



HAL
open science

Atlas anatomique de l'agame barbu (*Pogona vitticeps* [AHL, 1926]): ostéologie et tomodensitométrie 3D

Eva Masson

► **To cite this version:**

Eva Masson. Atlas anatomique de l'agame barbu (*Pogona vitticeps* [AHL, 1926]): ostéologie et tomodensitométrie 3D. Sciences du Vivant [q-bio]. 2023. dumas-04231110

HAL Id: dumas-04231110

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04231110v1>

Submitted on 6 Oct 2023

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

ANNEE 2023 - Thèse n° 27

**ATLAS ANATOMIQUE DE L'AGAME BARBU
(*POGONA VITTICEPS* [AHL, 1926]) :
OSTEOLOGIE ET TOMODENSITOMETRIE 3D**

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université de Nantes

le 06/07/2023

par

Eva MASSON

Sous la direction de

Monsieur Claude GUINTARD

Président du jury : Monsieur Antoine HAMEL, Professeur à la faculté de médecine de Nantes

Membres du jury : Monsieur Claude GUINTARD, Professeur à Oniris

Monsieur Éric BETTI, Professeur à Oniris

ANNEE 2023 - Thèse n° 27

**ATLAS ANATOMIQUE DE L'AGAME BARBU
(*POGONA VITTICEPS* [AHL, 1926]) :
OSTEOLOGIE ET TOMODENSITOMETRIE 3D**

THÈSE

pour l'obtention du diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université de Nantes

le 06/07/2023

par

Eva MASSON

Sous la direction de

Monsieur Claude GUINTARD

Président du jury : Monsieur Antoine HAMEL, Professeur à la faculté de médecine de Nantes

Membres du jury : Monsieur Claude GUINTARD, Professeur à Oniris

Monsieur Éric BETTI, Professeur à Oniris

Département **BPSA** Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment

Responsable : **Emmanuel JAFFRES** – Adjointe : **Frédérique NGUYEN**

Nutrition et Endocrinologie		
Pharmacologie et Toxicologie	Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Yassine MALLEM (Pr) Hervé POULIQUEN (Pr)	Antoine ROSTANG (MC) Meg-Anne MORICEAU (CERC) Martine KAMMERER (PR émérite)
Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire	Jean-Marie BACH (Pr) Lionel MARTIGNAT (Pr) Julie HERVE (MC HDR) Grégoire MIGNOT (MC)	Solenn GAVAUD (CERC)
Histologie et anatomie pathologique	Marie-Anne COLLE (Pr) Jérôme ABADIE (MC)	Laetitia JAILLARDON (MC) Frédérique NGUYEN (MC)
Pathologie générale, microbiologie et immunologie		
Biochimie alimentaire industrielle	Carole PROST (Pr) Joëlle GRUA (MC)	Clément CATANEO (MC) Alix KHALIL (MC) Laurent LE THUAUT (MC)
Microbiotech	Hervé PREVOST (Pr) Géraldine BOUE (MC) Nabila HADDAD (MC) Emmanuel JAFFRES (MC)	Mathilde MOSSER (MC) Boris MISERY (MC) Raouf TAREB (MC) Quentin PRUVOST (CEC)
PACENV = VET1	Eléonore BOUGUYON (PRAG) Nicolas BROSSAUD (PRAG)	

Département **SAESP** Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique

Responsable : **Raphaël GUATTEO** – Adjoint : **Jean-Michel CAPPELIER**

Elevage, nutrition et santé des animaux domestiques	Nathalie BAREILLE (Pr) François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (Pr) Lucile MARTIN (Pr)	Juan Manuel ARIZA CHACON (MC) Ségolène CALVEZ (MC HDR) Aurélien MADOUASSE (MC) Nora NAVARRO-GONZALES (MC)
Infectiologie	Alain CHAUVIN (Pr) François MEURENS (Pr) Emmanuelle MOREAU (Pr) Nathalie RUVOEN-CLOUET (Pr)	Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC) Léa LOISEL (AERC) Kenny OBERLE (MC) Nadine RAVINET (MC)
Médecine des animaux d'élevage	Catherine BELLOC (Pr) Christophe CHARTIER (Pr) Raphaël GUATTEO (Pr) Anne RELUN (MC)	Sébastien ASSIE (MC) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MARIDOR (MC) Maud ROUAULT (AERC)
Hygiène et qualité des aliments	Jean-Michel CAPPELIER (Pr) Louis DELAUNAY (CERC) Bruno LE BIZEC (Pr) Marie-France PILET (Pr)	Fanny RENOIS-MEURENS (MC HDR) Sofia STRUBBIA (MC)

Département DSC Sciences cliniques		
Responsable : Catherine IBISCH – Adjoint : Marion FUSELLIER		
Anatomie comparée	Eric BETTI (MC) Claude GUINTARD (MC) Margarida RIBEIRO DA SILVA NEUNLIST (MC)	
Pathologie chirurgicale et anesthésiologie	Eric AGUADO (Pr) Olivier GAUTHIER (Pr) Eric GOYENVALLE (MC HDR)	Pierre MAITRE (MC) Caroline TESSIER (MC) Gwénola TOUZOT-JOURDE (MC) Claire DEFOURMSTRAUX (MC)
Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie	Jacques GUILLOT (Pr) Emmanuel BENSIGNOR (Pr Ass)	Sabrina VIEU (AERC)
Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire	Anne COUROUCE (Pr) Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Françoise ROUX (Pr) Juan HERNANDEZ-RODRIGUEZ (Pr Ass) Nora BOUHSINA (MC)	Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MC) Marion FUSELLIER-TESSON (MC HDR) Catherine IBISCH (MC) Aurélia LEROUX (MC) Odile SENECAT (MC)
Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Jean-François BRUYAS (Pr) Francis FIENI (Pr)	Djemil BENCHARIF (Pr) Lamia BRIAND (MC HDR)
Département GPA Génie des procédés alimentaires		
Responsable : Sébastien CURET-PLOQUIN – Adjointe : Vanessa JURY		
Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET-PLOQUIN (Pr) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr)	Alain LEBAIL (Pr) Olivier ROUAUD (Pr) Kévin CROUVISIER-URION (MC) Vanessa JURY (MC HDR) Emilie KORBEL (MC)	Jean-Yves MONTEAU (MC HDR) Eve-Anne NORWOOD (MC) Raphaël PORYLES (MC) Laurence POTTIER (MC) Cyril TOUBLANC (MC)
PAC-ING	Cyril Gaillard (PCEA)	
Département MSC Management, statistiques et communication		
Responsable : Samira ROUSSELIERE – Adjointe : Véronique CARIOU		
Mathématiques, statistiques, informatique	El Mostafa QANNARI (Pr émérite) Chantal THORIN (Pr Ag) Evelyne VIGNEAU (Pr)	Véronique CARIOU (Pr) Benjamin MAHIEU (MC) Michel SEMENOU (MC)
Economie, gestion, législation	Jean-Marc FERRANDI (Pr) Pascal BARILLOT (MC) Ibrahima BARRY (MC) Florence BEAUGRAND (MC)	Sibylle DUCHAINE (MC) Sonia MAHJOUB (MC) Samira ROUSSELIERE (MC) Christophe PAPINEAU (Ens. Cont.)
Langues et communication	Marc BRIDOU (PLPA) David GUYLER (Ens. Cont.) Nathalie GOODENOUGH (PCEA) Patricia JOSSE (Ens. Cont.)	Shaun MEEHAN (Ens. Cont.) Linda MORRIS (PCEA) Ian NICHOLSON (ENS. Cont.)

Pr Ag : Professeur Agrégé, Pr : Professeur, MC : Maître de Conférence, MCC : MC contractuel,
PLPA : Professeur Lycée Professionnel Agricole, PCEA : Professeur Certifié Enseignement Agricole,
HDR : Habilité à Diriger des Recherches, CERC : Chargé d'Enseignement et de Recherche Contractuel, Ens.
Cont. : Enseignant Contractuel

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source. Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé.

Cette thèse devra donc être citée comme suit :

MASSON E. (2023). Atlas anatomique de l'agame barbu (*Pogona vitticeps* [Ahl, 1926]) : Ostéologie et tomодensitométrie 3D. Thèse de doctorat vétérinaire. Oniris : UFR de Médecine de l'Université de Nantes, 85 p.

Le défaut de citation est considéré comme du plagiat. Ce dernier est, en accord avec la loi française, passible de sanction allant jusqu'à 3 ans d'emprisonnement et 300 000 euros d'amende

REMERCIEMENTS

A Monsieur **Antoine HAMEL**, Docteur en médecine
Professeur à la Faculté de Médecine de Nantes
Praticien Hospitalier, service de Chirurgie Infantile du CHU de Nantes

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de jury de cette thèse et m'avoir accordé du temps pour évaluer ce travail. Veuillez trouver ici l'expression de ma profonde reconnaissance et de mes plus chaleureux remerciements.

A Monsieur **Claude GUINTARD**, Docteur vétérinaire
Maitre de conférences, service d'Anatomie Comparée de l'Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes Atlantique – ONIRIS

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter d'encadrer ce travail et de me transmettre vos connaissances et votre savoir-faire pour la rédaction de cette thèse. Pour votre enthousiasme, votre soutien, votre gentillesse, et votre disponibilité incroyables. Veuillez trouver ici l'expression de ma profonde reconnaissance et de mes plus chaleureux remerciements.

A Monsieur **Éric BETTI**, Docteur vétérinaire
Maitre de conférences, service d'Anatomie Comparée de l'Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation Nantes Atlantique – ONIRIS

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de prendre part au jury de cette thèse et pour votre soutien sans faille dans mes recherches bibliographiques et expérimentales. Pour votre enthousiasme, votre soutien, votre gentillesse, et votre disponibilité incroyables. Veuillez trouver ici l'expression de ma profonde reconnaissance et de mes plus chaleureux remerciements.

A Madame **Catherine PICARD**,

Sans qui ce travail n'aurait jamais pu exister. Merci pour ton aide indispensable, ton implication et ton expertise. Je te souhaite une très chaleureuse continuation.

A Monsieur **Cédric TAVERNIER**,

Merci pour votre aide, votre disponibilité et votre expertise dans la réalisation des examens tomodensitométriques. Bonne continuation à vous.

TABLES DES MATIÈRES

TABLES DES ANNEXES	10
TABLE DES ILLUSTRATIONS	10
INTRODUCTION	10
PARTIE 1 : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE	15
I. LE MODÈLE ÉTUDIÉ : <i>Pogona vitticeps</i>	15
A. CLASSIFICATION TAXONOMIQUE ET PHYLOGÉNÉTIQUE	15
B. MORPHOLOGIE EXTERNE	16
C. BIOLOGIE DU <i>POGONA VITTICEPS</i> A L'ÉTAT SAUVAGE	17
1. STATUT UICN : MENACES ET CONSERVATION	17
2. RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE ET BIOTOPE	18
3. MODE DE VIE ET COMPORTEMENT	19
4. REPRODUCTION	20
5. ALIMENTATION	20
D. BIOLOGIE DU <i>POGONA VITTICEPS</i> EN CAPTIVITÉ	20
1. ORIGINE DE LA « DOMESTICATION »	20
2. RECENSEMENT ET ÉTAT DES LIEUX	21
3. ENVIRONNEMENT	21
4. ÉLEVAGE ET REPRODUCTION	23
5. ALIMENTATION	23
E. ANATOMIE DESCRIPTIVE	25
1. OSTEOLOGIE ET ARTHROLOGIE	25
2. SPLANCHNOLOGIE	48
3. MYOLOGIE	52
4. ANGIOLOGIE	53
5. NEUROANATOMIE	56
II. FORMATION DE L'IMAGE SCANNER	57
A. ACQUISITION DES IMAGES	57
1. PRINCIPE PHYSIQUE	57
2. PRINCIPE D'ACQUISITION DES DONNÉES	57
B. CONSTRUCTION DES IMAGES PAR TRAITEMENT DES DONNÉES INFORMATIQUES	57
C. VISUALISATION DES IMAGES	57
PARTIE 2 : ÉTUDE EXPÉRIMENTALE	59
DISCUSSION	71
CONCLUSION	73
BIBLIOGRAPHIE	75

TABLES DES ANNEXES

Annexe 1 : Classification taxonomique traditionnelle des différentes espèces de squamates et sphénodontiens évoquées dans le texte _____ 81

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figure 1 : Cladogramme ; les « reptiles » un groupe paraphylétique et place des sauropsides dans l'arbre des vertébrés ⁴⁸ , d'après Petter Bockman _____	15
Figure 2 : Pogona vitticeps allongé sur le sol, par David Paul ³³ _____	16
Figure 3 : Individu orangé Pogona vitticeps du sud de l'Australie, par S.Mahony ⁴⁵ _____	16
Figure 4 : Pores fémoraux et cloacaux chez un Pogona vitticeps ⁵² _____	17
Figure 5 : Statut du Pogona vitticeps au sein de la liste rouge de l'UICN ³⁰ _____	17
Figure 6 : Aire de répartition du Pogona vitticeps, selon la liste rouge de l'UICN, selon Stewart MacDonald ³⁰ _____	18
Figure 7 : Aire de répartition du genre Pogona selon Julie E. Rej and T. Andrew Joyner ⁴¹ d'après la classification Wilson & Swan ⁴⁴ _____	18
Figure 8 : Pogona vitticeps, par S.Swanson ⁴⁵ _____	19
Figure 9 : Pogona vitticeps avec la barbe gonflée et noire, par Ashley Whitworth _____	19
Figure 10 : Classement des dix pays européens à la population de reptiles domestiques la plus importante en 2019, d'après Statista ⁴² _____	21
Figure 11 : Exemple d'aménagement de terrarium pour un agame barbu _____	22
Figure 12 : Utilisation du spectre de la lumière, selon M.Baines ¹⁶ _____	23
Figure 13 : Tissu osseux à la coupe de la diaphyse des os longs de Sitana ponticeriana. _____	25
Figure 14 : Diagramme du crâne de diapside modifié ¹⁶ _____	26
Figure 15 : Diagramme du crâne reptilien, d'après Jollie ²³ _____	26
Figure 16 : Anatomie du crâne d'un Pogona vitticeps adulte ³⁴ _____	27
Figure 17 : Les deux types de crânes des Agamidés selon Evans ¹⁹ _____	28
Figure 18 : Vue dorsale du toit du crâne de T.lessonae ²⁰ (modifié) _____	29
Figure 19 : Vue latérale du crâne de T. ruderatus ²⁰ _____	29
Figure 20 : Vue ventrale du crâne de T.ruderatus ²⁰ _____	30
Figure 21 : Explication schématique des changements d'implantation dentaire tout au long de l'ontogenèse et de l'usure des dents d'après Haridy _____	32
Figure 22 : Mandibule de T.ruderatus ²⁰ _____	33
Figure 23 : Appareil hyoïdien de A, Mabuya. B, Varanus. C, Anolis, d'après Gnanamuthu ²³ _____	34
Figure 24 : Appareil hyoïdien de Latastia longicaudata et Lacerta oxycephala ²⁷ _____	34
Figure 25 : Schéma des premières vertèbres cervicales selon Hoffstetter, de Agama agama, en vue latérale gauche ²³ _____	36
Figure 26 : Schéma des vertèbres cervicales de Calotes versicolor, en vue latérale droite ¹ _____	36
Figure 27 : Atlas de Pseudopodus apodus ⁷ _____	36
Figure 28 : Axis de Pseudopodus apodus ⁷ _____	37
Figure 29 : Vertèbre caudale de varan selon A. Bellairs et Underwood ²³ _____	38
Figure 30 : Schéma du squelette zonal des squamates ⁴⁶ _____	38
Figure 31 : Schéma (a) d'une interclavicule de Uromastix aegyptia microlepis en vue ventrale et (b) d'une articulation de la clavicule avec la suprascapula en vue latérale gauche ¹ _____	39
Figure 32 : Représentation schématique de l'os scapulocoracoïde chez (A) un alligator et (B,C) un Shinisaurus respectivement sub-adulte et juvénile ⁵⁰ _____	39
Figure 33 : Reconstruction scanner de la ceinture pectorale de Anolis lineatopus ⁴⁶ _____	40
Figure 34 : Reconstruction scanner de l'os scapulocoracoïde gauche en vue latérale de Cophosaurus texanus ⁴⁶ _____	40
Figure 35 : Schéma de l'organisation sternale et de gastralia du Stenocercus guentheri ⁴⁷ , en vue ventrale _____	41
Figure 36 : Motifs organisationnels du sternum et des gastralia chez les squamates de type Tropiciduridés ⁴⁷ _____	42
Figure 37 : Schéma de différentes ceintures pelviennes de squamates, selon Hoffman ²³ _____	43

Figure 38 : Photographies et illustrations de la ceinture pelvienne de différents Squamates ³⁶	43
Figure 39 : Schéma d'un humérus gauche de <i>Sphenodon punctatus</i> d'après Verluys ²³	44
Figure 40 : Développement embryonnaire du carpe droit du <i>Pogona vitticeps</i> ¹⁵	45
Figure 41 : Schéma du carpe gauche de <i>Sphenodon</i> , d'après Schauinsland ²³	45
Figure 42 : Schéma de l'organisation du carpe droit d'un <i>Pogona vitticeps</i> juvénile ¹⁵	46
Figure 43 : Schéma d'un fémur de <i>Shinisaurus</i> , deux vues représentées, par Costelli	46
Figure 44 : Développement embryonnaire du tarse gauche du <i>Pogona vitticeps</i> ¹⁵	47
Figure 45 : Schéma de l'organisation du tarse droit de <i>Pogona vitticeps</i> juvénile ¹⁵	47
Figure 46 : Schéma de l'organisation anatomique de l'iguane vert ¹⁶	48
Figure 47 : Schéma des différents types de poumons des squamates	48
Figure 48 : Anatomie du tractus digestif du dragon barbu, photo d'autopsie après retrait du foie ²⁴	49
Figure 49 : Schéma de l'organisation du néphron reptilien ¹⁶	50
Figure 50 : Schéma de l'organisation anatomique du système urinaire d'un lézard ¹⁶	51
Figure 51 : Représentation schématique de la musculature extrinsèque de la langue et de l'hyolingual chez <i>Gallotia galloti</i> ²⁷	52
Figure 52 : Localisation anatomique du cœur d'un <i>Pogona vitticeps</i> ⁶	53
Figure 53 : Conformation générale d'un cœur de reptile non-Crocodilien en vue ventrale (gauche) et dorsale (droite) ⁶	53
Figure 54 : Schéma du fonctionnement du coeur au cours du cycle cardiaque, chez un reptile non crocodilien, d'après Jensen ⁴	54
Figure 55 : Schéma de l'organisation du système porte rénal chez les squamates ¹⁶	54
Figure 56 : Représentation schématique du système artériel céphalique de l'iguane vert ³⁹	55
Figure 57 : Représentation schématique du système veineux céphalique de l'iguane vert ³⁹	56
Figure 58 : Du voxel au pixel ³⁷	57
Figure 59 : Echelle de Hounsfield ³⁷	58

INTRODUCTION

La connaissance approfondie de l'anatomie est un prérequis essentiel pour une pratique vétérinaire efficace, qu'il s'agisse de médecine générale ou de chirurgie spécialisée. Alors que la médecine et la chirurgie des Nouveaux Animaux de Compagnie (NAC) connaissent actuellement un développement très important, il est primordial de se concentrer sur l'acquisition d'une base de connaissances solide dans le domaine de l'anatomie des espèces spécifiques aux NAC.

L'un des reptiles les plus couramment détenus en captivité est le *Pogona vitticeps*, communément appelé l'agame ou dragon barbu. Avec sa popularité croissante en tant qu'animal de compagnie, il apparaît essentiel de comprendre en détail l'anatomie du *Pogona vitticeps* pour offrir des soins vétérinaires optimaux et pratiquer des interventions chirurgicales sûres et efficaces.

L'ostéologie est un domaine de l'anatomie jouant un rôle fondamental dans la compréhension de l'anatomie générale d'une espèce. Bien qu'existant depuis très longtemps, les études anatomiques sont peu nombreuses, en dehors d'un nombre restreint d'espèces. Malgré l'intérêt croissant pour les NAC, les connaissances en ostéologie du *Pogona vitticeps* restent relativement limitées.

Cette thèse vétérinaire d'anatomie se propose donc d'examiner en détail l'ostéologie du *Pogona vitticeps*, en associant l'étude anatomique classique à une approche plus moderne par imagerie. Le but est de mettre en accent les particularités de son squelette, afin de fournir un support anatomique de référence pour d'éventuelles études ultérieures.

PARTIE 1 : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I. LE MODÈLE ÉTUDIÉ : *Pogona vitticeps*

A. TAXONOMIE ET CLASSIFICATION PHYLOGÉNÉTIQUE

Le *Pogona vitticeps* est un reptile selon Linné, 1758, appartenant à l'ordre des Squamates selon Oppel (1811), à l'infraordre des Iguaniens selon Cope (1864) et à la famille des **Agamidés** selon Spix (1825). La taxonomie détaillée est présentée ci-dessous⁵.

Classe : **Reptiles** Linné, 1758

Sous-classe : **Lepidosauromorphes** Benton, 1983

Super-ordre : **Lepidosauriformes** Gauthier et al, 1988

Ordre : **Squamates** Oppel, 1811

Sous-Ordre : **Iguaniens** Cope, 1864

Infra-Ordre : **Acrodontes** Cope, 1864

Famille : **Agamidés** Spix, 1825

Sous-famille : **Amphiboluriné**s Wagler, 1830

Genre : ***Pogona*** Storr, 1982

Pogona barbata Cuvier, 1829 : « *Eastern Bearded Dragon* »

Pogona henrylawsoni Wells & Wellington, 1985 : « *Black-soil Bearded Dragon* »

Pogona microlepidota Glauert, 1952 : « *Kimberley Bearded Dragon* »

Pogona minima Loveridge, 1933 : « *Western Bearded Dragon* »

Pogona minor Sternfeld, 1919 : « *Western Bearded Dragon* »

Pogona mitchelli Badham, 1976 : « *North-west Bearded Dragon* »

Pogona nullarbor Badham, 1976 : « *Nullarbor Bearded Dragon* »

Pogona vitticeps Ahl, 1926 : « *Central Bearded Dragon* » ou « *Inland Bearded Dragon* »

Le genre *Pogona* contient **8 espèces** présentées ci-dessus²⁹. Certains auteurs reconnaissent 3 sous espèces du *Pogona minor* : *Pogona m. minor*, *Pogona m. minima*, et *Pogona m. mitchelli*, notamment Wilson & Swan⁴⁴.

La classification phylogénétique diffère de la classification taxonomique classique par le fait qu'elle ne prend en compte que des groupes monophylétiques, groupes qui rassemblent l'intégralité de tous les descendants d'un ancêtre donné. Selon l'apport de la phylogénie moléculaire, le terme de « reptile » n'a plus de sens en classification car celui-ci constitue un groupe paraphylétique. Les anciens « reptiles », les oiseaux ainsi que tous les groupes éteints apparentés sont regroupés dans la classe des **sauropsides**. Ils constituent avec le groupe des synapsides (mammifères), le clade supérieur des amniotes.

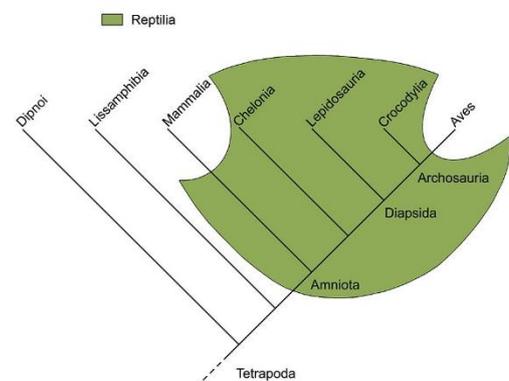


Figure 1 : Cladogramme ; les « reptiles » un groupe paraphylétique et place des sauroscides dans l'arbre des vertébrés⁴⁸, d'après Petter Bockman

B. MORPHOLOGIE EXTERNE

Le *Pogona vitticeps* possède un corps allongé et large, lui permettant de s'étaler sur la surface du sol lorsqu'il s'allonge. Cependant, lorsqu'il marche, l'agame barbu se porte haut sur ses pattes et est capable de se déplacer à une très grande vitesse. Le long de son corps, il possède de nombreuses écailles épineuses, lui donnant l'air piquant. Ces épines ne sont en réalité que peu rugueuses et servent d'intimidation envers les prédateurs⁴⁵. Il mesure environ **55 centimètres de long**, et sa queue mesure environ la moitié de sa longueur totale. Sa tête est triangulaire et peut présenter un motif rayé le long des mandibules. Son nom commun de « **dragon barbu** » provient de ses écailles ventrales à ses mandibules qu'il peut déployer et gonfler, lui donnant une impression de barbe.



Figure 2 : *Pogona vitticeps* allongé sur le sol, par David Paul³³

Le *Pogona vitticeps* possède une **grande diversité de couleur**, incluant des variations rouges, marron et jaunes. La couleur de ses écailles lui permet en général de se fondre parmi les couleurs du sol de son biotope.



Figure 3 : Individu orangé *Pogona vitticeps* du sud de l'Australie, par S.Mahony⁴⁵

Pour sexer les individus, différents critères morphologiques sont utilisables. Habituellement, les mâles ont une tête plus large et ont des couleurs plus lumineuses que les femelles. Caudalement au cloaque, à la base de la queue, un seul renflement est visualisable chez les femelles, tandis que deux renflements latéraux sont visualisables chez le mâle ; cela est dû à la présence de **deux hémipénis**. Des **pores fémoraux et pré-cloacaux** sont en général présents et plus marqués chez les mâles.



Figure 3 : Vue ventrale du cloaque, agame barbu mâle à gauche, femelle à droite, par lesdragonsdsgard.com



Figure 4 : Pores fémoraux et cloacaux chez un Pogona vitticeps⁵²

C. BIOLOGIE DU POGONA VITTICEPS A L'ÉTAT SAUVAGE

1. STATUT UICN : MENACES ET CONSERVATION

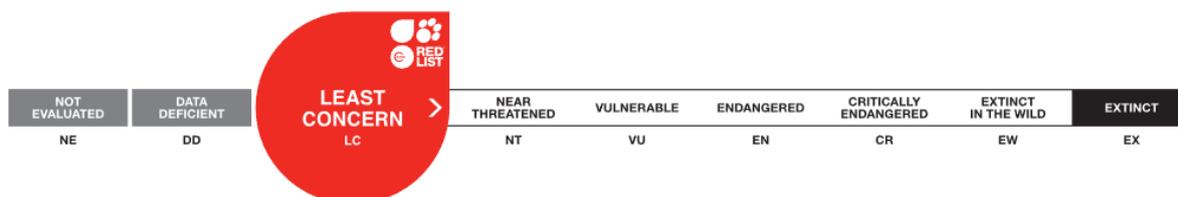


Figure 5 : Statut du Pogona vitticeps au sein de la liste rouge de l'UICN³⁰

Le *Pogona vitticeps*, présent sur la liste rouge de l'UICN possède le statut de « **Préoccupation mineure** ». D'après l'évaluation du 15 juin 2017, le *Pogona vitticeps* présente donc une stabilité de la taille de sa population, un nombre important d'individus, ainsi qu'une aire géographique d'habitat suffisante pour que le *Pogona vitticeps* à l'état sauvage ne soit que peu menacé. **Les variations de la taille de la population ne sont à ce jour pas connues**, mais l'espèce est considérée comme commune^{30,49}.

Les principales menaces de l'espèce sont les espèces invasives telles que des renards ou des chats domestiques, mais qui ne sont aujourd'hui pas une préoccupation importante³⁰.

Le *Pogona vitticeps* ne possède pas de mesures de conservation, cependant **son territoire de répartition coïncide avec de nombreuses zones protégées.**

2. RÉPARTITION GÉOGRAPHIQUE ET BIOTOPE

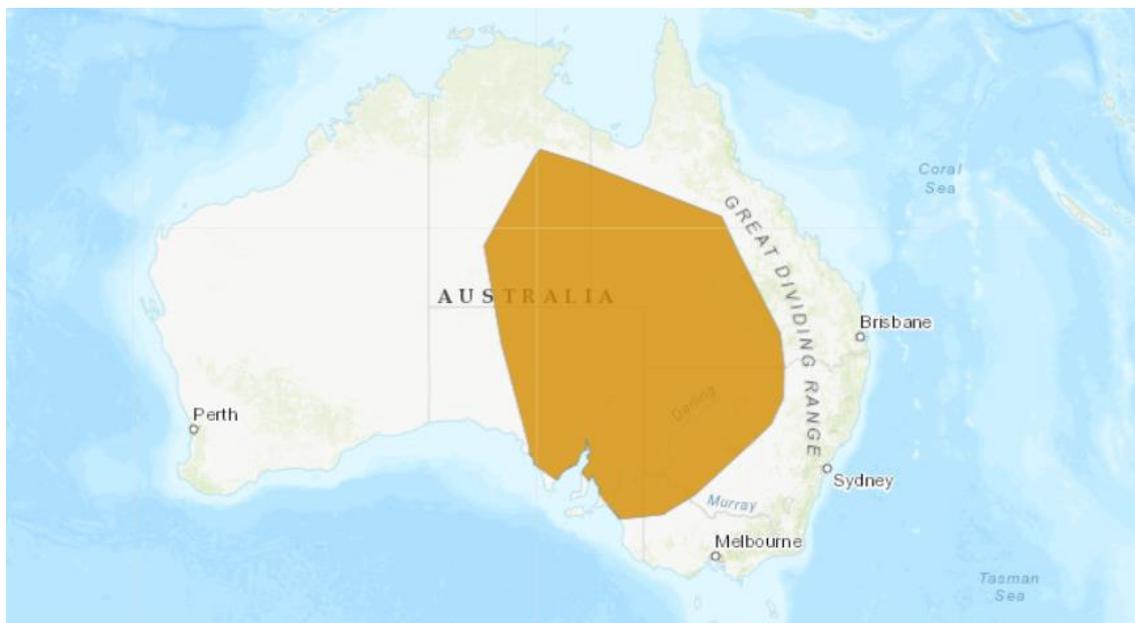


Figure 6 : Aire de répartition du *Pogona vitticeps*, selon la liste rouge de l'UICN, selon Stewart MacDonald³⁰

L'aire de répartition du *Pogona vitticeps* est située au centre de l'Australie. Cela est responsable de sa dénomination commune de « **Central Bearded Dragon** ». Le biotope de l'agame barbu est un **milieu très divers**, allant des forêts sclérophylles sèches ou des forêts d'eucalyptus et de *Callitris* aux broussailles de mallée et d'acacia, jusqu'aux déserts de plaine de sable et de crête de sable¹⁰.

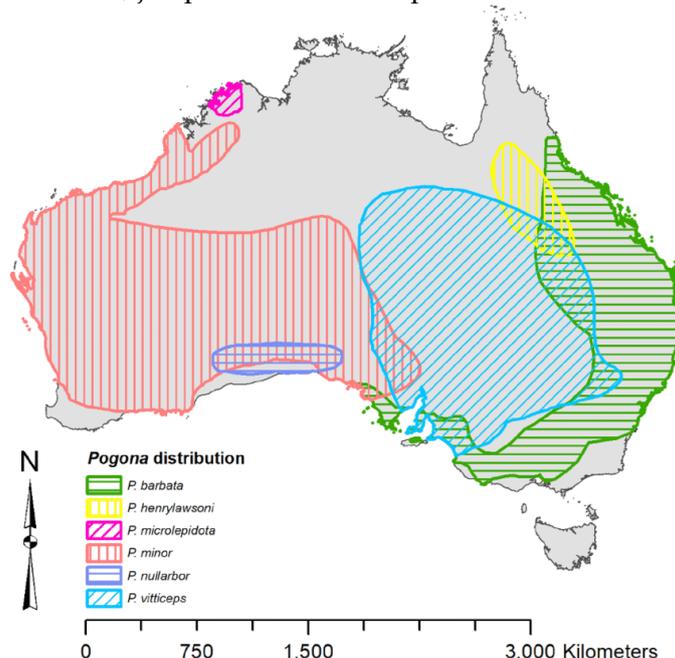


Figure 7 : Aire de répartition du genre *Pogona* selon Julie E. Rej and T. Andrew Joyner⁴¹ d'après la classification Wilson & Swan⁴⁴

3. MODE DE VIE ET COMPORTEMENT

Le *Pogona vitticeps* est une espèce principalement **diurne**, pouvant parfois être aperçue le soir, une fois la nuit tombée, particulièrement après des journées très chaudes. Comme l'ensemble des agames barbus, le *Pogona vitticeps* est un bon grimpeur, et est fréquemment retrouvé dans des souches d'arbres, des branches, des rochers et des clôtures. Ce comportement lui permet de se réchauffer au soleil, tout en pouvant observer de loin ses prédateurs et congénères⁴⁴.

Le dragon barbu possède une bonne adaptation au climat australien et aux chaleurs très importantes. En effet, ce sont des animaux **ectothermes**¹⁶; l'augmentation de la température corporelle dépend de la chaleur fournie par le soleil. Leur thermorégulation semble être permise par des comportements typiques d'ouverture de la gueule, permettant vraisemblablement un refroidissement par évaporation. En cas de très fortes chaleurs, ils se cachent dans des terriers ou restent perchés au sein d'un arbre⁴⁴.



Figure 8 : *Pogona vitticeps*, par S.Swanson⁴⁵

Comme décrit précédemment, un des comportements bien connu du *Pogona vitticeps* est le noircissement de sa barbe dans des situations de stress ou de combat. En position d'attaque ou de défense, il inhale également de l'air rapidement, et semble se gonfler, ce qui permet également à ses écailles épineuses de paraître davantage piquantes et rigides⁴⁴.



Figure 9 : *Pogona vitticeps* avec la barbe gonflée et noire, par Ashley Whitworth

Les prédateurs naturels du *Pogona vitticeps* sont la sterne à bec bigarré *Gelochelidon nilotica*, les goannas, le python à tête noire *Aspidites melanocephalus*, les dingos et les oiseaux de proie. Les carnivores introduits par l'Homme tels que les renards et les chats domestiques constituent des nouveaux prédateurs pour l'agame barbu^{44,49}.

A propos de la communication entre différents spécimens, les dragons barbus ne vocalisent pas, mis à part un léger sifflement lorsqu'ils sont menacés. La communication intra spécifique repose sur des changements de posture et de couleur, des hochements de tête et des mouvements de

pédalement des membres thoraciques. Ce sont des animaux habituellement solitaires, qui peuvent parfois se regrouper sur un même site pour se réchauffer, une hiérarchie est alors établie. Les animaux soumis se signalent à l'aide de mouvements circulaires des membres thoraciques, tandis que les animaux expriment leur domination à l'aide de hochements de tête et des gonflements de leur barbe aux autres congénères⁴⁴.

4. REPRODUCTION

Le *Pogona vitticeps* est un lézard **ovipare**. Une **saisonnalité** est présente pour la ponte mais variable selon la région. Dans le sud-est, les femelles sont gravides au courant du mois de novembre tandis que dans le sud, elles pondent à partir du mois d'octobre⁴⁴. Une ponte contient entre **11 et 30 œufs**. Plusieurs pontes sont possibles au sein de la même période de reproduction. Les œufs éclosent en moyenne entre **89 et 96 jours à 26°C**⁴⁰.

Les mâles engagent le combat en déployant leur barbe, et mordent la queue de leur rivaux pour établir des droits de reproduction après la période de refroidissement hivernal. Lors de l'accouplement, le mâle saisit la femelle avec ses mâchoires et la maintient en place en saisissant un pli de peau sur son cou⁴⁴. Les œufs sont pondus dans un **terrier** creusé par la femelle qui remplit ensuite l'entrée pour dissimuler le nid. Le nid creusé présente une légère déviation à environ deux tiers de la distance de l'ouverture et une chambre à œufs légèrement arrondie. Les œufs fraîchement pondus varient de 23 à 29 mm de long et de 17 à 18 mm de large⁴⁴.

5. ALIMENTATION

Les agames barbus sont des lézards **omnivores** dont le régime est composé de végétaux comprenant des fruits et des feuilles dans la nature, ainsi que des invertébrés (scarabées, fourmis) et petits vertébrés (lézards)⁴⁴. Les juvéniles tendent à consommer plus de protéines durant la croissance qu'à l'âge adulte¹⁷. Comme l'ensemble des Iguaniens, les agames barbus capturent leur nourriture avec leur langue.

D. BIOLOGIE DU *POGONA VITTICEPS* EN CAPTIVITÉ

1. ORIGINE DE LA « DOMESTICATION »

Aujourd'hui, tous les spécimens d'agames barbus vendus sur le marché proviennent d'élevage et sont **nés en captivité**. La population captive a cependant été importée illégalement d'Australie à de nombreuses reprises. La population captive aux Etats-Unis a par exemple été importée d'Allemagne dans les années 80⁴⁰.

L'Australie a ratifié la CITES en juillet 1976. L'agame barbu n'est pas visé par la Convention de Washington, leur cession ne donnant pas lieu à la délivrance d'un numéro de CITES⁹. L'EPBC (*Environment Protection and Biodiversity Conservation Act*) 1999 réglemente en Australie l'export et l'import de nombreuses espèces sauvages, mais le *Pogona vitticeps* n'est pas non plus concerné par cette loi. Il est cependant considéré comme une **espèce protégée** dont l'export et l'import sont conditionnés par l'obtention de permis. A propos du trafic des espèces classifiées protégées, il est interdit de reproduire des animaux prélevés dans la nature¹⁴.

2. RECENSEMENT ET ÉTAT DES LIEUX

En 2019, il y aurait **2,2 millions de reptiles en France en captivité**⁴². Le dragon barbu est un animal très populaire, de fait de sa facilité d'entretien en captivité et de son apparence sympathique. Malgré l'absence d'étude et de recensement sur le nombre d'individus présents en captivité en France, il semble cohérent d'imaginer que la population captive comporte plusieurs milliers d'individus.

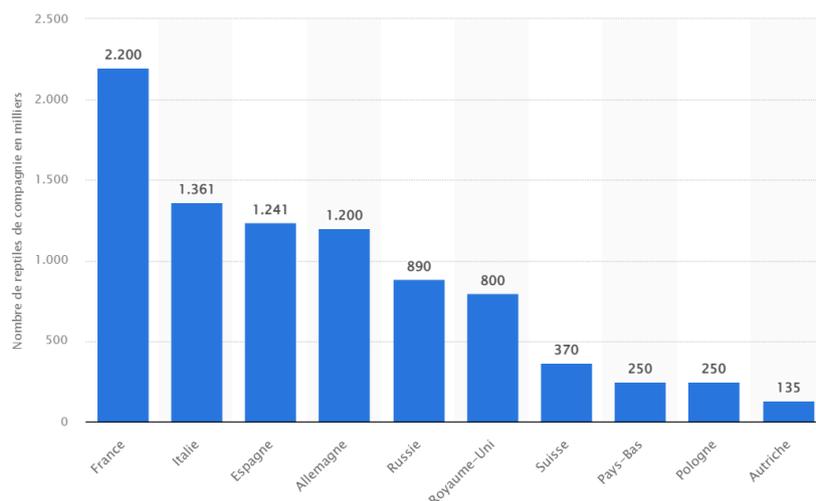


Figure 10 : Classement des dix pays européens à la population de reptiles domestiques la plus importante en 2019, d'après Statista⁴²

3. ENVIRONNEMENT

En captivité, les agames barbus doivent être maintenus dans des conditions les rapprochant le plus de leurs conditions de vie dans le milieu naturel. La majorité des propriétaires les placent dans un terrarium de taille minimale de **1,5 x 0,6 x 1 m** par individu (respectivement longueur x profondeur x hauteur). Pour les juvéniles, les dimensions minimales sont de 1,2 x 0,6 x 0,6 m. De manière générale, plus le terrarium est grand, mieux cela sera⁴⁰.

Si une cohabitation entre différents agames barbus est souhaitée, il est important de respecter certaines règles⁴²:

- chaque spécimen doit posséder un espace vital suffisant,
- les spécimens doivent être de taille similaire afin d'éviter les risques de cannibalisme,
- il faut éviter de faire cohabiter plusieurs mâles ensemble, les combats territoriaux étant très violents,
- il faut constituer des groupes d'un mâle et d'une à trois femelles,
- il faut toujours surveiller les animaux au début de la cohabitation afin de déterminer l'existence de problèmes de dominance (prostration, anorexie, blessures relevées chez le dominé) et si besoin, isoler le ou les individus dominés.

Le **substrat** du terrarium peut être de nature **sableuse**, ou composé d'une litière de copeaux de bois. Cependant, une attention particulière doit être portée au risque d'ingestion du substrat lors de la prédation et du nourrissage. Des sables compactables sont communément vendus en animalerie spécialisée afin de limiter ce risque tout en conservant un aspect esthétique du substrat. Des **éléments de décor** peuvent être ajoutés tels que des pierres ou des branches, afin de stimuler les comportements de grimpe de l'individu. Des **cachettes** sont également nécessaires pour fournir un abri pour se

protéger de la chaleur ou de cachette par rapport aux autres individus, ainsi qu'un lieu de ponte éventuel pour les femelles gravides⁴⁰.

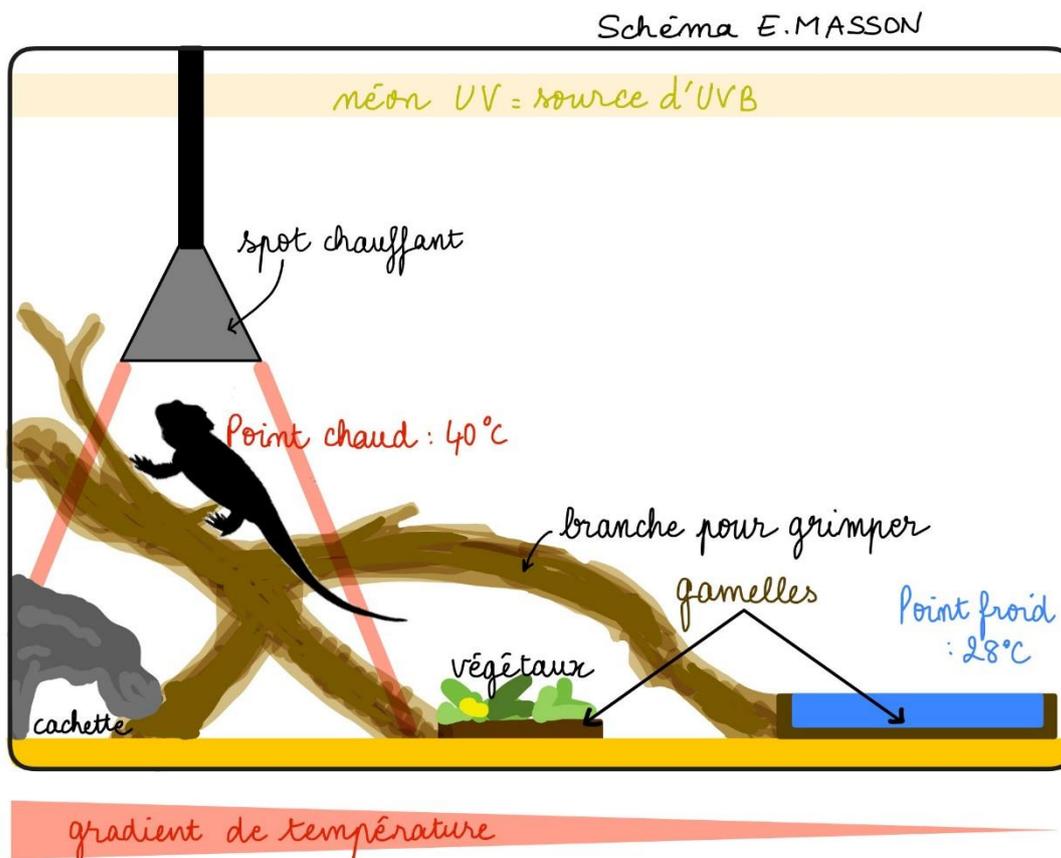


Figure 11 : Exemple d'aménagement de terrarium pour un agame barbu

Les deux paramètres physiques les plus importants à mesurer et à contrôler en captivité sont la **température** et l'**hygrométrie**.

La **température préférentielle** du dragon barbu se situe à **35°C**. La gamme de température optimale pour l'agame barbu s'étend de 35 à 39°C. Le **point chaud** du terrarium doit donc être situé à **40°C**. Pour atteindre cette température, il est recommandé d'utiliser une **lampe chauffante**, en générale d'une puissance comprise entre 60 et 100W. L'individu doit être capable de s'éloigner du point chaud afin d'ajuster sa température corporelle et d'éviter un coup de chaleur. Une ventilation adéquate du terrarium est donc nécessaire et un gradient de température doit absolument être présent. La température au point froid doit se situer aux alentours des 28°C^{16,40}.

Le climat australien étant relativement sec, il est nécessaire de maintenir une humidité ambiante comprise entre **30 et 40%** au sein du terrarium. Afin de favoriser l'augmentation du taux d'humidité dans le terrarium il est vivement conseillé d'installer un point d'eau de taille modérée, servant de baignade et l'abreuvement.

Le dernier élément indispensable à ajouter au terrarium est une source d'**UVB**, qui peut être un néon ou une ampoule. La source d'UV doit être remplacée tous les 6 à 12 mois. Les UV sont indispensables au métabolisme du calcium et l'absence d'UV peut être responsable de l'apparition d'un grand nombre de pathologies.

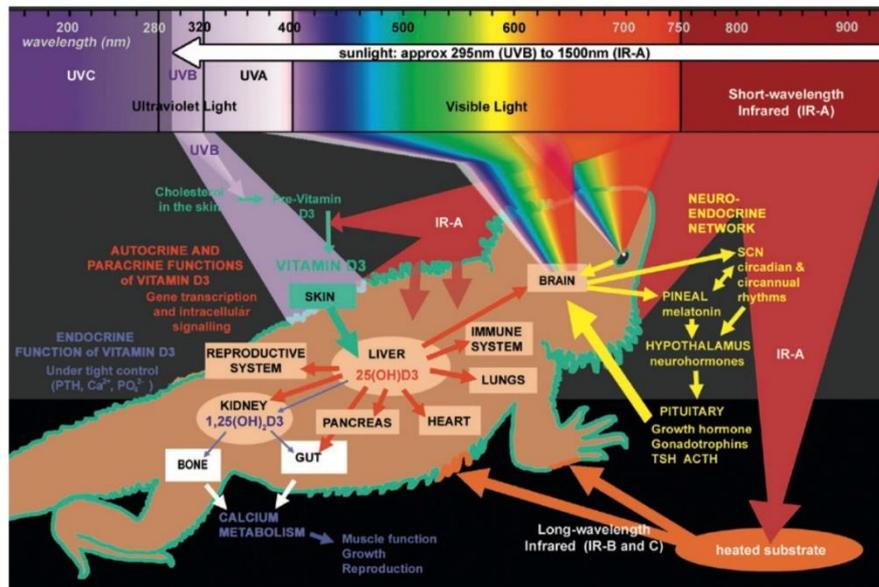


Figure 12 : Utilisation du spectre de la lumière, selon M.Baines¹⁶

4. ÉLEVAGE ET REPRODUCTION

La longévité du *Pogona vitticeps* en captivité est en général comprise entre **10 et 12 ans**¹⁶.

Une pause hivernale est très souvent observée ; l'individu, du fait de la diminution de la photopériode, arrête de s'alimenter. En captivité, une période de **brumation** ou d'hivernation peut être instaurée et est parfois considérée comme indispensable au bien-être de l'animal. Dans certains cas, la période de brumation peut déclencher la période de reproduction. L'individu se retire alors dans une cachette et son métabolisme est au plus bas. Pendant cette période, l'animal doit être laissé au calme et ne doit pas être manipulé sauf si l'on craint une perte de poids trop importante (celui-ci ne doit pas perdre plus de 5% de son poids avant hibernation).

A propos de la reproduction en captivité, des femelles ont pondu jusqu'à quatre couvées en une seule "saison" (15 octobre-17 juin) à des intervalles aussi courts que 13 jours⁴⁵. L'incubation des œufs doit avoir lieu entre 28 et 32°, la période d'incubation est comprise entre 65 et 115 jours²². La durée de gestation ou de gravidité ne semble pas être renseignée dans les ouvrages de référence, rendant la caractérisation d'une dystocie relativement compliquée.

5. ALIMENTATION

Comme nous l'avons vu précédemment, les agames barbus sont des lézards omnivores. Différentes études considèrent que la part de végétaux chez un individu adulte doit représenter entre **20 et 50%** de son régime alimentaire²². Certains éleveurs croient faussement qu'à l'état adulte, l'agame barbu n'est que très majoritairement herbivore, mais des études récentes ont montré qu'un individu adulte sauvage continue de maintenir un niveau élevé de consommation d'insectes⁷.

Il n'y a donc pas réellement de consensus établi sur l'alimentation de l'agame barbu en captivité. Cependant, une attention particulière doit être portée au rapport **calcium/phosphore** (aussi appelé rapport phosphocalcique) dans la ration. Le calcium et le phosphore sont deux éléments essentiels dans le métabolisme des reptiles. Il est nécessaire que le rapport soit supérieur à **2/1**. Ils jouent un rôle direct dans la maladie nutritionnelle la plus courante chez les reptiles élevés en captivité, appelée **l'ostéofibrose nutritionnelle** (qui est l'un des composants de la maladie osseuse

métabolique - MBD). Une carence en calcium, un excès de phosphore, un déficit en vitamine D3 ou une combinaison de ces facteurs conduisent à long terme à l'ostéofibrose nutritionnelle¹⁷. Cette maladie se manifeste notamment par une flexibilité anormale des os de la mâchoire et des fractures spontanées des membres.

La plupart des fruits et légumes utilisés dans l'alimentation humaine sont pauvres en calcium ou présentent un rapport phosphocalcique insuffisant. Les insectes provenant des animaleries ne fournissent pas suffisamment de calcium à moins d'avoir été préalablement nourris avec un aliment riche en calcium. Il est donc conseillé de nourrir les grillons avec des aliments riches en calcium (et en vitamine A) plutôt que de les saupoudrer de suppléments, afin d'éviter une surdose de supplémentation. Les insectes n'absorbent qu'une partie du calcium (et de la vitamine A) qu'ils ingèrent, et cette quantité ne présente pas de risque de surdosage pour le reptile. Cette technique est appelée « *gut loading* »¹⁷.

Les insectes proposés en captivité, vivants, peuvent être de différentes natures : **criquets, grillons, ténébrions**. Des souriceaux peuvent également être proposés ponctuellement. La fréquence de nourrissage diminue avec l'augmentation de l'âge⁴⁰. Les juvéniles de moins de 6 mois doivent être nourris 5 fois par semaine à l'aide d'insectes, et les adultes 3 fois par semaine²².

D'après le BSAVA, le mélange de végétaux idéal pour l'alimentation de l'agame barbu doit contenir²²:

- 32% de caroténoïdes : contenant des végétaux riches en calories (par exemple : courge d'hiver, poivron rouge, patate douce, panais). Ce sont des végétaux pauvres en oxalates et constituant une source riche en vitamines A et C.
- 24% de haricots verts et pois, ils sont une grande source de protéines et de fibres malgré le fait qu'ils contiennent des oxalates et des phytates qui réduisent la disponibilité du calcium.
- 16% de luzerne. La luzerne est une bonne source de protéines, fibres et calcium.
- 15% de végétaux verts. Idéalement, les légumes doivent être les plus riches possibles en calcium, on peut citer par exemple : le pissenlit, du cresson, du chou Daubenton, de la coriandre, du chou chinois, du chou frisé, du brocoli, du plantain ou encore des feuilles de mûrier.
- 4% de fruits.

Le mélange de végétaux, exceptés les végétaux verts, doit être coupé finement afin d'éviter le tri des aliments. Malgré les efforts pour diminuer les oxalates et en favorisant les végétaux riches en calcium, il est probable que la ration soit toujours insuffisante en calcium. Il faut alors compléter directement les végétaux à l'aide d'une poudre de calcium. Il est considéré que l'on peut ajouter 3g de calcium pour 100g de mélange de végétaux chez les juvéniles et les femelles reproductrices. 1g pour 100g est suffisant pour un adulte non reproducteur.

L'**obésité** et la **stase hépatique** sont des problèmes communs chez les agames barbues maintenus en captivité, à cause d'un apport énergétique trop important et une fonction de reproduction non développée²².

E. ANATOMIE DESCRIPTIVE

Différentes espèces de squamates sont évoquées dans la section suivante. L'**annexe 1** regroupe la classification taxonomique des différentes espèces évoquées, sous forme de tableau.

1. OSTEOLOGIE ET ARTHROLOGIE

a. Généralités histologiques

A la section, la paroi de la diaphyse des os longs est constituée en région moyenne principalement d'os périostique mais également de tissu osseux compact, qui gagne en épaisseur aux extrémités proximales et distales de la diaphyse. Plus centralement, une couche plus fine d'endoste est également présente²³.

Le tissu osseux compact, tissu osseux secondaire, se compose principalement de couches ou de lames osseuses concentriques traversées par des canaux vasculaires en nombre et en disposition variables²³.

En 2009, une étude portant sur l'histologie osseuse et la squelettochronologie de *Sitana ponticeriana*³⁶, de la famille des Agamidés, a montré que les adultes possédaient deux couches osseuses concentriques d'os compact, difficiles à différencier histologiquement du périoste et de l'endoste. Les juvéniles ne possédaient qu'une seule couche de tissu osseux compact. L'étude semble également montrer que pour les deux sexes, des ostéocytes étaient présents, disposés aléatoirement au sein des couches avasculaires et lamellaires de l'os, avec une augmentation de l'abondance des cellules sur l'extérieur de l'os. Les ostéocytes seraient de taille variable selon l'âge, avec des cellules plus grosses et rondes avec un noyau central chez les juvéniles. L'ostéocyte tend à devenir plus elliptique et petit avec un noyau excentré chez les adultes³⁶.

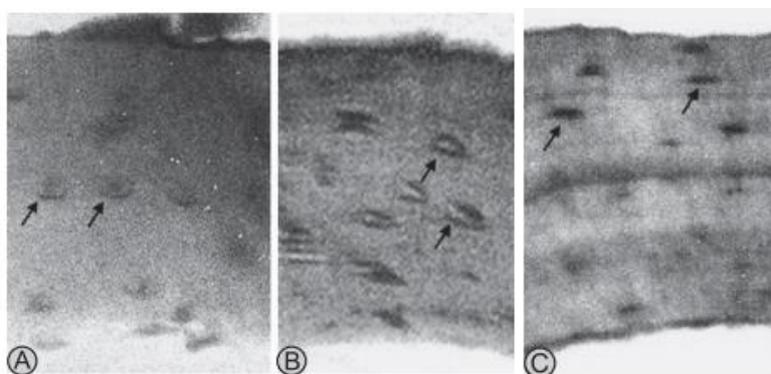


Figure 13 : Tissu osseux à la coupe de la diaphyse des os longs de *Sitana ponticeriana*. A, individu juvénile. B, individu subadulte. C, adulte. Les flèches désignent les ostéocytes³⁶

D'après Grassé, chez les Lacertiliens, la structure de l'os périostique est sensiblement la même, mais par suite de processus secondaires, il se dépose une couche d'os médullaire autour des canaux de résorption²³.

Chez *Sitana ponticeriana*, le nombre de ligne d'arrêt de croissance au sein du périoste ne semble pas être en corrélation directe avec l'âge de l'individu, 40% des adultes n'en possédant pas. Chez les autres 60%, il existait entre 1 et 6 lignes d'arrêt de croissance.

Au sein des os longs, la diaphyse contient une cavité médullaire simple, qui peut parfois faire défaut chez certains Chéloniens et être remplacée chez certaines espèces par des trabécules d'os spongieux²³. Les épiphyses sont, elles, constituées d'os spongieux²³.

Le tissu osseux se forme par différents processus. L'ossification se fait à partir des tissus conjonctifs, et non à partir des tissus cartilagineux. Cette ossification peut se réaliser de 2 façons :

- une ossification endochondrale : responsable de la formation des os profonds. Dans ce cas, le tissu cartilagineux est tout d'abord détruit et remplacé par un tissu conjonctif d'invasion. Puis ce tissu conjonctif s'ossifie.
- une ossification dermique : responsable de la formation des os dermiques. Le tissu osseux n'est pas précédé par un tissu cartilagineux. L'ossification se fait directement à partir de tissu conjonctif.

b. Squelette céphalique

La tête est l'une des structures osseuses les plus diversifiées parmi l'ordre des Squamates¹⁹. Le crâne est de type **diapside** selon Grassé : il existe deux fenêtres séparées par un arc moyen composé du postorbitaire et du squamosal. Seuls les Rhynchocéphales et crocodiliens conservent la disposition complète alors que chez les Lacertiliens, la **rupture de l'arc inférieur** ouvre largement la fenêtre latérale ventralement²³.

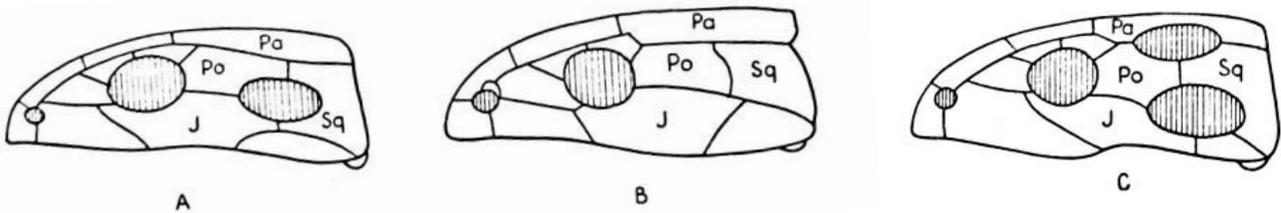


Figure 15 : Diagramme du crâne reptilien, d'après Jollie²³

A, synapside. B, anapside. C, diapside - Légendes : Po, postorbital ; Sq, squamosal ; J, jugal ; Pa, pariétal

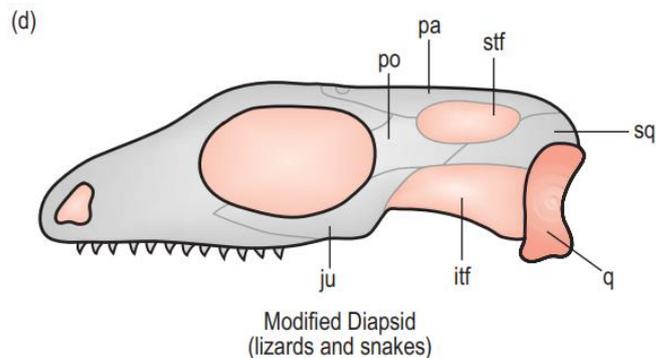


Figure 14 : Diagramme du crâne de diapside modifié¹⁶

Légendes : pa, parietal bone ; po, post orbital ; sq, squamosal bone ; stf, superior temporal fossa ; itf, inferior temporal fossa ; ju, jugal bone ; q, quadrate bone

Le crâne est caractérisé également de type **streptostylique**, le carré est relativement mobile par amenuisement de l'arc boutant ptérygoïdien ou disparition de l'arc temporal²³. Le principal avantage de cette condition est que cela donne aux muscles adducteurs qui ferment la mâchoire un meilleur avantage mécanique à la morsure¹⁶.

Comme chez tous les vertébrés, le crâne des reptiles résulte de l'union d'éléments d'origine diverse. Histologiquement, le crâne peut s'ossifier en passant par deux stades successifs : en passant par un stade cartilagineux, ou **chondrocrâne** puis par un stade crâne osseux ou **ostéocrâne** par

ossification endochondrale⁸. On peut le subdiviser en deux parties : un **neurocrâne** qui enveloppe le cerveau et les capsules sensorielles, ainsi qu'un **splanchnocrâne**, qui constitue le squelette facial et hypobranchial⁸.

Le **neurocrâne** se compose de deux parties, s'ossifiant selon 2 processus différents :

- un **endocrâne** se compose d'os de remplacement formés par ossification endochondrale, il correspond au plancher de la boîte crânienne.
- un **dermatocrâne**, ou toit dermique, composé d'os dermique

Evans a documenté richement les diversités anatomiques du crâne des Agamidés¹⁹. Une étude de 2018 par Ollonen *et al.* s'est intéressée au développement embryonnaire post-oviposition et particulièrement au développement du crâne du *Pogona vitticeps*³⁴.

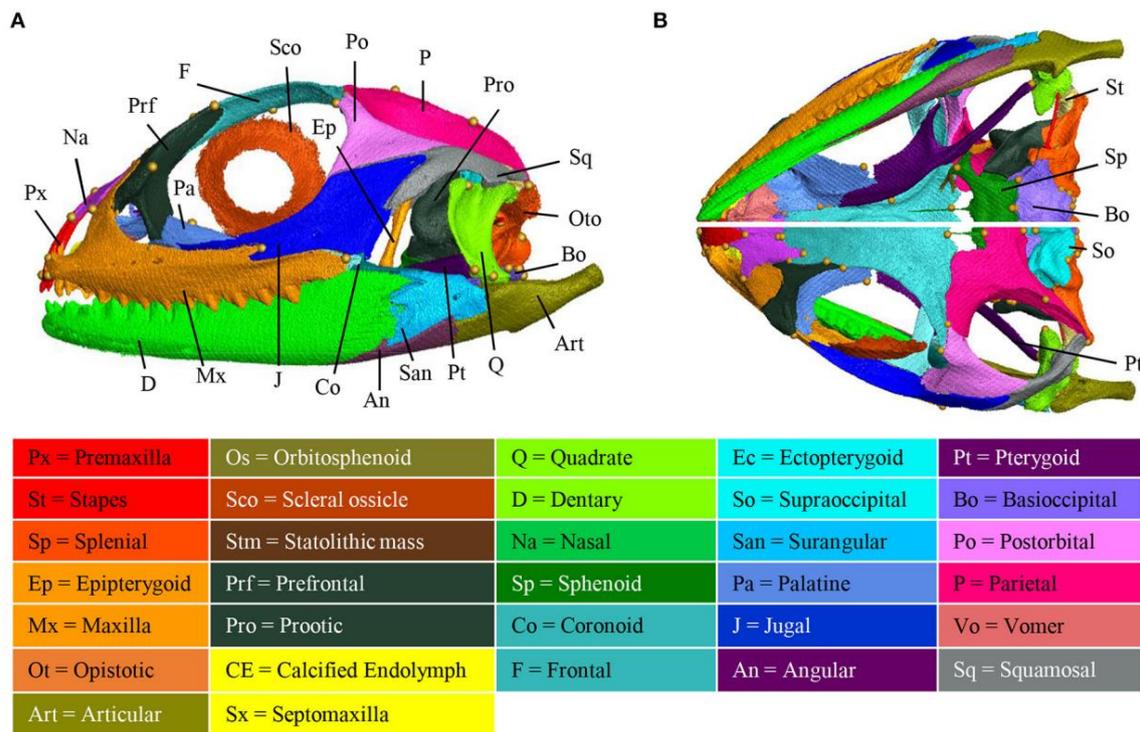


Figure 16 : Anatomie du crâne d'un *Pogona vitticeps* adulte³⁴
A, vue latérale. B, vue ventrale (en haut) et vue dorsale (en bas)

Nous nous servons également, dans un but illustratif, d'une étude de 2009 comparant l'anatomie du crâne de deux Agamidés du genre *Trapelus*²⁰.

▪ Généralités

On peut reconnaître 2 types de crânes au sein des Agamidés. Le premier est petit, compressé latéralement et est retrouvé principalement chez des espèces arboricoles comme les *Calotes*, *Draco*, *Gonocephalus*, et *Japalura*. Le deuxième type est plus large et aplati et concerne les espèces terrestres d'agamidés comme *Agama*, *Pogona*, *Leiolepis*, et *Uromastyx*¹⁹.

D'après Ollonen³⁴, les spécimens adultes de *Pogona vitticeps* ont un crâne un peu plus long que large et relativement aplati. Le museau est robuste mais relativement peu large en comparaison aux autres parties du crâne.

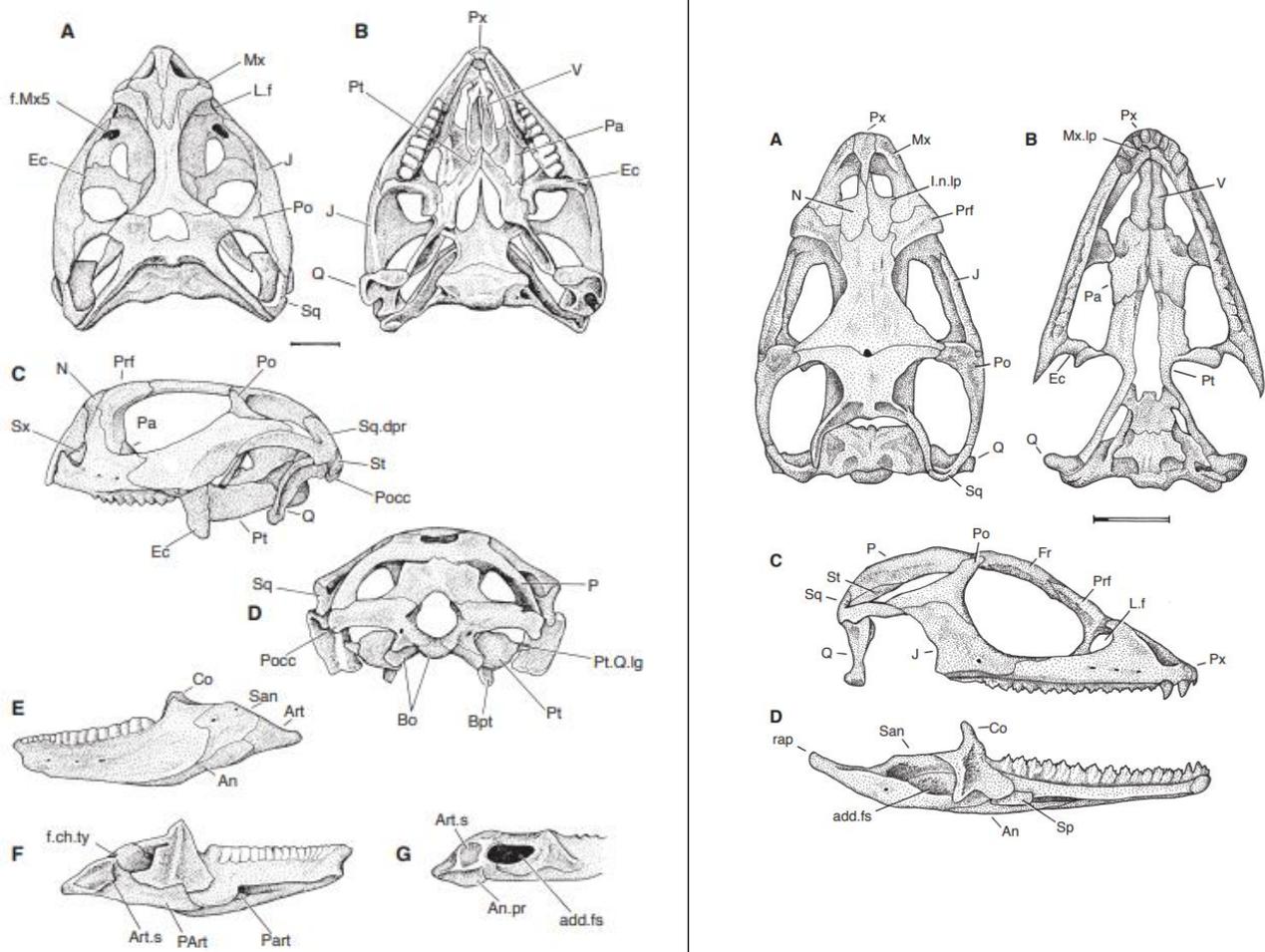


Figure 17 : Les deux types de crânes des Agamidés selon Evans¹⁹

Figure gauche : Crâne d'*Uromastix* sp. A, vue dorsale. B, vue palatine (ventrale). C, vue latérale gauche. D, vue occipitale (caudale) Mandibule gauche d'*Uromastix* sp. E, vue latérale. F, vue médiale. G, Vue dorsomédiale de la région caudale de la mandibule. Echelle = 5mm

Figure droite : Crâne d'Agamidés du genre *Japalura polygonata*. A, vue dorsale. B, vue palatine (ventrale). C, vue latérale droite. D, vue médiale de la mandibule gauche. Echelle = 5mm

Légendes : se référer à la source¹⁹

- La région circumorbitaire^{19,34}

Préfrontal – Frontal – Postorbitaire – Jugal – Maxillaire – Palatin – Os scléaux

L'orbite est composé de 4 principaux os issus du dermatocrâne : le **préfrontal** rostralement, le **frontal** dorsalement, le **postorbitaire** dorso-caudalement et le **jugal** ventralement. Le postorbitaire est en proportion plus petit que les 3 autres, de taille similaire.

Chez les Agamidés, l'os jugal est de taille importante. Le postfrontal ainsi que le lacrymal sont absents. Le postorbitaire est très développé notamment au niveau de son processus dorsal.

L'os **maxillaire** et **palatin** contribuent également à l'orbite rostro-ventralement.

Les **os scléaux** forment deux pièces circulaires situées au sein de l'orbite.

- Le toit du crâne^{19,20,34}

Nasal – Frontal – Pariétal

Le toit du crâne est formé de nombreux os du dermatocrâne : les os **nasaux** rostralement et le pariétal dorsalement et l'os **frontal** médialement.

Les os nasaux possèdent des processus rostro-latéraux d'après Evans.

Evans décrit que l'os frontal est beaucoup plus large en région caudale qu'en région crâniale. Il est aussi l'os le plus long du toit du crâne et contribue, comme vu précédemment, à la région circumorbitaire.

Le foramen fronto-pariétal se situe à la jonction entre l'os **pariétal** et l'os frontal.

L'os pariétal possède des processus postérieurs très longs, qui, d'après Ollonen, dépassent les bordures rostrales du neurocrâne et soulignent la région temporale, très proéminente.

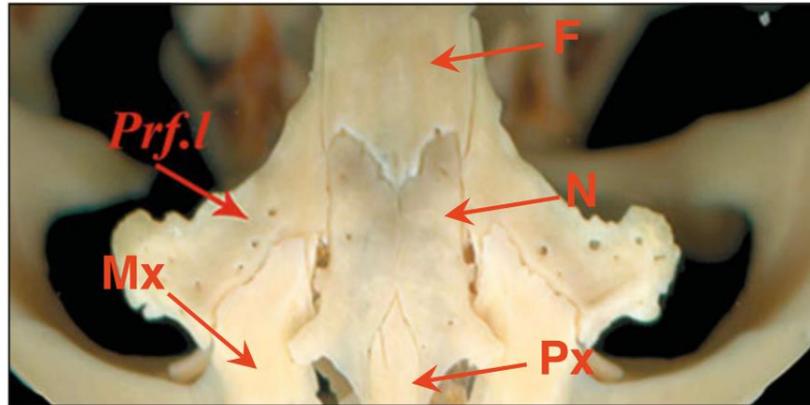


Figure 18 : Vue dorsale du toit du crâne de *T. lessonae*²⁰ (modifié)

Légende : Prf.l : os préfrontolacrimal. Légendes modifiées : Mx : os maxillaire, Px : os prémaxillaire, N : os nasal, F : os frontal

- La région temporale^{19,34}

Squamosal – Supratemporal – Postorbitaire – Jugal

La région temporale est formée par deux os du dermatocrâne : le **squamosal** forme la partie caudo-latérale, tandis que les os **supratemporaux** se situent le long des processus postérieurs du pariétal. La partie caudale du **postorbitaire** et du **jugal** contribuent à définition de la région temporale. C'est une région proéminente avec une large fenêtre temporelle typique des lézards Agamidés.

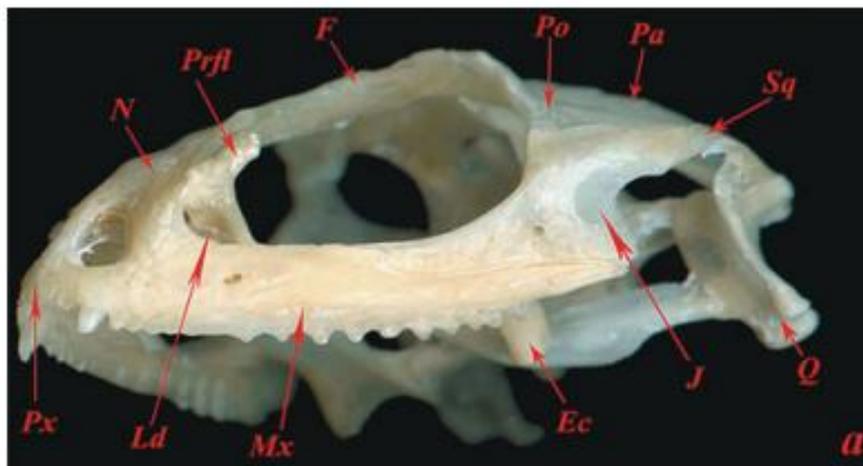


Figure 19 : Vue latérale du crâne de *T. ruderatus*²⁰

Légendes : Px : os prémaxillaire, N : os nasal, Prfl : os préfrontolacrimal, F : frontal, Ld : conduit lacrymal, Mx : os maxillaire, Ec : os ectoptérygoïde, J : os jugal, Sq : os squamosal, Po : os postorbitaire, Pa : os pariétal, Q : os carré

- Région du palato-carré^{23,34}

Epiptérygoïde – Carré

L'os **épiptérygoïde** est situé dorsalement à l'os ptérygoïde, dorso-latéralement à l'os sphénoïde et rostralement à l'os prootique. L'os **carré** forme l'articulation entre le crâne et la mandibule et s'articule ventralement avec l'os articulaire et dorsalement avec l'os squamosal. L'os **carré** est robuste et incliné caudalement. Le carré, l'articulaire et l'épiptérygoïde font partie du splanchnocrâne.

Par ailleurs, l'épiptérygoïde a été nommé comme tel par Parker, mais l'os possède également la dénomination de *columella cranii* par Cuvier, et d'antéptérygoïde par Gaupp.

- Région du palais^{19,34}

Ptérygoïde – Palatin – Ectoptérygoïde – Vomer – Septomaxillaire

Le palais est entièrement formé d'os issus du dermatocrâne : les os **vomers** et les os **palatins** forment la partie la plus rostrale, et les longs **ptérygoïdes** s'étendent de la partie médiale de la mâchoire supérieure jusqu'au carré.

Les vomers sont pairs et petits chez les Agamidés (sauf chez *Uromastyx*).

Les os palatins ont des processus vomériens rostraux très développés.

La partie latérale du palais est formée par l'os **éctoptérygoïde** qui se situe entre l'os ptérygoïde et la partie caudale du maxillaire.

Un petit os **septomaxillaire** se situe entre les vomers et les os nasaux, mais ne se connecte à aucun os.

Le palais est, selon les critères définis par Lakjer en 1927, est un « *paleochoanate* », c'est-à-dire que l'organe voméronasal qui est rostral et la cavité nasale n'ont pas de séparation osseuse stricte. Ce terme est défini en opposition à « *incomplete neochoanate* » et « *neochoanate condition* ». L'espace entre les ptérygoïdes (fente interptérygoïdienne) s'étend à un degré différent du palais selon les espèces d'Agamidés.

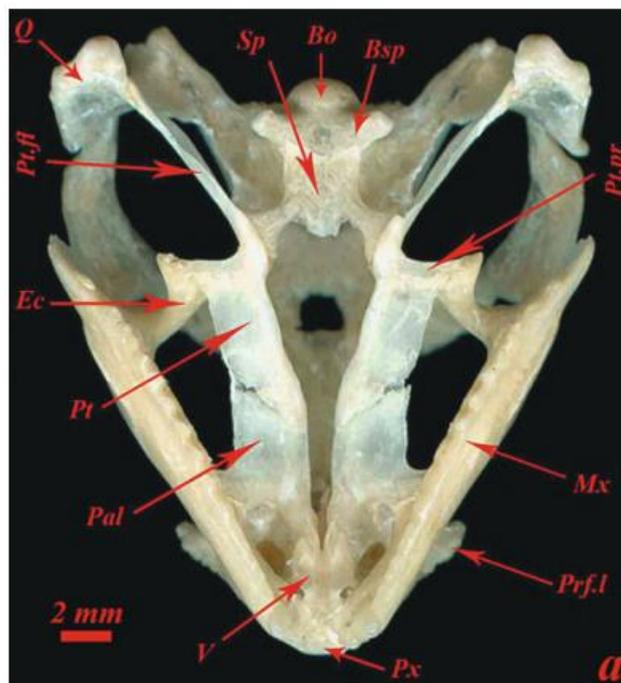


Figure 20 : Vue ventrale du crâne de *T. ruderatus*²⁰

Légendes : Px : os prémaxillaire, V : os vomer, Prfl : os préfrontolacrimal, Mx : os maxillaire, Ec : os ectoptérygoïde, Pal : os palatin, Pt : os ptérygoïde, Pt.fl : rebord pterygoidien, Q : os carré, Sp : os sphénoïde, Bo : os basioccipital, Bsp : basisphénoïde (Pt.pr : non renseigné par l'auteur)

- Boîte crânienne³⁴

Sphénoïde : basisphénoïde + parasphénoïde – Basioccipital – Ottooccipital : ophisthotique + exooccipital – Supraoccipital – Orbitosphénoïde – Prootique – Stapes

La boîte crânienne est composée d'os issus du chondrocrâne, ou du splanchnocrâne pour l'os stapes. Ventralement, la boîte crânienne est délimitée rostralement par le **sphénoïde**, composé du **basisphénoïde** et du **parasphénoïde** respectivement issus de l'endocrâne et du dermatocrâne, et caudalement par le **basioccipital**. Chez les Agamidés, le processus rostral du parasphénoïde est en général ossifié.

L'os basioccipital forme également la partie ventrale du *foramen magnum*. Ce dernier est en général plus long que le sphénoïde.

Deux os **otooccipitaux** formés par la fusion des os **opisthotiques** et **exooccipitaux**, établissent les bordures latérales du *foramen magnum* ainsi que la partie postérieure de la fenêtre ovale et de la capsule otique. Le **supraoccipital** forme la partie dorsale du *foramen magnum*, de la capsule otique et de la boîte crânienne.

Les os **prootiques** forment la partie latérale de la boîte crânienne et la partie rostrale de la fenêtre ovale. Les processus alaires du prootique sont en général très peu développés.

Chez les Agamidés, le foramen sphéno-occipital est habituellement présent entre le prootique et le supraoccipital.

L'os **orbitosphénoïde** est ossifié chez les Agamidés, et est constitué de deux os qui contribuent à la petite aile du sphénoïde.

L'os **stapes**, ou étrier, se situe latéralement à la boîte crânienne avec la base « *footplate* » qui se place au sein de la fenêtre ovale.

- La denture

Historiquement, la différence majeure avec la denture des Iguanidés réside dans le fait que l'implantation dentaire des Agamidés est **acrodonte**^{19,34}. La denture acrodonte du *Pogona vitticeps* le rend sujet à l'apparition d'une maladie parodontale, pathologie commune en consultation, et est favorisée par une alimentation inadéquate. La plaque dentaire se développe puis est colonisée par des bactéries. Une gingivite se développe alors ainsi que la formation de tartre.

Une étude menée par Haridy²⁵ en 2018 s'est intéressée à l'implantation dentaire du *Pogona vitticeps*. Elle a démontré que la denture de l'agame barbu n'est pas primitivement de type acrodonte, mais **initialement pleurodonte** et évolue à l'âge adulte pour devenir acrodonte. Cela pourrait remettre en question la classification phylogénétique des lézards acrodontes (voir infra-ordre).

Nous apprenons également grâce à cette dernière étude que le nombre de dents mandibulaires évolue au cours du développement de l'individu. L'individu juvénile étudié possédait 16 dents mandibulaires, les adultes en possédaient entre 17 et 19 dents.

Des **facettes d'usure** dentaires ont également été observées, et ne se limitent pas seulement aux dents, mais sont également présentes sur la mandibule elle-même sous forme du **côté labial du dentaire** là où la denture maxillaire s'articule, s'entrelaçant entre les positions des dents du dentaire. Les facettes d'usure ont été caractéristiquement observées sur les mandibules des squamates acrodontes et des rhynchocéphales dès le Crétacé et elles se forment lorsque la denture maxillaire use l'os du dentaire pendant la mastication et l'occlusion passive. Ces facettes d'usure sont présentes le long des deux tiers postérieurs de la mandibule, mais elles sont plus développées dans la région postérieure du dentaire chez les spécimens adultes de *Pogona vitticeps*.

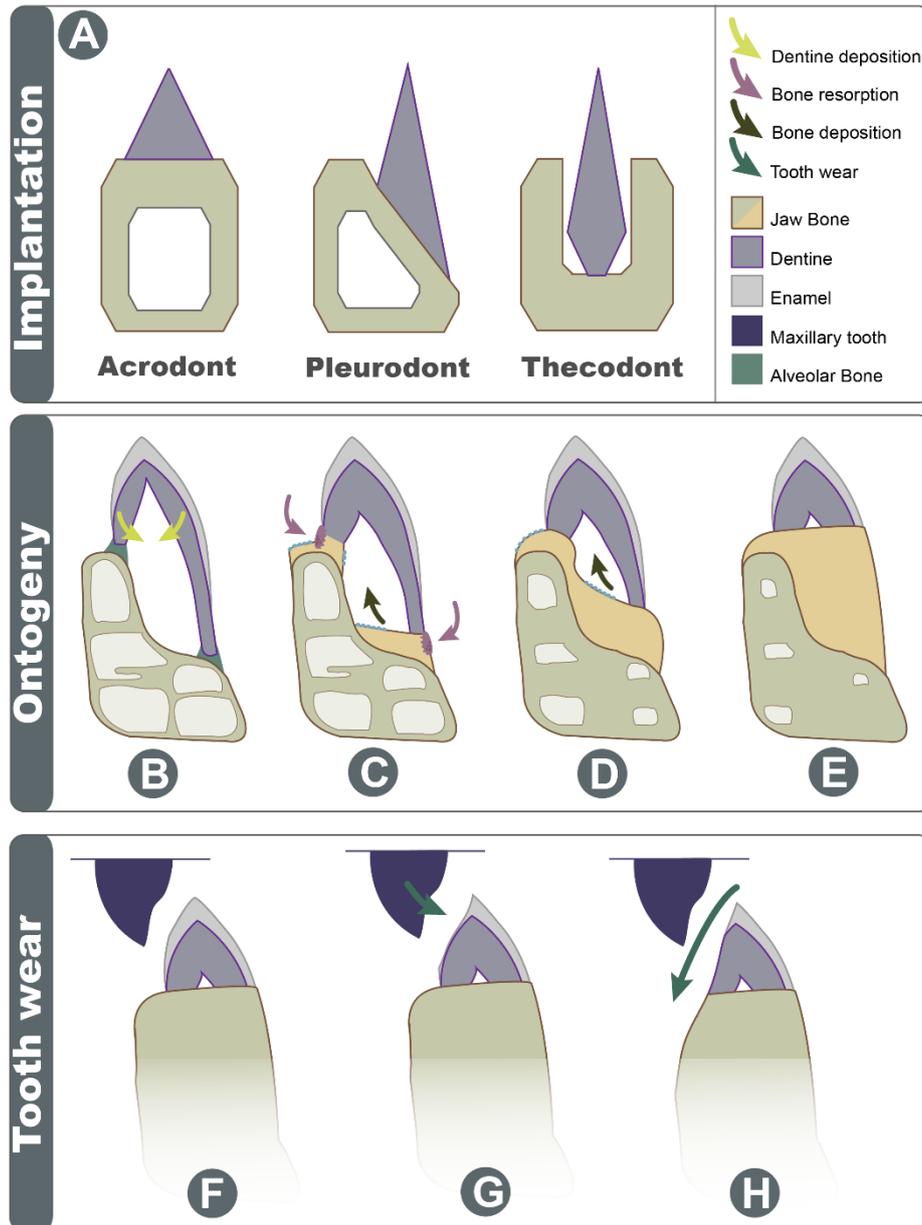


Figure 21 : Explication schématique des changements d'implantation dentaire tout au long de l'ontogenèse et de l'usure des dents d'après Haridy

(A) Trois catégories d'implantation de base traditionnelles, sans tissu d'attache illustré. (B) une dent d'implantation pleurodonte est fixée via l'os alvéolaire, les flèches jaunes indiquent la direction du dépôt de dentine. (C) les flèches violettes montrent la direction de la résorption de dentine par les odontoclastes, la flèche bleue indique la direction du dépôt osseux par les odontoblastes. (D) la flèche bleue montre un dépôt osseux supplémentaire, la trabécule dans le dentaire est réduite. (E) la dent semble implantée à l'apex du dentaire. (F) montre la position de la dent maxillaire. (G) l'émail est usé du côté labial. (H) avec une usure avancée, l'émail, la dentine et l'os du dentaire sont usés du côté labial²⁵

Certains Agamidés ont également des dents **pleurodentes** à l'entrée de la mâchoire, ce qui est le cas pour le *Pogona vitticeps*. Ces dents pleurodentes, les plus rostrales, sont en général très développées, leur donnant une apparence de canine^{19,34}.

- Os de la mâchoire supérieure^{19,34}

Maxillaire – Prémaxillaire

La région est formée par l'os **prémaxillaire** et **maxillaire**, qui appartiennent au dermatocrâne. Le prémaxillaire est impair, rostral et médian, tandis que le maxillaire forme la partie latérale de la

mâchoire supérieure. En comparaison, le prémaxillaire est de taille réduite, alors que le maxillaire est très développé et articule fortement entre elles les régions du rostre, du palais et de l'orbite. Les imposants processus rostro-médiaux de l'os maxillaire séparent le prémaxillaire des os vomers. L'os prémaxillaire porte des dents pleurodentes.

- Mandibule^{19,34}

Dentaire – Articulaire : pré-articulaire + articulaire + rétro-articulaire – Sur-angulaire – Angulaire – Splénial – Coronoïde

La mandibule est composée d'os issus du dermatocrâne, exceptés l'os articulaire et le processus rétroarticulaire, qui eux sont issus du splanchnocrâne. La fosse de Meckel est toujours ouverte chez les Agamidés, et la mandibule possède une fosse de l'adducteur très profonde.

Le massif os **dentaire** constitue à lui seul les deux tiers de la mandibule, allant de la partie la plus rostrale de la tête jusqu'au niveau du neurocrâne. L'os dentaire s'étend caudalement au processus le plus caudal de l'os coronoïde comme chez tous les Agamidés.

La partie caudale de la mandibule est composée de l'os **articulaire** ainsi que du **sur-angulaire** latéralement, de l'os **angulaire** ventralement, et au même niveau que la fosse de l'adducteur caudale, le **pré-articulaire**.

L'os articulaire résulte de la fusion de l'os pré-articulaire, de l'os articulaire et du processus **rétro-articulaire**. L'os pré-articulaire se situe médialement au **splénial**.

D'après Ollonen, l'os angulaire est de petite taille, tandis que d'après Evans, l'os angulaire des Agamidés est en général long et courbe en forme de côte et s'insère entre le sur-angulaire et l'articulaire. Le sur-angulaire est court d'après Evans.

L'os splénial est souvent de taille réduite, voire absent chez certains Agamidés.

L'os **coronoïde**, généralement triangulaire chez les Agamidés, est situé dans la partie médiale de la mandibule, ventralement à l'éctoptérygoïde et à la même hauteur que l'extrémité caudale du maxillaire. Chez les Agamidés, l'os coronoïde ne possède pas de processus labial, et possède un processus caudal (postérieur) de taille importante.

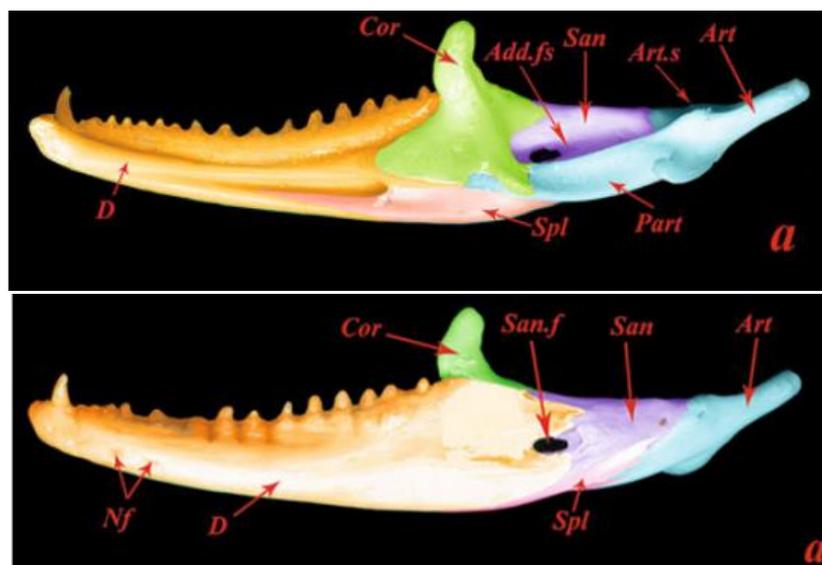


Figure 22 : Mandibule de *T. ruderatus*²⁰

En haut, vue médiale. En bas, vue latérale. Légendes : D : os dentaire, Cor : os coronoïde, Add.fs : fosse de l'adducteur, San : os sur-angulaire, San.f : foramen du sur-angulaire, Spl : os splénial, Art : os articulaire, Art.s : surface articulaire pour le carré, Part : os pré-articulaire, Nf : foramens nourriciers

▪ L'appareil hyoïdien^{23,27}

Il possède une pièce médiane, le **corps de l'hyoïde (basihyal)**, pourvu parfois d'un prolongement antérieur, le **processus lingual** ou **entoglosse**. A partir du corps, divergent vers l'arrière des prolongements ou cornes, habituellement au nombre de 3 paires ; les premières sont les **cornes hyoïdiennes (cératohyal)**, les deux autres les **cornes branchiales 1 et 2 (cératobranchiaux)**. Chez certains Agamidés et Iguanidés, le cératobranchial 2 est allongé, servant de support au fanon gulaire.

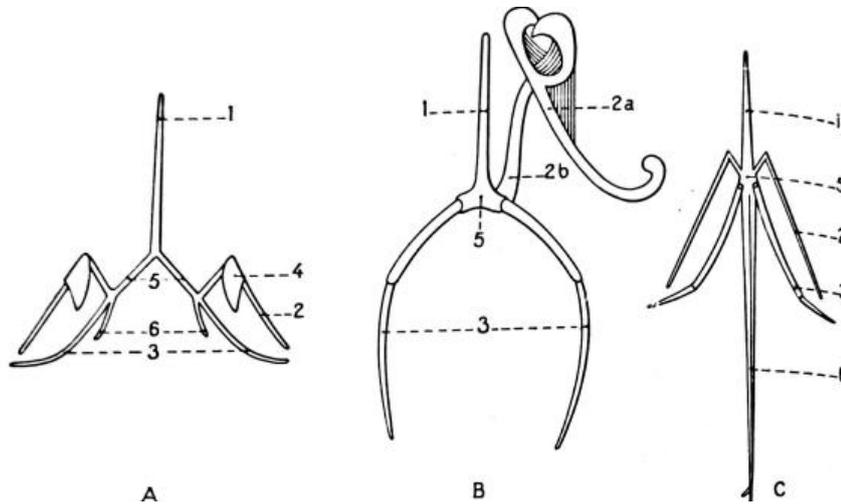


Figure 23 : Appareil hyoïdien de A, *Mabuya*. B, *Varanus*. C, *Anolis*, d'après Gnanamuthu²³
Légendes : 1 : processus entoglosse, 2 : cornes antérieures ou hyoïdiennes, 3 : cornes branchiales 1, 4 : plaque cartilagineuse, 5 : corps de l'hyoïde, 6 : cornes branchiales 2

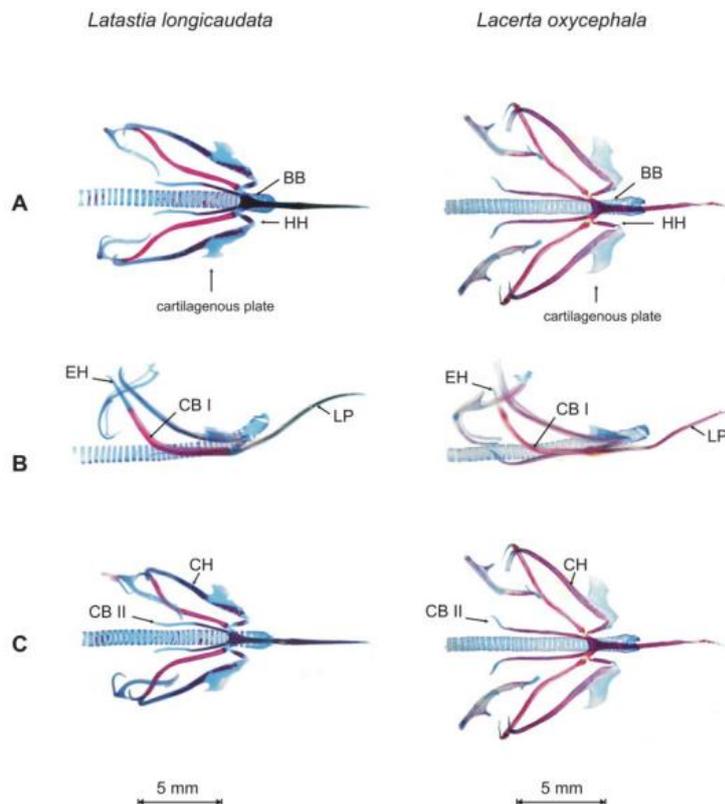


Figure 24 : Appareil hyoïdien de *Latastia longicaudata* et *Lacerta oxycephala*²⁷

A, vue ventrale. B, vue latérale. C, vue dorsale.

Les éléments en bleu indiquent la présence de cartilage, les éléments en rouge sont ossifiés.

Légendes : BB, basibranchium (basihyal), CB I : corne branchiale 1, CB II : corne branchiale 2, CH : cératohyal, EH : ephyale, HH : hypohyale, LP : processus lingual (entoglosse)

c. Squelette axial

La formule vertébrale du *Pogona vitticeps* n'est pas clairement établie. Les vertèbres des Lacertiliens sont en général segmentées en 3 régions : les vertèbres pré-sacrales, les vertèbres sacrées et les vertèbres caudales. Selon certains auteurs, les vertèbres pré-sacrales peuvent désigner l'ensemble des vertèbres avant le sacrum ; les vertèbres cervicales étant comprises dedans. Pour d'autres, la dénomination de vertèbre pré-sacrée commence après la dernière vertèbre cervicale. Ici, nous considérerons que les vertèbres pré-sacrales comprennent les **vertèbres cervicales** et les **vertèbres dorsales** (qui commencent donc après la dernière cervicale, jusqu'avant la première sacrée). Les vertèbres sont de type **procèle**.

▪ Région cervicale :

Dans son travail, Al-Hassawi réalise une étude anatomique comparée de la région cervicale de différents Agamidés, notamment du *Pogona sp.*, en prenant comme référence *Uromastyx aegyptia microlepis*. Par extension, nous allons, par la suite, exposer les différentes caractéristiques ostéologiques du squelette axial de *Uromastyx* en relevant les particularités évoquées concernant les individus du genre *Pogona*¹.

Une autre étude s'intéressant à l'ostéologie vertébrale de *Pseudopus apodus*, l'orvet des Balkans, est utilisée pour illustration des propos et des régions anatomiques, malgré une taxonomie assez différente (famille des anguidés)⁷.

La région cervicale est composée de **8 vertèbres** pour la majorité des auteurs ; mais selon El-Toubi en 1945, il y en aurait 6. Pour cette étude, nous considérerons qu'il y en a 8.

Les premières vertèbres cervicales sont constituées d'éléments osseux ventraux décrites par différents auteurs de manière diverse et variée²⁸. Selon certains auteurs, cette **hypapophyse** peut être considérée comme étant un centre d'ossification inférieur au centrum, alors appelé hypocentre²³ ou intercentrum⁷, et parfois coiffé d'une épiphyse terminale²⁸. Dans le contexte de cette étude descriptive anatomique, nous ne prendrons pas position sur la nature de cette pièce osseuse ventrale et la qualifierons par la suite d'hypapophyse.

- **Atlas** : il forme un anneau osseux constitué par l'arc neural dont les deux parties sont séparées dorsalement et réunies ventralement par l'hypapophyse. Les processus caudaux de l'atlas sont courts et les processus transverses sont larges. L'hypapophyse est carénée¹.
- **Axis** : on distingue différentes régions que sont le centrum, c'est-à-dire le corps de l'axis, l'apophyse odontoïde. Le bord caudo-dorsal de l'épine neurale est triangulaire. Cette dernière réunit deux lames de l'arc neural, et est triangulaire. La deuxième hypapophyse est pointue et carénée. Chez *Agama agama*, l'axis ne possède qu'une seule hypapophyse.
- **C3-C8** : Les épines neurales sont courtes, et la première possédant une épine large est la vertèbre C7. Les extrémités des épines sont arrondies et s'aplatissent à partir de C8. Les bords crâniens et caudaux des épines neurales sont arrondis et courbes. Al-Hassawi rapporte 6 hypapophyses chez l'agame barbu. Les premières côtes cervicales débutent à C5. Les postzygapophyses sont arrondies et horizontales.



Figure 25 : Schéma des premières vertèbres cervicales selon Hoffstetter, de *Agama agama*, en vue latérale gauche²³
 Légendes : 1,2,3,4 : hypocentres (hyapophyses) ; I,II,III,IV : arcs neuraux ; a,b,c,d : pleurocentres

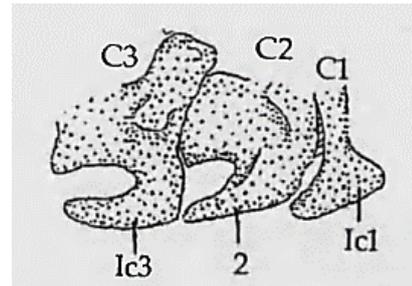


Figure 26 : Schéma des vertèbres cervicales de *Calotes versicolor*, en vue latérale droite¹
 Légendes : C1-C2-C3 : vertèbre cervicale 1-2-3 ; Ic1-2-3 : intercentrum (hyapophyses) 1-2-3

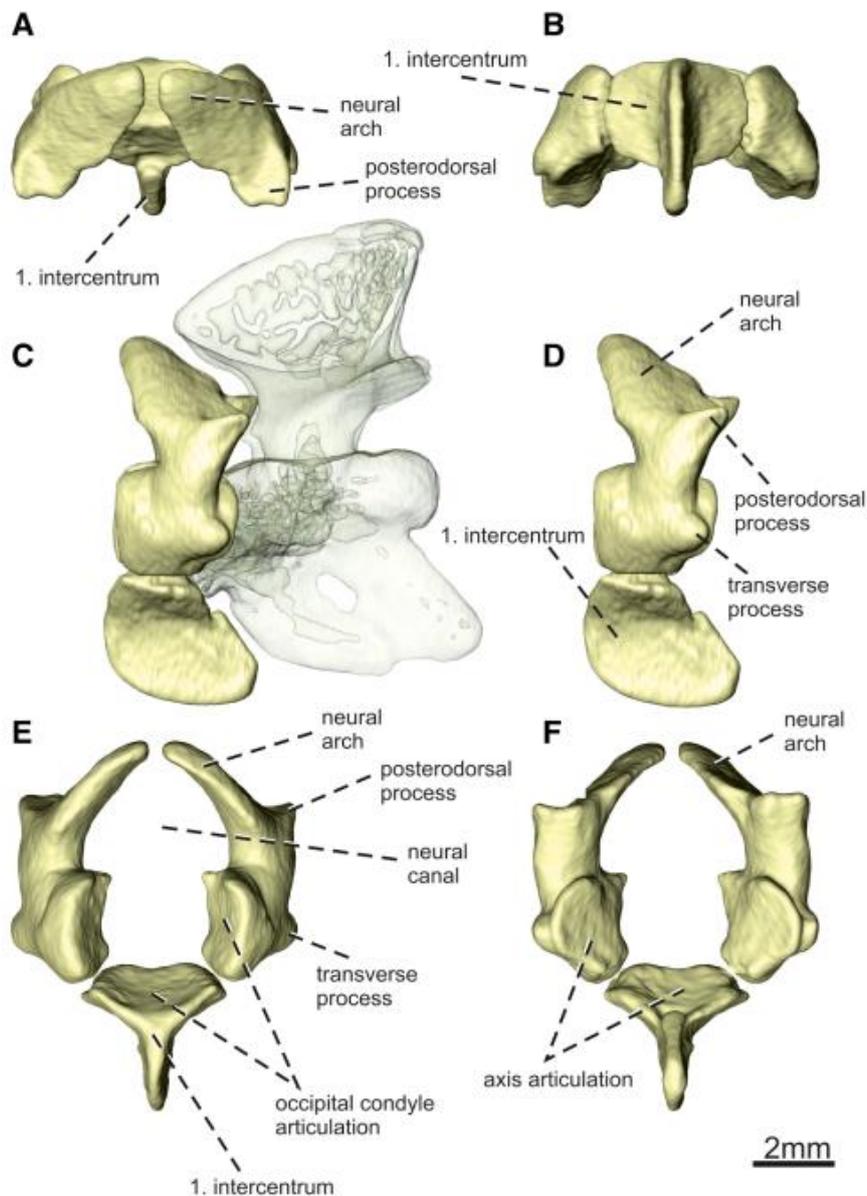


Figure 27 : Atlas de *Pseudopodus apodus*⁷
 A, vue dorsale. B, vue ventrale. C, Vue latérale gauche et comparaison à la taille de l'axis. D, vue latérale gauche. E, vue crâniale. F, vue caudale

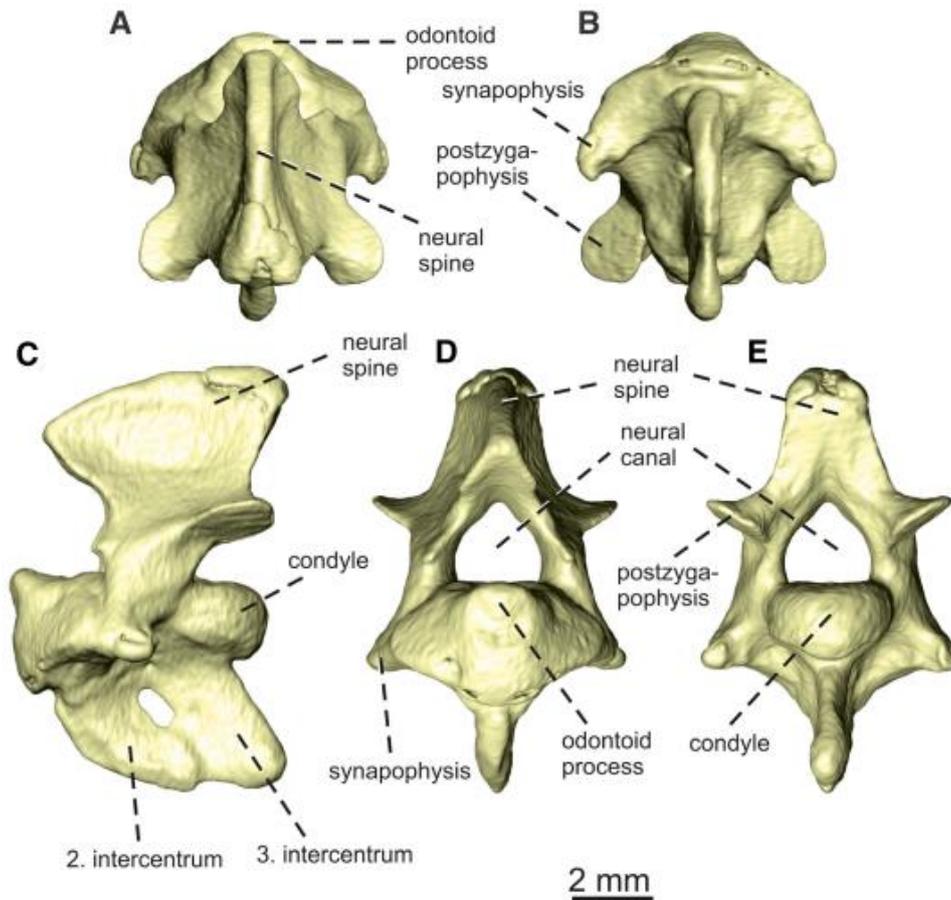


Figure 28 : Axis de *Pseudopodus apodus*⁷
 A, vue dorsale. B, vue ventrale. C, vue latérale gauche. D, vue crâniale. E, vue caudale

- Région dorsale :

D'après Grassé, la région cervicale se distingue de la région dorsale car les vertèbres de la région dorsale ont une apophyse épineuse allongée, une apophyse transverse courte et large dirigée dorso-ventralement. L'arc neural circonscrit un canal rachidien cordiforme. Les facettes articulaires prézygapophysaires sont concaves et orientées méso-dorsalement²³.

- Région sacrée :

Il existe **deux vertèbres sacrées** qui sont grandes et dont les apophyses transverses sont longues et réunies par leur extrémités élargies, délimitant un grand foramen sacré²³. Grassé les appelle parfois côtes sacrées²³ et par d'autres auteurs, elles sont appelées **pleurapophyses**⁷, terme que nous garderons par la suite.

- Région caudale :

La différenciation des vertèbres caudales au sein de la colonne vertébrale est un caractère important qui peut varier chez les lézards. Elle est principalement déterminée par les différences dans le changement séquentiel entre le sacrum et l'extrémité de la queue, dans la présence ou le nombre et l'orientation des apophyses transverses, ainsi que dans leur position par rapport au plan de fracture en cas de capacité autotomique¹⁸.

D'après Grassé, les 8 premières vertèbres caudales possèdent encore des apophyses transverses allongées (côtes caudales), les centrum s'allongent peu à peu, et les arcs neuraux régressent²³.

Une étude de Etheridge en 1967, s'intéresse plus particulièrement aux vertèbres caudales¹⁸. D'après ce dernier, la séquence de vertèbres caudales chez tous les Agamidés est composée d'une première série plus crâniale avec une seule paire d'apophyses transverses (pleurapophyses), suivie d'une série de vertèbres avec une absence de pleurapophyses. Le nombre de vertèbres caudales et le nombre appartenant à chaque série est variable. Lorsque le nombre de vertèbres appartenant à la première série est grand, la transition aux vertèbres sans apophyses transverses serait abrupte, tandis que lorsque celle-ci est longue, la transition est plus graduelle. Chez *Calotes*, il existe 12 vertèbres avec apophyses transverses contre 49 sans apophyses transverses. Chez *Agama*, il existe 10 vertèbres avec apophyses transverses contre 25 sans apophyses transverses.

L'autotomie fonctionnelle par le biais de plans de fracture ne se produit pas chez les Agamidés.

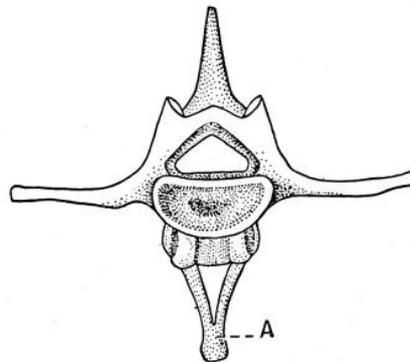


Figure 29 : Vertèbre caudale de varan selon A. Bellairs et Underwood²³

Légende : A : arc hémal

Sur la face ventrale, les hypapophyses sont bifurquées en deux baguettes réunies par leur extrémité ventrale et délimitent un orifice à section triangulaire : ce sont les **arcs hémaux** ou os chevrons. L'ensemble délimite un canal hémal, abritant l'artère caudale²³.

d. Squelette zonal

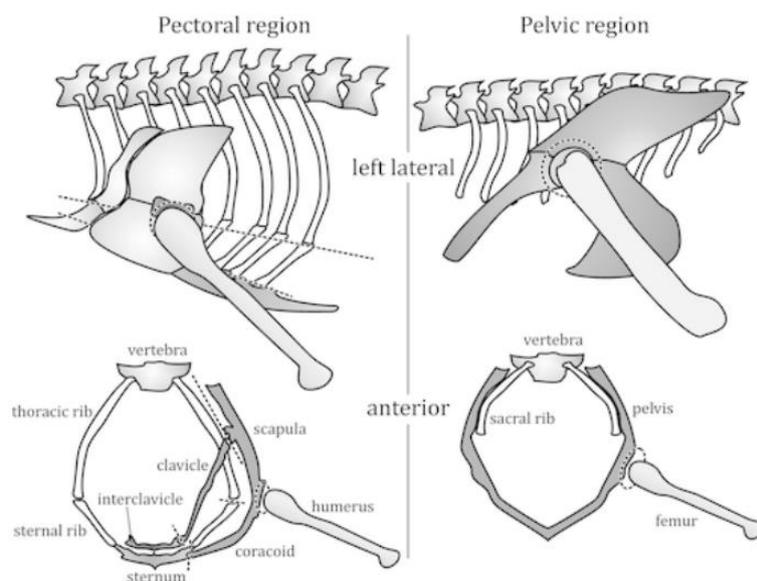


Figure 30 : Schéma du squelette zonal des squamates⁴⁶

- La ceinture pectorale :

La ceinture pectorale est composée de différents éléments²¹:

- Os pairs : on retrouve les **clavicules**, les **scapulas**, les **coracoïdes**, les cartilages **épicoracoïdes** et **suprascapulaires**.
- Os impairs : l'**interclavicule** et le **sternum** (que nous intégrons ici pour faciliter la compréhension).

Les **clavicules** sont plus au moins ossifiées selon les espèces et s'articulent dorsalement et latéralement avec la suprascapula¹. Ventralement et médialement, les clavicules s'articulent avec l'interclavicule.

L'**interclavicule** est en forme de croix chez les Agamidés, les processus latéraux étant plus courts que le processus caudal, qui lui est long et prononcé¹.

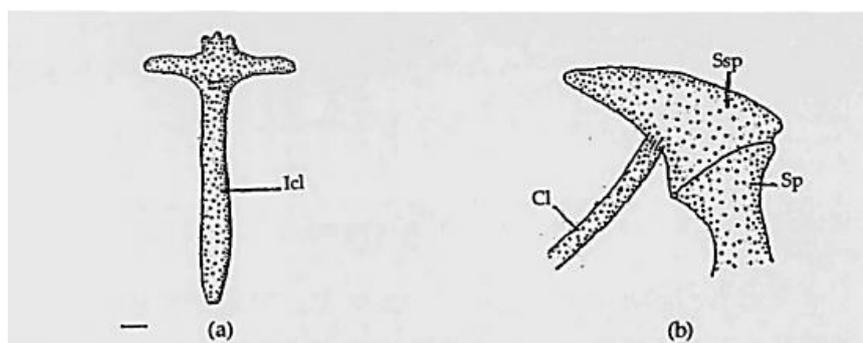


Figure 31 : Schéma (a) d'une interclavicule de *Uromastyx aegyptia microlepis* en vue ventrale et (b) d'une articulation de la clavicule avec la suprascapula en vue latérale gauche¹

Légendes : Icl : interclavicule ; Cl : clavicule ; Sp : os scapulocoracoïde ; Ssp : suprascapula. Echelle = 1mm

L'évolution phylogénétique de l'os **scapulocoracoïde** est très complexe et a fait l'objet de nombreuses recherches²¹.

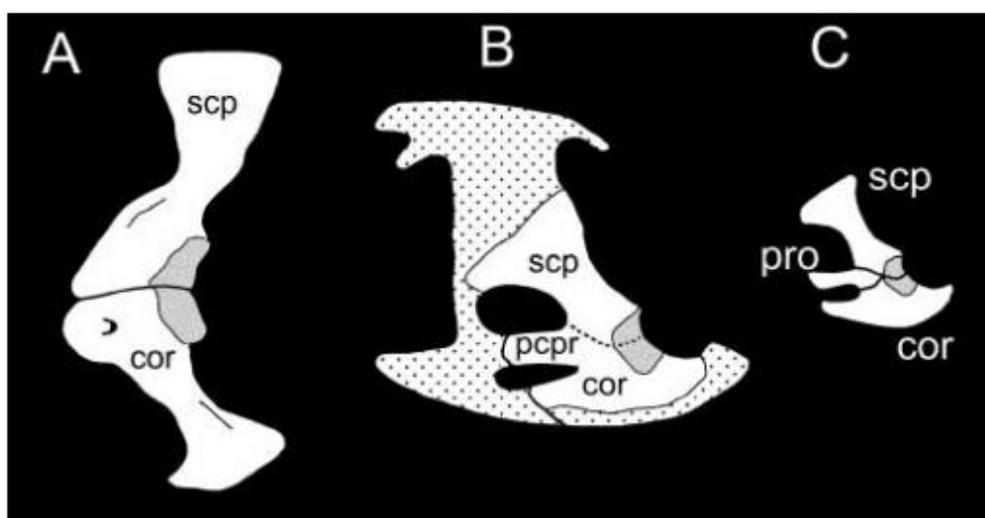


Figure 32 : Représentation schématique de l'os scapulocoracoïde chez (A) un alligator et (B,C) un *Shinisaurus* respectivement sub-adulte et juvénile⁵⁰

Légendes : cor : coracoïde, scp : scapula, pcpr : processus procoracoïde, pro : procoracoïde

La forme de l'os et le nombre de processus en région crâniale du coracoïde et de la scapula est variable^{46,50}. Le coracoïde s'articule avec le sillon coracosternal, qui se situe sur l'extrémité cranio-latérale du manubrium.

Une étude de 2014 s'intéressant à l'ostéologie de la ceinture pectorale de lézards du genre *Norops* (Wagler, 1830), est utilisée ci-dessous (figure 33) pour illustration des propos et des régions anatomiques, malgré une taxonomie assez différente (Dactyloïdés)⁴⁶. Le genre *Norops* n'existe plus dans la classification taxonomique Système Naturae 2000 de The Taxinomicon et est remplacée par le genre *Anolis* (Daudin, 1802). Cette étude utilise une espèce de *Cophosaurus* appartenant à un autre taxon en comparaison.

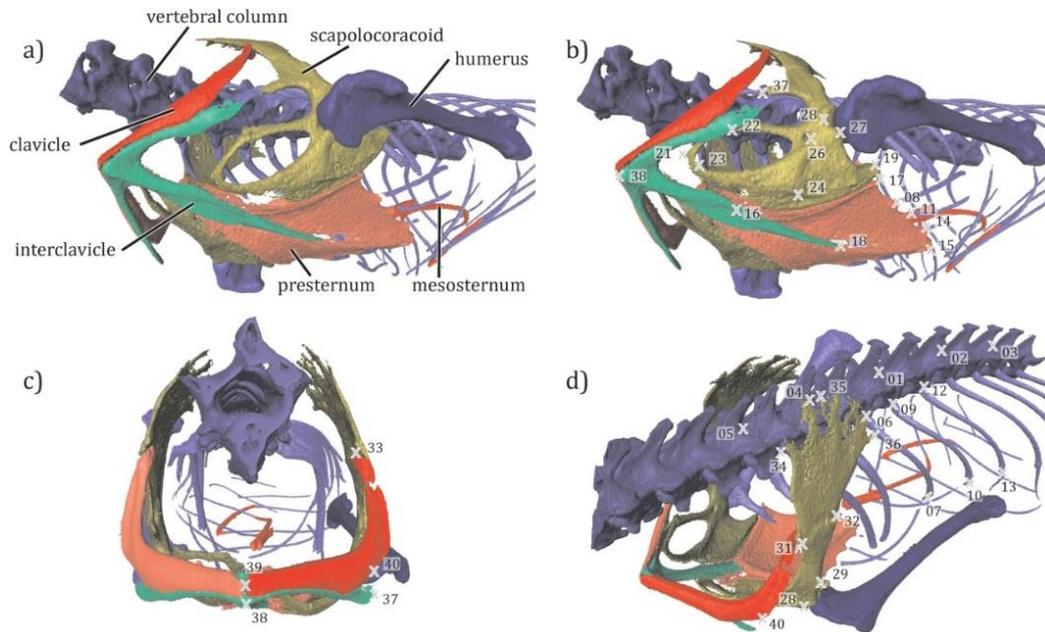


Figure 33 : Reconstruction scanner de la ceinture pectorale de *Anolis lineatopus*⁴⁶
 a) et b) vue ventrolatérale gauche, c) vue crâniale, d) vue dorso latérale gauche
 Légendes : Voir source, les nombres sont des marqueurs de position utilisés dans l'article

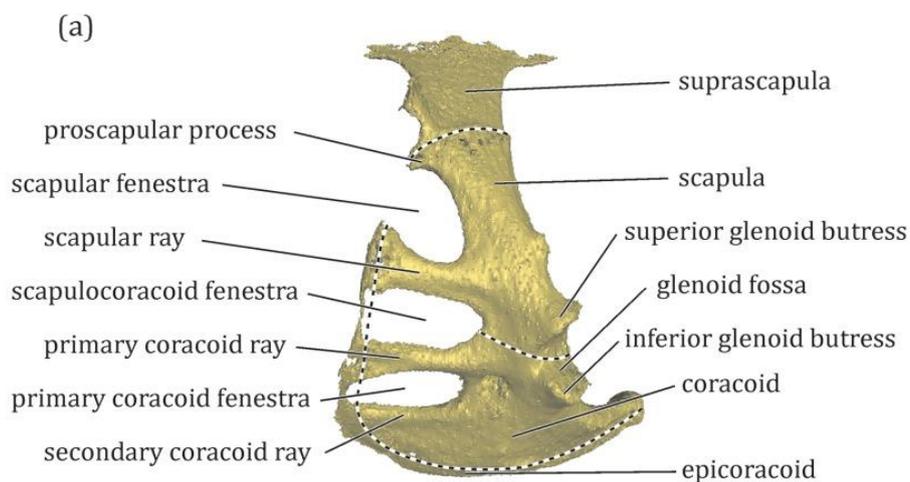


Figure 34 : Reconstruction scanner de l'os scapuloacoracoïde gauche en vue latérale de *Cophosaurus texanus*⁴⁶

L'**épicoracoïde** est une extension **cartilagineuse** médiale et crâniale de l'os coracoïde. Dans la partie crâniale de la ceinture, les deux épicoracoïdes se superposent médialement et sont recouverts par l'interclavicule. Caudalement à l'articulation avec l'interclavicule, les épicoracoïdes s'articulent avec le sillon coracosternal du manubrium.

La **suprascapula** est également une extension **cartilagineuse**, située dans la continuité dorsale de la scapula. Le cartilage s'approche presque jusqu'à la colonne vertébrale. La clavicule s'articule crânialement.

Pour le **sternum**, le **manubrium** sternal est articulé avec les 3 premières côtes dorsales. Le manubrium est rhomboïdal dépressible⁴⁶. La partie postérieure du manubrium se met en continuité avec les **gastralia de type xiphisternales**. Les gastralia sont aussi dénommées dans la littérature par côtes abdominales, parasternum, parasternalia, « *inscriptional ribs* ». Elles ne s'articulent pas avec les vertèbres⁴⁷. Les gastralia xiphisternales font opposition aux **gastralia post-xiphisternales** qui se lient dorsalement aux côtes dorsales, sans rejoindre le manubrium⁴⁷.

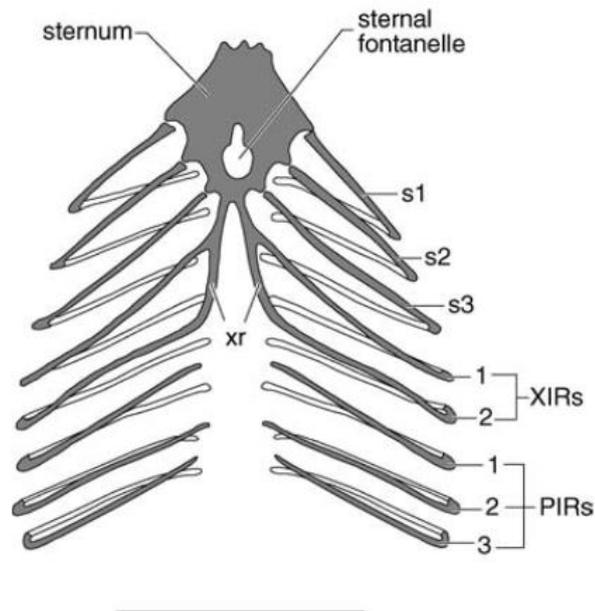


Figure 35 : Schéma de l'organisation sternale et de gastralia du *Stenocercus guentheri*⁴⁷, en vue ventrale
 Légendes : PIRs : « *inscriptional ribs* » postxiphisternales, s : sternal ribs, XIRs : « *inscriptional ribs* » xiphisternales, xr : « *xiphisternal longitudinal rods* ». Echelle = 5 mm

Le sternum peut être subdivisé en deux parties selon certains auteurs : le pré-sternum et le mésosternum⁴⁶. Le pré-sternum désigne la partie antérieure du sternum, le manubrium. Le mésosternum désigne lui la portion, parfois appelée xiphisternum, où les côtes xiphisternales fusionnent⁴².

Le nombre de côtes sternales et xiphisternales est variable chez les squamates, même si le motif le plus fréquent est 3 côtes sternales et 2 côtes xiphisternales. Les côtes post-xiphisternales peuvent parfois fusionner ventralement et former des chevrons⁴⁷. Plusieurs motifs organisationnels peuvent exister. L'illustration présentée ci-après (figure 36) les résume.

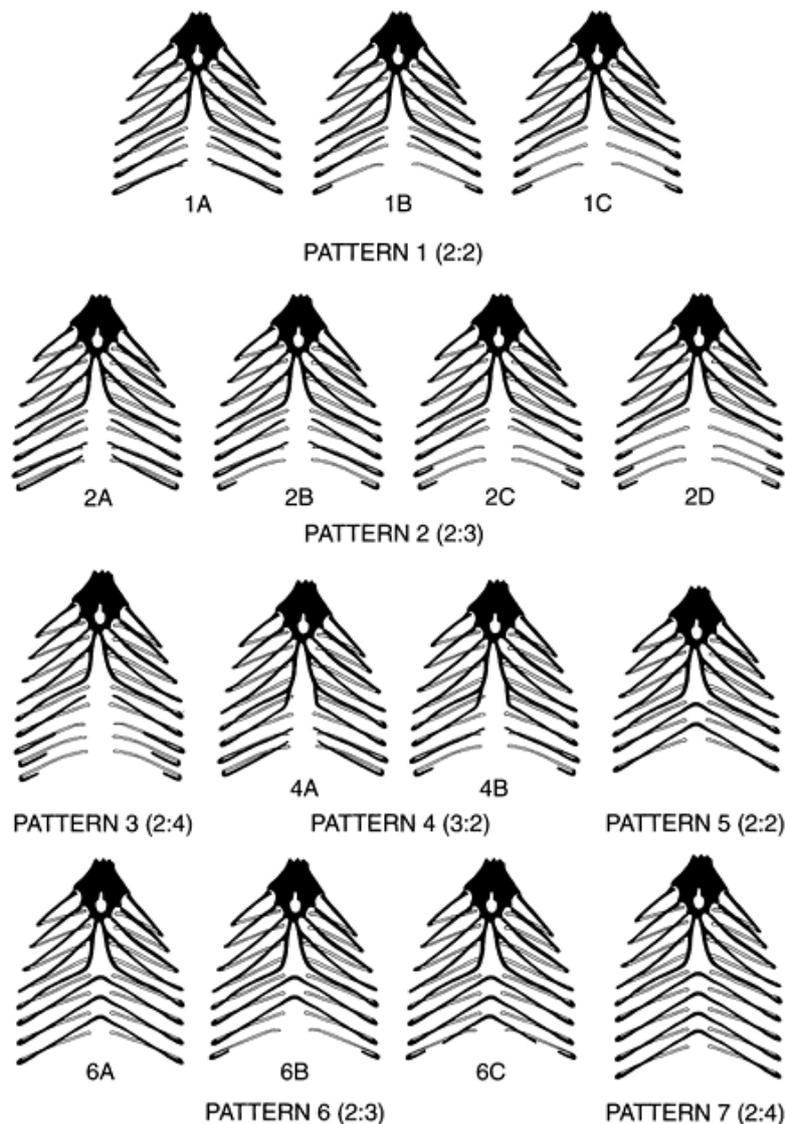


Figure 36 : Motifs organisationnels du sternum et des gastralia chez les squamates de type *Tropiciduridés*⁴⁷

- La ceinture pelvienne :

La ceinture pelvienne est formée de deux moitiés symétriques, comprenant un **élément dorsal iliaque** et une **plaque ventrale pubo-ischiatique**. Au sein de cette plaque ventrale se dessine une fenêtre pubo-ischiatique, plus ou moins vaste selon l'espèce. Chaque demi ceinture, que nous dénommerons **coxal** par analogie avec les mammifères, comporte 3 pièces : un ilium (ilion) dorsal et un ischium (ischion) et un pubis, ventraux.

Selon Grassé, chez les Lacertiliens, l'ilium est relativement petit. Sa portion dorsale, plus ou moins triangulaire, s'appuie par son sommet sur les vertèbres sacrées auxquelles elle est unie par un puissant ligament. La lame ventrale la plus crâniale, correspond aux pubis unis par une symphyse cartilagineuse. Les deux ischiums unis forment une ceinture concave dorsalement.

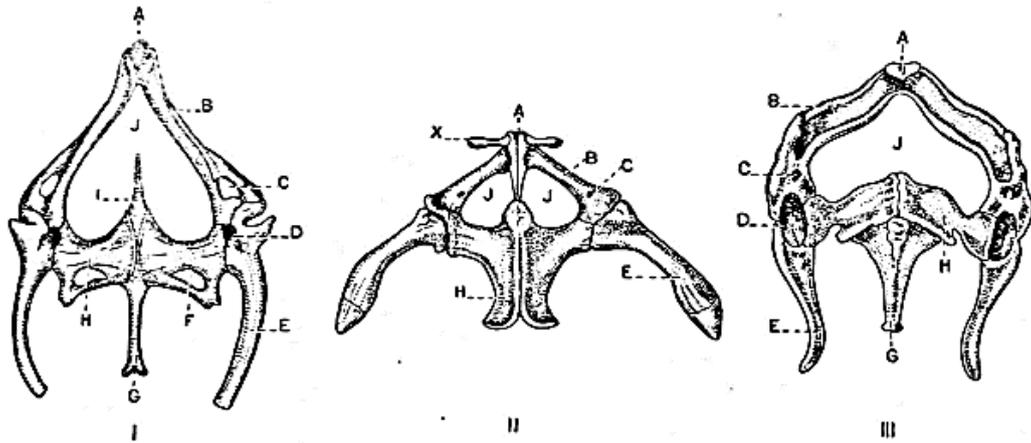


Figure 37 : Schéma de différentes ceintures pelviennes de squamates, selon Hoffman²³
I, Lacerta. II, Chameleo. III, Gecko.

Légendes : A : épipubis, B : pubis, C : foramen obturateur, D : acétabulum, E : ilium, F : foramen de Leydig, G : os cloacaux, H : ischium, I : cartilage proischiatique, J : foramen cordiforme ou pubo-ischiatique, X : ossicules particuliers au genre

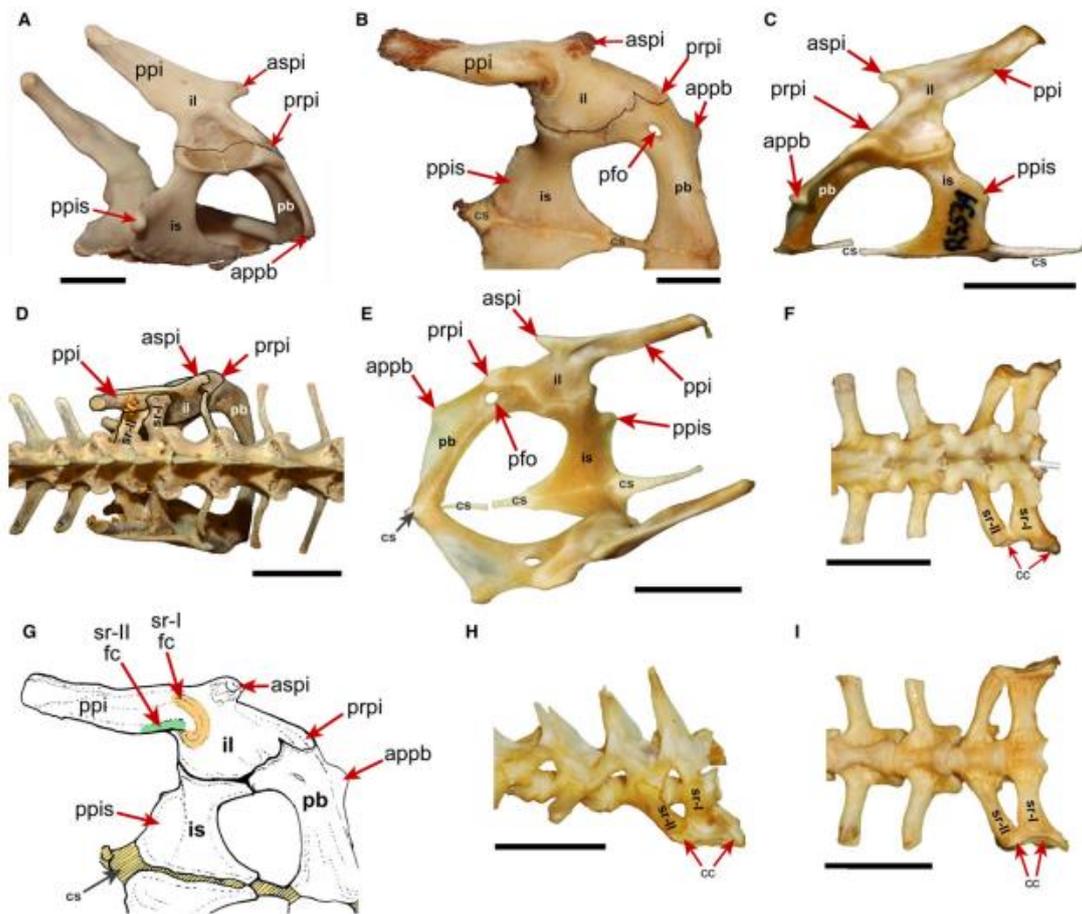


Figure 38 : Photographies et illustrations de la ceinture pelvienne de différents Squamates³⁶

Chez *Iguana iguana* : A, Coxal en vue latérale droite. D, Bassin en vue dorsale

Chez *Varanus albigularis* : B, Coxal gauche en vue médiale. G, Coxal gauche en vue médiale

Chez *Basiliscus basiliscus* : C, Coxal gauche en vue latérale. E, Coxal en vue dorsale. F, Vertèbres sacrées en vue dorsale. H, Vertèbres sacrées en vue latérale droite. I, Vertèbres sacrées en vue ventrale.

Légendes : appb : « anterior process of the pubis », aspi : « anterior supracetabular process of the ilium », car : cartilage, cs : « symphyseal cartilage », fc : « facet », fe : femur, il : ilium, is : ischium, pb : pubis, pfo : foramen pubien, ppi : « posterior process of the ilium », ppis : « posterior process of the ischium », prpi : « preacetabular process of the ilium », sr-I : première vertèbre sacrée, sr-II : deuxième vertèbre sacrée. Echelle = 1 cm

Une étude s'intéressant à la jonction iliosacrée chez les squamates qui a été réalisée par Paparella en 2020 confirme que chez la grande majorité des espèces, les vertèbres sacrales s'articulent par le processus caudal (postérieur) de l'ilium³⁶.

Les vertèbres sacrées sont en général soudées entre elles, mais uniquement par leurs processus transverses. En effet, les corps ne sont pas soudés. Parmi les espèces différentes caractéristiques peuvent varier :

- la position des facettes articulaires pour le sacrum sur l'ilium,
- l'orientation du processus caudal de l'iliaque,
- le développement du processus supracetabulaire de l'ilium chez les lézards facultativement bipèdes.

L'illustration ci-dessus (figure 38), issue de cette étude, illustre la diversité anatomique de la ceinture pelvienne chez *Iguana iguana*, *Varanus albigularis* et *Basiliscus basiliscus*.

e. Squelette appendiculaire

▪ Le membre thoracique :

L'**humérus** est relativement court et nettement élargi au niveau des épiphyses. Son extrémité proximale possède une tête elliptique située dans le prolongement de l'axe diaphysaire, et distalement il existe deux tubérosités, l'une médiane, l'autre latérale, séparant une fosse bicipitale. L'extrémité distale est aplatie et possède deux surfaces articulaires, l'une externe, le condyle radial, et l'autre interne, le condyle ulnaire (cubital). Des épicondyles sont présents des deux côtés et forment une saillie proximale à chaque condyle. Du côté radial, l'épicondyle radial est perforé d'un foramen ectépicondylien pour le passage du nerf radial. Du côté ulnaire, l'épicondyle est également perforé chez *Sphenodon*, et forme un foramen entépicondylien pour le passage du nerf médian et de l'artère brachiale²³.

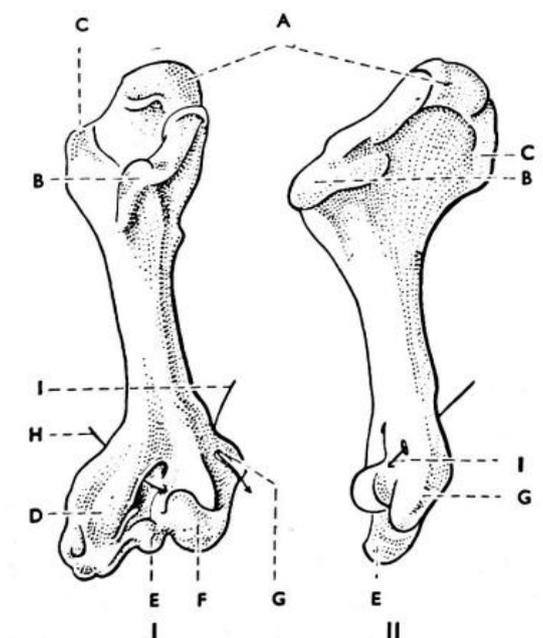


Figure 39 : Schéma d'un humérus gauche de *Sphenodon punctatus* d'après Verluys²³

I, face ventrale. II, face latérale.

Légendes : A : tête humérale, B : tubérosité latérale, C : tubérosité médiane, D : épicondyle ulnaire, E : condyle ulnaire, F ; condyle radial, G : épicondyle radial, H : foramen entépicondylien, I : foramen ectépicondylien.

Le squelette de l'avant-bras est formé par le **radius** et l'**ulna**. L'ulna est plus volumineux et présente un olécrâne obtus et bien développé chez *Sphenodon*. Les os sont étroitement contigus au sein de l'articulation du coude. Ils ne s'articulent pas indépendamment l'un de l'autre mais chacun participe à la formation de deux cupules articulaires. Les mouvements de pronation et supination sont donc impossibles. Distalement, les deux os divergent et sont séparés par un élément du carpe, l'os intermédiaire qui fait défaut d'après Grassé chez les Iguanidés et Agamidés.

Chez le Sphénodon, le **carpe** est primitivement composé de plusieurs os : l'os radial, l'os ulnaire, l'os intermédiaire, de 2 os centraux, et 5 os carpaux distaux et un os pisiforme.

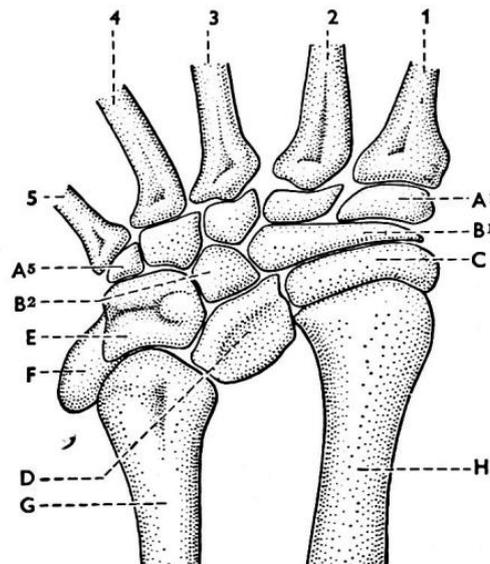


Figure 41 : Schéma du carpe gauche de *Sphenodon*, d'après Schauinsland²³

Légendes : A1 à A5 : 1^{er} au 5^{ème} carpal distal, B1 : central 1, B2 : central 2, C : radial, D : intermédiaire, E : ulnaire, F : pisiforme, G : ulna, H : radius, 1 à 5 : métacarpiens

Une étude de 2015 s'est intéressée au développement embryonnaire du carpe et du tarse du *Pogona vitticeps*, en comparaison aux caméléons. A 45 jours de développement embryonnaire post oviposition, le carpe est composé de 9 os différents : l'os radial et l'os intermédiaire semblent soudés chez l'agame barbu, l'os ulnaire, les deux autres centraux (dénommés ici os latéral central et os médial central) sont présents ainsi que les 5 os carpaux distaux et l'os pisiforme¹⁵.

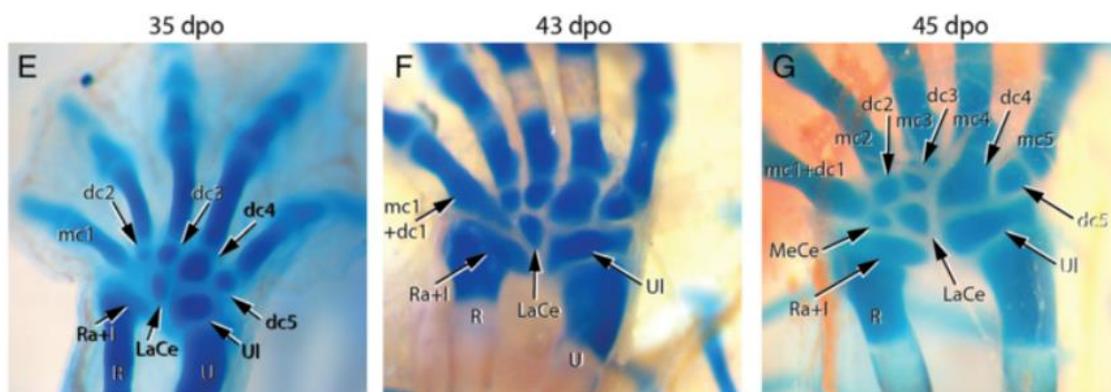


Figure 40 : Développement embryonnaire du carpe droit du *Pogona vitticeps*¹⁵

Cependant, l'étude a également rapporté dans un autre schéma concernant un *Pogona vitticeps* juvénile, la fusion de l'os latéral central avec l'os ulnaire et intermédiaire. L'illustration ci-dessous (figure 42) est issue de l'étude. L'organisation du carpe est peu documentée et une incertitude subsiste.

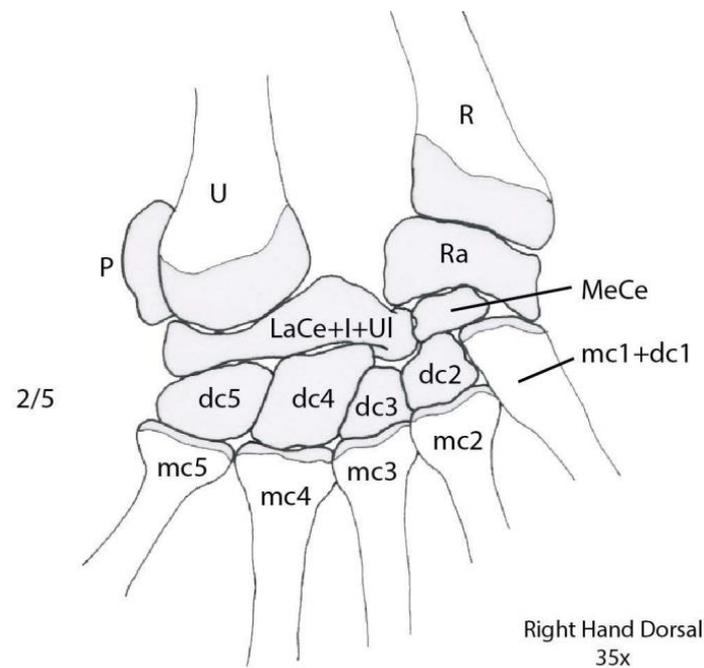


Figure 42 : Schéma de l'organisation du carpe droit d'un *Pogona vitticeps* juvénile¹⁵

La formule phalangienne de la main des Lacertiliens est **2.3.4.5.3** selon Grassé²³.

▪ Le membre pelvien :

Le **fémur** est en général plus long que l'humérus et subcylindrique et rectiligne. La tête fémorale prolonge l'axe diaphysaire, et est de forme plus ou moins elliptique, sans col apparent. Chez les Lacertiliens selon Grassé, il existe deux tubérosités trochantériennes, le trochanter tibial et fibulaire. Chez les squamates, un troisième trochanter existerait. L'extrémité distale du fémur est épaissie, transversalement élargie et porte deux condyles séparés par un sillon prolongé d'une gouttière sur la face caudale de l'os. Le condyle fibulaire, le condyle externe, est plus long que le condyle tibial, condyle interne²³.

Le **tibia** et la **fibula** s'articulent proximale avec leurs condyles fémoraux respectifs. Au niveau de l'articulation du genou, il existe 4 os intercalaires qui correspondent à des ossifications développées dans les ménisques. Une rotule a été décrite chez *Sphenodon*, *Varanus* et *Lacerta*²³.

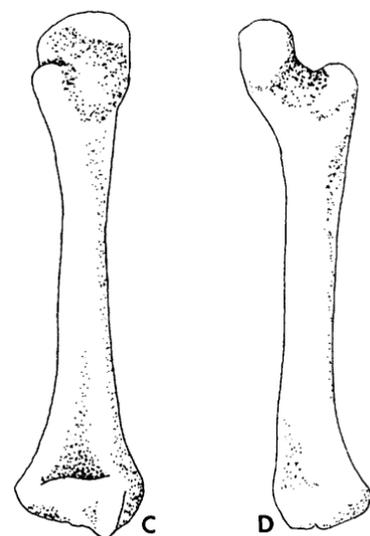


Figure 43 : Schéma d'un fémur de *Shinisaurus*, deux vues représentées, par Costelli

La rangée proximale du **tarse** de *Sphenodon* et des Lacertiliens n'est représentée que par un seul os, l'astragalo-calcanéum ou astragalo-fibulaire, composé de la fusion de l'os tibial, intermédiaire,

fibulaire et centrale. Chez certaines espèces telles que *Uromastix*, l'astragale et le calcanéum demeurent distincts chez l'adulte²³.

La région distale du tarse est réduite à deux os (3 chez le *Sphénodon*), les autres tarsiens étant fusionnés avec les métatarsiens correspondants²³.

L'étude de 2015 citée précédemment s'est également intéressée au développement embryonnaire du tarse du *Pogona vitticeps*. A 45 jours de développement embryonnaire post oviposition, le tarse est composé de 3 os différents : l'os tibial, l'os intermédiaire, et l'os fibulaire semblent soudés chez l'agame barbu, deux autres os tarsaux distaux.

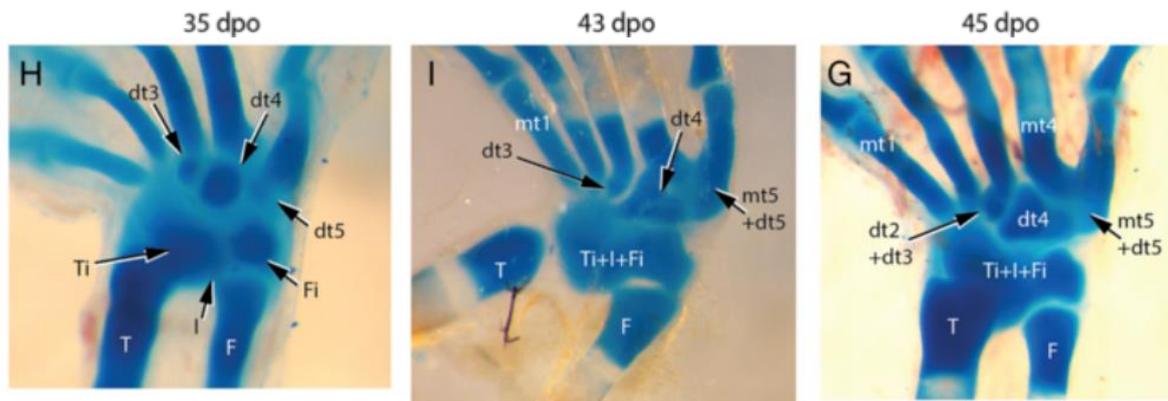


Figure 44 : Développement embryonnaire du tarse gauche du *Pogona vitticeps*¹⁵

Le schéma du tarse décrivant l'organisation observée chez un *Pogona vitticeps* est la même que celle observée à 45 jours post-oviposition¹⁵.

L'astragalo-calcaneum décrit par Grassé contient en plus des 3 os tibial, intermédiaire et fibulaire, un os central, qui ici n'est pas exposé.

L'organisation du tarse, également très peu documentée, possède toujours une part d'incertitude.

La formule phalangienne des orteils est **2.3.4.5.4** et est en général peu sujette aux variations²³.

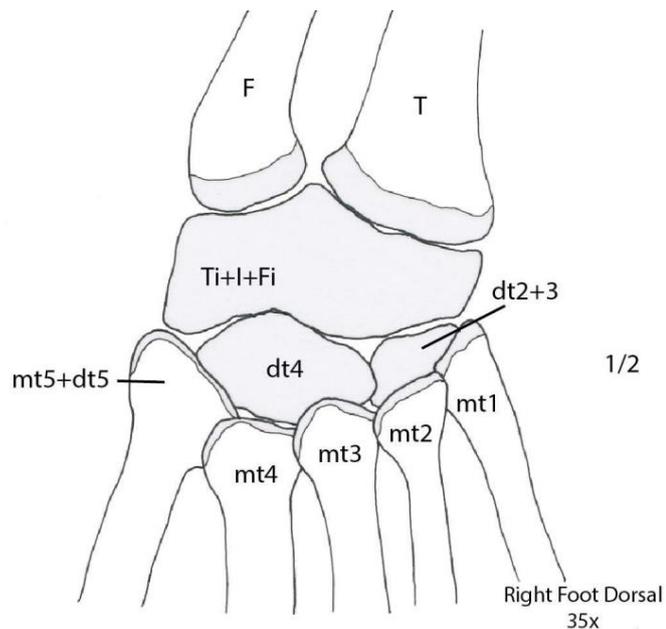


Figure 45 : Schéma de l'organisation du tarse droit de *Pogona vitticeps* juvénile¹⁵

2. SPLANCHNOLOGIE

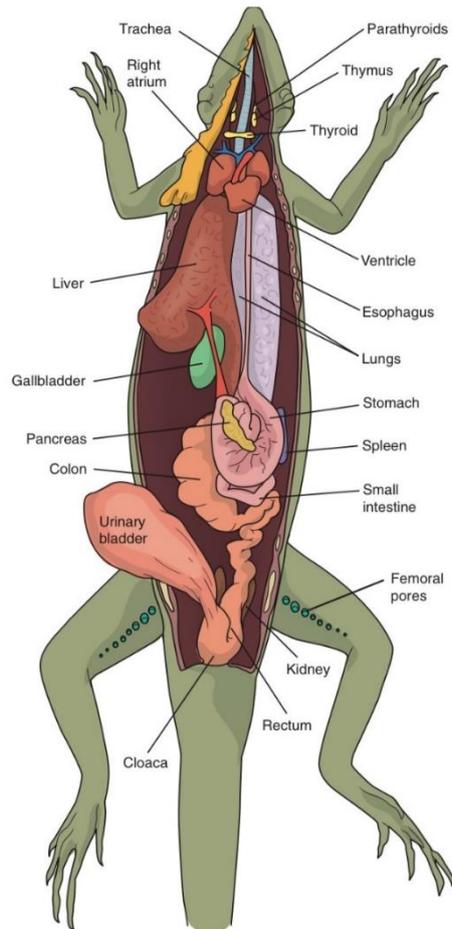


Figure 46 : Schéma de l'organisation anatomique de l'iguane vert¹⁶

a. Système respiratoire

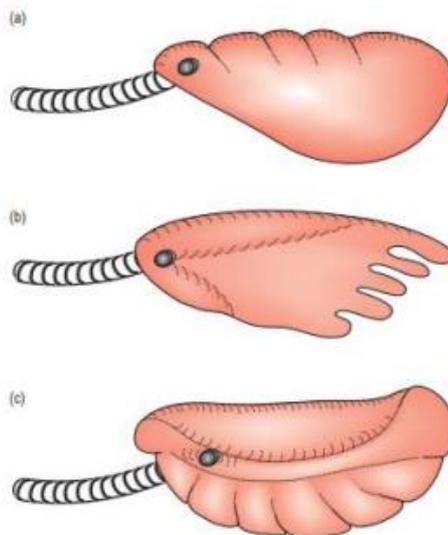


Figure 47 : Schéma des différents types de poumons des squamates
 a) poumon unicaméral b) poumon paucicaméral avec quelques divisions simples c) poumon multicamérale, séparations plus nombreuses avec une bronche intrapulmonaire unique, d'après O'Malley 2005³⁸

La **glotte** est située chez les Agamidés caudalement, derrière la langue. Elle est normalement close en dehors des inspirations et expirations¹⁶. La **trachée** est composée d'anneaux trachéaux incomplets et bifurque en regard du cœur¹⁶.

En fonction des espèces de squamates, la complexité de l'organisation pulmonaire varie. Celle de l'agame barbu n'est pas clairement établie même si elle semble se rapprocher d'un **poumon de type paucicaméral**. Les poumons unicaméraux sont présents chez les lézards primitifs et ne comportent aucune lobation de leur parenchyme. Le parenchyme pulmonaire est simple et constitué d'un sac avec un réseau en nid d'abeille de favéoles, analogues des alvéoles chez les mammifères. Les poumons paucicaméraux sont intermédiaires dans la lobation. Ils présentent une membrane dans leur portion caudale, reliée au péricarde. Les poumons multicaméraux, quant à eux, présentent une division totale entre la cavité pleurale et l'espace péritonéal^{16,38}.

On rappellera également l'absence de diaphragme et l'existence d'une seule et même cavité, appelée cavité cœlomique.

b. Système digestif^{24,38}

▪ Le tractus digestif

Le tractus gastro-intestinal se compose successivement d'un œsophage, d'un estomac, d'un bulbe duodénal, d'un intestin grêle court, d'un caecum et d'un colon. La majorité des organes du tractus est confinée à la moitié de la cavité cœlomique caudalement au cœur et au foie.

L'**œsophage** est en position dorsale, suit la ligne médiane de la cavité cœlomique et rejoint l'estomac par la gauche de la ligne médiane.

L'**estomac** est situé à gauche dans la cavité cœlomique, et est allongé longitudinalement. Il est situé crânio-médialement au fundus. Le pylore est situé du côté gauche par rapport à la ligne médiane, caudo-médialement au corps de l'estomac.

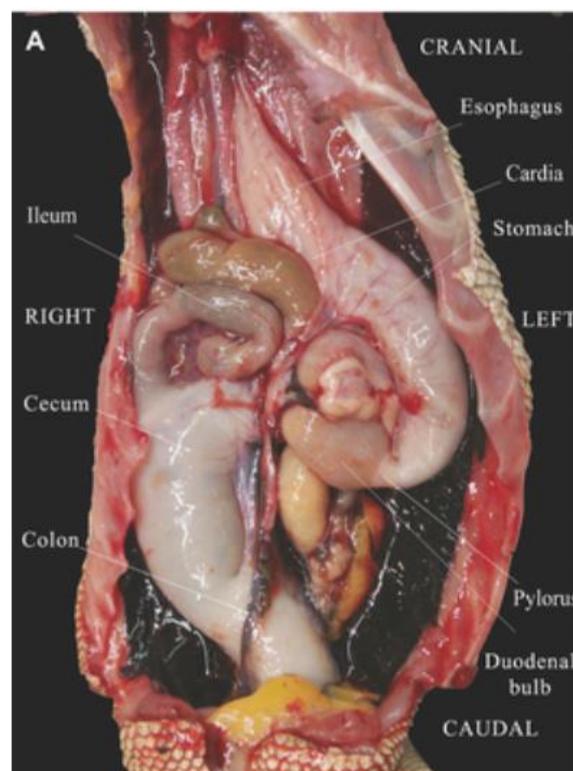


Figure 48 : Anatomie du tractus digestif du dragon barbu, photo d'autopsie après retrait du foie²⁴

L'intestin grêle : le duodénum proximal forme une dilatation appelé bulbe duodéal. Le bulbe émerge du pylore et a un diamètre similaire à celle de l'antra pylorique. Le diamètre de la lumière rétrécit au début du duodénum proximal. Après le bulbe duodéal, le duodénum se courbe vers le côté gauche de la cavité coelomique et ensuite crânialement. Après cette courbure crâniale, le jéjunum commence médialement à l'estomac et progresse crânialement vers la droite avant de faire un tour cranio-dorsalement au caecum, du côté droit de la ligne médiane. La portion suivante d'intestin grêle possède un petit diamètre et reste dorsale par rapport au duodénum et au caecum. L'iléon est le dernier segment transverse intestinal avant le caecum. Il commence médialement à l'estomac et progresse vers le côté gauche de la cavité coelomique avant de se connecter au caecum via la jonction iléo-caecale qui est de faible diamètre et qui contient un sphincter.

Le **caecum** est très « dilatable » avec un diamètre pouvant atteindre trois fois celui du colon, il est mobile et de forme variable. Il est situé cranio-médialement au colon. L'appendice du caecum est visible sur les surfaces séreuses et muqueuses du caecum, sur le cadran médio-crânial, et mesure approximativement 5 mm de longueur. La caecum est connecté par une jonction musculaire de faible diamètre d'environ 5 mm de long, situé à droite de la ligne médiane.

Le **colon** est une structure tubulaire simple orientée cranio-caudalement, qui prend son origine du côté droit de la cavité coelomique et qui se connecte au cloaque au niveau de la ligne médiane.

Les déchets métabolique abouchent dans le **coprodeum**, partie la plus proximale du cloaque.

- Les glandes annexes au tube digestif :

Le **foie** est encapsulé, bilobé et positionné assez crânialement dans la cavité coelomique. Le premier lobe est le plus volumineux des deux et associé à la vésicule biliaire, sa position peut varier d'un individu à l'autre dans la direction crâniocaudale.

La **vésicule biliaire** permet le stockage de la bile, jouant un rôle dans l'émulsification des graisses permettant leur absorption intestinale. Le pigment principal qui la compose est la biliverdine, les reptiles étant déficients en biliverdine réductase, enzyme permettant la formation de bilirubine.

Le **pancréas** est trilobé, placé contre le bord mésentérique du duodénum. Chaque lobe s'étend respectivement vers la vésicule biliaire, le duodénum et la rate. Le pancréas a une fonction exocrine et endocrine, comme chez les mammifères et produit les mêmes sortes d'enzymes (lipolytiques, protéolytiques et amylolytiques).

c. Système urinaire¹⁶

Les **reins** des squamates peuvent être localisés crânialement ou à l'intérieur du pelvis. Les reins sont pairs et symétriques, allongés, légèrement lobulés et aplatis dorso-ventralement chez la plupart des espèces. On les divise en deux parties, la médulla et le cortex.

Le rein contient des milliers de néphrons, contre plusieurs millions de néphrons chez les mammifères. Les néphrons sont également de taille inférieure à ceux des mammifères et des oiseaux.

Le rein des reptiles ne possède pas d'anse de Henle, l'urine ne peut donc pas être rendue hypertonique par rapport au plasma.

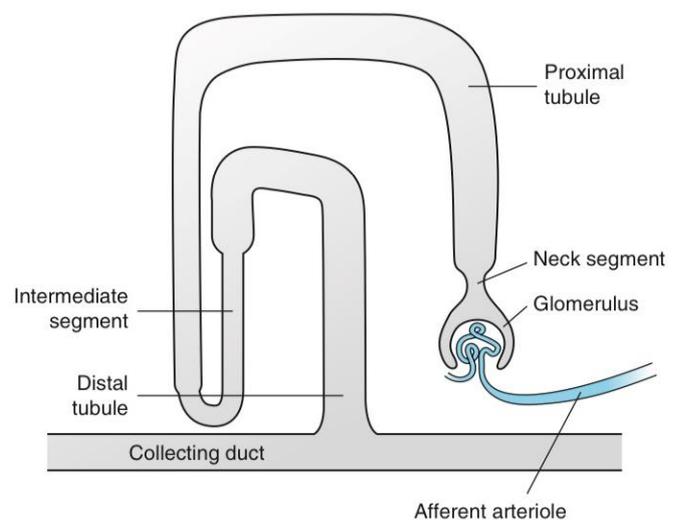
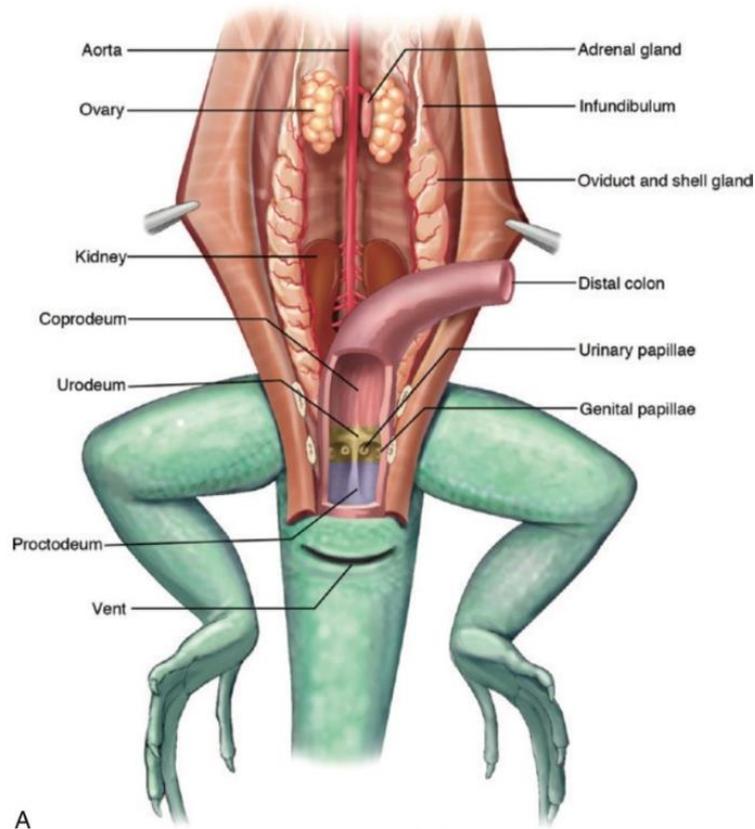


Figure 49 : Schéma de l'organisation du néphron reptilien¹⁶



A
Figure 50 : Schéma de l'organisation anatomique du système urinaire d'un lézard¹⁶

La **vessie** est décrite comme rudimentaire chez les dragons barbus, et plus généralement chez les Agamidés.

Les déchets urinaires, principalement de l'acide urique, aboutissent dans l'**urodeum**, partie intermédiaire du cloaque.

d. Système reproducteur^{16,32}

▪ Mâle

Les mâles ont des **testicules**, des **épididymes** et des **conduits déférents pairs**. Les testicules sont situés dans la cavité intra-coelomique et sont crâniaux aux reins, et le testicule droit est en général plus crânial que le testicule gauche chez la majorité des lézards.

Deux hémipénis sont présents ; ils sont en forme de sacs et ne disposent pas de tissus érectiles. De manière physiologique, ils sont invaginés dans le cloaque.

▪ Femelle

L'appareil génital femelle est constitué des **ovaires** et des **oviductes** qui se terminent bilatéralement dans le cloaque. Les ovaires sont au nombre de deux et sont situés caudalement aux reins. Les oviductes sont très longs, sont de formes convolutées et ont le même calibre depuis leur origine jusqu'au cloaque. Ils sont soutenus par le **mesosalpinx** fin, moins vascularisé et transparent.

3. MYOLOGIE

Peu de sources traitent spécifiquement de la myologie des Agamidés, aucune ne semble traiter de celle du *Pogona vitticeps*. Des études anatomiques descriptives anciennes décrivent brièvement quelques muscles sur le squelette des squamates mais sans illustration associée. Il a été choisi de ne présenter qu'une étude récente²⁷, citée précédemment, qui s'est intéressée à l'anatomie générale de la région hyolinguale. Celle-ci propose un schéma descriptif des différentes insertions musculaires de cette région qui est présenté dans la figure ci-dessous (figure 51).

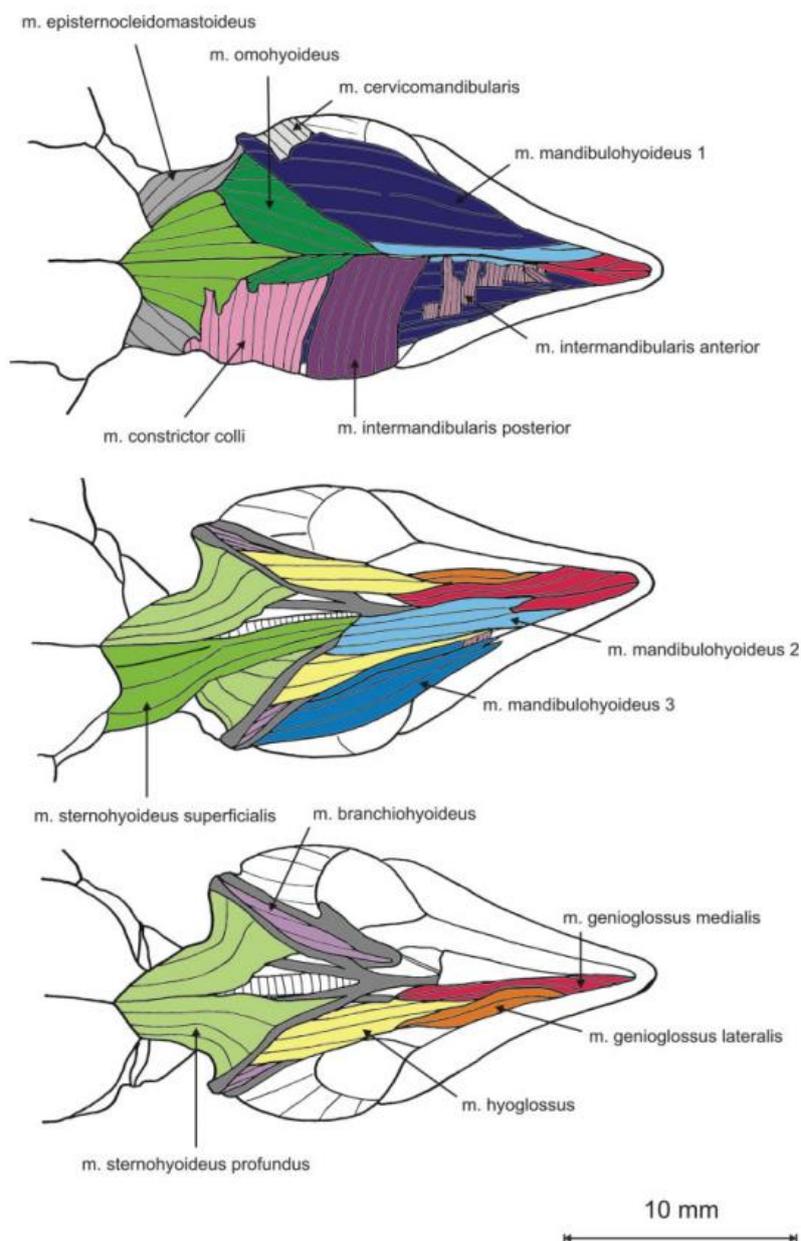


Figure 51 : Représentation schématique de la musculature extrinsèque de la langue et de l'hyolingual chez *Gallotia galloti*²⁷
Haut : Vue ventrale superficielle de la musculature hyolingual après l'ablation d'une partie du m. constrictor colli droit, du m. intermandibularis antérieur droit et du m. intermandibularis postérieur droit.

Milieu : Vue ventrale profonde après l'ablation du m. constrictor colli, de l'ensemble du groupe m. intermandibularis, des m. omohyoïdeus droit et gauche, des m. épisternocleidomastoiïdiens droit et gauche, des m. mandibulohyoïdeus 1 droit et gauche, du m. mandibulohyoïdeus 2 et 3 droits, et du m. sternohyoïdeus superficialis droit.

Bas : Vue la plus profonde après l'ablation du m. constrictor colli, du groupe m. intermandibularis, des m. épisternocleidomastoiïdiens droit et gauche, des m. omohyoïdeus droit et gauche, des m. sternohyoïdeus superficialis droit et gauche, du groupe m. mandibulohyoïdeus droit et gauche, du m. genioglossus pars medialis et lateralis droit, et du m. hyoglossus droit.

4. ANGIOLOGIE

a. Anatomie cardiaque

Le muscle cardiaque est encastré au sein de la ceinture pectorale, caudalement à la région de la gorge.



Figure 52 : Localisation anatomique du cœur d'un *Pogona vitticeps*⁶

Une des principales différences entre les mammifères et les reptiles non-crocodiliens réside dans la conformation du cœur qui comporte seulement **3 cavités** (contre 4 chez les mammifères) : leur muscle cardiaque se compose de deux oreillettes et d'un seul ventricule⁶. Le ventricule est divisé en **3 chambres** : le *cavum arteriosum*, le *cavum venosum*, le *cavum pulmonae*.

La figure ci-dessous (figure 53) résume la conformation générale d'un cœur de reptile non crocodilien.

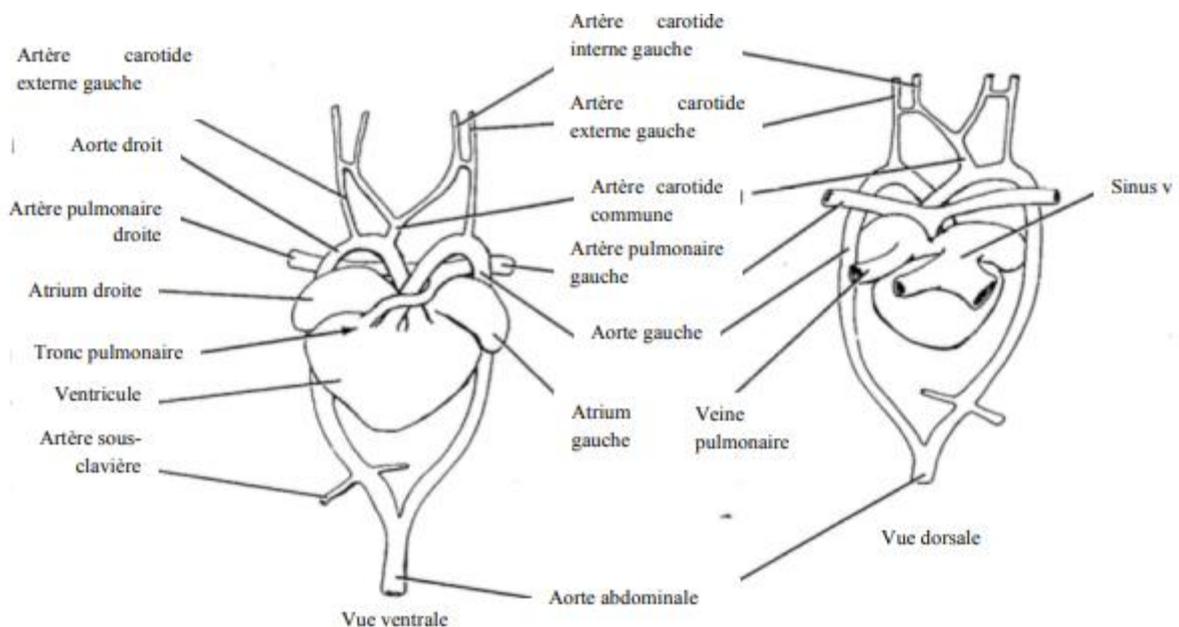


Figure 53 : Conformation générale d'un cœur de reptile non-Crocodilien en vue ventrale (gauche) et dorsale (droite)⁶

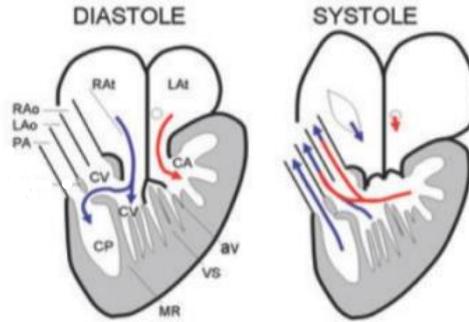


Figure 54 : Schéma du fonctionnement du cœur au cours du cycle cardiaque, chez un reptile non crocodylien, d'après Jensen⁴
 Légendes : av : valvule atrio-ventriculaire droite, RAi : Atrium droit, LAi : atrium gauche, CV : cavum venosum, CP : cavum pulmonale, CA : cavum arteriosum, RAo : tronc aortique droit, LAo : tronc aortique gauche, PA : artère pulmonaire, VS : septum,, MR : bride musculaire

b. Système vasculaire

Les reptiles possèdent un **système porte-rénal** dont les implications thérapeutiques sont très bien documentées. Les vaisseaux veineux de la queue et une partie de ceux des membres pelviens sont drainés par le système porte. Le sang est filtré une première fois par les reins avant de rejoindre la circulation générale¹⁶.

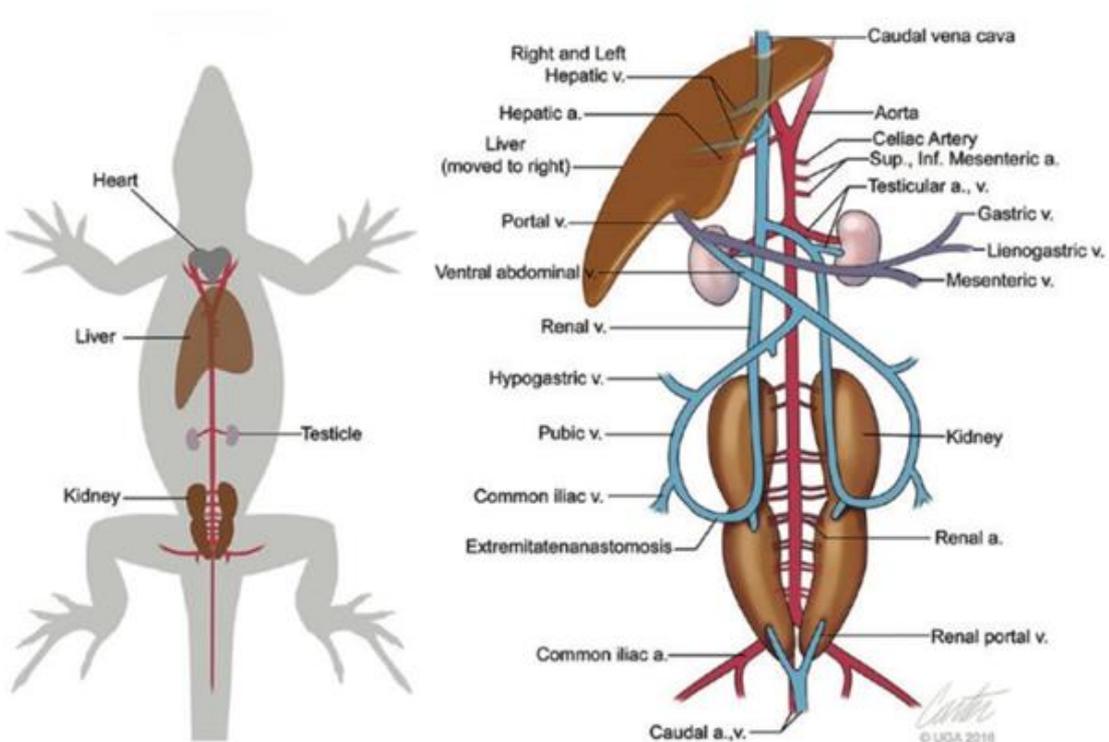


Figure 55 : Schéma de l'organisation du système porte rénal chez les squamates¹⁶

La littérature sur l'anatomie vasculaire des squamates est également limitée. L'anatomie vasculaire céphalique des iguanes verts (*Iguana iguana*) a été étudiée dans une étude récente menée par Porter en 2015³⁹. Les vaisseaux sanguins ont été segmentés numériquement pour créer une représentation en surface des voies vasculaires. Les sites connus d'échange thermique, comprenant les régions orale, nasale et orbitale, ont fait l'objet d'une attention particulière en raison de leur rôle

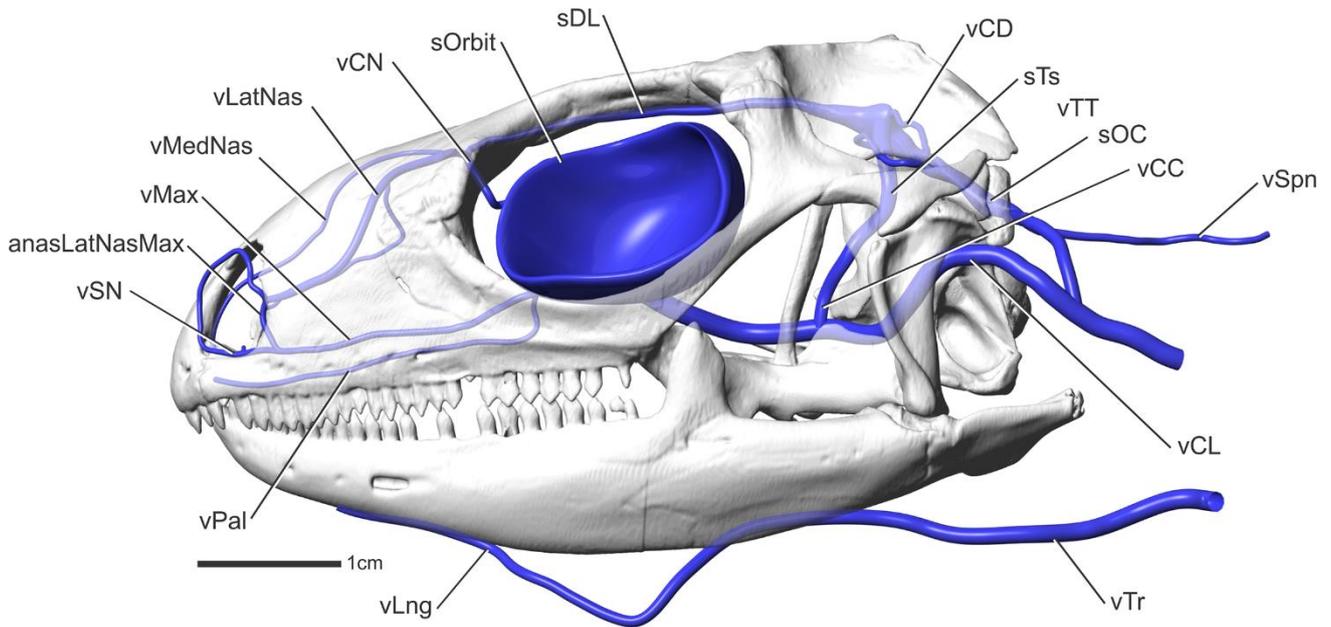


Figure 57 : Représentation schématique du système veineux céphalique de l'iguane vert³⁹

Des illustrations supplémentaires plus détaillées de l'angiologie de chaque région de la tête sont disponibles dans l'article source. Cela constitue un support d'étude préalable très intéressant à une étude concernant l'angiologie céphalique du *Pogona vitticeps*.

c. Système lymphatique³

Le système lymphatique chez les reptiles est plus développé que leur système veineux. Bien qu'ils n'aient pas de nœuds lymphatiques comme les mammifères, les reptiles possèdent un réseau lymphatique complexe avec des réservoirs étendus appelés **citernes**. Les citernes sont pompées par des cœurs lymphatiques, qui sont des dilatations des muscles lisses situées dans les chaînes lymphatiques de la partie caudale du tronc. Les principaux troncs lymphatiques chez les reptiles sont les suivants : jugulaire (drainant la tête et le cou), sous-clavier (drainant les membres antérieurs), lombaire (drainant les membres postérieurs) et thoracique (drainant le tronc et la cavité coelomique).

La principale communication entre le système veineux et le système lymphatique se situe à la base du cou, où un **sinus précardiaque sacculaire** permet le passage de la lymphe vers le système veineux. La lymphe est souvent présente dans les échantillons sanguins en raison de la proximité entre ces deux systèmes. La présence de lymphe dans les échantillons sanguins peut entraîner une hémodilution affectant certains paramètres hématologiques.

5. NEUROANATOMIE³

L'**encéphale** est constitué de plusieurs sections. O, retrouve le prosencéphale (incluant le bulbe olfactif et des voies olfactives), le plus rostral, qui est scindé en deux sous parties : le télencéphale, le diencephale (épithalamus rostral, thalamus dorsal, thalamus ventral, et hypothalamus - pretectum caudal / tuberculum postérieur). Le mésencéphale et le rhombencéphale sont plus caudaux. Ces subdivisions sont visibles macroscopiquement et microscopiquement. Comme pour les mammifères, 12 nerfs crâniens ont été identifiés, désignés par les chiffres romains allant de I à XII.

II. FORMATION DE L'IMAGE SCANNER

La chaîne de formation de l'image scanner se décompose en trois grandes étapes : l'**acquisition** des images, la **construction** des images et la **visualisation** des images.

A. ACQUISITION DES IMAGES

1. PRINCIPE PHYSIQUE

La tomodensitométrie repose sur le même principe physique que la radiographie conventionnelle : l'absorption différentielle des rayons X dépend de la composition chimique, de l'état physique et de l'épaisseur de la structure traversée ainsi que de l'énergie des rayons X.

2. PRINCIPE D'ACQUISITION DES DONNEES

Le dispositif de tomodensitométrie est composé d'un couple constitué d'une source de rayons X et d'un système de détection, qui est placé sur un arceau, ainsi qu'une table sur laquelle le patient est positionné et se déplace de manière linéaire à travers l'anneau.

La source de rayons X, qui est un tube radiogène alimenté par un générateur haute tension, produit un faisceau de rayons X qui est collimaté avant de traverser le corps du patient.

Le système de détection mesure l'intensité résiduelle du faisceau après qu'il ait été atténué par les structures anatomiques du corps³¹.

B. CONSTRUCTION DES IMAGES PAR TRAITEMENT DES DONNEES INFORMATIQUES

Le système informatique utilisé pour l'acquisition des images collecte des données volumétriques et les utilise pour reconstruire des images, en coupe axiale du patient. Chaque coupe est divisée en unités de volume appelées **voxels**, qui sont essentiellement des pixels en 3D. Le système informatique utilise les intensités mesurées par les détecteurs pour déterminer les coefficients d'atténuation μ et calcule un μ moyen pour chaque voxel, qui correspond alors à une densité particulière dans le corps du patient.

C. VISUALISATION DES IMAGES

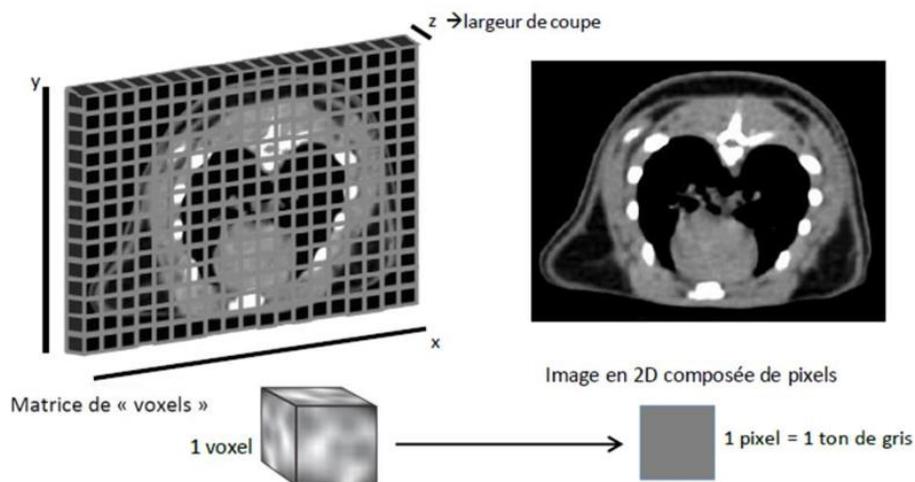


Figure 58 : Du voxel au pixel³⁷

L'ordinateur affiche ces résultats sous forme d'images en deux dimensions composées de pixels (un pixel correspond à la surface de section d'un voxel ou à une unité de surface)³⁷. À chaque pixel correspond un coefficient d'atténuation μ . Le système informatique peut calculer 4000 à 6000 valeurs différentes de μ . Ces densités sont placées sur l'**échelle de Hounsfield** allant de -1000 à +1000 (UH) pour les matériaux biologiques. A chaque densité correspond un niveau de gris :

- La valeur -1000 est attribuée à l'air et correspond à un pixel noir sur l'écran (c'est une matière radio-transparente qui atténue très peu le signal).
- La valeur 0 est attribuée à l'eau.
- La valeur +1000 est attribuée à l'os compact et correspond à un pixel blanc sur l'écran.

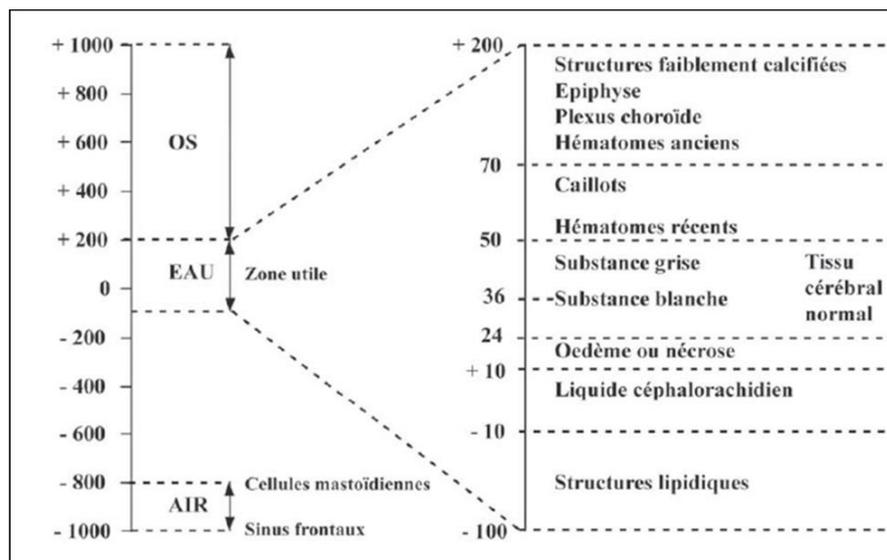


Figure 59 : Echelle de Hounsfield³⁷

Cependant, il existe aujourd'hui une nouvelle échelle de Hounsfield étendue jusqu'à 3000.

Comme l'œil humain ne distingue pas plus de 20 niveaux de gris différents entre le noir et le blanc, il faut appliquer un **fenêtrage** ; c'est-à-dire n'afficher que les pixels contenus dans une fourchette d'unités Hounsfield. L'opérateur choisit donc arbitrairement le niveau de gris moyen qu'il veut observer à l'écran ainsi que la largeur de la fenêtre de visualisation :

- les densités supérieures à la valeur maximale de la fenêtre apparaissent « blanches » ;
- les densités inférieures à la valeur minimale de la fenêtre apparaissent « noires ».

L'ordinateur rééchantillonne la gamme de gris selon cette fenêtre.

La visualisation ultérieure des images scanner est possible sur tout ordinateur doté d'un logiciel de visualisation (tel HorosTM, OsiriXTM ou Radiant DICOM Viewer[®]) car elles sont enregistrées et exploitables sous le format standard DICOM (*Digital Imaging and Communication in Medicine*).

PARTIE 2 : ÉTUDE EXPÉRIMENTALE

La constitution de l'atlas d'ostéologie a été le sujet d'un article manuscrit soumis à la revue internationale bilingue anglais-français en ligne appelée les *Cahiers d'Anatomie Comparée*, C@C. L'article est visualisable en ligne à l'adresse suivante : <https://www.oniris-nantes.fr/etudes/cahierdanatomiecomparee>. Le référencement de l'article est le suivant :

MASSON *et al.* (2023). Ostéologie et imagerie par tomодensitométrie de l'agame barbu (*Pogona vitticeps* [Ahl, 1926]). *Cahiers d'anatomie comparée*, 2023 (11) : 1-10, C@C Tous droits réservés.

L'ensemble des planches anatomiques sont disponibles directement à l'adresse suivante : <https://sway.office.com/toBtDoy39afNknai?ref=Link>. Le manuscrit soumis à la revue est inséré dans les pages suivantes.



C@C, 2023, 11:1-10.

**OSTEOLOGIE ET IMAGERIE PAR
TOMODENSITOMETRIE DE L'AGAME
BARBU (*POGONA VITTICEPS* [AHL, 1926])**

MASSON E.⁽¹⁾, PICARD C.⁽²⁾, TAVERNIER C.⁽³⁾, BETTI E.⁽²⁾ et
GUINTARD C.⁽²⁾

(1) Docteur vétérinaire, 14 rue du Lieutenant Heitz, 94300 VINCENNES
[masson.eva@protonmail.com]

(2) Unité d'Anatomie Comparée, Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, ONIRIS, route de
Gachet, BP 40706, 44307 Nantes cedex 03, France [catherine.picard@oniris-nantes.fr,
eric.betti@oniris-nantes.fr, claude.guintard@oniris-nantes.fr]

(3) IMAGE ET, 7 rue Vince, 35310 Mordelles, France [cedric_tavernier@image-et.fr,
yvan_richardeau@image-et.fr]

English title :

*Osteology and computed tomography imaging of the bearded dragon (*Pogona vitticeps* [Ahl, 1926])*

Mots-clés : ostéologie, tomodensitométrie, atlas photographique, agame barbu, *Pogona vitticeps*.

Keywords : osteology, computed tomography, photographic atlas, bearded dragon, *Pogona vitticeps*.

Systematics - Systématique - (latin) :

Vertebrates – Vertébrés – (Vertebrata) (Cuvier, 1812)
Gnathostomes – Gnathostomes – (Gnathostomata) (Gegenbaur, 1874)
Tetrapods – Tétrapodes – (Tetrapoda) (Goodrich, 1930)
Sauropsida - Sauropsides - (Sauropsida) (Huxley, 1864)
Lepidosauromorpha – Lepidosauromorphes – (Lepidosauromorpha) (Benton, 1983)
Squamates – Squamates – (Squamata) (Oppel, 1811)
Iguania – Iguaniens – (Iguania) (Cope, 1811)
Acrodonta – Acrodontes – (Acrodonta) (Cope, 1864)
Agamidae – Agamidés – (Agamidae) (Spix, 1825)
Pogona vitticeps (Ahl, 1926)

L'anatomie du *Pogona vitticeps* a fait l'objet de différentes études, étant un des Agamidés les plus populaires en tant qu'animal de compagnie, mais aucune étude ne s'est intéressée à l'ostéologie de l'agame barbu. C'est ce que nous proposons dans ce court article, à la fois à partir d'une approche moderne (Scanner 3D) et classique (dissection et ostéologie) en l'illustrant par une série de photographies couleur originales légendées.

5 individus d'âges et d'historiques inconnus, décédés et conservés en chambre froide, en provenance du parc animalier "Terre de Dragons" (anciennement "Planète crocodiles") ont servis de support pour l'étude. Les 5 individus après décongélation ont été examinés par radiographie afin d'évaluer l'intégrité du squelette. Les 3 individus restants, sans problèmes morphologiques apparents, ont été placés et recongelés en position physiologique, puis analysés par tomographie. 1 individu final parmi les 3 individus précédents a été retenu et disséqué pour réaliser cet atlas ostéologique et tomographique de référence.

A propos de l'étude tomographique, les images ont été collectées avec un scanner de type Siemens Healthcare® Sensation 16, possédé par IMAGE ET®. L'acquisition a été réalisée selon les différents paramètres résumés dans le tableau ci-dessous. Les fichiers DICOM obtenus ont été visualisés avec le logiciel Horos™ et converties au format jpeg.

*The anatomy of the *Pogona vitticeps* has been the subject of various studies, as it is one of the most popular agamid reptiles kept as a pet. However, no study has focused on the osteology of the bearded dragon. This is what we propose to do in this short article, using both modern techniques (3D scanner) and traditional methods (dissection and osteology), illustrated with a series of original color photographs accompanied by captions.*

Five individuals of unknown age and history, who had died and were kept in cold storage, were used for this study. These individuals were sourced from the animal park "Terre de Dragons" (formerly "Planète crocodiles"). After thawing, the five individuals were examined by radiography to evaluate the integrity of their skeletons. The remaining three individuals, which did not show any apparent morphological problems, were placed in a physiological position, re-frozen, and then examined by tomography. One final individual from among these three was selected and dissected to produce this reference osteological and computed tomography (CT) atlas.

Regarding the CT study, the images were taken using a Siemens Healthcare® Sensation 16 scanner owned by IMAGE ET®. The acquisition was carried out according to the various parameters summarized in the table below. The DICOM files obtained were visualized using Horos™ software and converted to the jpeg format.

Paramètre	Setting	Valeur	Value
Nombre de coupes	Cut number	1522	
Voltage (kV)	KVP	80	
Ampérage (mA)	X-Ray Tube current	100	
Ampérage seconde (mAs)	Exposure	250	
Epaisseur de coupe (mm)	Slice thickness	0.75	
Filtre de convolution	Convolution kernel	B70s	
Vitesse d'avancée de la table (mm.s ⁻¹)	Table speed	4	
Matrice de reconstruction (nombre colonnes x lignes)	(columns x rows)	512 x 512	
Diamètre de reconstruction : DFOV (mm)	Reconstruction diameter	144	
Taille des pixels (mm)	Pixel spacing	0.28125 \ 0.28125	

Tableau 1 : Paramètres utilisés pour l'acquisition tomодensitométrique
[Settings used for the CT study]



Figure 1 : Aspect du spécimen entier avant dissection
[Initial aspect of the specimen before dissection]

L'individu retenu est un *Pogona vitticeps* mâle de couleur brun-gris de 44 centimètres de long.

The selected individual is a male Pogona vitticeps of brownish-grey color and 44 centimeters in length.

Pour la constitution de l'atlas anatomique d'ostéologie, la dissection du squelette a été réalisée selon le protocole suivant :

For the osteological study, the skeleton was dissected according to the following protocol :

Matériel : gaze, jersey, ficelle de cuisine, aluminium, marmite, plaque de cuisson électrique, bacs plats, manche n°4 et lame de scalpel n°22. Ciseaux à iridectomie, pince Adson (type pince à épiler). Papier buvard ou papier absorbant tissé.

Étape 1 : Préparation pour la cuisson (2 h environ)

- L'animal est éviscéré et sexé. La peau et les muscles sont retirés lorsque cela est possible, car la peau est très adhérente sur certaines parties du corps : tête, carpe, tarse et doigts.
- Chaque segment du corps est séparé (membres, côtes, tête, vertèbres). Ils sont par la suite enveloppés dans de la gaze puis dans de l'aluminium et enfin dans du jersey tubulaire. Le tout est ficelé afin de maintenir les os en place.

Étape 2 : Cuisson

- L'ensemble est immergé dans une marmite pour une cuisson à feu moyen puis doux. Le temps de cuisson est très variable d'une partie du corps à l'autre. Pour l'ensemble des parties du corps, environ 3h30 de cuisson ont, en moyenne, été nécessaires.

Étape 3 : prélèvement des os, lavage et séchage

- Chaque enveloppe de jersey est ouverte afin de vérifier que la cuisson est suffisante.
- Les différentes couches de protection sont ouvertes longitudinalement pour laisser apparaître les os.
- Chaque os est retiré à la pince, lavé puis déposé sur du papier absorbant dans un bac.
- Les os sont prélevés un à un et redéposés pour séchage (même ordre et même place qu'à l'origine sur le squelette).
- Séchage à l'air libre.

Materials: gauze, jersey, kitchen string, aluminum foil, pot, electric hot plate, flat trays, scalpel handle no. 4 and scalpel blade no. 22. Iridectomy scissors, Adson forceps (type of tweezers). Blotting paper or woven absorbent paper.

Step 1: Preparation for cooking (about 2 hours)

- *The animal is eviscerated and sexed. Skin and muscles are removed where possible, as the skin is very adherent in certain parts of the body: head, carpus, tarsus, and digits.*
- *Each segment of the body is separated (limbs, ribs, head, vertebrae). They are then wrapped in gauze, aluminum foil, and finally in tubular jersey. Everything is tied to hold the bones in place.*

Step 2: Cooking

- *The whole package is immersed in a pot for cooking over medium and then low heat. The cooking time varies greatly from one part of the body to another. Approximately 3.5 hours of cooking were required for all parts of the body.*

Step 3: Bone removal, washing, and drying

- *Each jersey wrap is opened to check that the cooking is sufficient.*
- *The different layers of protection are opened longitudinally to reveal the bones.*
- *Each bone is removed with forceps, washed, and placed on blotting paper in a tray.*
 - *The bones are taken out one by one and then laid out to dry (in the same order and in the same place as they were originally in the skeleton).*
 - *They are left to air-dry.*

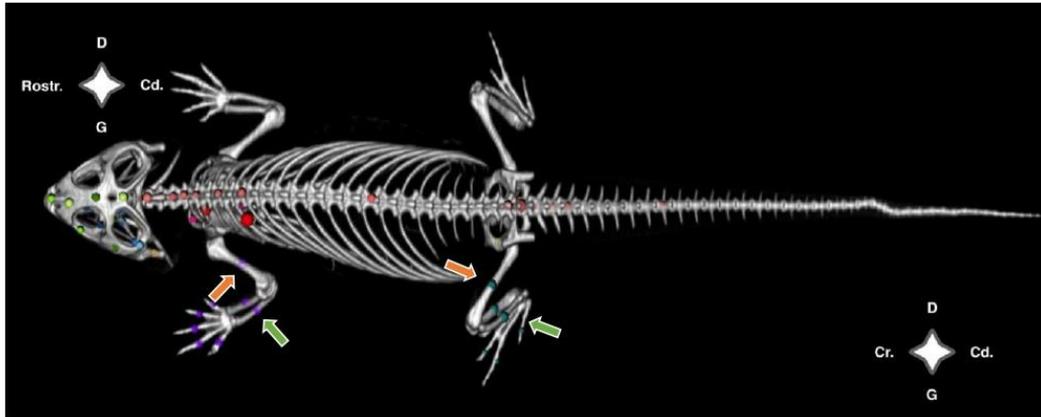


Figure 2 : Squelette du *Pogona vitticeps* en reconstruction tomodensitométrie 3D
Précision des orientations : les flèches vertes indiquent la vue latérale et les flèches oranges indiquent la vue crâniale, se référer à la figure 5

[Tomographic reconstruction of the skeleton of Pogona vitticeps. Precision of orientations : green arrows indicate the lateral view and orange arrows indicate the cranial view, refer to figure 5]

Les os ont été identifiés et replacés afin de reconstituer les différentes parties du squelette. Des photographies macroscopiques des os sous plusieurs angles des os ont été réalisées afin de les caractériser de la manière la plus complète possible. Les clichés ont tous été réalisés dans les mêmes conditions et selon les caractéristiques photographiques résumés ci-dessous :

The bones were identified and repositioned to reconstruct the different parts of the skeleton. Macroscopic photographs of the bones were taken from multiple angles to characterize the bones as completely as possible. The photographs were all taken under the same conditions and according to the summarized photographic characteristics below :

Appareil <i>Device</i>	Olympus OM-D EM-5 III
Objectif utilisé <i>Lens used</i>	Olympus M.Zuiko Digital ED 30mm F3.5 Macro
Environnement <i>Environment</i>	Boîte photo de 3 panneaux lumineux. IRC : 95. Température : 5500 K <i>Lightbox composed of 3 luminous panels. Brightness: 100%, Temperature: 5500 K</i>
Réglages <i>Settings</i>	Mode M, ISO 200 fixe, F 5.6 valeur d'ouverture fixe, vitesse d'obturation variable, distance appareil photo-sujet : entre 5 et 10 cm <i>Mode M, fixed ISO 200, fixed aperture value of F 5.6, variable shutter speed, camera-to-subject distance : from 5 to 10 cm</i>

Tableau 2 : Caractéristiques et réglages photographiques utilisés
[Photographic features and settings used]



Figure 3 : Mandibule gauche de *Pogona vitticeps* - Photo obtenue avant post-traitement
 [Left mandible of *Pogona vitticeps* - Photo obtained before post-processing]

Les photos sont ensuite traitées via différents logiciels de traitement d'image (Adobe Photoshop 2019®, Piximètre™) permettant un détourage de la pièce osseuse, une mise sur fond noir, une transposition d'échelle ainsi que le regroupement des différentes vues en une planche unique. L'ajout des légendes et des orientations est réalisé sur Vectornator©.

The photos are then processed using various image editing software (Adobe Photoshop 2019®, Piximètre™), enabling image-cutting of the bone, placement on a black background, measuring scale transposition, as well as grouping of different views into a single board. The addition of captions and orientations is done using Vectornator©.

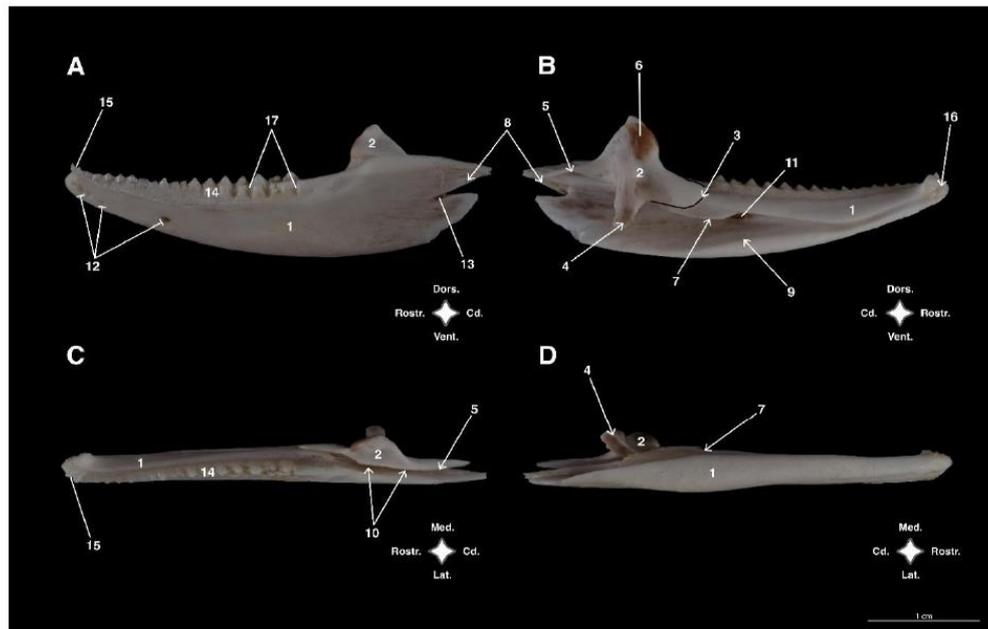


Figure 4 : Mandibule partie 1 – Exemple de planche photographique
 [Left dental bone and left coronoid bone - Example of photographic plate]

Mandibule partie 1 : Os dentaire et coronoïde gauches du *Pogona vitticeps*

[Mandible part 1 : Left dentary and coronoid bones of *Pogona vitticeps*]

A. Vue latérale, B. Vue médiale, C. Vue dorsale, D. Vue ventrale

1. Os dentaire. *Dentary bone.*
2. Os coronoïde. *Coronoid bone.*
3. Processus rostral de l'os coronoïde et surface s'articulant avec l'os dentaire. *Anterior process of the coronoid bone and surface articulating with the dentary bone.*
4. Processus ventral de l'os coronoïde s'articulant avec l'os angulaire. *Ventral process of the coronoid bone articulating with the angular bone.*
5. Processus caudal de l'os coronoïde s'articulant avec l'os sur-angulaire. *Posterior process of the coronoid bone articulating with the surangular bone.*
6. Processus dorsal de l'os coronoïde. *Dorsal process of the coronoid bone.*
7. Surface articulaire pour l'os splénial. *Articulation facet for the splenial bone.*
8. Surface articulaire pour l'os surangulaire. *Articulation facet for the surangular bone.*
9. Surface articulaire pour l'os angulaire. *Articulation facet for the angular bone.*
10. Fente articulaire pour l'os surangulaire. *Articular slit for the surangular bone.*
11. Fosse de Meckel. *Meckelian groove.*
12. Foramens mentonniers. *Mental foramina.*
13. Encoche caudal de l'os dentaire – pseudo-foramen. *Posterior dentary notch – pseudo-foramen.*
14. Dents acrodontes. *Acrodont teeth.*
15. Dents pleurodentes (2). *Pleurodont teeth.*
16. Surface articulaire intermandibulaire. *Intermandibular articular surface.*
17. Facette d'usure de l'os dentaire. *Dentary wear facet.*

Lexique des abréviations utilisées *Glossary of abbreviations used*

Cr. : crânial *anterior* / Cd. : caudal *posterior* / Rostr. : rostral *rostral* / Dors. : dorsal *dorsal* /

Ventr. : ventral *ventral* / D : droite *right* / G : gauche *left* / (x2) : pair et symétrique *pair and symmetrical*

► Surface articulaire. *Articulation facet.* — Relief osseux. *Bone relief* — Foramen. *Foramen.*

Les membres du *Pogona vitticeps* sont de type transversaux. Les orientations des différents segments sont résumées dans le tableau ci-dessous.

The limbs of Pogona vitticeps are of the transverse type. The orientations of the different segments are summarized in the table below.

Segment concerné <i>Relevant bone segment</i>	Orientations utilisées <i>Used orientations</i>
Stylopode : Humérus / Fémur <i>Stylopod: Humerus / Femur</i>	Vue crâniale – Vue caudale <i>Anterior – Posterior view</i> Vue dorsale – Vue ventrale <i>Dorsal – Ventral view</i> Vue proximale – Vue distale <i>Proximal – Distal view</i>
Zeugopode : Radius – Ulna / Tibia – Fibula <i>Zeugopod: Radius - Ulna / Tibia - Fibula</i>	Vue latérale – Vue médiale <i>Lateral – Medial view</i> Vue crâniale – Vue caudale <i>Anterior – Posterior view</i> Vue proximale – Vue distale <i>Proximal – Distal view</i>
Autopode : Carpe – Métacarpe / Tarse – Métatarse / Phalanges <i>Autopod: Carpus - Metacarpus / Tarsus - Metatarsus / Phalanges</i>	Vue latérale – Vue médiale <i>Lateral – Medial view</i> Vue dorsale – Vue palmaire <i>Dorsal – Palmar view</i> Vue proximale – Vue distale <i>Proximal – Distal view</i>

Tableau 3 : Conventions utilisées pour les orientations des membres transversaux
[Conventions used for the orientations of transverse limbs]

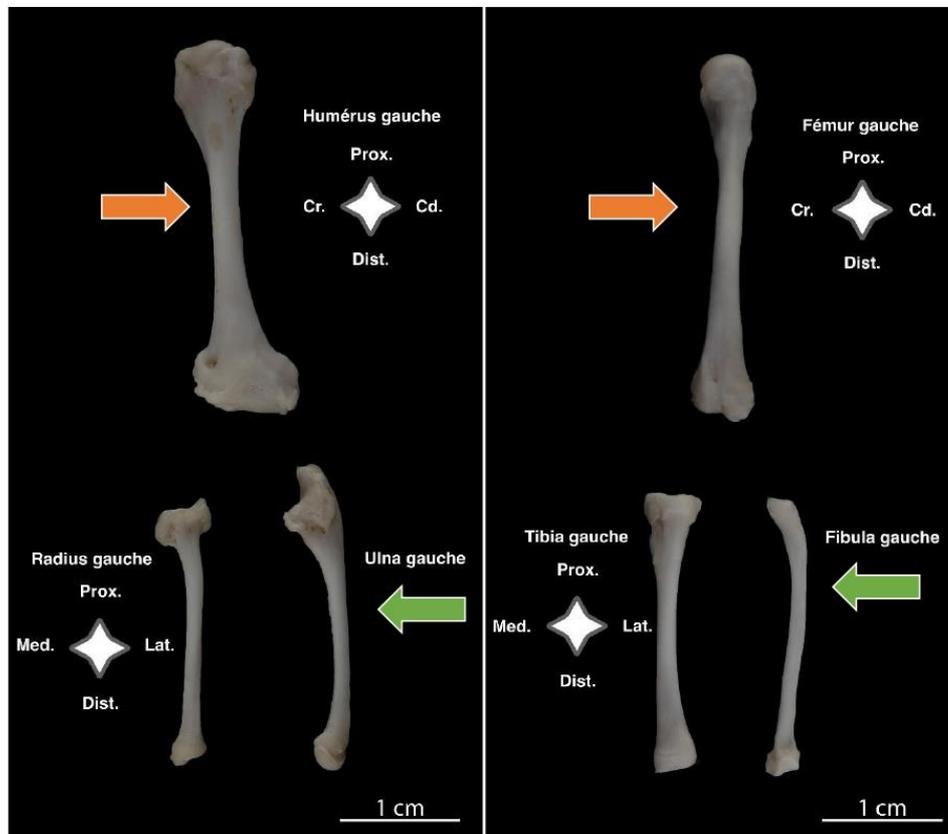


Figure 5 : Humérus et fémur gauches en vue dorsale ; radius-ulna et tibia-fibula gauches en vue crâniale. Les flèches oranges et vertes indiquent respectivement les vues crânielles et latérales. [Left humerus and femur in dorsal view; left radius-ulna and tibia-fibula in cranial view. The orange and green arrows indicate cranial and lateral views, respectively.]

Afin de faciliter la lecture et la compréhension de l'ensemble de l'atlas d'ostéologie, un document parcourant l'ensemble du squelette en représentation 3D et contenant l'ensemble des planches anatomiques a été créé à l'adresse suivante : <https://sway.office.com/toBtDoy39afNknai?ref=Link>

Les ossicules scléreaux, l'os septomaxillaire, des côtes et quelques pièces cartilagineuses sont absentes au sein de l'atlas, car non retrouvés après préparation du squelette.

To facilitate the reading and understanding of the entire osteology atlas, a document traversing the entire skeleton in 3D representation and containing all anatomical plates has been created at the following address:

<https://sway.office.com/toBtDoy39afNknai?ref=Link>

The scleral ossicles, the septomaxillary bone, ribs and some cartilaginous pieces are absent in the atlas because they were not found during skeleton preparation.

Discussion et conclusions *Discussion and conclusions*

Très peu de données bibliographiques traitent spécifiquement de l'anatomie et de l'ostéologie du *Pogona vitticeps*, pourtant un animal populaire en tant qu'animal de compagnie.

Les difficultés principales de cette étude sont notamment techniques et résident dans la taille des segments osseux, pour certains millimétriques. L'extrapolation des légendes à partir de données de squamates d'autres taxons peut également être problématique. Par ailleurs, cette étude ne concerne qu'un individu dont l'âge et l'historique sont inconnus.

Cette étude figure en tant que support préalable nécessaire à de futures études statistiques sur des données osseuses. Une étude anatomique précise associée à une étude du développement ontogénique du *Pogona* semble primordial pour établir une classification phylogénétique adéquate pour l'espèce.

Very few bibliographic data specifically address the anatomy and osteology of Pogona vitticeps, despite it being a popular animal as a pet.

The main difficulties of this study are primarily technical and relate to the size of the bone segments, some of which are millimetric. Extrapolating findings from legends based on data from other squamate taxa can also be problematic. Furthermore, this study only concerns one individual whose age and history are unknown.

This study serves as a necessary preliminary foundation for further statistical studies on bone data. A precise anatomical study combined with an investigation of the ontogenetic development of Pogona appears crucial in establishing an adequate phylogenetic classification for the species.

Remerciements *Acknowledgements*

TUBIANA Mateo (DMV, AH du service NAC de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse), MINGUET Maïlys (service d'anatomie comparée d'ONIRIS)

Orientations bibliographiques *The bibliographic references*

BELL C., MEAD J. et SWIFT S. (2009). Cranial osteology of *Moloch horridus* (Reptilia: Squamata: Agamidae). *Records of the Western Australian Museum*. Vol. 25 (2) pp. 201–237. [https://doi.org/10.18195/issn.0312-3162.25\(2\).2009.201-237](https://doi.org/10.18195/issn.0312-3162.25(2).2009.201-237).

ČERŇANSKÝ A., YARYHIN O., CICEKOVÁ J., WERNEBURG I., HAIN M. et KLEMBARA J. (2019). Vertebral Comparative Anatomy and Morphological Differences in Anguine Lizards With a Special Reference to *Pseudopus apodus*. *The Anatomical Record*. Vol. 302 (2) pp. 232-257. <https://doi.org/10.1002/ar.23944>.

CONRAD J. et NORELL M. (2008). The braincases of two glyptosaurines (anguidae, Squamata) and anguid phylogeny. *American Museum Novitates*. Vol. 3613 (1), pp. 1-24. <https://doi.org/10.1206/586.1>.

COSTELLI J. et HECHT M. (1971). The Postcranial Osteology of the Lizard *Shinisaurus*: The Appendicular Skeleton. *Herpetologica*, Vol. 27 (1), pp. 87-98. Disponible sur : <https://www.jstor.org/stable/3890827>

- DIAZ R. et TRAINOR P. (2015). Hand/foot splitting and the 're-evolution' of mesopodial skeletal elements during the evolution and radiation of chameleons. *BMC Evolutionary Biology*. Vol. 15 (1), pp 184-209. <https://doi.org/10.1186/s12862-015-0464-4>.
- EVANS S. (2008). The skull of lizards and Tuatara. In: EVANS S., CUNDALL D., IRISH F. (2008). *Biology of the Reptilia, The Skull of Lepidosauria*. Volume 20, Morphology H. Ithaca, NY : GANS, GAUNT, ADLER, pp. 1-347
- FATHINIA B., RASTEGAR-POUYANI N., BAHRAMI A. et ABDALI G. (2009). Comparative skull anatomy and dentition *Trapelus lessonae* and *T. ruderatus* (Sauria: Agamidae) from ilam province, Iran. *Russian Journal of Herpetology*. Vol. 18, pp. 83-92. <https://doi.org/10.30906/1026-2296-2011-18-2-83-92>.
- GRASSÉ, P. (1970). "TRAITÉ de ZOOLOGIE Anatomie, Systématique, Biologie", Tome XIV, fascicule 2. Masson et compagnie.
- HERNÁNDEZ MORALES C., PELOSO P., BOLÍVAR GARCÍA W. et DAZA J. (2019). Skull Morphology of the Lizard *Ptycho glossus vallensis* (Squamata: Alopoglossidae) with Comments on the variation within Gymnophthalmoidea. *The Anatomical Record*. Vol. 302 (7), pp. 1074-1092. <https://doi.org/10.1002/ar.24038>.
- MASSON E. (2023). Atlas anatomique de l'agame barbu (*Pogona vitticeps* [Ahl, 1926]) : Ostéologie et tomodensitométrie 3D. Thèse de doctorat vétérinaire. Oniris : UFR de Médecine de l'Université de Nantes, 85 p.
- OLLONEN J., DA SILVA F., MAHLOW K. et DI-POÍ N. (2018). Skull Development, Ossification Pattern, and Adult Shape in the Emerging Lizard Model Organism *Pogona vitticeps*: A Comparative Analysis With Other Squamates. *Frontiers in Physiology*. Vol. 9, pp. 278. <https://doi.org/10.3389/fphys.2018.00278>.
- PAPARELLA I., LEBLANC A., DOSCHAK M. et CALDWELL M. (2020). The iliosacral joint in lizards: an osteological and histological analysis. *Journal of Anatomy*. Vol. 236 (4), pp. 668-687. <https://doi.org/10.1111/joa.13132>.
- PORTER W. et WITMER L. (2015). Vascular Patterns in Iguanas and Other Squamates: Blood Vessels and Sites of Thermal Exchange. *PLOS ONE*. Vol. 10 (10), pp. 1-27. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0139215>.
- TINIUS A. et RUSSELL A. (2014). Geometric Morphometric Analysis of the Breast-Shoulder Apparatus of Lizards: A Test Case Using Jamaican Anoles (Squamata: Dactyloidea). *The Anatomical Record*. Vol. 297 (3), pp. 410-432. <https://doi.org/10.1002/ar.22869>.
- TORRES-CARVAJAL O. (2004). The abdominal skeleton of tropidurid lizards (Squamata : Tropiduridae). *Herpetologica*. Vol. 60 (1), pp. 75-83. <https://doi.org/10.1655/03-15>.
- VILLA A. et DELFINO M. (2019). A comparative atlas of the skull osteology of European lizards (Reptilia: Squamata). *Zoological Journal of the Linnean Society*. Vol. 187 (3) pp. 829-928. <https://doi.org/10.1093/zoolin/zl035>.

Tous les clichés anatomiques et les photographies issues de l'atlas sont la propriété de Eva MASSON, Copyright. Tous les clichés issus des images scanner sont la propriété de Cédric TAVERNIER, Copyright IMAGE ET.

All anatomical images and photographs from the atlas are the property of Eva MASSON, Copyright. All images from the scanner images are the property of Cédric TAVERNIER, Copyright IMAGE ET.

Pour citer cet article : MASSON et al. (2023). Ostéologie et imagerie par tomodensitométrie de l'agame barbu (*Pogona vitticeps* [Ahl, 1926]). *Cahiers d'anatomie comparée*, 2023 (11) : 1-10, C@C Tous droits réservés.

To cite this article : MASSON et al. (2023). Osteology and computed tomography imaging of the bearded dragon (*Pogona vitticeps* [Ahl, 1926]). *Cahiers d'anatomie comparée*, 2023 (11) : 1-10, C@C All rights reserved.

DISCUSSION

Nous avons vu précédemment que la structure osseuse des squamates semble évoluer au cours du développement de l'individu. Le spécimen étudié ici est d'âge inconnu, le stade de croissance auquel il est présenté lors des dissections n'est donc pas renseigné ce qui pourrait rendre plus difficile l'identification de certains reliefs osseux. Des facettes d'usure dentaires relativement marquées du côté labial de l'os dentaire semblent cependant indiquer que le spécimen étudié n'est pas un juvénile.

La méthode d'imagerie employée, la tomодensitométrie, apporte une aide conséquente dans la compréhension de l'organisation générale du squelette du *Pogona vitticeps*. Cependant l'acquisition réalisée ne permet pas l'obtention d'un niveau de détail important dans des régions de très petites tailles, telles que les extrémités distales des membres ou le bout de la queue.

Le protocole de dissection du squelette a permis d'isoler individuellement la très grande majorité des os, cependant certains os sont absents dans la présentation finale de l'atlas tels que les ossicules scléaux, l'os septomaxillaire, ou encore les dernières côtes dorsales. De nombreuses pièces cartilagineuses sont également absentes, notamment celles du squelette zonal.

La photographie macroscopique a permis la visualisation de nombreux reliefs osseux, dont l'identification a parfois été difficile. De nombreuses légendes sont inspirées de travaux antérieurs portant sur l'anatomie d'espèces de taxonomie éloignée, il faudra donc prendre du recul sur les dénominations des reliefs indiquées dans cette étude.

Les observations réalisées sur le squelette de cet individu sont parfois en contradiction avec les différentes études ostéologiques citées dans la partie bibliographique.

Pour le squelette axial, nous avons pu établir la formule vertébrale suivante : **8 vertèbres cervicales, 17 vertèbres dorsales : soit 25 vertèbres pré-sacrales + 2 vertèbres sacrées + 51 vertèbres caudales.**

Des différences morphologiques entre une vertèbre cervicale et une vertèbre dorsale n'ont pas réellement été observées. Les côtes « vraies » débutent à partir de la 5^{ème} vertèbre pré-sacrale. Sur le spécimen la côte de la 9^{ème} vertèbre pré-sacrale s'articule avec la première côte sternale, ce qui explique pourquoi la 9^{ème} vertèbre pré-sacrale est considérée comme la 1^{ère} vertèbre dorsale, et non plus comme une vertèbre cervicale. Le nombre d'hypapophyse (ou intercentrum) des vertèbres cervicales n'est pas le même que celui énoncé dans la bibliographie par Al-Hassawi ; d'après lui, il existe 6 hypapophyses chez le *Pogona vitticeps*, seulement 5 ont été observées dans cette étude.

Pour les vertèbres dorsales, il est également difficile de déterminer à partir de quelle vertèbre les côtes dorsales sont réellement fusionnées avec la vertèbre. La dernière côte dorsale a été trouvée jusqu'à la 13^{ème} vertèbre dorsale. Il manque donc 3 vertèbres dorsales, probablement trop peu ossifiées pour avoir été retrouvées après dissection. Les côtes de la dernière vertèbres dorsale ont été considérées comme étant des processus costaux, partie intégrante et fusionnée de la vertèbre.

Le dénombrement des vertèbres caudales n'étant pas aisé, le nombre indiqué est également à prendre avec du recul. De plus, une variabilité individuelle semble importante concernant le nombre de vertèbres caudales. En dissection, les pleurapophyses des vertèbres caudales ne sont plus observées à partir de la 26^{ème} vertèbre caudale. Les arcs hémaux semblent observables, au moins, jusqu'à la 29^{ème} vertèbre caudale en imagerie, mais leur dénombrement en dissection n'a pas pu être réalisé car l'ensemble des arcs n'a pas été retrouvé.

A propos du squelette zonal, pour l'os scapulocoracoïde, macroscopiquement il n'est pas possible de déterminer si le rayon scapulocoracoïdien est issu plutôt de la scapula ou du coracoïde. Les motifs organisationnels du sternum et des côtes sternales ont fait l'étude d'une recherche poussée chez les lézards Tropiciduridés. Chez *Pogona vitticeps*, il est compliqué de trancher sur le nombre exact de côtes post-xiphisternales à la reconstruction 3D. 2 côtes xiphisternales ont pour autant été observées avec certitude chez cet individu. Pour la ceinture pelvienne, il est difficile de conclure si les surfaces articulaires observées sur le coxal en vue médiale sont pour les deux vertèbres sacrées ou uniquement la première.

Concernant l'étude des membres, la difficulté principale a résidé dans l'observation des segments osseux distaux. Le schéma du carpe étant particulièrement complexe et les os de taille très réduite, il conviendra d'exercer un regard critique sur les planches anatomiques présentées. Cependant, l'organisation du carpe observée diffère de l'étude présentée précédemment sur un point : un os supplémentaire central carpal a été retrouvé. Diaz et Trainor (2015) avaient montré que les os ulnaire, intermédiaire et latéral central étaient soudés en un os unique ; nous supposons que pour l'individu étudié ici, les os ulnaire et intermédiaire sont fusionnés, mais que l'os carpal latéral central est indépendant et non soudé.

Le squelette céphalique a occupé une majorité du temps de travail réalisé expérimentalement, du fait de l'agencement très complexe des pièces osseuses entre elles et de leur taille. L'organisation du rostre et la délimitation des différentes cavités telles que les choanes ou la cavité nasale peut être difficile à visualiser en l'absence de tissus mous. Il est important de relever de nouveau, que d'après Haridy en 2018, étude concernant la denture du *Pogona vitticeps*, la classification phylogénétique de l'espèce pourrait être remise en question, celui-ci ne semblant donc pas être primitivement acrodonte.

CONCLUSION

Cette thèse aura permis la réalisation d'un atlas anatomique des structures osseuses de l'ensemble du squelette du *Pogona vitticeps*. Plusieurs centaines de clichés photographiques macroscopiques auront été nécessaires pour réaliser les 48 planches d'ostéologie finales. Ces planches ont été légendées grâce à de nombreuses recherches bibliographiques et à l'aide d'un support par tomodensitométrie 3D permettant de comprendre l'organisation générale du squelette.

Cette étude constitue un support préalable nécessaire pour d'éventuelles études ultérieures statistiques sur des données osseuses. Les conclusions tirées sur les particularités ostéologiques de l'individu étudié, doivent être confirmées par une étude sur plusieurs autres spécimens. Une base anatomique solide est également nécessaire au perfectionnement des chirurgies osseuses chez le *Pogona vitticeps*.

BIBLIOGRAPHIE

1. AL-HASSAWI A. M. A. (2004). The osteology and myology of the craniocervical region in squamate reptiles : a comparative study. PhD. Londres : University College London, 568 p.
2. BELL C., MEAD J. et SWIFT S. (2009). Cranial osteology of *Moloch horridus* (Reptilia: Squamata: Agamidae). *Records of the Western Australian Museum*. Vol. 25 (2) pp. 201–237. DOI 10.18195/issn.0312-3162.25(2).2009.201-237.
3. BENHMIDA L. (2019). Les maladies virales des ophidiens : synthèse bibliographique. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse : Université Paul Sabatier, 128 p.
4. BERCKER C. (2023). Diversité des cœurs de NAC : De l'anatomie à la clinique. Congrès Yaboumba Junior Toulouse, 3-5 mars 2023, Toulouse.
5. BRANDS S.J. Species *Pogona vitticeps* - Hierarchy - The Taxonomicon [en ligne]. <http://taxonomicon.taxonomy.nl/TaxonTree.aspx?src=0&id=90692> (consulté le 22.09.2022).
6. BU TERM M. (2018). Anatomie, physiologie et maladies cardio-vasculaires des reptiles en captivité. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon : Université Claude Bernard, 126 p.
7. ČERŇANSKÝ A., YARYHIN O., CICEKOVÁ J., WERNEBURG I., HAIN M. et KLEMBARA J. (2019). Vertebral Comparative Anatomy and Morphological Differences in Anguine Lizards With a Special Reference to *Pseudopus apodus*. *The Anatomical Record*. Vol. 302 (2) pp. 232-257. DOI 10.1002/ar.23944.
8. CHARRIER J-B. et CREUZET S. (2007). Embryologie de la face et dysplasies otomandibulaires. *L'Orthodontie Française*. Vol. 78 (1) pp. 7-24. DOI 10.1051/orthodfr:2006001.
9. CITES. Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction [en ligne]. Disponible sur : <https://cites.org/fra/disc/text.php> (consulté le 06.03.2023).
10. COGGER H. (2018). Reptiles and Amphibians of Australia. Updated Seventh édition. Clayton : CSIRO Publishing, 1080 p.
11. CONRAD J. et NORELL M. (2008). The braincases of two glyptosaurines (anguidae, Squamata) and anguid phylogeny. *American Museum Novitates*. Vol. 3613 (1), pp. 1-24. DOI 10.1206/586.1.
12. DAHM N. (2004). Le *Pogona vitticeps*, un nouvel animal de compagnie. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort : Faculté de médecine de Créteil, 77 p.

13. Department for Environment and Water. Import or Export Native Animals [en ligne]. <https://www.environment.sa.gov.au/licences-and-permits/wildlife-permits/permit-types/keep-sell-display-native-animals/import-export-native-animals> (consulté le 01.05.2023)
14. Department for Environment and Water. Trade native animals as a business (fauna dealer) [en ligne]. <https://www.environment.sa.gov.au/licences-and-permits/wildlife-permits/permit-types/keep-sell-display-native-animals/native-animals-trade> (consulté le 17.05.2023).
15. DIAZ R. et TRAINOR P. (2015). Hand/foot splitting and the 're-evolution' of mesopodial skeletal elements during the evolution and radiation of chameleons. *BMC Evolutionary Biology*. Vol. 15 (1), pp 184-209. DOI 10.1186/s12862-015-0464-4.
16. DIVERS S. J. et STAHL S. J. (2018). Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery. Third Edition. St-Louis : Elsevier Health Sciences, 1537 p.
17. DONOGHUE S. (1998). Nutrition of pet amphibians and reptiles. *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. Vol. 7 (3), pp. 148-153. DOI 10.1016/S1055-937X(98)80006-6.
18. ETHERIDGE R. (1967). Lizard Caudal Vertebrae. *Copeia*. Vol. 1967 (4), pp. 699. DOI 10.2307/1441880.
19. EVANS S. (2008). The skull of lizards and Tuatara. In: EVANS S., CUNDALL D., IRISH F. (2008). *Biology of the Reptilia, The Skull of Lepidosauria*. Vol. 20, Morphology H. Ithaca, NY : GANS, GAUNT, ADLER, pp. 1-347.
20. FATHINIA B., RASTEGAR-POUYANI N., BAHRAMI A. et ABDALI G. (2009). Comparative skull anatomy and dentition *Trapelus lessonae* and *T. ruderatus* (Sauria: Agamidae) from ilam province, Iran. *Russian Journal of Herpetology*. Vol. 18, pp. 83-92. DOI 10.30906/1026-2296-2011-18-2-83-92.
21. GADEL-RAB A. G. *et al.* (2018). Comparative Functional Analysis of the Anatomy of the appendicular skeleton in two reptilian species. *The Egyptian Journal of Hospital Medicine*. Vol. 71 (7), pp. 7274-7287.
22. GIRLING S. J. and RAITI P. (2019). *BSAVA Manual of Reptiles*. 3rd Edition. Gloucester : British Small Animal Veterinary Association, 520 p.
23. GRASSÉ, P. (1970). "TRAITÉ de ZOOLOGIE Anatomie, Systématique, Biologie", Tome XIV, fascicule 2. Masson et compagnie.
24. GROSSET C. *et al.* (2014). Radiographic anatomy and barium sulfate contrast transit time of the gastrointestinal tract of bearded dragons (*Pogona vitticeps*). *Vet Radiol Ultrasound*. Vol. 55 (3) pp. 241-250.

25. HARIDY Y. (2018). Histological Analysis of Post-Eruption Tooth Wear Adaptations, and Ontogenetic Changes in Tooth Implantation in the Acrodontan Squamate *Pogona vitticeps*. *PeerJ*. Vol 6, pp. 1-25. DOI 10.7717/peerj.5923.
26. HERNÁNDEZ MORALES C., PELOSO P., BOLÍVAR GARCÍA W. et DAZA J. (2019). Skull Morphology of the Lizard *Ptychoglossus vallensis* (Squamata: Alopoglossidae) with Comments on the variation within Gymnophthalmoidea. *The Anatomical Record*. Vol. 302 (7), pp. 1074-1092. DOI 10.1002/ar.24038.
27. HERREL A. et al. (2005). Comparative functional analysis of the hyolingual anatomy in lacertid lizards. *The Anatomical Record*. Vol. 284 (2), pp. 561-573. DOI 10.1002/ar.a.20195.
28. HOFFSTETTER R. et GASC J-P. (1967). Observations sur le squelette cervical et spécialement sur les hypapophyses des sauriens varanoïdes actuels et fossiles. *Bulletin du muséum national d'histoire naturelle 2ème série*. Vol. 39 (6), pp. 1028-1043. Disponible sur : <https://docplayer.fr/232174787-2e-serie-tome-39-n-6-1967-1968-pp-fossiles.html>.
29. Integrated Taxonomic Information System (ITIS). Report: *Pogona* from on-line database [en ligne]. https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=1055443#null (consulté le 10.04.2023).
30. IUCN 2023. The IUCN Red List of Threatened Species « *Pogona vitticeps* (Central Bearded Dragon) » [en ligne]. <https://www.iucnredlist.org/species/83494364/83494440> (consulté le 10.04.2023).
31. KERAVAL O. (2011). Guide pratique du scanner en médecine et chirurgie vétérinaire. Paris : Med'com, 152 p.
32. LENT A. (2016). Mise en ligne d'un atlas d'images tomодensitométriques normales du *Pogona vitticeps*. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse : Université Paul Sabatier, 55 p.
33. Museums Victoria Collections. *Pogona vitticeps* (Ahl, 1926), Central Bearded Dragon [en ligne]. <https://collections.museumsvictoria.com.au/species/8375> (consulté le 01.05.2023).
34. OLLONEN J., DA SILVA F., MAHLOW K. et DI-POÏ N. (2018). Skull Development, Ossification Pattern, and Adult Shape in the Emerging Lizard Model Organism *Pogona vitticeps*: A Comparative Analysis With Other Squamates. *Frontiers in Physiology*. Vol. 9, pp. 278. DOI 10.3389/fphys.2018.00278.
35. PAL A. et al. (2009). Long Bone Histology and Skeletochronology in a Tropical Indian Lizard, *Sitana ponticeriana* (Sauria: Agamidae). *Current herpetology*. 2009. Vol. 28 (1), pp. 13-18. DOI 10.3105/018.028.0102.

36. PAPARELLA I., LEBLANC A., DOSCHAK M. et CALDWELL M. (2020). The iliosacral joint in lizards: an osteological and histological analysis. *Journal of Anatomy*. Vol. 236 (4), pp. 668-687. DOI 10.1111/joa.13132.
37. PAVARD C. (2017). Comparaison des mesures échographiques et tomodensitométriques des glandes surrénales chez le chien. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse : Université Paul Sabatier, 105 p.
38. PETIT L. (2022). Mise en ligne d'un atlas d'images échographiques normales chez le gecko léopard. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse : Université Paul Sabatier, 78 p.
39. PORTER W. et WITMER L. (2015). Vascular Patterns in Iguanas and Other Squamates: Blood Vessels and Sites of Thermal Exchange. *PLOS ONE*. Vol. 10 (10), pp. 1-27. DOI 10.1371/journal.pone.0139215.
40. RAITI P. (2012). Husbandry, Diseases, and Veterinary Care of the Bearded Dragon (*Pogona vitticeps*). *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*. Vol. 22 (3-4), pp. 117-131. DOI 10.5818/1529-9651-22.3.117.
41. REJ J. E. et JOYNER T. A. (2018). Niche modeling for the genus *Pogona* (Squamata: Agamidae) in Australia: predicting past (late Quaternary) and future (2070) areas of suitable habitat. *PeerJ*. Vol. 6, pp. 1-19. DOI 10.7717/peerj.6128.
42. RIEPPEL O. et GRANDE L. (2007). The anatomy of the fossil varanid lizard *Saniwa ensidens* Leidy, 1870, based on a newly discovered complete skeleton. *Journal of Paleontology*. Vol 81 (4), pp. 643-65. DOI 10.1666/pleo0022-3360(2007)081[0643:TAOTFV]2.0.CO;2.
43. Statista. Population de reptiles domestiques par pays Europe 2019 [en ligne]. <https://fr.statista.com/statistiques/531807/nombre-reptiles-domestiques-par-pays-europe/> (consulté le 11.04.2023).
44. SWAN G. et WILSON S. (2021). A Complete Guide to Reptiles of Australia. Sixth edition. Reed New Holland : New Holland Publishers, 688 p.
45. The Australian Museum. The Australian Museum « Central Bearded Dragon » [en ligne]. <https://australian.museum/learn/animals/reptiles/central-bearded-dragon/> (consulté le 10.04.2023)
46. TINIUS A. et RUSSELL A. (2014). Geometric Morphometric Analysis of the Breast-Shoulder Apparatus of Lizards: A Test Case Using Jamaican Anoles (Squamata: Dactyloidae). *The Anatomical Record*. Vol. 297 (3), pp. 410-432. DOI 10.1002/ar.22869.
47. TORRES-CARVAJAL O. (2004). The abdominal skeleton of tropidurid lizards (Squamata : Tropiduridae). *Herpetologica*. Vol. 60 (1), pp. 75-83. DOI 10.1655/03-15.

48. TUBIANO M. (2022). Etude anatomique comparée du membre thoracique chez plusieurs crocodiliens. Thèse de doctorat vétérinaire. Nantes : ONIRIS, 248 p.
49. UICN (2012). Catégories et Critères de la Liste rouge de l'UICN : version 3.1 [en ligne]. Deuxième édition. Gland, Suisse et Cambridge, Royaume-Uni : UICN, 40 p. Disponible sur : <https://portals.iucn.org/library/node/10317> (consulté le 06.03.2023).
50. VICKARYOUS M. K. et HALL B. K. (2006). Homology of the Reptilian Coracoid and a Reappraisal of the Evolution and Development of the Amniote Pectoral Apparatus. *Journal of Anatomy*. Vol. 208 (3), pp. 263-85. DOI 10.1111/j.1469-7580.2006.00542.x.
51. VILLA A. et DELFINO M. (2019). A comparative atlas of the skull osteology of European lizards (Reptilia: Squamata). *Zoological Journal of the Linnean Society*. Vol. 187 (3) pp. 829-928. DOI 10.1093/zoolinlean/zlz035.
52. VTNAC. Sexage agame barbu, geckos, iguane, et autre lézard [en ligne]. <http://www.veterinaire-nac.be/sexage.html> (consulté le 08.04.2023)

Annexe 1 : Classification taxonomique traditionnelle des différentes espèces de squamates et sphénodontiens évoquées dans le texte

Ordre	Sous-ordre	Infra-ordre	Famille	Sous-famille	Genre +/- espèce			
Squamates (Oppel, 1811)	Iguaniens (Cope, 1864)	Acrodontes (Cope, 1864)	Agamidés (Spix, 1825)	Amphiboluriné (Wagler, 1830)	<i>Pogona</i> (Storr, 1982)			
				Draconinés (Fitzinger 1826)	<i>Calotes versicolor</i> (Linné, 1758)			
					<i>Sitana ponticeriana</i> (Cuvier, 1829)			
					<i>Draco</i> (Linné, 1758)			
				Uromastycinés (Theobald, 1868)	<i>Gonocephalus</i> (Kaup, 1825)			
					<i>Agama agama</i> (Daudin 1802)			
					<i>Trapelus ruderatus</i> (Olivier, 1804)			
				Leioplepidinés (Fitzinger, 1843)	<i>Japalura</i> (Gray, 1853)			
					<i>Uromastyx</i> (Merren, 1820)			
				Chaméléonidés (Rafinesque, 1815)				
Squamates (Oppel, 1811)	Iguaniens (Cope, 1864)	Acrodontes (Cope, 1864)	Dactyloïdés (Fitzinger, 1843)		<i>Anolis</i> (Daudin, 1802)			
			Iguanidés (Oppel, 1811)		<i>Iguana</i> (Laurenti, 1768)			
			Corytophanidés (Fitzinger, 1843)		<i>Basiliscus basiliscus</i> (Linné, 1758)			
			Phrynosomatidés (Fitzinger, 1843)		<i>Cophosaurus</i> (Troschel, 1850)			
			Tropiduridae (Bell, 1843)		<i>Stenocercus guentheri</i> (Boulenger, 1885)			
			Mabuïdés (Mittelman 1952)		<i>Mabuia</i> (Fitzinger, 1824)			
			Lacertidés (Oppel, 1811)		<i>Latastia longicaudata</i> (Reuss, 1834)			
					<i>Lacerta</i> (Linné, 1758)			
			Anguimorphes (Fürbringer, 1900)	Shinisauridés (Ahl, 1930)				<i>Shinisaurus</i> (Ahl, 1930)
					Varanidés (Gray, 1827)			<i>Varanus albigularis</i> (Daudin, 1802)
Anguïdés (Gray, 1825)					<i>Pseudopus apodus</i> (Pallas, 1775)			
Gekkotiens (Camp, 1923)	Gekkonidés (Oppel, 1811)				<i>Gekko</i> (Laurenti, 1768)			
					<i>Sphenodontes</i> (Cope, 1869)			
Sphenodontides (Carroll, 1985)			Sphenodontidés (Cope, 1869)		<i>Sphenodon</i> (Gray, 1831)			

Eva MASSON

ATLAS ANATOMIQUE DE L'AGAME BARBU (*POGONA VITTICEPS* [AHL, 1926]) : OSTEOLOGIE ET TOMODENSITOMETRIE 3D

Thèse d'État de Doctorat Vétérinaire : Nantes, le 06 juillet 2023

RESUME

Cette thèse s'inscrit dans le cadre de travaux exploratoires en anatomie comparée et s'articule autour d'un projet d'article scientifique qui a été soumis à la revue internationale en ligne, Les Cahiers d'Anatomie Comparée.

Un atlas d'ostéologie du *Pogona vitticeps* a été réalisé, comprenant 48 planches photographiques, légendées grâce à de nombreuses recherches bibliographiques et à l'aide d'un support par tomodensitométrie 3D.

Les conclusions tirées sur les particularités ostéologiques de l'individu étudié, doivent être confirmées par une étude sur plusieurs autres spécimens.

MOTS CLES

- POGONA VITTICEPS
- AGAME BARBU D'AUSTRALIE
- DRAGON BARBU D'AUSTRALIE
- ATLAS
- OSTEOLOGIE
- TOMODENSITOMETRIE
- ANATOMIE TRIDIMENSIONNELLE

DATE DE SOUTENANCE : 06 juillet 2023