
☐ tous les 6 mois	2
☐ 1 fois par an ou moins fréquemment	0

24) Procédure de nettoyage et désinfection des terrariums :

☐ retrait des matières organiques en frottant puis désinfection	2
☐ temps de contact du produit désinfectant > 15 minutes	3
☐ désinfectant à base d'ammonium quaternaire	3
☐ dans l'infirmerie, vide sanitaire de 2 semaines minimum	2

25) Nettoyage de la pièce d'élevage :

☐ 1 fois par semaine	5
☐ 1 fois toutes les 2 semaines	4
☐ 1 fois par mois	1
☐ moins d'une fois par mois	0

26) Note de 0 à 2 sur l'hygiène de la pièce d'élevage le jour de la visite d'élevage : /2

27) Isolation des locaux vis-à-vis des nuisibles :

☐ correcte	3
☐ incorrecte	0

28) Fréquence des coprologies pour les animaux du cheptel :

☐ 1 fois par an (avant l'hivernation) ou plus souvent	4
☐ avant toute vente	5
☐ en cas de diarrhée ou de régurgitation	1
☐ ne sait pas ce que signifie une coprologie	0

Gestion des risques internes à l'élevage : Note partielle : /65

<u>Gestion des risques liés à l'alimentation :</u>

29) Hygiène des proies et de la distribution :

☐ Redistribution des refus ou utilisation de la même pince pour la distribution des proies et le ramassage des excréments	0
☐ Mauvaise hygiène du bac à insectes (acariens, moisissures)	0
☐ Stockage des cadavres ou des prélèvements pour les coprologies dans le même frigo que la nourriture (vers de farines)	0
☐ Aucune des réponses précédentes	5
☐ une pince de distribution de proies par animal	2

30) Proies en liberté dans l'élevage :

☐ nombreuses	0
☐ inconnu car nombreuses cachettes possibles	1
☐ aucune visible	3

31) Provenance des proies :

☐ élevage interne uniquement	1
☐ animalerie ou grossiste	0
☐ proies chassées dans la nature	0

Gestion des risques liés à l'alimentation : Note partielle : /11

Gestion des risques liés à l'introduction d'animaux dans l'élevage :

32) Existe-t-il des échanges de reproducteurs entre plusieurs élevages (réseau de partage des animaux pour une saison de reproduction) ?

☐ OUI sans quarantaine	0
☐ OUI avec quarantaine	2
☐ NON	4

33) Provenance des animaux :

☐ bourses	0
☐ autre éleveur qui garantit la biosécurité de son élevage	1
☐ particulier inconnu	0
☐ uniquement auto-renouvellement du cheptel	2
☐ milieu naturel	0

34) Fréquence d'introduction de nouveaux animaux dans l'élevage :

☐ 1-2 fois par an ou moins fréquellent	3
☐ 3-4 fois par an	2
☐ Tous les 2 mois	1
☐ Tous les mois ou plus fréquemment	0

35) Gestion du transport des animaux avant l'introduction, ou entre 2 locaux d'élevage :

☐ Durée du trajet > 6 heures (bourse, envoi par transporteur spécial)	0
☐ Stress thermique	0
☐ Transport fréquent : tous les 2-3 mois ou plus fréquemment	0
☐ Regroupement d'animaux de provenance différente en contact	0
☐ Aucune des réponses précédentes	3

36) Durée de la quarantaine :

☐ <1 semaine	0
☐ 2-3 semaines	0
☐ 1-2 mois	2
☐ 3-4 mois	4
☐ 6 mois	5

37) Matériel de nettoyage de la quarantaine distinct de l'élevage et de l'infirmerie ?

☐ OUI	2
☐ NON	0

38) Tests et traitements effectués au cours de la quarantaine ?

☐ 1 coprologie systématique et traitement en fonction du résultat	2
☐ plusieurs coprologies et traitement en fonction du résultat	4
☐ traitement antiparasitaire systématique sans coprologie	1

Gestion des risques liés à l'introduction des animaux : Note partielle : /24

Note sur la protection sanitaire de l'élevage : /100

4. <u>Locaux, équipements et ambiance :</u>

39) L'élevage est-il situé :

☐ chez l'éleveur dans une pièce fermée	4
☐ dans un local spécial hors du domicile de l'éleveur	5
☐ dans la chambre de l'éleveur	0
☐ dans la cuisine ou une zone destinée aux repas	0
☐ dans des locaux variables suivant la période de l'année (chez les parents /au domicile principal)	0

40) Sécurité :

☐ Présence d'un extincteur dans la pièce	1
☐ Présence d'un détecteur de fumée	1
☐ Serrures sur les terrariums ou à l'entrée de la pièce	1
☐ Présence d'aérations ou de trous dans le mur (radiateur, prise), par où peuvent passer les animaux qui s'échappent	0

Plan de l'élevage :

Température et taux d'hygrométrie (indiquer les mesures sur le plan, voir l'Annexe 4 page 175 pour le calcul de l'hygrométrie absolue)

Au point le plus chaud : T° = HR= HA =

Au point le plus froid : T° = HR= HA =

41) Bilan sur la température et l'hygrométrie des terrariums :

☐ conforme aux recommandations (29-32°C au PC, 25°C au PF, HR = 30-45%)	3
☐ hétérogénéité selon les terrariums	0
☐ globalement, température trop froide	0
☐ globalement, température trop chaude	0
☐ globalement, hygrométrie trop faible	0
☐ globalement, hygrométrie trop élevée	0

42) Photopériode :

☐ 14 heures de jour programmées	2
☐ 14 heures de jour créées manuellement par l'éleveur	2
☐ photopériode naturelle par la lumière du jour	1
☐ photopériode non contrôlée, modifiée selon le rythme de vie de l'éleveur	0

43) Existe-t-il une quarantaine ?

☐ OUI	3
☐ NON	0

44) Est-elle dans une pièce distincte de l'élevage ?

☐ OUI	2
☐ NON	0

45) Est-elle distincte de l'infirmerie ?

☐ OUI	1
☐ NON	0

46) L'infirmerie est-elle dans une pièce distincte de l'élevage ?

☐ OUI	2
☐ NON	0

47) Type(s) de terrarium :

☐ terrarium en plastique (idéal)	2
☐ batterie de petites boîtes	1
☐ terrarium en verre entièrement désinfecté	1
☐ terrarium en verre avec décor au fond	0
☐ mélaminé, bois	0

48) Densité animale : cm²/gecko adulte en moyenne

☐ 2400-2700cm²/gecko adulte en moyenne	2
☐ densité inférieure	3
☐ densité supérieure	0

49) Constitution des groupes d'animaux :

☐ adultes avec les juvéniles	1
☐ juvéniles ensemble	3
☐ mâles ensemble	0
☐ aucune des pratiques ci-dessus	5

50) En fonction de ce qu'indique l'éleveur sur ses pratiques pendant la période des naissances, en fonction des observations au cours de l'audit si la période des naissances est en cours, et en fonction de l'espace prévu pour les jeunes, l'éleveur dispose-t-il d'assez de place pour accueillir les juvéniles de l'année au pic de naissances ?

Nb de naissances par an dans l'élevage = nombre de juvéniles vendus / (1-taux de mortalité juvénile) =

☐ place suffisante pour accueillir tous les juvéniles	1
☐ place suffisante uniquement si les juvéniles sont vendus au fur et à mesure	0
☐ place insuffisante	0

60) Aération des terrariumss :

Pour tester l'aération, mettre un papier absorbant dans le bac d'eau du terrarium et fermer les portes. Idéalement, la buée doit être évacuée du terrarium en moins de 5 minutes.

☐ Présence de condensation sans introduire de papier absorbant	0
☐ Persistance de l'humidité dans le terrarium plus de 4-5 min	0
☐ Absence d'ouverture basse (aquarium)	0
☐ Aucune des observations ci-dessus	2

61) Substrat utilisé dans les terrariums :

☐ mouchoirs, papier absorbant	2
☐ aucun	1
☐ copeaux de bois, écorces, chanvre...	0
☐ sable	0

62) Présence d'une boîte de ponte par femelle reproductrice :

☐ OUI	2
☐ NON	0

<u>Gestion de l'incubation :</u>

63) Présence d'un thermo-hygromètre dans l'incubateur ?

☐ OUI	1
☐ NON	0

64) Conformité de la température indiquée par le thermomètre avec la température réelle ?

☐ OUI	1
☐ NON	0

65) Température conforme aux recommandations ?

☐ OUI (26-34°C)	2
☐ NON	0

66) Conduite de l'hivernation :

☐ diminution graduelle de la température et de l'alimentation sur 1-2 mois	2
☐ période d'hivernation toute au long de l'année : rotation des animaux	1
☐ coprologie avant l'hivernation	2
☐ vermifugation systématique avant l'hivernation	1
☐ pas d'hivernation	0

Note sur la qualité du logement et de l'ambiance : /50→ /100

5. Qualité de l'alimentation :

67) Type de proie :

☐ insectes variés	2
☐ teignes en majorité	0
☐ 1 type unique de proies autre que des teignes	1

68) Apports quantitatifs :

☐ A volonté avec refus sauf avant l'hivernation et aucune des autres réponses	2
☐ Pas de refus	0
☐ Compétition pour l'accès à l'eau	0
☐ Hétérogénéité d'état corporel des animaux ?	0

69) Mode de distribution des proies :

☐ à la pince	1
☐ en liberté dans le terrarium	0

70) Fréquence de renouvellement complet de l'eau :

☐ 1 à 2 fois par jour	2
☐ plusieurs fois par semaine	1
☐ 1 fois par semaine ou moins fréquemment	0

71) Apport calcique :

☐ coupelle de calcium à disposition en permanence dans le terrarium	2
☐ nourrissage des proies avec des aliments riches en calcium	2
☐ saupoudrage de la nourriture avec du calcium	2

72) Apport en vitamine D :

☐ tube UV, renouvelé tous les 6 mois, uniquement pour les phases non albinos et apparenté	2
☐ tube UV renouvelé tous les ans ou moins fréquemment	0
☐ tube UV aussi pour les phases albinos et apparentées	0
☐ pas de tube UV mais supplémentation orale en vitamine D3	2
☐ pas de tube UV ni de supplément vitaminique	0

73) Utilisation des suppléments vitaminiques :

Calcul de l'apport quotidien moyen par 100g: en vitamine D :

en vitamine A :

(Recommandations : 1400 UI vitamine A/j/100g de lézard ; 60 UI vitamine D/j/100g de lézard)

☐ fréquence satisfaisante	1
☐ choix d'un mélange avec un rapport vitamineA/vitamine D proche de 23	1
☐ méthode de distribution permettant une bonne observance	1

Note de 1 à 5 sur la qualité de l'alimentation : /20→ /100

6. Traçabilité et tenue du registre d'élevage :

74) Entrées et sorties :

☐ entrées notées avec le nom du vendeur et un certificat de cession	1
☐ sorties notées avec le nom et l'adresse de l'acheteur	1
☐ certificat de cession délivré à l'acheteur	1

75) Informations sur chaque animal : poids, croissance, alimentation, problèmes de santé :

☐ document personnel sur chaque animal	5
☐ suivi par internet (reptistat par exemple)	5
☐ aucun archivage	0
☐ suivi du poids	1
☐ suivi de la croissance	1
☐ suivi de la fréquence l'alimentation ou des refus	1
☐ suivi des données médicales	1
	1

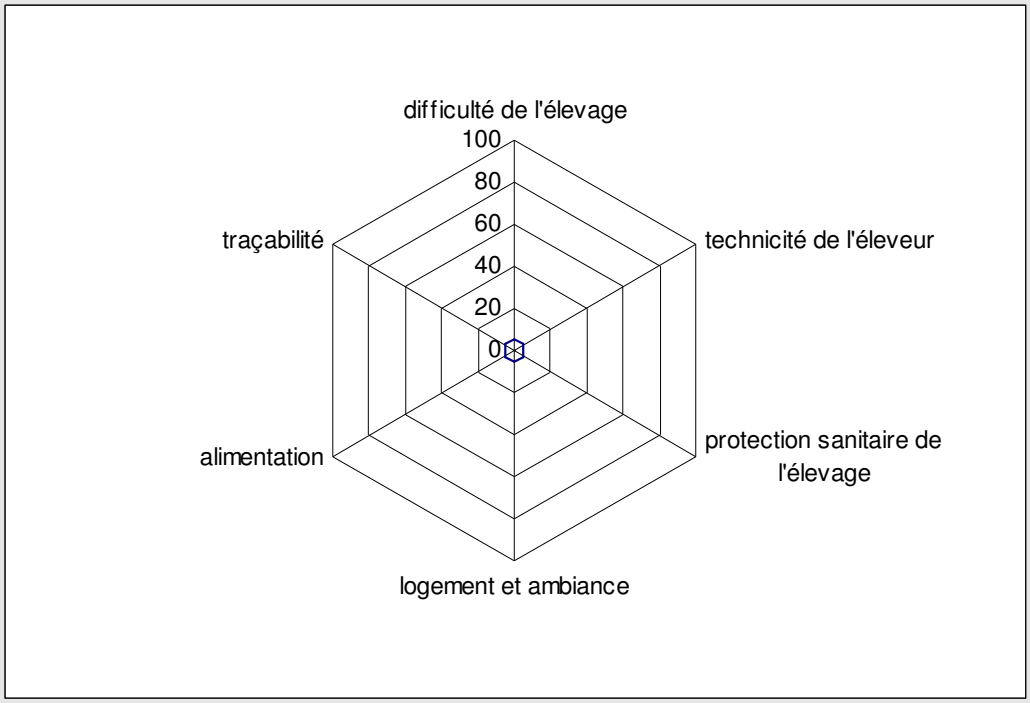
76) Suivi des pontes et des naissances :

☐ document personnel de synthèse (site internet ou fichier)	4
☐ nom des juvéniles donné en fonction de leurs parents et leur rang de naissance	2
☐ suivi effectué par le vétérinaire	2
☐ aucun suivi, l'éleveur se « souvient »	0

Note sur la traçabilité et la tenue du registre d'élevage : /25→ /100

Conclusion de la visite :

Figure 70: Graphique de synthèse sur la qualité de l'élevage du gecko léopard :



Points forts :

Points faibles :

Liste des problèmes :

3 améliorations à réaliser, choisies en relation avec les objectifs de l'éleveur :

-

-

-

5.2. Proposition d'un protocole d'audit d'élevage d'agames barbus d'Australie *:*

Audit d'élevage de d'agames barbus d'Australie

Nom du vétérinaire **date :**

But de la visite :

Nom de l'éleveur :

Adresse :

Téléphone :

***Email* :**

Le sigle ✎ après un numéro de question indique que l'on cocher plusieurs réponses.

1. Généralités sur l'élevage :

1) Année de création de l'élevage :

2) But de l'élevage :

☐ Lucratif
☐ Production maximale
☐ Création de nouvelles phases
☐ Améliorer la résistance des animaux
☐ Autre : préciser : _____

Taille de l'élevage :

3) Association entre 2 éleveurs qui mettent leurs reproducteurs en commun ?

☐ OUI	2
☐ NON	0

4) Nombre de femelles reproductrices (4 femelles en moyenne) :

☐ 3 femelles reproductrices ou moins	0
☐ 4-5 femelles reproductrices	1
☐ 6 femelles reproductrice ou plus	3

5) Nombre de juvéniles vendus par an (60 juvéniles en moyenne)

☐ tiers inférieur : <40 juvéniles vendus /an	0
☐ tiers moyen : 50-60 juvéniles vendus /an	1
☐ tiers supérieur : >60 juvéniles vendus /an	4

6) ✎ Ventes :

☐ par petites annonces sur internet	1
☐ à des animaleries	1
☐ à des connaissances	0
☐ dans des bourses aux reptiles	2

7) ✎ Difficulté de maintien des animaux de l'élevage :

☐ Présence d'animaux de phases rares et coûteuses	4
☐ Phases fragiles : agames albinos, *Silkback*	2
☐ Lignées à forte consanguinité	1

Note sur la valeur financière et la difficulté de l'élevage **/20 →** **/100**

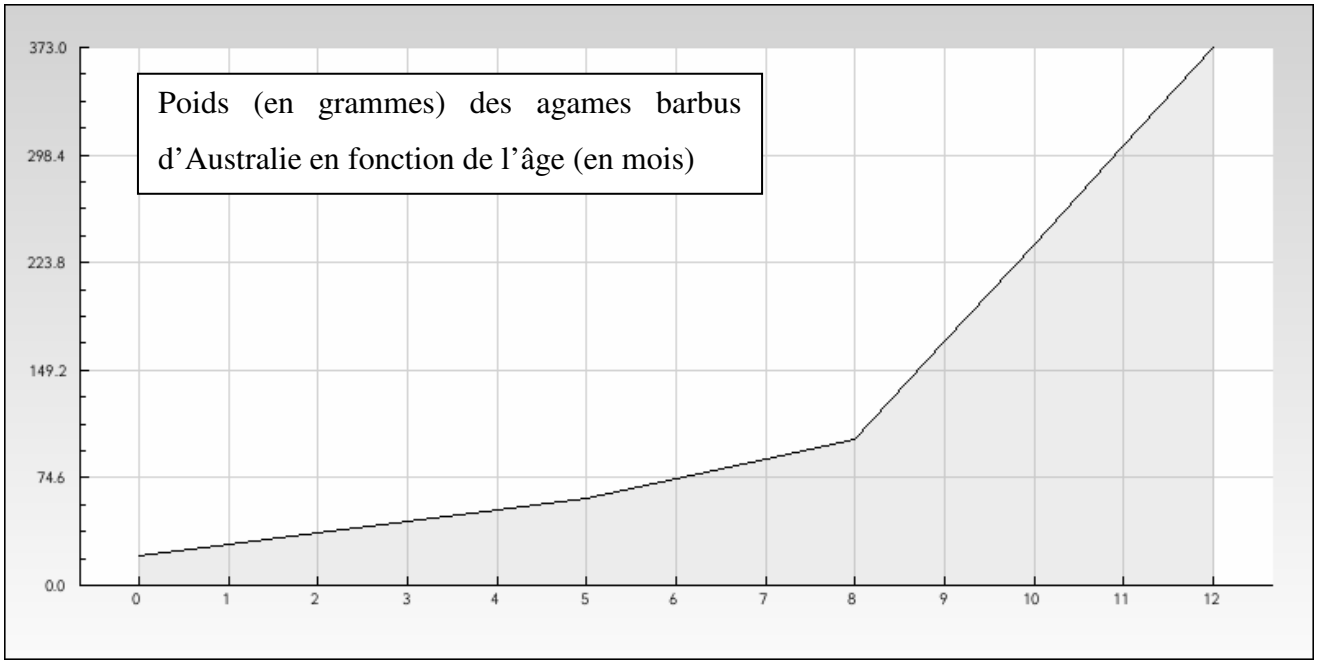
Données médicales et résultats de reproduction de l'élevage :

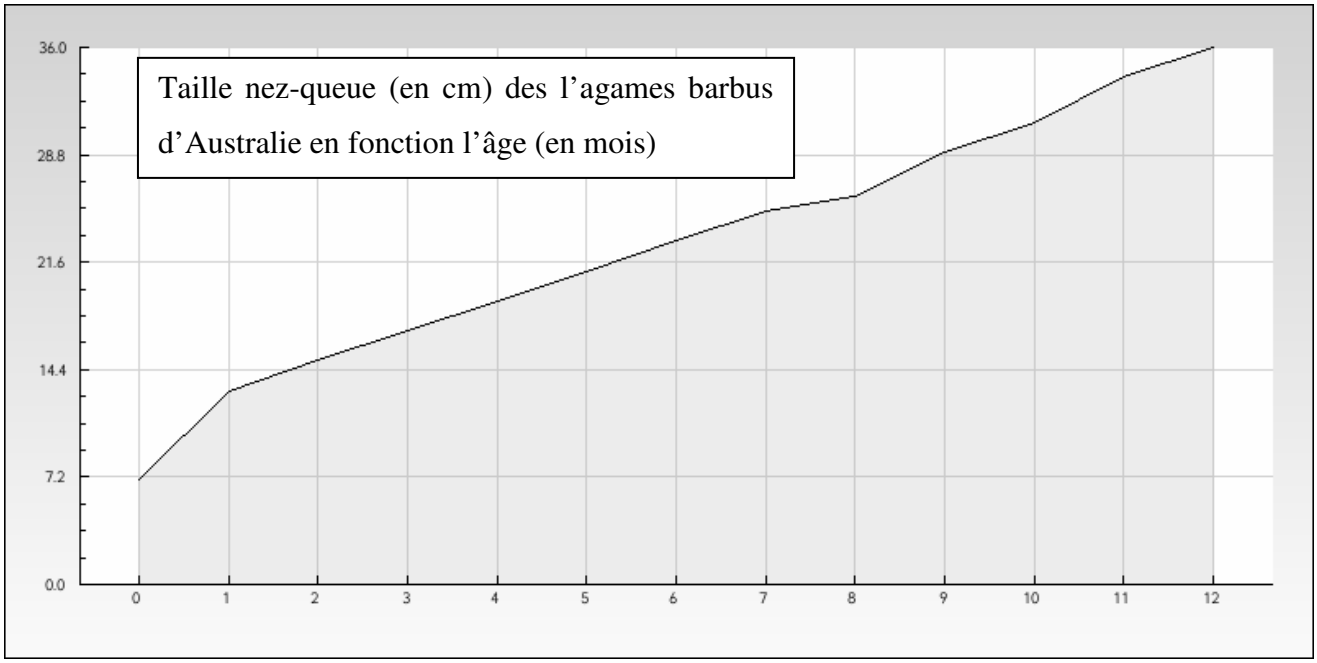
8) Résultats de coprologies de groupe :

9) Résultats d'autopsies :

10) Dominantes pathologiques et animaux atteints ?

11) Figure 71 : Courbes de croissance et d'état corporel des animaux à compléter (voir les modalités sur l'Annexe 3 page 173)





Résultats de reproduction :

		valeur calculée dans l'élevage	*Moyennes classiques en France*
Donnée synthétique :	productivité (nombre de jeunes/femelle/an)		4
Données analytiques :	prolificité (nombre d'œufs/femelle/an)		15
	taux de réussite d'incubation moyen		35%
	taux de mortalité juvénile moyen entre l'éclosion et 2 mois		3-22%
	âge moyen des femelles		2 ans

Bilan médical de l'élevage :

Synthèse sur le bilan de reproduction de l'élevage :

Paramètres à contrôler en priorité lors de la visite d'élevage (hypothèses) :

2. Niveau de technicité de l'éleveur :

13) Eleveur :

☐ Professionnel — 5
☐ Amateur avec certificat de capacité — 5
☐ Amateur sans certificat de capacité — 0

14) Durée de pratique de l'élevage terrariophile (moyenne : 3 ans) :

☐ <2 ans — 0
☐ 2-3 ans — 2
☐ > 3 ans — 5

15) Formation continue sur les reptiles :

☐ Lecture de manuels d'élevage — 8
☐ Lecture d'articles scientifiques sur les reptiles — 10
☐ Abonnement à un magazine de terrariophilie — 8
☐ Formation par des conférences, membre d'une association terrariophile — 7

16) Présence dans l'élevage :

☐ Tous les jours	7
☐ Tous les 2 jours	5
☐ 1 fois par semaine et délégation à une tierce personne des soins quotidiens	2
☐ Moins souvent	0

Note sur la technicité de l'éleveur : /50 → /100

3. Protection sanitaire de l'élevage :

Gestion des risques internes à l'élevage :

- 17) Autres espèces de l'élevage, nombre d'individus et risques interspécifiques :

Espèce	Nombre d'individus	Contacts directs / indirects ?

- 18) Précautions de l'éleveur pour respecter la marche en avant :

☐ bonnes procédures de biosécurité	4
☐ aucunes précautions mais contact rare (peu de manipulations)	1
☐ aucunes précautions et manipulations fréquentes	0

- 19) Risque de contagion entre espèces :

☐ élevé (espèces sensibles aux mêmes pathogènes ou porteurs sains)	0
☐ moyen (possible mais précautions de l'éleveur)	1
☐ faible (espèces non sensibles aux mêmes pathogènes)	2
☐ nul (pas d'autre espèce ou isolation)	3

20) Hygiène de l'éleveur pendant les manipulations :

☐ lavage des mains avec du savon avant les manipulations	3
☐ utilisation d'un gel désinfectant avant les manipulations	3
☐ utilisation d'un gel désinfectant entre chaque terrarium	5
☐ lavage des mains après la manipulation des animaux	3

21) Fréquence de nettoyage des terrariums (retrait des matières organiques) :

☐ tous les jours (recommandé)	7
☐ 2 fois par semaine	6
☐ 1 fois par semaine	5
☐ 1 fois par mois	1
☐ moins d'une fois par mois	0

22) Note de 0 à 2 sur l'hygiène des terrariums le jour de la visite d'élevage : /2

23) Fréquence des désinfections des terrariums :

☐ tous les 2-3 mois ou plus souvent	6
☐ tous les 3-4 mois	5
☐ tous les 6 mois	2
☐ 1 fois par an ou moins fréquemment	0

24) Procédure de nettoyage et désinfection des terrariums :

☐ retrait des matières organiques en frottant puis désinfection
☐ temps de contact du produit désinfectant > 15 minutes
☐ désinfectant à base d'ammonium quaternaire
☐ dans l'infirmerie, vide sanitaire de 2 semaines minimum

25) Nettoyage de la pièce d'élevage :

☐ 1 fois par semaine	5
☐ 1 fois toutes les 2 semaines	4
☐ 1 fois par mois	1
☐ moins d'une fois par mois	0

26) Note de 0 à 2 sur l'hygiène de la pièce d'élevage le jour de la visite d'élevage : /2

27) Isolation des locaux vis-à-vis des nuisibles :

☐ correcte	3
☐ incorrecte	0

28) Fréquence des coprologies pour les animaux du cheptel :

☐ 1 fois par an (avant l'hivernation) ou plus souvent	4
☐ avant toute vente	5
☐ en cas de diarrhée ou de régurgitation	1
☐ ne sait pas ce que signifie une coprologie	0

Gestion des risques internes à l'élevage : Note partielle : /65

<u>Gestion des risques liés à l'alimentation :</u>

29) Hygiène des proies et de la distribution :

☐ Redistribution des refus ou utilisation de la même pince pour la distribution des proies et le ramassage des excréments	0
☐ Mauvaise hygiène du bac à insectes (acariens, moisissures)	0
☐ Stockage des cadavres ou des prélèvements pour les coprologies dans le même frigo que la nourriture (vers de farines)	0
☐ Aucune des réponses précédentes	5
☐ une pince de distribution de proies par animal	2

30) Proies en liberté dans l'élevage :

☐ nombreuses	0
☐ inconnu car nombreuses cachettes possibles	1
☐ aucune visible	3

31) Provenance des proies :

☐ élevage interne uniquement	1
☐ animalerie ou grossiste	0
☐ proies chassées dans la nature	0

Gestion des risques liés à l'alimentation : Note partielle : /11

Gestion des risques liés à l'introduction d'animaux dans l'élevage :

32) Existe-t-il des échanges de reproducteurs entre plusieurs élevages (réseau de partage des animaux pour une saison de reproduction) ?

☐ OUI sans quarantaine	0
☐ OUI avec quarantaine	2
☐ NON	4

33) Provenance des animaux :

☐ bourses	0
☐ autre éleveur qui garantit la biosécurité de son élevage	1
☐ particulier inconnu	0
☐ uniquement auto-renouvellement du cheptel	2
☐ milieu naturel	0

34) Fréquence d'introduction de nouveaux animaux dans l'élevage :

☐ 1-2 fois par an ou moins fréquellent	3
☐ 3-4 fois par an	2
☐ Tous les 2 mois	1
☐ Tous les mois ou plus fréquemment	0

35) Gestion du transport des animaux avant l'introduction, ou entre 2 locaux d'élevage :

☐ Durée du trajet > 6 heures (bourse, envoi par transporteur spécial)	0
☐ Stress thermique	0
☐ Transport fréquent : tous les 2-3 mois ou plus fréquemment	0
☐ Regroupement d'animaux de provenance différente en contact	0
☐ Aucune des réponses précédentes	3

36) Durée de la quarantaine :

☐ <1 semaine	0
☐ 2-3 semaines	0
☐ 1-2 mois	2
☐ 3-4 mois	4
☐ 6 mois	5

37) Matériel de nettoyage de la quarantaine distinct de l'élevage et de l'infirmerie ?

☐ OUI	2
☐ NON	0

38) Tests et traitements effectués au cours de la quarantaine ?

☐ 1 coprologie systématique et traitement en fonction du résultat	2
☐ plusieurs coprologies et traitement en fonction du résultat	4
☐ traitement antiparasitaire systématique sans coprologie	1
☐ dépistage de l'adénovirose et plusieurs coprologies	4

Gestion des risques liés à l'introduction des animaux : Note partielle : /24

Note sur la protection sanitaire de l'élevage : /100

4. Locaux, équipements et ambiance :

39) L'élevage est-il situé :

☐ chez l'éleveur dans une pièce fermée	4
☐ dans un local spécial hors du domicile de l'éleveur	5
☐ dans la chambre de l'éleveur	0
☐ dans la cuisine ou une zone destinée aux repas	0
☐ dans des locaux variables suivant la période de l'année (chez les parents /au domicile principal)	0

40) Sécurité :

☐ Présence d'un extincteur dans la pièce	1
☐ Présence d'un détecteur de fumée	1
☐ Serrures sur les terrariums ou à l'entrée de la pièce	1
☐ Présence d'aérations ou de trous dans le mur (radiateur, prise), par où peuvent passer les animaux qui s'échappent	0

Plan de l'élevage :

Température et taux d'hygrométrie (indiquer les mesures sur le plan, voir l'Annexe 4 page 175 pour le calcul de l'hygrométrie absolue)

Au point le plus chaud : T° = HR= HA =

Au point le plus froid : T° = HR= HA =

41) Bilan sur la température et l'hygrométrie des terrariums :

☐ conforme aux recommandations (29-32°C au PC, 25°C au PF, HR = 30-45%)	3
☐ hétérogénéité selon les terrariums	0
☐ globalement, température trop froide	0
☐ globalement, température trop chaude	0
☐ globalement, hygrométrie trop faible	0
☐ globalement, hygrométrie trop élevée	0

42) Photopériode :

☐ 14 heures de jour programmées	2
☐ 14 heures de jour créées manuellement par l'éleveur	2
☐ photopériode naturelle par la lumière du jour	1
☐ photopériode non contrôlée, modifiée selon le rythme de vie de l'éleveur	0

43) Existe-t-il une quarantaine ?

☐ OUI	3
☐ NON	0

44) Est-elle dans une pièce distincte de l'élevage ?

☐ OUI	2
☐ NON	0

45) Est-elle distincte de l'infirmerie ?

☐ OUI	1
☐ NON	0

46) L'infirmerie est-elle dans une pièce distincte de l'élevage ?

☐ OUI	2
☐ NON	0

47) Type(s) de terrarium :

☐ terrarium en plastique (idéal)	2
☐ batterie de petites boîtes	1
☐ terrarium en verre entièrement désinfecté	1
☐ terrarium en verre avec décor au fond	0
☐ mélaminé, bois	0

48) Densité animale : m^3/agame adulte en moyenne

☐ 0,35-1,50m²/agame adulte en moyenne	2
☐ densité inférieure	3
☐ densité supérieure	0

49) Constitution des groupes d'animaux :

☐ adultes avec les juvéniles	1
☐ juvéniles ensemble	3
☐ mâles ensemble	0
☐ aucune des pratiques ci-dessus	5

50) En fonction de ce qu'indique l'éleveur sur ses pratiques pendant la période des naissances, en fonction des observations au cours de l'audit si la période des naissances est en cours, et en fonction de l'espace prévu pour les jeunes, l'éleveur dispose-t-il d'assez de place pour accueillir les juvéniles de l'année au pic de naissances ?

Nb de naissances par an dans l'élevage = nombre de juvéniles vendus / (1-taux de mortalité juvénile) =

☐ place suffisante pour accueillir tous les juvéniles	1
☐ place suffisante uniquement si les juvéniles sont vendus au fur et à mesure	0
☐ place insuffisante	0

60) Aération des terrariumss :

Pour tester l'aération, mettre un papier absorbant dans le bac d'eau du terrarium et fermer les portes. Idéalement, la buée doit être évacuée du terrarium en moins de 5 minutes.

☐ Présence de condensation sans introduire de papier absorbant	0
☐ Persistance de l'humidité dans le terrarium plus de 4-5 min	0
☐ Absence d'ouverture basse (aquarium)	0
☐ Aucune des observations ci-dessus	2

61) Substrat utilisé dans les terrariums :

☐ mouchoirs, papier absorbant	2
☐ aucun	1
☐ copeaux de bois, écorces, chanvre...	0
☐ sable	0

62) Présence d'une boîte de ponte par femelle reproductrice :

☐ OUI	2
☐ NON	0

Gestion de l'incubation :

63) Présence d'un thermo-hygromètre dans l'incubateur ?

☐ OUI	1
☐ NON	0

64) Conformité de la température indiquée par le thermomètre avec la température réelle ?

☐ OUI	1
☐ NON	0

65) Température conforme aux recommandations ?

☐ OUI (26-31°C)	2
☐ NON	0

66) Conduite de l'hivernation :

☐ diminution graduelle de la température et de l'alimentation sur 1-2 mois	2
☐ période d'hivernation toute au long de l'année : rotation des animaux	1
☐ coprologie avant l'hivernation	2
☐ vermifugation systématique avant l'hivernation	1
☐ pas d'hivernation	0

Note sur la qualité du logement et de l'ambiance : /50→ /100

5. Qualité de l'alimentation :

67) Composition de l'alimentation en fonction de l'âge :

☐ conforme aux recommandations entre 0et 2 mois : 100% insectes	2
☐ conforme aux recommandations entre 2 et 5 mois 60% insectes, 40% végétaux	2
☐ conforme aux recommandations entre 5 mois-1an : 60% végétaux, 40% insectes	3
☐ conforme aux recommandations entre 1-4 ans : 90% végétaux, 10% insectes ; >4 ans : 100% végétaux	3

68) Choix des végétaux :

☐ Rapport phospho-calcique du végétal de base supérieur à 2 (mâche, luzerne, choux…) et aucune des autres réponses	4
☐ végétaux congelés (carence en vitamine B1)	0
☐ Présence d'oxalates (épinards)	0
☐ Part des granulés > la moitié de la ration	0

69) Choix des proies :

☐ divers insectes à teneur en matière grasse <20% (criquets, vers à soie, papillons) en majorité et apport d'autres insectes occasionnellement	5
☐ vers de farine, vers morio en majorité	0
☐ taille des proies choisie en fonction de la taille de l'animal	1
☐ 1 type unique de proies	1

70) Apports quantitatifs :

☐ A volonté avec refus sauf avant l'hivernation	3
☐ 2 à 4 fois par jour pour les juvéniles	3
☐ Pas de refus	0
☐ Hétérogénéité d'état corporel des animaux	0

71) Mode de distribution des proies :

☐ à la pince	1
☐ en liberté dans le terrarium	0

72) Fréquence de renouvellement complet de l'eau :

☐ 1 à 2 fois par jour	2
☐ plusieurs fois par semaine	1
☐ 1 fois par semaine ou moins fréquemment	0

73) Apport en eau :

☐ Compétition entre les animaux pour l'accès à l'eau	0
☐ Bac assez grand pour permettre à l'agame de se baigner	2
☐ Bain tiède en période de mue	2
☐ Pulvérisation des juvéniles plusieurs fois par jour	2

74) Apport calcique :

☐ coupelle de calcium à disposition en permanence dans le terrarium	3
☐ nourrissage des proies avec des aliments riches en calcium	2
☐ saupoudrage de la nourriture avec du calcium	2
☐ rapport phosphocalcique des végétaux >2	2

75) Apport en vitamine D :

☐ tube UV renouvelé tous les 6 mois ou lampe renouvelée en suivant les recommandations du fabricant	4
☐ contrôle régulier de l'efficacité de la lampe par l'éleveur	1
☐ fréquence de renouvellement des UV insuffisante	0
☐ pas de tube UV avec supplémentation orale en vitamine D3 ou pas	0

Note de 1 à 5 sur la qualité de l'alimentation : /50→ /100

6. Traçabilité et tenue du registre d'élevage :

76) Entrées et sorties :

☐ entrées notées avec le nom du vendeur et un certificat de cession	1
☐ sorties notées avec le nom et l'adresse de l'acheteur	1
☐ certificat de cession délivré à l'acheteur	1

77) Informations sur chaque animal : poids, croissance, alimentation, problèmes de santé :

☐ document personnel sur chaque animal	5
☐ suivi par internet (reptistat par exemple)	5
☐ aucun archivage	0
☐ suivi du poids	1
☐ suivi de la croissance	1
☐ suivi de la fréquence l'alimentation ou des refus	1
☐ suivi des données médicales	1
	1

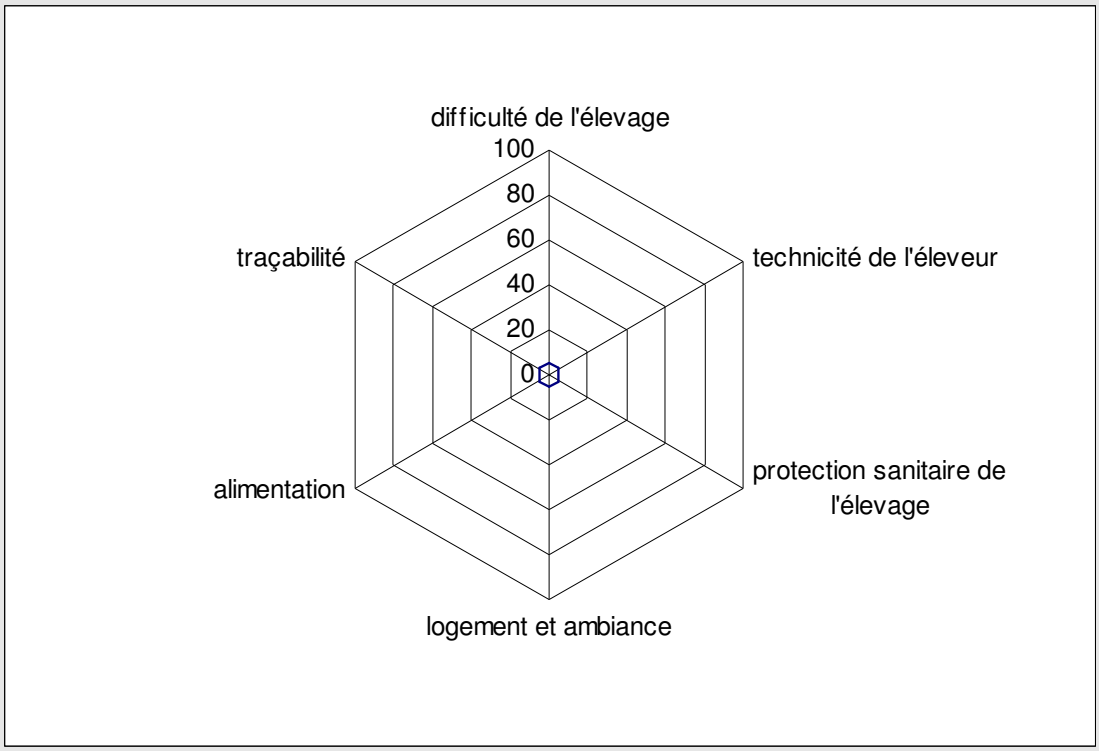
78) Suivi des pontes et des naissances :

☐ document personnel de synthèse (site internet ou fichier)	4
☐ nom des juvéniles donné en fonction de leurs parents et leur rang de naissance	2
☐ suivi effectué par le vétérinaire	2
☐ aucun suivi, l'éleveur se « souvient »	0

Note sur la traçabilité et la tenue du registre d'élevage : /25→ /100

Conclusion de la visite :

Figure 72 : Graphique de synthèse sur la qualité de l'élevage de l'agame barbu d'Australie :



Points forts :

Points faibles :

Liste des problèmes :

3 améliorations à réaliser, choisies en relation avec les objectifs de l'éleveur :

-

-

-

Conclusion :

Un protocole d'audit d'élevage du gecko léopard et de l'agame barbu est proposé, qui prend en compte les données connues sur le maintien et la reproduction de ces deux espèces Cette thèse propose des chiffres de résultats moyens espérés pour évaluer l'élevage audité. Ces chiffres sont basés sur les résultats de 44 élevages de lézards francophones. Certains facteurs qui influencent la prolificité des geckos léopards ont aussi été analysés plus finement à partir d'un échantillon d'élevages. Les applications pourraient être d'améliorer la productivité en élevage, de contribuer à la protection d'espèces menacées ou d'aider le vétérinaire à détecter les signes précurseurs de pathologie en élevage via le bilan de reproduction.

Il serait utile de compléter les données recueillies en élevage afin d'obtenir des références plus précises sur certains critères qui pourraient ensuite être suivis pour étudier l'évolution de l'élevage de lézards. Une étude statistique analytique dans des conditions expérimentales serait nécessaire pour étudier finement et plus efficacement les facteurs qui influencent la reproduction du gecko léopard. Enfin, le questionnaire d'audit devra être testé en clientèle vétérinaire.

Bibliographie

1. ANTONINI, O. (2007a) La saga du gecko léopard : partie I : description et comportement dans le milieu naturel. *Reptilmag,* **Numéro 28 (avril-juin 2007),** 22-27.
2. ANTONINI, O. (2007b) La saga du gecko léopard : partie II : Elevage et reproduction. *Reptilmag,* **Numéro 29 (juillet-septembre 2007),** 24-29.
3. ANTONINI, O. (2007c) La saga du gecko léopard : partie III : Eléments de génétique. *Reptilmag,* **Numéro 30 (octobre à décembre 2007),** 20-24.
4. ARNE P. & MILLEMAN, Y. (2007) *Visite d'élevage porcin : application de la méthode d'approche globale.* Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Zootechnie et de Pathologie Médicale du Bétail et des Animaux de Basse-Cour, 14 p.
5. AULIO R., DAOUES. K., GÉRARD P., ET HUSSARD N. (Ed.) (2005) *Atlas de la terrariophilie : Volume 3, Les lézards*
6. BAUDIN, D. *élevage de geckos léopards à Longueil (Québec)* [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
7. BENNETT A. F. & LICHT, P. (1975) Evaporative water loss in scaleless snakes. *Comp Biochem Physiol A,* **52,** 213-5.
8. BONNET, O. (2006) *Elaboration d'un protocole de visite d'élevage des rongeurs et lagomorphes de compagnie,* Thèse Méd. Vét., ENVL, Lyon, 189 p.
9. BOSSE, P. (2002) *Le Logement en Elevage Bovin Laitier.* Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Zootechnie, 133 p.
10. BOULIC, C. (2007) *élevage de Pogona vitticeps* [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
11. BRAUN, L. (2004) *Physiologie et maîtrise de la reproduction chez les Reptiles et les Oiseaux,* Thèse Méd. Vét., ENVA, Maisons-alfort, 195 p.
12. BRULEY, A. (1997, modifiée le 1 septembre 1997). Elevage d'insectes. *In: Les lézards du Web*, [en-ligne], [http://abruley.free.fr/insect.htm] (consulté le: 3 août 2007)
13. BUSSIÉRAS J. & CHERMETTE, R. (1992) *Abrégé de Parasitologie vétérinaire (Tome 2).* Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Parasitologie, 186 p.
14. CHABASSE D. & MICHEL, M. (2006, modifiée le 10 mai 2005). Microsporidiose. *In: Association Française des Enseignants de Parasitologie et Mycologie : ANOFEL*, [en-ligne], [http://www.uvp5.univ-paris5.fr/campus-parasitologie/cycle2/poly/0600fra.asp] (consulté le: 15 avril 2007)
15. CHAHORY, S. (5 novembre 2006) *photo insolite ophtalmo* [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
16. CHAI, N. (2007) *NAC et Animaux sauvage : questions/réponses sur les reptiles*: Paris : Editions Yaboumba 12 p.
17. CLINEGECKO (2002, modifiée le 14 février 2008). Forum *gecko on line*. *In:* [en-ligne], [http://www.geckoonline.net] (consulté le: 14 février 2008)
18. DACHIU, R. V. (2000, modifiée le 1 octobre 2007). Well, we all knew it would happen one day - and that day has finally come! *In: Bearded Dragons and Other Creatures*, [en-ligne], Honey Brook (USA), [http://www.dachiu.com/albinopics/albino.html] (consulté le: 20 janvier 2008)
19. DACHIU, R. V. (2006, modifiée le 1 octobre 2007). Hypomelanism in Bearded Dragons. *In: Bearded Dragons and Other Creatures*, [en-ligne], Honey Brook (USA), [http://www.dachiu.com/care/hypomelanism.html] (consulté le: 19 janvier 2008)
20. DACHIU, R. V. (2007, modifiée le 1 octobre 2007). Leatherbacks, Silkbacks : Upcoming projects for 2007. *In: Bearded Dragons and other Creatures*, [en-ligne], Honey Brook (USA), [http://www.dachiu.com/projects.html] (consulté le: 20 janvier 2008)

21. DELEHAYE, J. (2008, modifiée le 1 décembre 2007). Tableau alimentation. *In: Pogona Vitticeps : le dragon barbu appelé plus couramment Pogona vitticeps*, [en-ligne], [http://www.reptilesreptiles.com/reptiles/index.html] (consulté le: 21 janvier 2008)
22. DEZ, G. (2007, modifiée le). phases et génétiques. *In: sugargekko.com*, [en-ligne], [http://www.sugargekko.com/phasesgenetiques/index.html] (consulté le:
23. DHAM, N. (2004) *Le Pogona vitticeps, un nouvel animal de compagnie,* Thèse Méd. Vét., ENVA, Maisons-alfort n°29, 79 p.
24. DIZIER, H. S. (2006, modifiée le). L'amibiase chez les Reptiles. *In: Les Dragons D'Asgard : Rubrique vétérinaire*, [en-ligne], Caen, [http://dragonsdasgard.actifforum.com/rubrique-veterinaire-f25/l-amibiase-a-entamoeba-invadens-chez-les-reptilesdiarrhees-t2525.htm?sid=013c946b9007dc9924c5296fdc70ed37] (consulté le: 14/01/2007)
25. DOUCET, A. (13 février 2008) *L'analyse de tes données* [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
26. DOYON, G. (17 novembre 2007) *Mail à la modératrice de reptilic, éleveuses d'agames barbus* [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
27. FRYE F., GERALG L., HOFF I. & JACOBSON, E. (1984) *Diseases of amphibians and reptiles,* New York: Plenum Press, 784 p.
28. FERTARD, B. (1983) *La Reproduction des reptiles : application à la terrariophilie,* Thèse Méd. Vét., ENVL, Lyon n°87, 139 p.
29. FRYE F., GERALG L. , HOFF I. & JACOBSON, E. (1984) *Diseases of amphibians and reptiles,* New York: Plenum Press, 784 p.
30. GELATT, K. N. (2007) *Veterinary Ophtalmology*: Blackwell Publishing Professional, 1696 p.
31. GÉRARD, P. (1997) *L'élevage du gecko léopard et autres Eublépharidés,* Monaco: GS Communication SAM, 66 p.
32. GÉRARD, P. & JULLIAN, S. (2001) *L'élevage des agames barbus et des uromastyx*: Bornemann p.
33. GIGAUT, L. (2006, modifiée le 9 août 2006). Gecko-farm. *In:* [en-ligne], [http://gecko-farm.over-blog.com] (consulté le: 14 août 2006)
34. GUILLON L. (21 avril 2007) [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
35. HAEYAERT, A. G. (2008, modifiée le 27 juin 2007). Tout savoir sur le gecko léopard. *In:* [en-ligne], [http://leekura.hautetfort.com/] (consulté le: 14 février 2008)
36. HAUPSCHILD, A. (2007) *L'Agame barbu, Pogona vitticeps,* Munster : Les guides Reptilmag, 61 p.
37. HENKEL F.W., KNÖTHIG M. & SCHMIDT, W. (2004) *Les Geckos léopard,* Münster : Matthias Schmidt Publication, 79 p.
38. KOHLER, G. (1997) *Incubation of Reptile Eggs,* Malabar (Floride): Krieger Publishing Compagny, 214 p.
39. KRAMER, M. H. (2006, modifiée le 1 janvier 2008). Bearded Dragon Medicine. *In: Western Veterinary Conference 2006*, [en-ligne], Miami (Floride), [http://www.vin.com/Members/Proceedings/Proceedings.plx?CID=wvc2006&PID=pr12285&O=VIN] (consulté le: 21 janvier 2008)
40. LAING, C. J., TRUBE, A., SHEA, G. M. & FRASER, D. R. (2001) The requirement for natural sunlight to prevent vitamin D deficiency in iguanian lizards. *J Zoo Wildl Med,* **32,** 342-8.
41. LELOGEAIS, K. (2007, modifiée le 8 mai 2007). tamagecko.com. *In:* [en-ligne], Paris, [http://www.cafesale.net/tamagecko/index.php] (consulté le: 12 févier 2008)
42. MADER, D. R. (2006) *Reptile Medecine and Surgery,* Saint Louis (Missouri) Elsevier Saunders, 1242 p.
43. MENGDEN, A. G., PLATZ, C. G. & HUBBARD, R. (1980) Semen collection, freezing and artificial insemination in snakes. *Reproductive Biology and Diseases of Captive Reptiles. The Society for the Study of Amphibians and Reptiles, Kansas. Oxford, Ohio***,** 71–78.

44. MONIZ, R. (20 janvier 2008) *informations* [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
45. NILAND, S. A. M. (2004, modifiée le 1 janvier 2008). Learning center. *In: Professional Herpetoculture for the Pet Trade*, [en-ligne], [http://www.vmsherp.com/LCLeopardNames.htm] (consulté le: 12 novembre 2006)
46. PACKARD, G. C., SOTHERLAND, P. R. & PACKARD, M. J. (1977) Adaptive reduction in permeability of avian eggshells to water vapour at high altitudes. *Nature,* **266,** 255-6.
47. PALMER, D. G., RUBEL, A., METTLER, F. & VOLKER, L. (1984) [Experimentally induced skin changes in tortoises by high parenteral doses of vitamin A]. *Zentralbl Veterinarmed A,* **31,** 625-33.
48. PIEAU, C. (2004, modifiée le 11 novembre 2004). Température et détermination du sexe chez les Vertébrés : quel(s) gènes(s). *In: Le génome sous influence*, [en-ligne], [http://www.diffusion.ens.fr/index.php?res=conf&idconf=480] (consulté le: 4 juillet 2006)
49. PNR (1998, modifiée le 1 février 2008). Humidification d'ambiance : version simplifiée de l'abaque psychrométrique simplifiée, 1923. *In:* [en-ligne], [http://www.pnr.fr/infohumi.htm] (consulté le: 20 février 2008)
50. POLACK, B. (11 novembre 2006) *Besoin d'un avis de parasitologue* [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
51. RATUS (9 août 2007) *these veto* [courrier électronique à GROSSET, C.], [en-ligne]. "communication personnelle"
52. RAYNAUD, A. (1982) [Effects of cytosine-arabinofuranoside on the development of reptilian embryos (*Lacerta viridis, Laur.* and *Anguis fragilis, L.)*]. *Arch Anat Microsc Morphol Exp,* **71,** 127-46.
53. RAYNAUD, A. & PIEAU, C. (1966) [Effects of oestradiol in the slow-worm (*Anguis fragilis L.*) embryo]. *C R Seances Soc Biol Fil,* **160,** 55-8.
54. RIVAL F, M. J. (2006) *Guide de la Réglementation Nationale sur la Faune Sauvage captive, bien comprendre la législation des NAC pour conseiller leurs propriétaires*: Virbac Santé Animale, 23 p.
55. ROY, A. M. (2008) *Visite sanitaire bovine, enjeux et pratiques. Formation au Mandat Sanitaire.* Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Maladies Contagieuses, 37 p.
56. SCHILLIGER, L. (1990) *Les affections parasitaires chez les Reptiles,* Thèse Méd. Vét., ENVN, Nantes n°109, 404 p.
57. SCHILLIGER, L. (1998, modifiée le 7 février 2006). Alimentation des tortues terrestres. *In: Acupulatta, Centre d'élevage et de protection de la tortue : conseils vétérinaires*, [en-ligne], [http://www.acupulatta.com/] (consulté le: 15 janvier 2008)
58. SCHILLIGER, L. (1999) Dominantes pathologiques de l'Agame barbu d'Australie. *Point vétérinaire,* **30,** 651-653.
59. SCHILLIGER, L. (2001) Neurologie des reptiles : Diagnostic des troubles nerveux. *Le Point vétérinaire,* **219,** 48-50.
60. SCHILLIGER, L. (2004a) *Guide pratique des Maladies des Reptiles en captivité,* Paris: Editions Med'Com, 224 p.
61. SCHILLIGER, L. (2004b) Le BA-BA de la terrariophilie *In Congrès de Belle-Ile 2004.* Belle-Ile en Mer, France, 2004, Paris, 1-35.
62. SCHILLIGER, L. (2006) Reptiles en croissance : la carence protéique et minérale est le risque alimentaire majeur. *La Semaine vétérinaire,* **n°1228,** 46-48.
63. SCHILLIGER, L. (2007) Les principales maladies des agames barbus d'australie : 1ère partie. *Reptilmag,* **30,** 42-44.
64. SCHILLIGER, L. (2008) Les principales maladies des agames babus d'Australie : 2è partie. *Reptilmag,* **31,** 42-45.

65. SMITH, C. (2004, modifiée le 31 décembre 2004). The History of German Giants. *In: The Reptile Rooms*, [en-ligne], [http://www.reptilerooms.com/Sections+index-req-listarticles-secid-1.html] (consulté le: 15 janvier 2008)
66. STAHL, S. J. (2001) Reptile Production Medicine. *Seminar in Avian and Exotic Pet Medicine,* **10,** 140-150.
67. STAHL, S. J. (2003) Pet Lizard Conditions and Syndroms. *Seminar in Avian and Exotic Pet Medicine,* **12(3),** 162-182.
68. TAYLOR MA. GEACH MR, C. W. (1999) Clinical and pathological observations on natural infections of cryptosporidiosis and flagellate protozoa in leopard geckos. *Veterinary-Record,* **145,** 695-699.
69. TREMPER, R. (2006, modifiée le 2 janvier 2008). Temperature Color dependance. *In: Leopardgecko.com*, [en-ligne], [http://www.leopardgecko.com/color.html] (consulté le: 30 juillet 2007)
70. TREMPER R., DE VOSJOLI P. & KLINGENBERG, R. (2005) *The herpetoculture of Leopard Geckos : twenty-seven Generations of Living Art*: Advanced Visions Inc., 259 p.
71. TREMPER, R. E. M. (2006, modifiée le 2 janvier 2008). The Leopard Gecko Rage. *In: Leopardgecko.com*, [en-ligne], [http://www.leopardgecko.com/] (consulté le: 4 septembre 2006)
72. VAISALA, O. (2007, modifiée le 28 juin 2007). Vaisala Humidity Calculator. *In:* [en-ligne], [http://www.vaisala.fr/convertisseurHR/?SectionUri=%2finstruments%2frhcalc] (consulté le: 20 février 2008)
73. VIENET, V. (2002) L'Agame barbu d'Australie en consultation. *Le Point vétérinaire,* **33,** 26-31.
74. WENTZ, D. S. (2000, modifiée le 6 août 2007). Adenovirus in Bearded Dragons. *In: Reptile rooms*, [en-ligne], [http://www.reptilerooms.com/Sections+index-req-viewarticle-artid-47-page-1.html] (consulté le: 8 août 2007)
75. WILLEMIN, F. (2006, modifiée le 21 janvier 2008). Logiciel en ligne pour la maintenance et l'analyse du cheptel. *In: free.fr*, [en-ligne], [http://snakestats.free.fr] (consulté le: 12 septembre 2006)
76. ZWILLING, E. (1955) Teratogenesis. *Analysis of development***,** 699-720.

Annexe 1 : Questionnaire diffusé par internet aux éleveurs de lézards :

1) Généralités :

Votre adresse mail : _____
Votre prénom ou pseudo : _____
Votre région : _____
Etes-vous un homme ou une femme ?_____
Quel âge avez-vous ?_____
Depuis combien de temps faites-vous de l'élevage ?_____
Êtes-vous capacitaire ?_____

Quelle(s) espèce(s) de reptile(s) élevez-vous (nombre de reproducteurs de chaque espèce entre parenthèses) ?_____

Appartenez-vous à une association de terrariophiles ?_____
Etes-vous abonné à une revue sur les reptiles ?_____
Avez-vous créé un site sur vos reptiles ?_____

2) Evaluation de la taille de votre élevage :

Actuellement, combien de reproducteurs (que vous faites VRAIMENT reproduire) détenez-vous ? _____
Savez-vous combien vous avez le droit d'en avoir au maximum ? _____
Combien de jeunes sont nés chez vous l'année dernière ?_____
Vendez-vous plutôt : à des connaissances/par internet sur les forum /par des petites annonces /autre : précisez :
_____
Faites vous des envois d'animaux ?_____
De combien de terrarium disposez vous ? _____
Les avez-vous acheté ou faits vous-même ?_____
Quelles sont les dimensions de vos terrarium (longueur/largeur/hauteur) et le nombre d'animaux maintenus dans chacun d'eux (ou ces données pour le terrarium moyen) ?

Avez-vous conçu votre incubateur ou l'avez-vous acheté tout fait ? _____
Votre élevage est-il situé chez vous ou dans un local séparé de votre domicile ? _____
Disposez vous d'un élevage de proies (souris/grillons/teignes/vers à soie…) chez vous ?_____
Si oui de quel type ?_____

3) Santé, bien être :

Vermifugez vous vos Reptiles ?_____
Si oui avec quel produit, à quelle fréquence ?_____

Vos animaux sont-ils importés issus du milieu sauvage/ importés issus d'élevages à l'étranger (si oui d'où ?) / issus d'un élevage en France ? _____

Avez-vous déjà eu des infestations d'Ophionyssus natricis chez vous?_____
Avez-vous déjà eu des problèmes d'obstruction digestive avec vos reptiles ?_____
Avez-vous déjà eu des problèmes de rétention d'œufs dans votre élevage ?_____

Décrivez *rapidement* comment vous faites hiberner vos reptiles (température, durée d'hivernation, lumière ou pas) :

Quelle alimentation donnez-vous à vos lézards ?

Rajoutez vous du calcium ? _____
Utilisez-vous des lampes UV ?_____
Distribuez-vous des vitamines, lesquelles et à quelle fréquence ? _____
Utilisez vous des thermostats ? _____
Utilisez vous des décors dans votre terrarium ou le strict minimum (cachette, papier absorbant/journal, bac à eau) ?_____
Utilisez vous du substrat dans vos terrarium ?_____
Si oui de quel type ?_____
La désinfection complète (plus rien dans le terrarium) est effectuée en moyenne : jamais /1 fois tous les ans/ 1 fois tous les 6 mois / 1 fois par mois/ 1 fois par semaine/plus souvent : _____
Manipulez vous vos reptiles : jamais / 1 fois par mois / 1 fois par semaine / 1 fois par jour / plusieurs fois par jour : _____

4) Reproduction :

Laissez-vous les reproducteurs dans le même terrarium à temps plein ? _____
En pourcentage, combien de petits perdez-vous entre l'éclosion et la vente ?_____
Laissez-vous les petits ensemble ou dans des boîtes séparées ?_____
Avez-vous déjà eu des problèmes de malformations de bébés ?_____
Quand vous constatez des problèmes dans votre élevage, à qui posez-vous des questions ? à des amis expérimentés/ à votre vétérinaire / à un vendeur d'animalerie spécialisée / vous posez des questions sur les forums ?_____(plusieurs réponses possibles)

5) L'avenir :

A long terme, quel est votre objectif ? (entourez la ou les réponses exactes)
gagner de l'argent pour acquérir des reptiles plus rares/continuer toujours et encore c'est ma passion/ créer de nouvelles phases plus belles/augmenter la rentabilité de mon élevage/augmenter la prolificité de mes animaux/ augmenter la longévité, la résistance de mes animaux/autre objectif : précisez :
_____

Quels mots clefs utiliseriez-vous pour décrire un élevage de reptiles de qualité ? _____

Annexe 2 : Tracé du graphique « radar » sous Excel et interprétation

Les indications données dans cette thèse sont valables pour la version d'Excel incluse dans Office 2003 pour PC. Pour exemple, on a rempli le questionnaire d'audit pour mon élevage personnel de geckos léopards et pour le pire élevage visité. Les notes sur 100 obtenues pour les deux élevages sont indiquées dans le Tableau 34.

Tableau 34 : Notes au questionnaire obtenues dans deux élevages de geckos léopards :

	élevage personnel	*pire élevage*
difficulté de l'élevage	45	70
technicité de l'éleveur	80	56
protection sanitaire de l'élevage	55	3
logement et ambiance	54	26
alimentation	70	15
traçabilité	76	0

Pour tracer le graphique radar pour un élevage, il suffit de sélectionner les données de « difficulté d'élevage » à la case « 76 » (score pour le critère de traçabilité), puis de cliquer dans « Insertion », « Graphique ». Ensuite il faut sélectionner le type de graphique « Radar » et cliquer le dessin le plus à droite, représentant le graphique « Radar plein ». Cliquez sur « Suivant » en bas de la fenêtre et sélectionnez « Colonnes », puis cliquez à nouveau sur « Suivant ». Le premier onglet permet d'ajouter un titre au graphique, par exemple le nom de l'élevage. Dans l'onglet des graduations, décochez la case « Graduations secondaires ». L'onglet « Légende » permet d'enlever la légende qui n'a pas d'intérêt ici, en décochant la case correspondante. On peut ensuite cliquer sur « Suivant » et sélectionner la feuille Excel en cours pour insérer le graphique.

Remarque : Par défaut, le générateur de graphique prend comme maximum de l'axe la valeur maximale du tableau. Il faut donc cliquer avec le bouton droit de la souris sur un axe du graphique. Attention, si on clique à côté, on n'obtient pas le bon menu. Le menu à obtenir est indiqué par la Figure 73. Puis on ouvre la fenêtre « Format de l'axe » (voir Figure 74). Il faut remplacer le maximum par 100 et choisir une unité de graduations de 20. Le Graphique apparaît alors comme sur les Figures 75 et 76.

Figure 73 : Menu déroulant de Excel permettant de changer les graduations de l'axe du graphique « Radar »

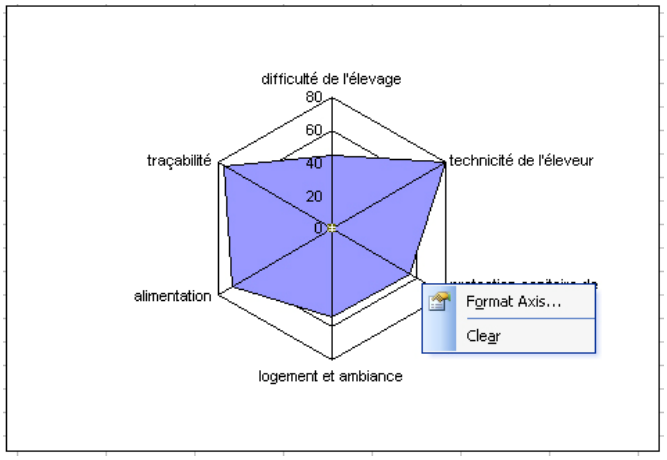


Figure 74 : Menu « Format de l'axe » de Excel permettant de changer les graduations de l'axe du graphique « Radar »

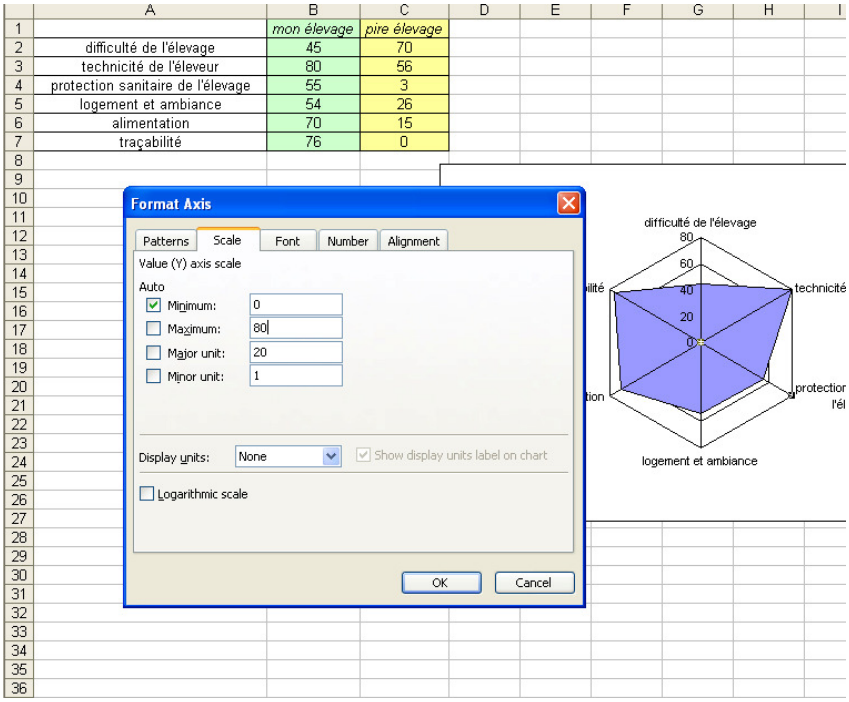
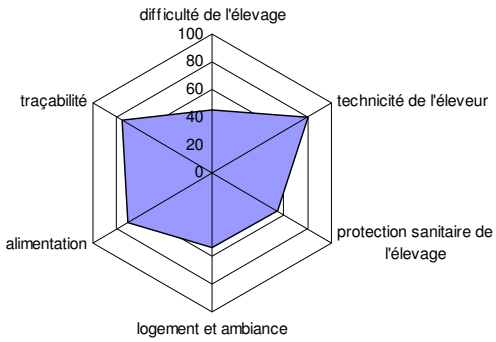


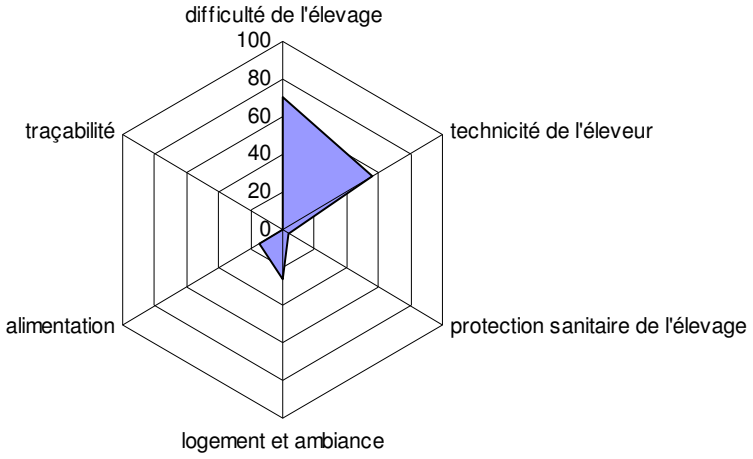
Figure 75 : Graphique de synthèse obtenu pour l'audit de mon élevage de geckos léopards



L'interprétation de ce graphique montre que la difficulté de mon élevage était compatible avec mes connaissances d'éleveuse, car je possédais assez peu de geckos léopards. On observe

que le point faible de mon élevage était le logement, car il était situé dans ma chambre, et la protection sanitaire puisque l'infirmerie, la quarantaine et l'élevage étaient situés dans ma chambre…

Figure 76 : Graphique de synthèse obtenu pour le mauvais élevage de geckos léopards audité :



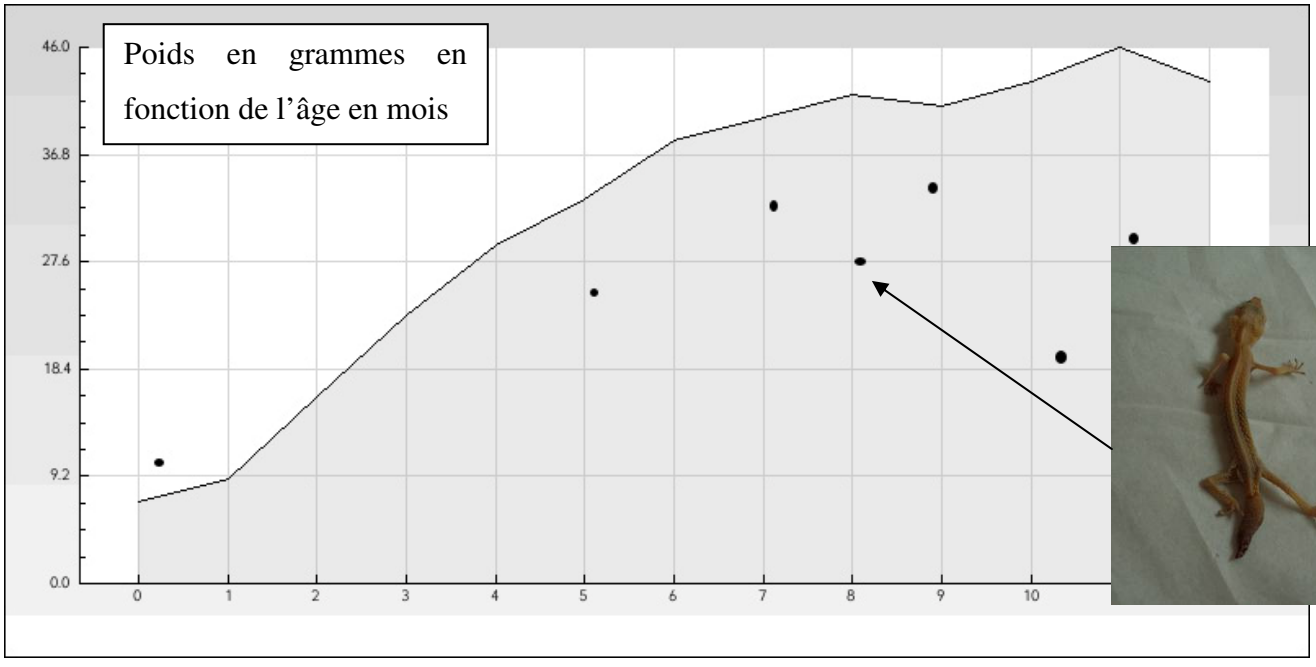
La Figure 76 montre que la difficulté de cet élevage était assez élevée, du fait du grand nombre d'animaux, de la présence de phases fragiles, rares et coûteuses. La technicité de l'éleveur était moyenne. Un local d'élevage distinct du logement était prévu mais il n'était pas nettoyé : de la terre était présente sur le sol et de nombreux grillons couraient dans la pièce. Le local de quarantaine se situait dans le domicile de l'éleveur, y compris dans la salle à manger. Les geckos ne vivaient pas dans des terrariums mais dans des boîtes en plastique et en verre superposées remplies d'écorces d'arbre ou de sciure de bois, sans lampe UV, ni calcium, ni boîte de ponte pour les femelles. L'hygiène des terrariums était très insuffisante : certaines boîtes présentaient un substrat humide et de la condensation sur les parois. Les geckos côtoyaient des mygales dans la pièce d'élevage, manipulées par l'éleveur sans lavage de main et des échanges entre élevages de geckos avaient lieu plusieurs fois par an, sans quarantaine. Cet élevage présentait par ailleurs une épidémie d'amibiase qui décimait les animaux. Cela explique que l'éleveur débordé ne pouvait assurer une hygiène satisfaisante. Cet exemple montre que le graphique de synthèse est assez représentatif pour un élevage mal tenu : hormis la difficulté de l'élevage, l'aire colorée est présente sur une très faible surface.

Annexe 3 : Notice d'utilisation des courbes de croissance pour les animaux de l'élevage audités :

Les courbes de croissance issues de reptilstats indiquent la croissance moyenne espérée pour les juvéniles de moins de 1 an, ou de moins de 6 mois selon les figures (Willemin, F., 2006). L'âge maximal a été déterminé selon le nombre d'observations recueillies dans « reptilstats » pour obtenir une courbe moyenne assez fiable. Le vétérinaire qui réalise l'audit soit représenter chaque juvénile de l'élevage par un point tracé en fonction de l'âge de l'animal en mois en abscisse et de son poids ou de sa taille en ordonnée, selon le graphique. La figure obtenue permet d'évaluer l'élevage par rapport à un idéal de croissance attendu. Plusieurs cas de figure peuvent se présenter :

- Animaux anormalement maigres (voir Figure 77)
- Animaux de taille ou de poids hétérogène : rechercher si les animaux anormalement maigres sont dans le même terrarium, surpeuplé ou moins chauffé par exemple.
- Animaux anormalement grands pour leur âge : dans ce cas, les risques de rétention d'œufs sont accrus pour les femelles qui font une puberté précoce (voir 3.1.4.1. Rétentions d'œufs pré-ovulatoires ou rétention folliculaire **:** (Schilliger, L., 2004a) : page 81)
- Animaux de l'élevage ayant une croissance globalement conformes à la moyenne

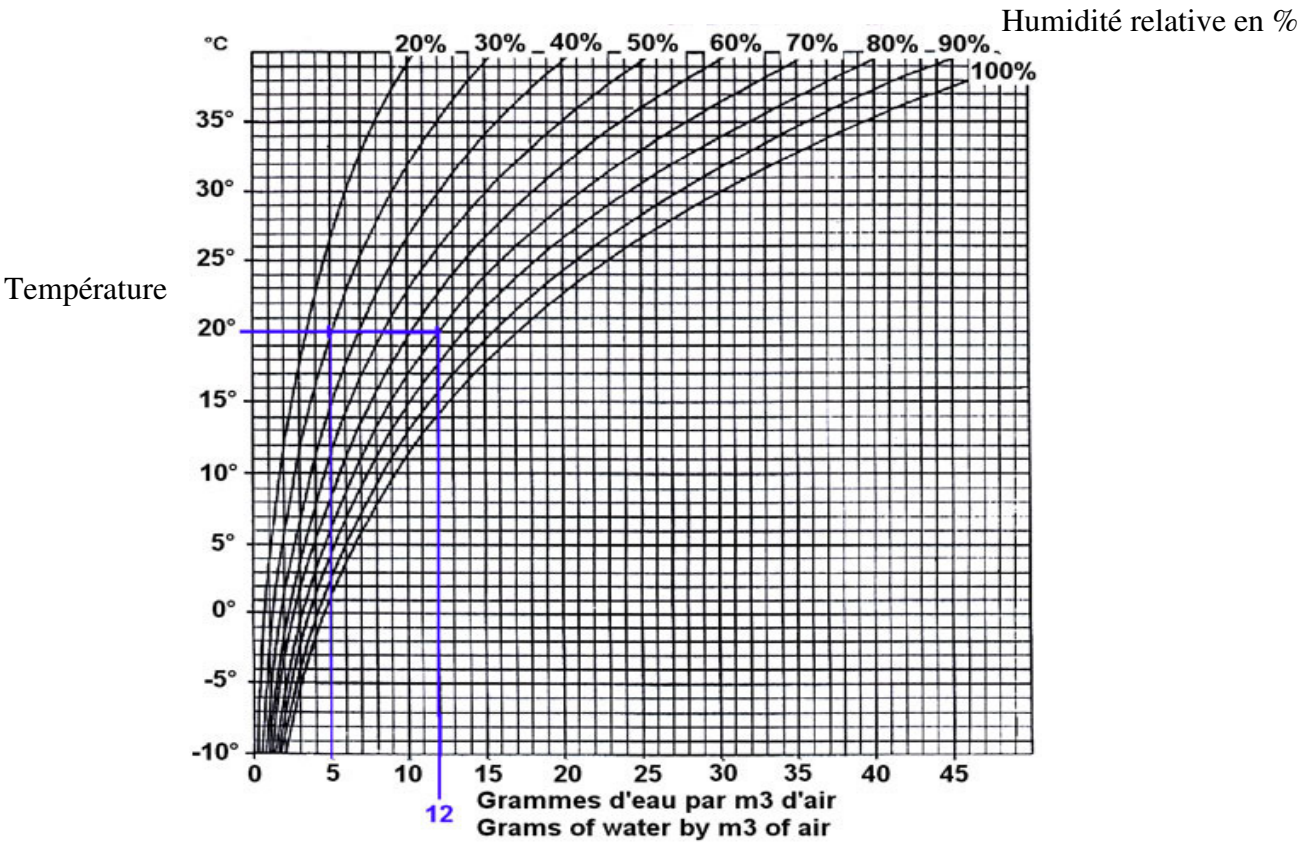
Figure 77 : Exemple de courbe de poids de geckos léopards dans un élevage et exemple d'un animal cachectique correspondant, atteint d'amibiase



Annexe 4 : Conversion de l'humidité relative en humidité absolue en fonction de la température :

Les humidités absolues sont comparables entre elles, d'où l'intérêt de les calculer. Quelle que soit la température mesurée, on pourra se reporter à l'abaque de la Figure 78. En reportant la température et l'hygrométrie relative mesurées, on obtient l'hygrométrie absolue, exprimée en grammes de vapeur d'eau par m^3 d'air. Par exemple si on mesure une hygrométrie relative de 70% à 20°C, alors l'hygrométrie absolue vaut 12 grammes de vapeur d'eau par m^3 d'air. Mais ces mesures sont peu précises.

Figure 78 : Abaque de conversion de l'humidité relative en humidité absolue pour une pression atmosphérique normale de 1013 mbar (Pnr, 1998)



L'humidité absolue peut aussi se calculer par la formule : HA= HR x Q avec Q, la quantité d'eau en g par kg d'air sec, contenue dans l'air saturé en humidité, c'est-à-dire pour HR=100% (Bosse, P., 2002). Q est indiquée sur le Tableau 35, utilisable jusqu'à une température de 30°C. Les hygrométries absolues issues de l'abaque de sont donc pas comparables avec celles issues du tableau en raison des unités différentes.

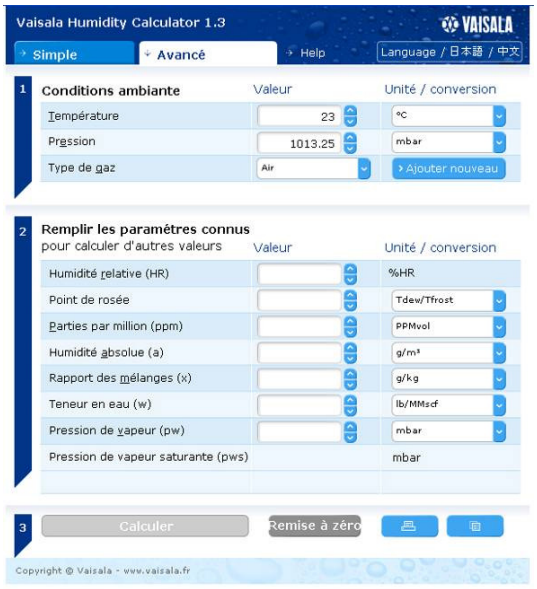
Tableau 35 : Tableau indiquant l'humidité absolue de l'air saturé d'humidité (en grammes de vapeur d'eau/kg d'air) en fonction de sa température (d'après Bosse, P., 2002)

T en °C	Q en g/kg
22	16.60
22.25	16.87
22.5	17.15
22.75	17.42
23	17.70
23.25	17.97
23.5	18.25
23.75	18.52
24	18.80
24.25	19.10
24.5	19.40
24.75	19.70
25	20.00
25.25	20.35
25.5	20.70
25.75	21.05
26	21.40

T en °C	Q en g/kg
26.25	21.70
26.5	22.00
26.75	22.30
27	22.60
27.25	22.95
27.5	23.30
27.75	23.65
28	24.00
28.25	24.40
28.5	24.80
28.75	25.20
29	25.60
29.25	26.00
29.5	26.40
29.75	26.80
30	27.40

On peut aussi utiliser un convertisseur sur internet pour obtenir des données plus précises quelle que soit la température mesurée. Par exemple, on peut utiliser un convertisseur gratuit en français utilisable sous Windows à partir de Windows 98. La Figure 78 montre l'aspect de ce convertisseur. En cliquant dans l'onglet « Avancé », on peut entrer une température et une humidité relative. Puis en cliquant sur « Calculer », le convertisseur fournit l'humidité absolue en g de vapeurs d'eau par m^3 d'air.

Figure 78 : Copie d'écran d'un convertisseur d'humidité relative en humidité absolue en fonction de la température, disponible sur internet (Vaisala, O., 2007)



Proposition d'un protocole d'audit d'élevage pour le gecko léopard (*Eublepharis macularius*) et l'agame barbu d'Australie (*Pogona vitticeps*)

Claire GROSSET

Résumé

Cette thèse est destinée aux vétérinaires rencontrant occasionnellement des lézards en consultation, ou aux vétérinaires plus « spécialisés » sur les reptiles recherchant un document de synthèse. Le gecko léopard et l'agame barbu d'Australie sont des lézards relativement fréquents en France. Les données bibliographiques résument les paramètres zootechniques, les critères de biosécurité et les facteurs influençant les principales affections en élevage.

Une enquête a été menée en diffusant des questionnaires par internet. 44 éleveurs francophones de lézards ont répondu à ce questionnaire. Leur expérience d'éleveur était de 3 ans en moyenne pour un âge moyen de 25 ans. 72% possédaient plusieurs espèces de reptiles. Les élevages enquêtés comportaient 4 femelles reproductrices en moyenne. Chaque élevage vendait en moyenne 14 geckos léopards juvéniles par an et 60 agames barbus juvéniles par an. L'analyse de ces questionnaires a permis de classer les élevages en fonction de facteurs influençant la reproduction. Avec toutes ces données, deux protocoles d'audit ont été créés, permettant de dégager les points forts et les points faibles d'un élevage. Ces protocoles restent à tester en clientèle vétérinaire.

Mots clés : AUDIT, ELEVAGE, REPRODUCTION, ANIMAUX EN CAPTIVITE, GECKO LEOPARD, *EUBLEPHARIS MACULARIUS*, AGAME BARBU, *POGONA VITTICEPS*

Jury :

Président : Pr.

Directeur : Pr. P.Bossé

Assesseur : Pr. R.Chermette

Adresse de l'auteur :

Claire Grosset

3 allée Pleyel

95520 OSNY

FRANCE

Creation of breeding audit questionnaires applied to the leopard gecko (*Eublepharis macularius*) and the bearded dragon (*Pogona vitticeps*).

Claire GROSSET

Summary

This veterinary thesis is destined to veterinarians who occasionally see lizards in their common practice, or to veterinarians who see reptiles everyday and who are looking for a synthesis document. Leopard geckos and bearded dragons are relatively current in France. The knowledge about the environment, the reproduction and the pathology of the lizards in captivity are resumed, underlying the consequences on the biosafety and on the productivity of the breeding.

A data base has been made with 44 reports collected among Francophone fanciers. The average age of the fanciers was 25 years old, and they had usually a background of 3 years of breeding. 72% of them possessed more than one reptile. An average number of 4 females were bred by each fancier. The average numbers of animals sold per year were 14 young leopard geckos or 60 young bearded dragons. The analysis enabled to classify the fanciers, by using factors that potentially influence reproduction. With all those data, two audit questionnaires have been developed. They help to underline the positive and negative points of each fancier. These questionnaires have still to be tested in several veterinarian practices.

Keywords : AUDIT, BREEDING, REPRODUCTION, LEOPARD GECKO, *EUBLEPHARIS MACULARIUS*, BEARDED DRAGON, *POGONA VITTICEPS*

Jury :

President : Pr.

Director : Pr.Bossé

Assessor : Pr.Chermette

Author's address:

3 allée Pleyel

95520 OSNY

FRANCE