



HAL
open science

Évolution morphométrique liée à l'âge par imagerie – tomodensitométrie – et par histologie de l'oreille moyenne et de l'oreille interne chez le chat sain

Charles Montel

► To cite this version:

Charles Montel. Évolution morphométrique liée à l'âge par imagerie – tomodensitométrie – et par histologie de l'oreille moyenne et de l'oreille interne chez le chat sain. Médecine vétérinaire et santé animale. 2022. dumas-03777707

HAL Id: dumas-03777707

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03777707v1>

Submitted on 15 Sep 2022

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.

EVOLUTION MORPHOMETRIQUE LIEE A L'AGE PAR IMAGERIE – TOMODENSITOMETRIE – ET PAR HISTOLOGIE DE L'OREILLE MOYENNE ET DE L'OREILLE INTERNE CHEZ LE CHAT SAIN

THESE D'EXERCICE

pour obtenir le titre de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

MONTEL Charles

Directeur de thèse : M. Giovanni MOGICATO

JURY

PRESIDENTE :
Mme Isabelle BERRY

Professeure à l'Université Paul SABATIER de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Giovanni MOGICATO
M. Benjamin CARTIAUX

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE**

Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire

Directeur : Professeur Pierre SANS

**PROFESSEURS CLASSE
EXCEPTIONNELLE**

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*

PROFESSEURS 2^{ème} CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et économie de la santé animale*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*
- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*
- Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
- M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*
- M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
- Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*
- Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
- Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
- Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
- Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*
- M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*
- Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
- M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
- M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales réglementées*
- Mme **WARET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

INGENIEURS DE RECHERCHE

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*
- M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*
- M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*
- M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*
- Mme **DEBREUQUE Maud**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*
- Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
- Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*
- Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*
- Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*
- Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **RAMON PORTUGAL Félipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
- M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*

REMERCIEMENTS

À ma présidente du jury,

Madame le Professeur Isabelle BERRY

Professeur à l'Université Paul Sabatier de Toulouse,
Praticien Hospitalier – Biophysique, imagerie médicale.

Qui me fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.

Hommages respectueux.

À mon directeur de thèse,

Monsieur le Professeur Giovanni MOGICATO

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Anatomie – Imagerie médicale.

Qui m'a fait l'honneur de me proposer cette thèse,

Pour son accompagnement, son soutien et sa bienveillance

Le long de la réalisation de ce manuscrit et durant toutes ces années d'études.

Remerciements affectueux.

À mon assesseur du jury,

Monsieur le Docteur Benjamin CARTIAUX

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,
Anatomie – Imagerie médicale.

Qui me fait l'honneur d'accepter le rôle d'assesseur de cette thèse,

Pour sa sympathie et sa disponibilité.

Remerciements chaleureux.

Pour sa participation à l'obtention des images tomodensitométriques, mes sincères remerciements à Mme. Sandy SANTIN.

Pour sa disponibilité, son expertise et sa collaboration à l'étude histologique, toute ma gratitude au Dr. Nicolas GAIDE.

TABLE DES MATIÈRES

TABLE DES ILLUSTRATIONS	9
TABLE DES TABLEAUX	12
LISTE DES ABRÉVIATIONS	13
INTRODUCTION	15
PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'ANATOMIE DE L'OREILLE ET DE LA PHYSIOLOGIE DE L'AUDITION ET DE LA SURDITÉ	17
I. Anatomie descriptive et fonctionnelle de l'oreille	17
1. Conformation de l'appareil vestibulo-cochléaire.....	17
a. L'oreille externe	17
b. L'oreille moyenne	19
c. L'oreille interne	22
2. Anatomie fonctionnelle de l'appareil vestibulo-cochléaire.....	31
a. Les paramètres du son.....	31
b. Transduction mécano-électrique du son	32
c. Les voies cochléaires	33
II. La surdité chez le chat.....	38
1. Les différentes caractéristiques de surdité.....	38
a. La surdité centrale.....	39
b. La surdité périphérique.....	39
2. Focus sur la presbyacousie ou perte d'audition liée à l'âge.....	42
III. Les outils d'exploration de l'oreille et de la surdité	44
1. La tomодensitométrie par rayons X	44
a. L'équipement.....	45
b. Chaîne radiologique : principes et formation de l'image.....	48
c. Déroulement de l'examen tomодensitométrique	55
d. Application au diagnostic de surdité et de presbyacousie	57
2. L'analyse histologique.....	59
a. Principes généraux.....	59
b. Histologie de l'appareil vestibulo-cochléaire.....	61
c. Application au diagnostic de presbyacousie.....	63
IV. Objectif de l'étude.....	64
SECONDE PARTIE : ÉTUDE EXPERIMENTALE SUR LA MORPHOMÉTRIE LIÉE À L'ÂGE DE L'OREILLE MOYENNE ET DE L'OREILLE INTERNE DU CHAT	65
I. Matériels et méthodes	65
1. Étude tomодensitométrique	65

a.	Sujets de l'étude.....	65
b.	Acquisition des images tomodensitométriques.....	67
c.	Mesure du volume de la cavité tympanique	67
d.	Mesure des canaux cochléaires.....	70
e.	Récapitulatif des mesures tomodensitométriques	72
2.	Étude histologique	73
a.	Sujets de l'étude.....	73
b.	Prélèvement du tissu d'intérêt.....	74
c.	Préparation du tissu d'intérêt.....	75
d.	Montage des lames histologiques	78
e.	Mesures morphométriques.....	79
f.	Récapitulatif des mesures histologiques	81
3.	Analyse statistique.....	81
II.	Résultats	82
1.	Étude tomodensitométrique	82
a.	Cavité tympanique.....	82
b.	Canaux cochléaires.....	83
2.	Étude histologique	84
a.	Membrane basilaire.....	84
b.	Ligament spiral.....	85
c.	Strie vasculaire.....	85
d.	Ganglion spiral	86
3.	Récapitulatif de l'évolution morphométrique de l'oreille du chat liée à l'âge.....	87
III.	Discussion	88
1.	Étude tomodensitométrique	88
2.	Étude histologique	91
	CONCLUSION	99
	BIBLIOGRAPHIE.....	101

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figure 1 : Oreille externe de chat en vue latérale (Barone & Simoens, 2010).....	18
Figure 2 : Cartilages de l'oreille externe de chat en vue latérale (Barone & Simoens, 2010).....	19
Figure 3 : Vue médiale et coupe transversale d'une membrane tympanique de chat (Dyce et al. 2018).....	20
Figure 4 : Coupe transversale de l'oreille moyenne de chat par imagerie tomodensitométrique.....	21
Figure 5 : Chaîne des osselets de l'oreille (Barone & Simoens, 2010)	22
Figure 6 : Disposition générale de l'oreille interne (Barone & Simoens, 2010).....	23
Figure 7 : (A) Schéma d'une coupe transversale de cochlée (B) Vue externe d'une cochlée de chat (Dyce et al., 2018).....	25
Figure 8 : Coupe transversale du canal cochléaire (Barone & Simoens, 2010)	27
Figure 9 : Coupe transversale de membrane tympanique du conduit cochléaire (Kamina, 2008).....	29
Figure 10 : Coupe transversale des bulles tympaniques par tomodensitométrie (A). Schéma bilan de la conformation de l'oreille (B) (Dyce et al., 2018).....	30
Figure 11 : Transduction mécano-électrique du son au sein de l'oreille interne (Maayoufi et al., 2017).....	33
Figure 12 : Innervation de l'organe vestibulo-cochléaire (Kamina, 2008).....	34
Figure 13 : Organisation générale de la voie cochléaire (Kamina, 2008).....	36
Figure 14 : Rotation du tube et des détecteurs autour du patient (Boyer et al., 2003)	45
Figure 15 : Constitution du scanner (service d'imagerie médicale du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire pour Animaux de Compagnie de Toulouse)	46
Figure 16 : Principe de l'acquisition hélicoïdale (Boyer et al., 2003)	47
Figure 17 : Distance foyer-détecteurs courte ou longue (Boyer et al., 2003)	48
Figure 18 : Dispersion des énergies des photons X (Régent et al., 2013)	49
Figure 19 : Collimation primaire et secondaire (Boyer et al., 2003).....	50
Figure 20 : Principe du détecteur (Boyer et al., 2003).....	51
Figure 21 : Atténuation mesurée par un détecteur traversant plusieurs structures (Boyer et al., 2003).....	52

Figure 22 : Méthode de calcul algébrique simplifiée (4 coefficients pour 2 projections)	53
Figure 23 : Répartition des valeurs de Hounsfield (Jung, 2021).....	53
Figure 24 : Exemple de fenêtre utile (Jung, 2021)	54
Figure 25 : Coupes transversales à mi-thorax fenêtrées différemment (Régent et al., 2013).....	55
Figure 26 : Affichage du SCOUT et sélection du DFOV (Service d'imagerie médicale de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse)	56
Figure 27 : Image tomodensitométrique de crâne de chat en mode multiplanar reformation MPR.....	57
Figure 28 : Exemple de coupes histologiques d'intestin en coloration trichrome de Masson (A) et PAS (B) (Service d'histologie de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse).....	60
Figure 29 : Préparation d'une lame histologique (Service d'histologie de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse).....	61
Figure 30 : Coupe mid-modiolaire de la cochlée chez un chien (Ter Haar et al., 2009)	62
Figure 31 : Histogramme de la répartition des sujets de l'étude tomodensitométrique en fonction de l'âge	66
Figure 32 : Mesure rostro-caudale de la surface de la cavité tympanique sur des coupes transversales par examen tomodensitométrique	68
Figure 33 : Représentation de la membrane tympanique dans une mesure d'aire de la cavité tympanique	69
Figure 34 : Reconstitution de la cavité tympanique en 3D avec l'outil ROI compute volume sur Horos©	69
Figure 35 : Visualisation de la cochlée sur image tomodensitométrique.....	70
Figure 36 : Image tomodensitométrique de la cochlée en coupe mid-modiolaire.....	70
Figure 37 : Obtention de la coupe mid-modiolaire sur image tomodensitométrique sur coupe sagittale (orange).....	71
Figure 38 : Mesure des différents constituants de la cochlée en coupe mid-modiolaire	72
Figure 39 : Histogramme de la répartition des sujets de l'étude tomodensitométrique en fonction de l'âge	73
Figure 40 : Étapes de préparation du crâne	74

Figure 41 : Observation des bulles tympaniques (flèches bleues) après parage	75
Figure 42 : Bulles tympaniques percées	75
Figure 43 : Décalcification de la pièce d'intérêt.....	76
Figure 44 : Section de l'oreille selon Sula et al., 2014.....	77
Figure 45 : Mise en cassette de la pièce d'intérêt	77
Figure 46 : Coupe histologique mid-modiolaire d'oreille de chat en coloration HE (A) et avec ajout de TM (B).....	78
Figure 47 : Figure 46 : Coupe histologique du conduit cochléaire d'oreille de chat en coloration HE (A) et avec ajout de TM (B).....	79
Figure 48 : Mesures histologiques : membrane basilaire (A), ligament spiral (B), strie vasculaire (C), ganglion spiral (D).....	80
Figure 49 : Influence de l'âge sur le volume moyen de la cavité tympanique.....	82
Figure 50 : Influence de l'âge sur la largeur moyenne du canal apexien supérieur...83	
Figure 51 : Influence de l'âge sur l'épaisseur moyenne de la membrane basilaire ...84	
Figure 52 : Influence de l'âge sur la surface moyenne de la membrane basilaire.....86	
Figure 53 : Comparaison du ganglion spiral chez un chat de 3 ans (A) et un chat de 18 ans (B).....	86
Figure 54 : Différence relative des mesures morphométriques de l'oreille moyenne et interne chez les chats « seniors » par rapport au chats « jeunes adultes »	87
Figure 55 : Visualisation de la membrane tympanique (flèche bleue) sur une image tomodynamométrique.....	89
Figure 56 : Mesures morphométriques de la membrane basilaire (Malkemper et al., 2020).....	94
Figure 57 : Ganglion spiral chez un chien de 1 an (A) et un chien de 17 ans (B) (Shimada et al., 1998).....	96

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Classification et exemples de différents types de surdité périphérique chez le chat (Strain, 2011)	40
Tableau 2 : Tableau récapitulatif de la classification des surdités	42
Tableau 3 : Paramètres de l'acquisition tomодensitом��trique	67
Tableau 4 : Tableau récapitulatif des structures mesurées par tomодensitом��trie ..	72
Tableau 5 : Tableau récapitulatif des structures mesurées par histologie.....	81
Tableau 6 : Valeurs des volumes moyens des cavités tympaniques	82
Tableau 7 : Valeurs des mesures moyennes des différents canaux cochléaires	83
Tableau 8 : Valeurs des épaisseurs moyennes des membranes basilaires	84
Tableau 9 : Valeurs des largeurs moyennes du ligament spiral	85
Tableau 10 : Valeurs des surfaces moyennes de la strie vasculaire.....	85

LISTE DES ABRÉVIATIONS

3D : 3 Dimensions

ARHL : Age-Related Hearing Loss

CHUVAC : Centre Hospitalier Universitaire pour Animaux de Compagnie

dB : Décibels

DFOV : Display Field Of View

EDTA : EthylèneDiamineTétraAcétique

ENVT : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

HE : Hématoxyline-Eosine

IRM : Imagerie par Résonance Magnétique

MPR : MultiPlanar Reformation

PAS : Periodic Acid-Schiff

PEA : Potentiels Evoqués Auditifs

RMN : Résonance Magnétique Nucléaire

TDM : TomoDensitoMétrie

TM : Trichrome de Masson

UH : Unité Hounsfield

INTRODUCTION

La capacité à entendre les sons est l'un des moyens fondamentaux dont disposent les organismes pour percevoir l'environnement extérieur. L'audition est un sens central chez les animaux pour détecter un danger potentiel ou de la nourriture. Les animaux ont la capacité de sentir les perturbations dans l'air, et chez les vertébrés, l'oreille interne est une structure sensorielle hautement développée qui permet cette fonction.

Le chat a une ouïe particulièrement fine. Il est capable de détecter une gamme de sons très étendue à partir d'une intensité très faible. Sa capacité à chasser, à éviter les prédateurs et à interagir avec ses propriétaires dépend de son ouïe. Les chats souffrant de perte d'audition et/ou de surdité sont alors vulnérables au danger.

La surdité chez le chat résulte de nombreuses causes dont celles acquises tel le vieillissement. La perte auditive liée à l'âge (presbyacousie) est la forme la plus courante chez l'homme, pour laquelle ses caractéristiques sont bien documentées. Bien que l'audition et l'anatomie de l'oreille du chat ont été relativement bien étudiées ces dernières décennies, aucune étude ne recense les effets de l'âge, et par extension ceux de la presbyacousie, sur la morphométrie de l'oreille moyenne et de l'oreille interne.

L'objectif de cette étude est donc de comparer l'évolution morphométrique en fonction de l'âge sur différentes structures de l'oreille moyenne et de l'oreille interne chez des chats sains sans atteinte auriculaire ni trouble auditif. Elle s'inscrit ainsi dans la suite d'une étude ayant mis en place la faisabilité de l'analyse morphométrique de l'oreille moyenne et de l'oreille interne du chat.

Ce manuscrit se compose en deux parties. La première partie est une étude bibliographique axée sur l'anatomie de l'oreille, la physiologie de l'audition et la surdité chez le chat. De plus, elle inclut les techniques disponibles et utiles pour l'évaluation morphométrique de l'oreille et son évaluation au diagnostic de surdité et de presbyacousie. La seconde partie est une étude expérimentale visant à comparer les valeurs morphométriques liées au vieillissement de l'oreille moyenne et l'oreille interne.

PREMIÈRE PARTIE :
ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE DE L'ANATOMIE DE
L'OREILLE ET DE LA PHYSIOLOGIE DE L'AUDITION
ET DE LA SURDITÉ

I. Anatomie descriptive et fonctionnelle de l'oreille

1. Conformation de l'appareil vestibulo-cochléaire

(Barone & Simoens, 2010; Dyce et al., 2018; Kamina, 2008)

L'organe vestibulo-cochléaire (dénommé « oreille » dans le langage courant), situé dans la partie pétreuse de l'os temporal, est constitué par l'association d'épithéliums sensoriels hautement spécialisés où prennent naissance les influx nerveux de l'équilibration (organe vestibulaire) et de l'audition (organe cochléaire) par le biais du nerf vestibulo-cochléaire (VIII^{ème} paire crânienne).

L'organe vestibulaire, proprioceptif, renseigne sur l'orientation du corps dans l'espace. L'organe cochléaire, extéroceptif, reçoit les vibrations sonores par l'intermédiaire d'un système de transmission mécanique comprenant une partie externe, chargée de capter les sons, et d'une partie intermédiaire, assurant le transfert optimal de l'énergie à l'organe récepteur situé dans la partie la plus interne.

L'oreille comporte ainsi trois parties bien différentes : l'oreille externe, l'oreille moyenne et l'oreille interne. Cette dernière est l'organe vestibulo-cochléaire sensu stricto. Les deux autres parties sont principalement chargées de la transmission des sons.

a. L'oreille externe

L'oreille externe, située dorso-caudalement à l'articulation temporo-mandibulaire, reçoit les ondes sonores et les dirige vers la membrane du tympan, transmettant les

vibrations à l'oreille moyenne. Elle est constituée d'un pavillon, ou auricule, qui s'insère sur le pourtour du méat acoustique externe (Fig. 1).

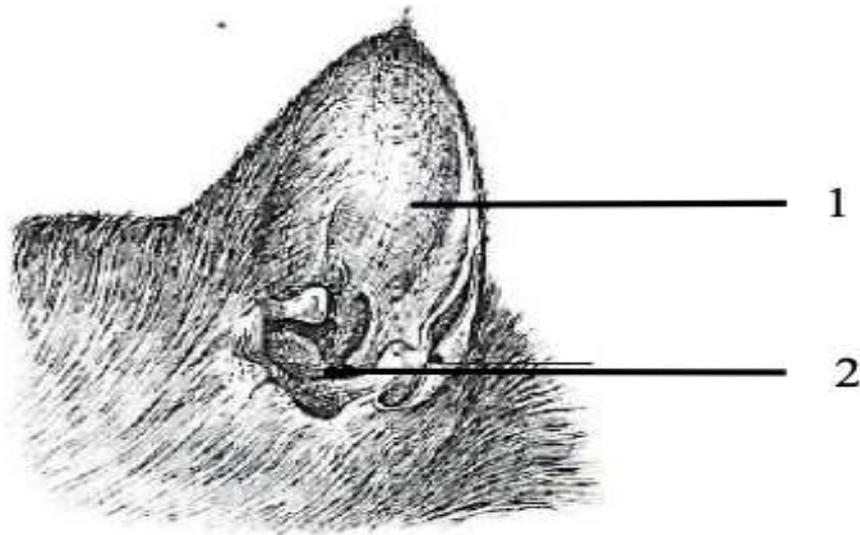


Figure 1 : Oreille externe de chat en vue latérale (Barone & Simoens, 2010)

1. Auricule, 2. Entrée du méat acoustique externe

L'auricule, seule partie visible de l'oreille, est une charpente cartilagineuse semi-rigide et élastique largement ouverte en direction rostro-latérale et mobilisée par de nombreux muscles insérés à sa base permettant son orientation volontaire pour une réception optimale des sons. Il est formé d'un large cartilage principal, le cartilage de l'auricule, qui détermine la forme de la partie visible de l'oreille.

Le méat acoustique externe commence à la base de l'auricule, où le cartilage de l'auricule se rétrécit, et s'étend jusqu'à la membrane du tympan.

Il comprend deux parties : une partie latérale cartilagineuse et une partie médiale osseuse. Cette charpente mixte maintient la béance du tube. Elle est revêtue d'une peau riche en glandes permettant la formation du cérumen, protégeant la membrane tympanique de la dessiccation et des corps étrangers.

Le méat acoustique externe est un tube vertical qui s'incurve pour devenir relativement horizontal.

Entre ce tube et le méat osseux, s'intercale le cartilage annulaire chez les mammifères domestiques (Fig. 2).

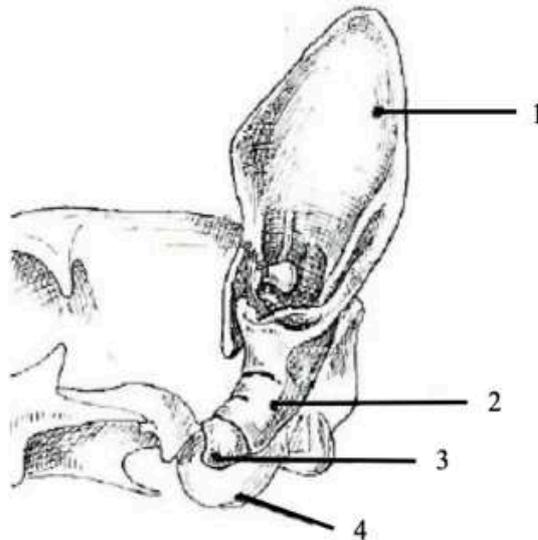


Figure 2 : Cartilages de l'oreille externe de chat en vue latérale (Barone & Simoens, 2010)

1. Cartilage de l'auricule, 2. Cartilage du méat acoustique externe, 3. Cartilage annulaire, 4. Bulle tympanique

b. L'oreille moyenne

L'oreille moyenne est logée dans l'os temporal et transmet les vibrations sonores de la membrane tympanique à l'oreille interne. Elle est délimitée latéralement par la membrane tympanique et médialement par la partie pétreuse de l'os temporal qui abrite l'oreille interne.

Elle comporte une cavité aérique : la caisse du tympan, tapissée d'une mince muqueuse dérivée de celle du pharynx, avec lequel elle communique rostralement via la trompe auditive.

La membrane du tympan est une fine lame translucide et concave pouvant vibrer à la façon d'un tambour qui sépare la lumière du méat acoustique externe de la caisse du tympan. Elle est fixée à l'os temporal par un cadre annulaire osseux à l'aide d'un anneau fibro-cartilagineux périphérique. Sa face latérale est recouverte d'un épiderme continu avec celui du méat acoustique externe et sa face médiale par la muqueuse de la cavité tympanique. Le manche du marteau, partie la plus latérale des osselets,

forme une ligne verticale au centre de la membrane tympanique et tire médialement la membrane tympanique, donnant sa forme concave sur sa face latérale (Fig. 3).

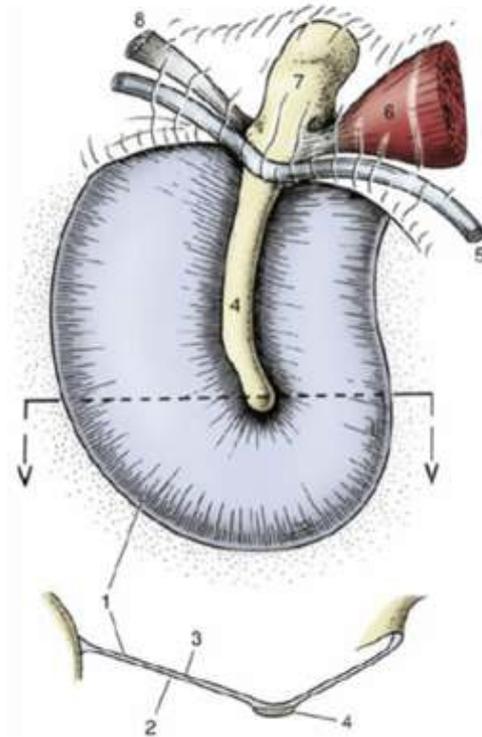


Figure 3 : Vue médiale et coupe transversale d'une membrane tympanique de chat (Dyce et al. 2018)

1. Membrane du tympan, 2. Face médiale, 3. Face latérale, 4. Manche du marteau, 5. Corde du tympan, 6. Muscle tenseur du tympan, 7. Tête du marteau, 8. Ligament associé au marteau

La caisse du tympan est une cavité sphéroïde irrégulière creusée entre la partie pétreuse et la partie tympanique de l'os temporal. Elle peut être divisée en partie dorsale, moyenne et ventrale.

- La partie dorsale est le récessus épitympanique. Elle se situe au-dessus de la membrane tympanique et contient les osselets de l'ouïe et les muscles associés qui assurent la transmission des ondes sonores en formant une chaîne articulaire qui s'étend de la membrane du tympan à la fenêtre du vestibule, où commence l'oreille interne.
- La partie moyenne est la cavité tympanique délimitée latéralement par la membrane tympanique et médialement par la paroi labyrinthique qui forme la

cloison mitoyenne de l'oreille interne. Elle s'ouvre rostralement au nasopharynx via la trompe auditive.

- La partie ventrale forme une extension ovoïde de la caisse du tympan appelée bulle tympanique. Chez le chat, elle est divisée intérieurement par une lame (*septum bullae*) (Fig. 4).

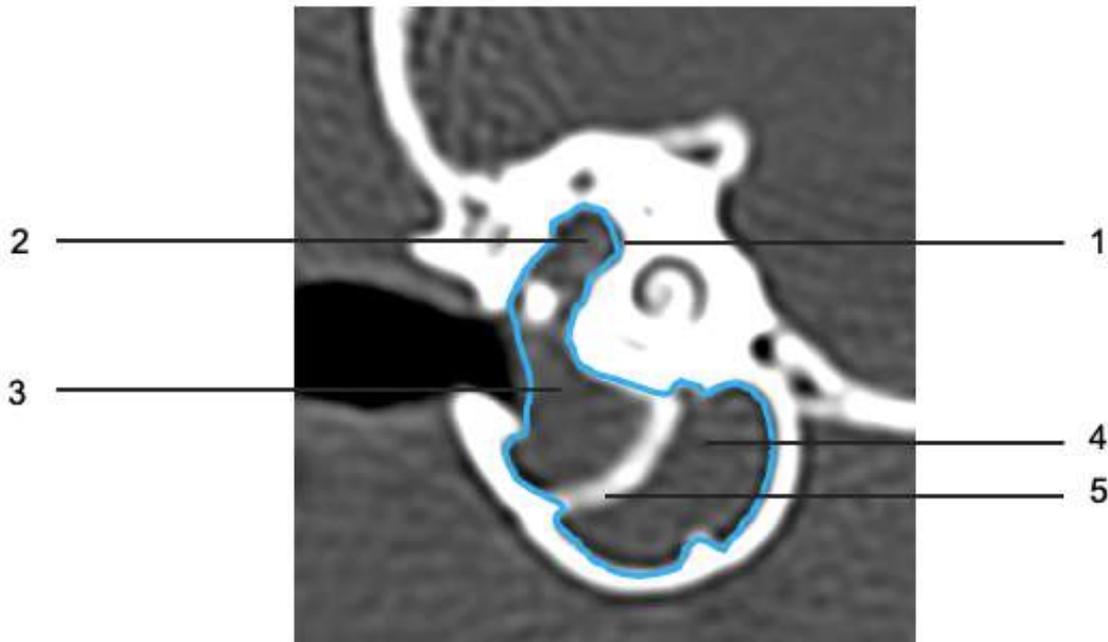


Figure 4 : Coupe transversale de l'oreille moyenne de chat par imagerie tomodynamométrique

1. Caisse du tympan, 2. Récessus épitympanique, 3. Cavité tympanique, 4. Bulle tympanique, 5. *Septum bullae*

Les osselets de l'ouïe sont au nombre de trois : marteau, enclume et étrier. Ils sont assemblés par de minuscules articulations et mobilisés par deux petits muscles (Fig. 5). Ils assurent la transmission des ondes sonores à travers la cavité tympanique.

Le marteau est composé d'un manche et d'une tête. Le manche du marteau est incurvé et est inclus dans l'épaisseur de la membrane tympanique sous le revêtement muqueux de sa face interne. La tête du marteau dépasse dorsalement à la membrane tympanique et s'articule avec le corps de l'enclume, presque entièrement situé dans le récessus épitympanique. L'enclume s'articule avec la tête de l'étrier, le plus petit des trois osselets, dont sa base est en contact avec la fenêtre vestibulaire dans la paroi médiale de la cavité tympanique.

Les oscillations de la membrane tympanique perçues par le manche du marteau sont transmises à la fenêtre vestibulaire par la chaîne articulaire des osselets. Ils sont unis par deux minuscules articulations synoviales où divers ligaments maintiennent l'ensemble. Deux muscles (le muscle tenseur du tympan et le muscle stapédien) permettent aux osselets d'être mobilisés les uns sur les autres et de déformer légèrement leur chaîne pour assurer la transmission optimale des vibrations.

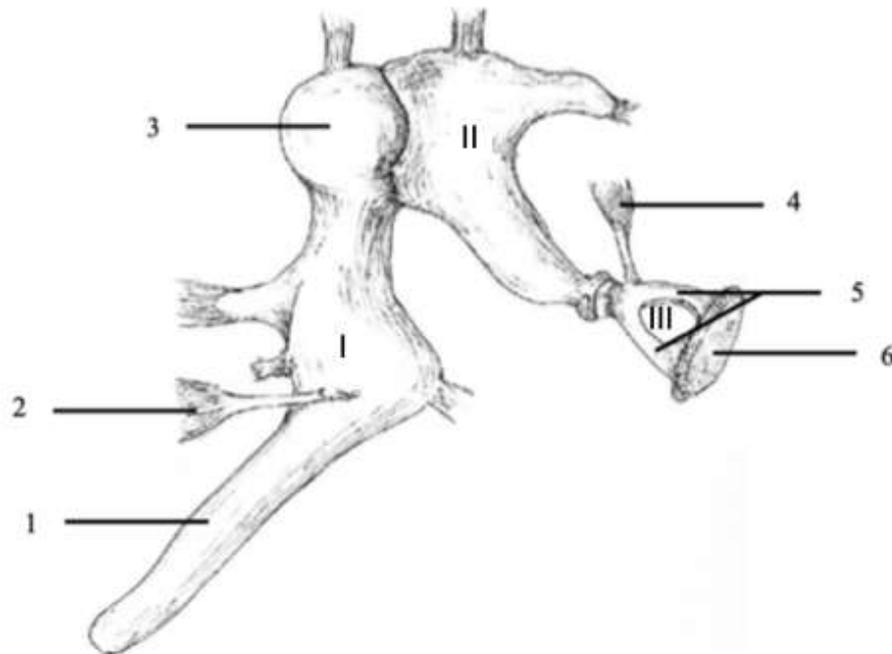


Figure 5 : Chaîne des osselets de l'oreille (Barone & Simoens, 2010)

I. Marteau, II. Enclume, III. Étrier, 1. Manche du marteau, 2. Muscle tenseur du tympan, 3. Tête du marteau, 4. Muscle stapédien, 5. Branches de l'étrier, 6. Base de l'étrier

La trompe auditive, anciennement « trompe d'Eustache », relie la caisse du tympan avec le nasopharynx. Elle assure l'équilibre des pressions sur les deux faces de la membrane du tympan.

c. L'oreille interne

L'oreille interne est la partie principale de l'appareil vestibulo-cochléaire. Elle regroupe la cochlée et l'appareil vestibulaire qui perçoivent respectivement les vibrations sonores et les changements d'orientation de la tête. Leurs récepteurs élaborent ainsi des influx qui sont transmis à l'encéphale par le nerf vestibulo-cochléaire (nerf VIII).

L'oreille interne est constituée d'un labyrinthe membraneux rempli d'endolymphe, logé dans une cavité de la partie pétreuse de l'os temporal (qui en épouse grossièrement la forme), le labyrinthe osseux, lui-même rempli d'un autre liquide, la périlymphe (Fig. 6).

L'oreille interne est délimitée latéralement par la paroi labyrinthique de la caisse tympanique et médialement par le méat acoustique interne qui permet le passage du nerf vestibulo-cochléaire à travers la boîte crânienne.

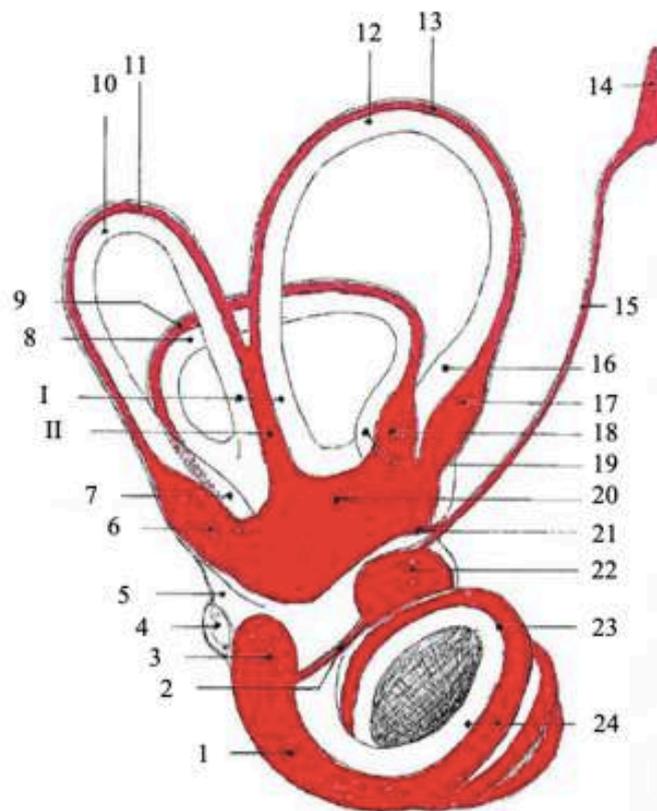


Figure 6 : Disposition générale de l'oreille interne (Barone & Simoens, 2010)

- I. Labyrinthe osseux (blanc), II. Labyrinthe membraneux (rouge), 1. Conduit cochléaire, 2. Ductus reuniens
 3. Caecum vestibulaire 4. Fenêtre de la cochlée, 5. Vestibule, 6. Ampoule membraneuse postérieure, 7.
 Ampoule osseuse postérieure, 8. Canal semi-circulaire latéral, 9. Conduit semi-circulaire latéral, 10. Canal
 semi-circulaire postérieur, 11. Conduit semi-circulaire postérieur, 12. Canal semi-circulaire antérieur, 13.
 Conduit semi-circulaire antérieur, 14. Sac endolymphatique, 15. Conduit endolymphatique, 16. Ampoule
 osseuse antérieure, 17. Ampoule membraneuse antérieure, 18. Ampoule membraneuse latérale, 19. Ampoule
 osseuse latérale, 20. Utricule, 21. Conduit utriculosacculaire, 22. Saccule, 23. Base de la cochlée, 24. Canal
 spiral de la cochlée

Le labyrinthe osseux comporte une partie centrale, le vestibule, dans lequel débouchent dorso-caudalement trois canaux semi-circulaires, le tout constituant le siège de l'équilibration, et une partie rostro-ventrale, la cochlée, préposée à l'audition.

Ces trois parties communiquent avec le méat acoustique interne par de fins canalicules qui permettent le passage des faisceaux du nerf vestibulo-cochléaire.

Le vestibule est une cavité ovalaire située entre la caisse du tympan et le méat acoustique interne. La paroi latérale est en grande partie occupée par la fenêtre du vestibule, fermée par la base de l'étrier. La paroi médiale présente deux dépressions séparées par la crête vestibulaire : le récessus sphérique en rostro-ventrale qui correspond au saccule et le récessus elliptique en dorso-caudal contenant l'utricule. Ces récessus sont perforés en regard du méat acoustique interne de taches criblées, des petits orifices par lesquels pénètrent les faisceaux du nerf vestibulo-cochléaire en provenance de l'utricule et du saccule.

Sa partie dorso-caudale contient cinq orifices donnant accès aux canaux semi-circulaires.

Il existe trois canaux semi-circulaires :

- Un canal semi-circulaire antérieur, vertical et dirigé rostro-latéralement.
- Un canal semi-circulaire postérieur, aussi vertical et dirigé caudalement.
- Un canal semi-circulaire latéral, horizontal et orthogonal avec les deux autres.

Chaque canal décrit environ deux tiers de cercle et présente un léger élargissement sur l'une de ses extrémités reliées au vestibule appelé ampoule osseuse.

La cochlée ressemble à une coquille d'escargot formé par le canal spiral régulièrement rétréci vers l'apex et enroulé autour d'un axe osseux central (ou *modiolus*) en un cône dont la base est située au voisinage du vestibule et dont le sommet forme un petit dôme appelé coupole de la cochlée (Fig. 7).

La cavité du canal spiral est incomplètement divisée dans sa moitié interne par la lame spirale osseuse délimitant deux demi-canaux parallèles : la rampe vestibulaire dorsale et la rampe tympanique ventrale.

Les deux rampes sont séparées sur toute leur longueur par le conduit cochléaire qui fait partie du labyrinthe membraneux, mais communiquent néanmoins par un petit orifice sous la coupole de la cochlée nommé *helicotrema*.

La rampe vestibulaire communique avec le vestibule au niveau de la fenêtre vestibulaire.

La rampe tympanique forme sous cette jonction un cul-de-sac composé de deux orifices : la fenêtre de la cochlée en latéral et le canalicule de la cochlée.

L'origine de la périlymphe de la rampe vestibulaire diffère de celle de la rampe tympanique. La première provient du plasma à travers une barrière hémato-périlymphatique et la seconde du liquide cérébro-spinal.

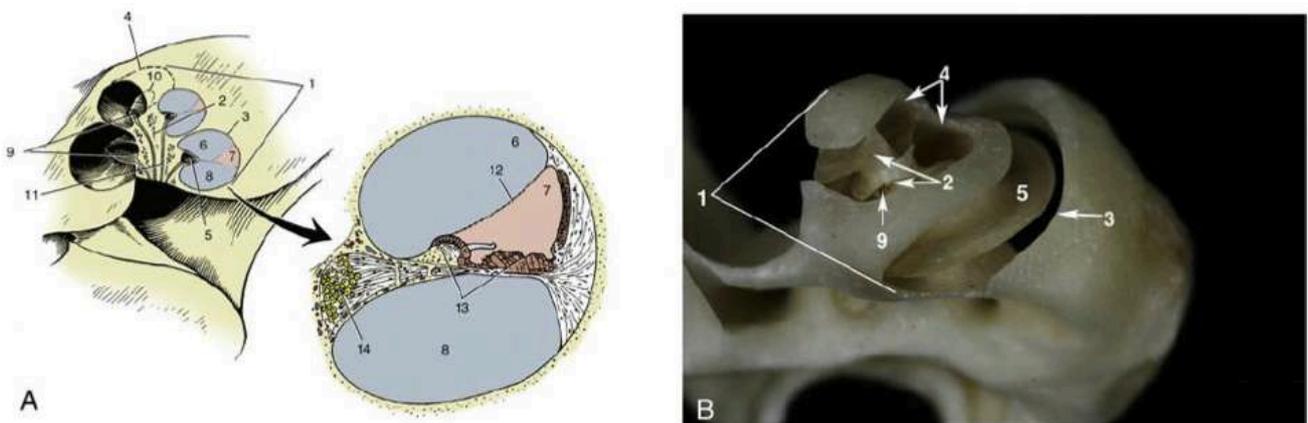


Figure 7 : (A) Schéma d'une coupe transversale de cochlée (B) Vue externe d'une cochlée de chat (Dyce et al., 2018)

1. Cochlée, 2. *Modiolus*, 3. et 4. Canal spiral de la cochlée, 5. Lame spirale osseuse, 6. Rampe vestibulaire, 7. Conduit cochléaire, 8. Rampe tympanique, 9. et 10. Canal spiral du *modiolus*, 11. Canal longitudinal, 12. Membrane vestibulaire, 13. Organe spiral, 14. Ganglion spiral

Le labyrinthe membraneux est logé dans le labyrinthe osseux et en est séparé par la périlymphe constituant l'espace périlymphatique.

Il comporte une paroi très mince, presque transparente, maintenue tendue par l'endolymphe contenue dans ce dernier.

Il se divise en plusieurs parties : l'utricule et le saccule, les conduits semi-circulaires (membraneux) et le conduit cochléaire.

L'utricule et le saccule sont deux vésicules contenues dans le vestibule osseux. L'utricule est oblong et logé dans le récessus elliptique. Il est placé dorso-caudalement au saccule, plus petit et sphéroïde et situé dans le récessus sphérique.

Chacun d'eux présente une surface dont la paroi est épaissie. Il s'agit de la macula, où prennent origine les fibres correspondantes du nerf vestibulaire qui coordonnent la position de la tête par rapport à la gravité.

Les deux cavités communiquent par un étroit conduit utriculo-sacculaire, formé de deux branches insérées, l'une sur l'utricule et l'autre sur le saccule, qui se raccordent pour former le conduit endolymphatique. Ce conduit se termine par le sac endolymphatique, situé dans l'espace épidual, évoquant une sorte de trop-plein de l'endolymphe.

Les conduits semi-circulaires épousent la forme des canaux semi-circulaires dans lesquels ils sont logés dans la partie excentrique de leur paroi. On reconnaît ainsi un conduit semi-circulaire antérieur, un postérieur et un latéral. Tous trois sont implantés sur l'utricule et possèdent à l'une de leurs extrémités une ampoule membraneuse logée dans l'ampoule osseuse correspondante. Chacune de ces ampoules membraneuses présente une aire sensorielle comparable aux macules utriculaire et sacculaire appelée « crête ampullaire ». Celles-ci sont constituées de cellules ciliées qui réagissent au mouvement de l'endolymphe à l'intérieur des conduits semi-circulaires généré par les déplacements de la tête, provoquant la libération d'un stimulus transmis vers le système nerveux central. Ainsi ces crêtes ampullaires détectent les mouvements de rotation de la tête alors que les maculas détectent la position et les mouvements linéaires de la tête.

Le conduit cochléaire représente le labyrinthe cochléaire (par opposition aux parties précédentes qui constituent le labyrinthe vestibulaire). Il est logé dans le canal spiral de la cochlée qu'il suit sur toute sa longueur entre la rampe vestibulaire et la rampe tympanique. Sa face interne est tapissée par un épithélium spécialisé dans la réception des ondes sonores.

Ce conduit cochléaire commence à la base de la cochlée par le caecum vestibulaire un cul-de-sac légèrement dilaté qui communique avec le saccule par un conduit étroit : le *ductus reuniens*. Il prend fin dans le caecum cupulaire, situé en regard de la coupole de la cochlée.

Sur tout son trajet, le conduit cochléaire forme en coupe transversale un triangle isocèle dont la base représente la paroi externe, adossée à celle du canal spiral de la cochlée (Fig. 8). Cette paroi est constituée de tissus de soutien, le ligament spiral, et

de tissus vasculaires, les stries vasculaires qui génèrent l'endolymphe à partir de la périlymphe.

Les deux autres parois, la paroi vestibulaire et la paroi tympanique, sont membraneuses et séparent le conduit cochléaire des rampes vestibulaire et tympanique.

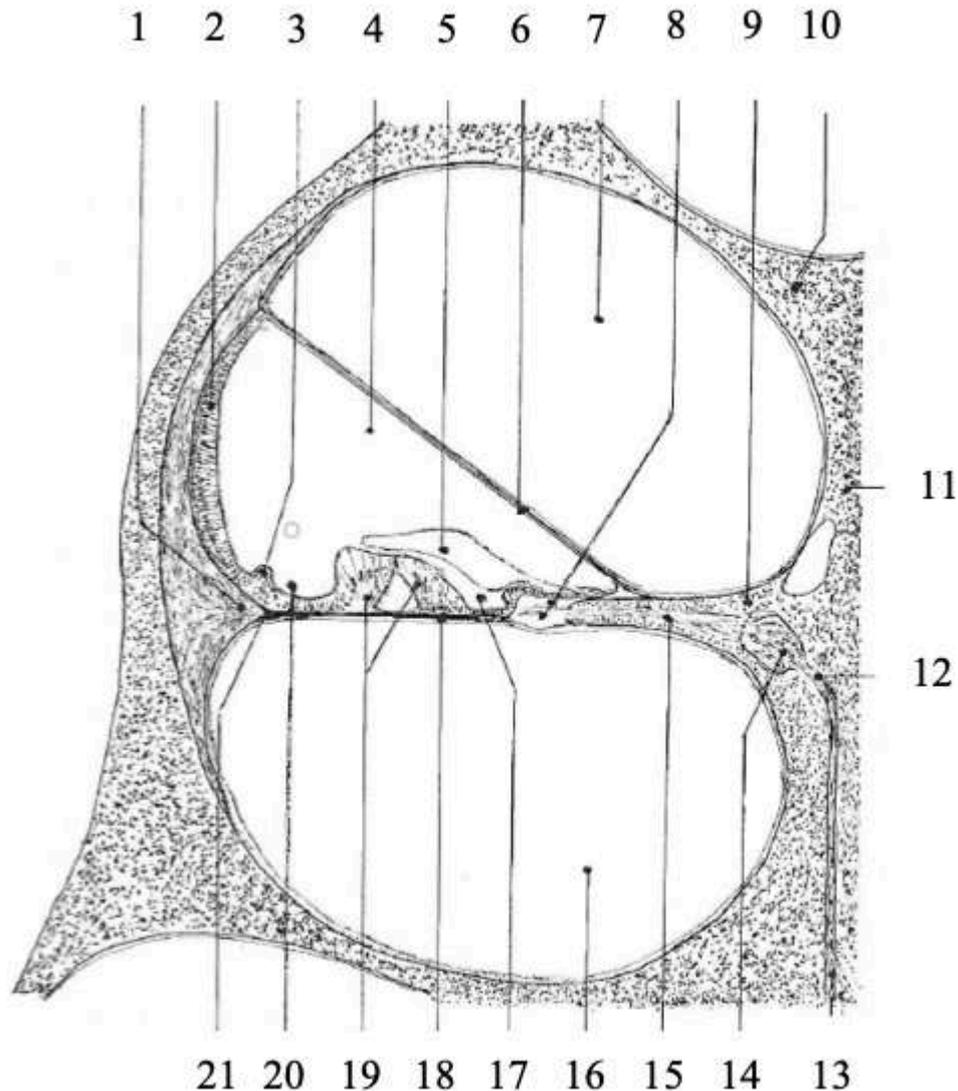


Figure 8 : Coupe transversale du canal cochléaire (Barone & Simoens, 2010)

1. Ligament spiral de la cochlée, 2. Strie vasculaire, 3. Proéminence spirale, 4. Conduit cochléaire, 5. Membrane tectoriaie, 6. Membrane vestibulaire, 7. Rampe vestibulaire, 8. Limbe de la lame spirale osseuse, 9. Lame spirale osseuse, 10. Lame du *modiolus*, 11. *Modiolus*, 12. Faisceau du nerf cochléaire, 13. Canal longitudinal du *modiolus*, 14. Ganglion spiral, 15. Fibres afférentes du ganglion spiral, 16. Rampe tympanique, 17. Sillon spiral interne, 18. Membrane spirale, 19. Organe spiral, 20. Sillon spiral externe, 21. Lame basilaire

La paroi vestibulaire est représentée par la membrane vestibulaire, portée par une lame fibreuse, tendue de la face vestibulaire de la lame spirale osseuse à la paroi externe du canal spirale de la cochlée. Cette même membrane est recouverte d'un revêtement pavimenteux à cellules plates et larges sur ses deux faces.

La paroi tympanique, ou membrane spirale, est plus complexe. Elle débute sur le limbe de la lame spirale osseuse, bordure fibreuse de cette dernière présentant deux renforcements sur ses deux faces. Il s'agit de la lèvre tympanique du limbe, du côté de la rampe tympanique, tapissée par un revêtement périlymphatique. L'autre face, nommée lèvre vestibulaire du limbe, est couverte de hautes cellules cylindriques : les dents acoustiques. Les dents acoustiques sont séparées par les cellules interdentes qui fixent la membrane tectoriale, décrite plus loin. De plus, la paroi tympanique s'étend le long d'une lame basilaire, ou membrane basilaire, qui s'attache à l'opposé du limbe sur le ligament spiral de la cochlée.

Sur la face du côté du conduit cochléaire, cette même paroi est revêtue de cellules cubiques et basses, de part et d'autre d'une partie beaucoup plus épaisse et complexe qui abrite les cellules sensorielles de l'audition et constitue l'organe spiral (anciennement organe de Corti) compris entre deux dépressions : le sillon spiral interne et le sillon spiral externe.

Cet organe spiral est formé de hautes cellules épithéliales de plusieurs types séparées par un conduit à section triangulaire : le tunnel interne dont les parois sont formées par les cellules pilaires. De part et d'autre de ce tunnel sont rangées les cellules sensorielles ciliées internes et externes, cellules cylindriques avec une base arrondie reliée par de multiples synapses aux fibres du nerf cochléaire et un apex contenant des stéréocils. Ces cellules sensorielles sont maintenues par des cellules de soutien dont les cellules à phalange, qui sont complétées dans la partie interne par les cellules sustentaculaires internes, également cylindriques, mais de hauteur décroissante, qui font la transition avec l'épithélium du sillon spiral interne.

Par ailleurs, cet organe spiral est couvert d'une lame : la membrane tectoriale qui s'étend de la lèvre vestibulaire du limbe, fixée par les cellules interdentes, jusqu'à la rangée la plus externe des cellules à phalange. Elle s'épaissit au-dessus de l'organe spiral puis s'amincit sur son bord externe. Elle est normalement en contact avec les stéréocils des cellules sensorielles, mais apparaît disjointe sur les coupes histologiques à cause d'une rétraction due aux techniques de préparation.

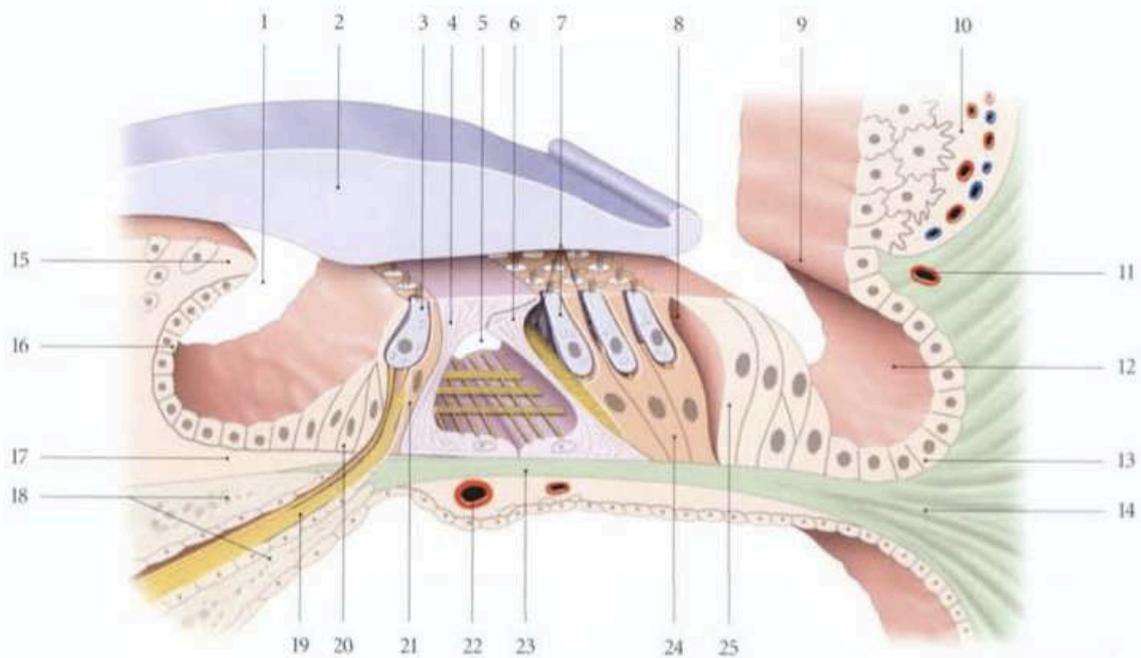


Figure 9 : Coupe transversale de membrane tympanique du conduit cochléaire (Kamina, 2008)

1. Sillon spiral interne, 2. Membrane tectoriaie, 3. Cellules ciliées sensorielles internes, 4. Cellules du pilier interne, 5. Tunnel interne, 6. Cellules du pilier externe, 7. Cellules sensorielles externes et tunnels moyens, 8. Tunnel externe, 9. Proéminence spirale, 10. Strie vasculaire, 11. Vaisseau proéminent, 12. Sillon spiral externe, 13. Cellules sustentaculaires externes, 14. Crête spirale (ligament spiral), 15. Lèvre vestibulaire du limbe, 16. Cellules sustentaculaires internes, 17. Lèvre tympanique du limbe, 18. Lame spirale osseuse, 19. Fibres du nerf cochléaire, 20. Cellules limitantes internes, 21. Cellule phalngienne interne, 22. Vaisseau spiral, 23. Membrane basilaire, 24. Cellule phalngienne externe, 25. Cellules limitantes externes

En conclusion, l'oreille est un organe de l'esthésiologie hautement spécialisé et complexe, que l'on peut décomposer en une oreille externe, moyenne et interne (Fig.10), chacune ayant une conformation particulière leur permettant la transmission et l'intégration du message sonore.

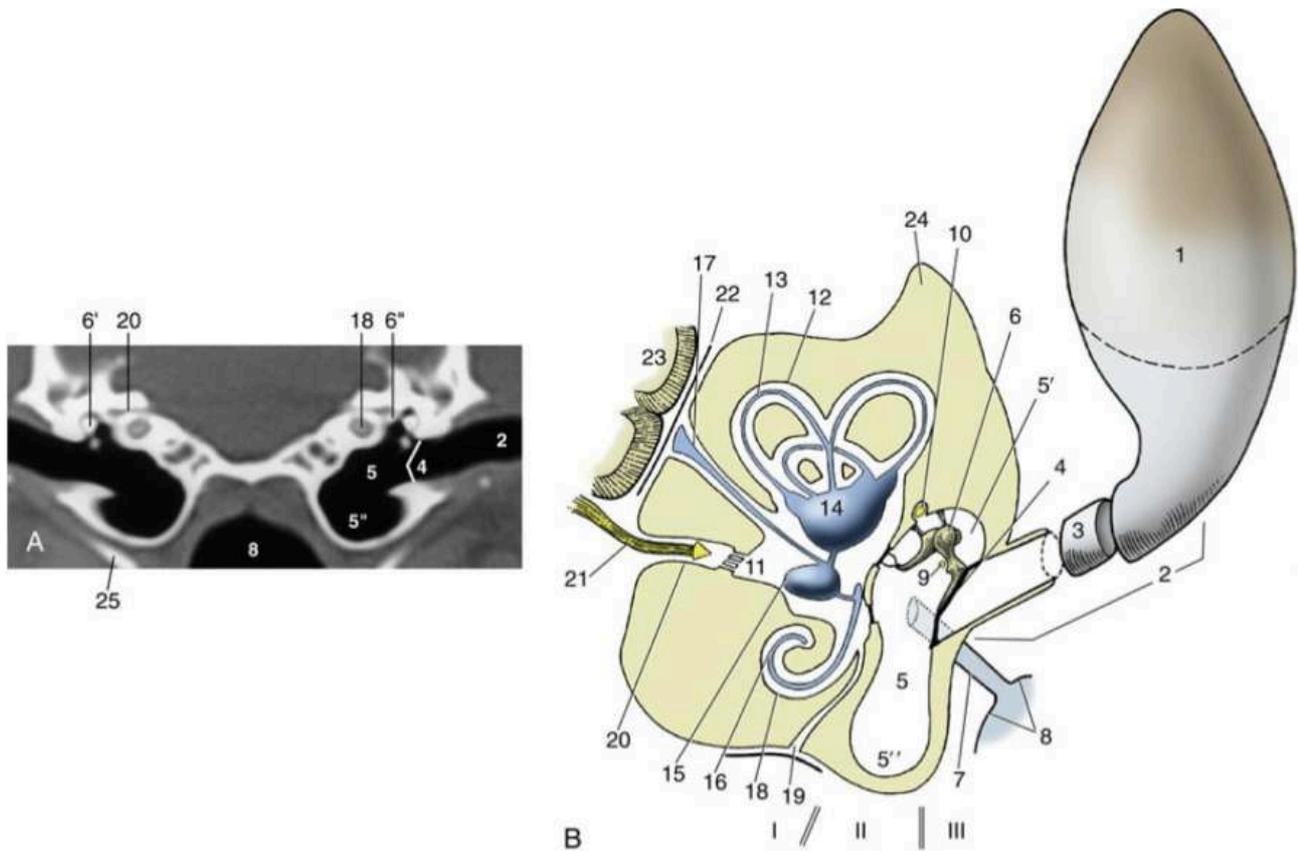


Figure 10 : Coupe transversale des bulles tympaniques par tomodensitométrie (A). Schéma bilan de la conformation de l'oreille (B) (Dyce et al., 2018)

- I. Oreille interne, II. Oreille moyenne, III. Oreille externe. 1. Auricule, 2. Méat acoustique externe, 3. Cartilage annulaire, 4. Membrane tympanique, 5. Cavité tympanique, 5'. Récessus épitympanique, 5''. Bulle tympanique, 6. Osselets auditifs, 6'. Marteau, 6''. Base de l'étrier dans la fenêtre vestibulaire, 7. Trompe auditive, 8. Nasopharynx, 9. Corde tympanique, 10. Nerf facial, 11. Vestibule, 12. Canaux semi-circulaires, 13. Conduits semi-circulaires, 14. Utricule, 15. Saccule, 16. Canal cochléaire, 17. Canal endolymphatique, 18. Cochlée, 19. Canal périlymphatique, 20. Méat acoustique interne, 21. Nerf vestibulo-cochléaire, 22. Méninges, 23. Cerveau, 24. Partie pétreuse de l'os temporal, 25. Os stylohyoïde

2. Anatomie fonctionnelle de l'appareil vestibulo-cochléaire

L'anatomie descriptive précédemment étudiée prend en compte l'ensemble de l'appareil vestibulo-cochléaire innervé par le nerf vestibulo-cochléaire qui est constitué de deux nerfs anatomiquement et physiologiquement distincts : le nerf cochléaire, affecté à l'audition, qui naît dans la cochlée, et le nerf vestibulaire qui collecte les stimuli captés par le neuro-épithélium du vestibule et des conduits semi-circulaires. Ces deux nerfs sont accolés dans leur trajet, du bord latéral de la moelle allongée au méat acoustique interne dans lequel ils se séparent.

Nous développerons uniquement la partie cochléaire responsable de l'audition, cœur de notre sujet.

Le système auditif comprend la cochlée, le nerf cochléaire et la voie auditive centrale allant des noyaux cochléaires, dans le tronc cérébral, au cortex du lobe temporal.

a. Les paramètres du son

(Strain, 2011)

Le son est une perturbation de pression ou une vibration de molécules d'air (ou d'un autre milieu) se propageant à partir d'une source sous forme d'ondes sonores. Le son est caractérisé par son amplitude, sa fréquence et sa vitesse.

L'amplitude du son se mesure en unité logarithmique et correspond au niveau sonore de l'onde. Par exemple, une sirène d'ambulance équivaut à 120 décibels (dB) et une tondeuse à 90 dB.

La fréquence mesure les fluctuations du son par unité de temps et son unité est le Hertz. Plus la fréquence est élevée, plus le son est aigu. La vitesse du son dépend du milieu dans lequel il se propage : elle est d'environ 340 m/s dans l'air et de 1500 m/s dans l'eau.

b. Transduction mécano-électrique du son

(Barone & Bortolami, 2004; Barone & Simoens, 2010; Dyce et al., 2018; FlitzGerald & Folan-Curran, 2003; Maayoufi et al., 2017)

Les ondes sonores du milieu extérieur sont captées par l'oreille externe via l'auricule et traversent le méat acoustique externe pour atteindre la membrane du tympan en la faisant vibrer. Ces vibrations sont captées par le manche du marteau et sont transmises le long de la chaîne des osselets jusqu'à la base de l'étrier en contact avec la fenêtre vestibulaire à laquelle elle est fixée par un ligament annulaire de façon lâche permettant son déplacement vers le vestibule dans le liquide de la rampe vestibulaire sous l'effet des vibrations sonores. Les vibrations de l'étrier sont ainsi converties en ondes de pression qui rejoignent la membrane basilaire par l'intermédiaire de la membrane vestibulaire.

Ces mouvements de fluide sont permis par la fenêtre de la cochlée, qui clôt la rampe tympanique à sa base, laquelle se déplace en opposition de phase par rapport à la fenêtre vestibulaire (Fig. 11).

En réponse à la résonance locale, les cellules ciliées sensorielles percutent la membrane tectoriale au niveau des stéréocils grâce aux vibrations de la membrane basilaire, ce qui permet leur dépolarisation et la libération d'un neuromédiateur chimique excitateur au niveau des synapses neurosensorielles.

Les ondes de pression de haute fréquence, créées par des sons aigus, font entrer en résonance les fibres courtes de la membrane basilaire, qui se situent dans le premier tour de spire de la cochlée. Inversement, les ondes de faible fréquence, créées par les sons graves, entraînent la mise en résonance des fibres plus longues situées vers l'apex de la cochlée. De ce fait, la membrane basilaire est dite tonotopique dans sa séquence de fibres.

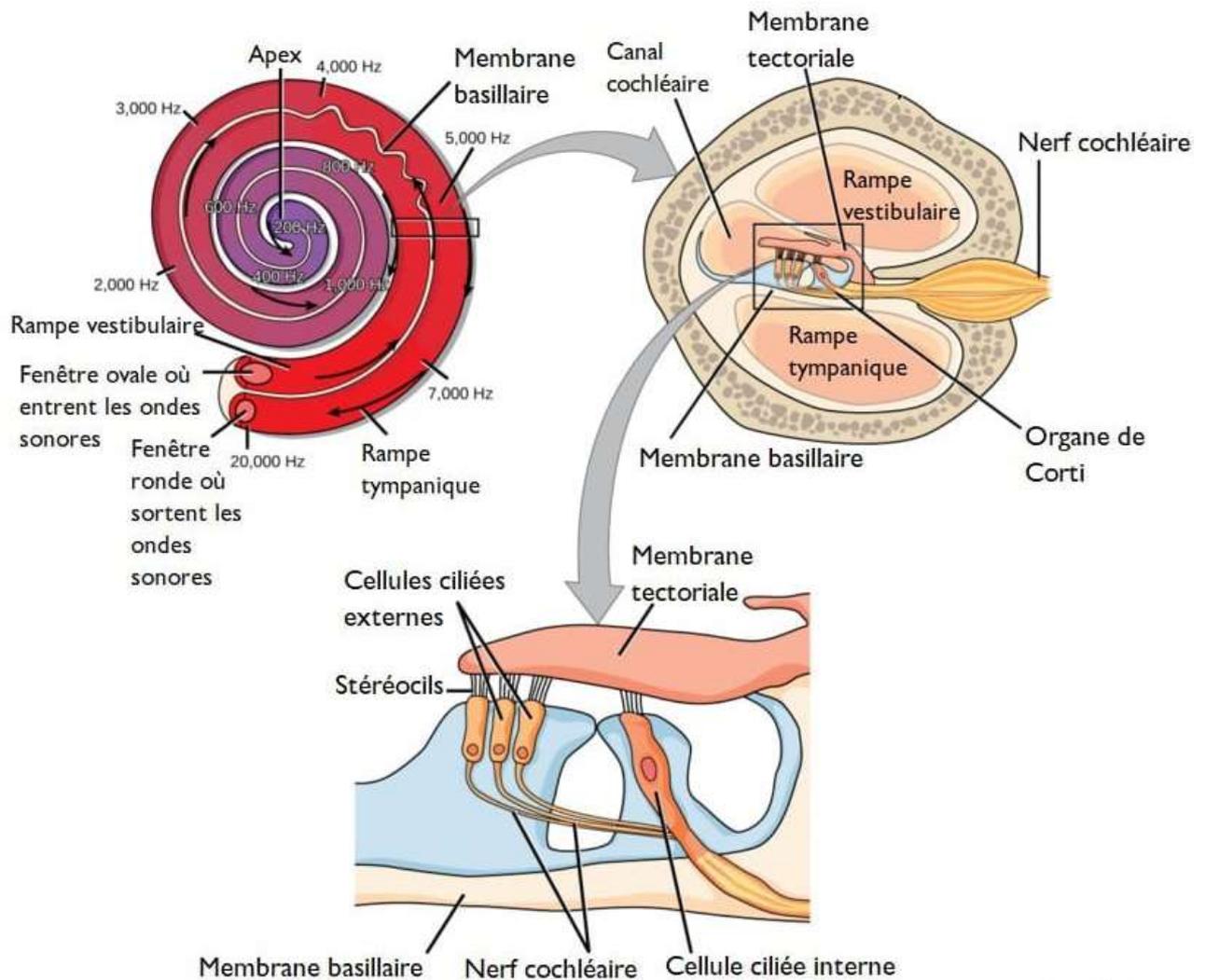


Figure 11 : Transduction mécano-électrique du son au sein de l'oreille interne (Maayoufi et al., 2017)

c. Les voies cochléaires

(Barone & Bortolami, 2004; Barone & Simoens, 2010; Dyce et al., 2018; FlitzGerald & Folan-Curran, 2003; Kamina, 2008)

Les récepteurs de la voie cochléaire sont constitués par le neuro-épithélium de l'organe spiral et par la membrane tectoriaie, décrits précédemment.

Les fibres nerveuses allant aux cellules ciliées de l'organe spiral sont les prolongements périphériques des cellules bipolaires du ganglion spiral logé à la base de la lame spirale osseuse (Fig. 12). Ce ganglion constitue une nappe cellulaire qui suit l'enroulement en spirale de la cochlée. Le prolongement central des neurocytes

bipolaires s'engage dans l'un des faisceaux qui pénètrent dans le *modiolus* et descendent dans les canaux longitudinaux du *modiolus*.

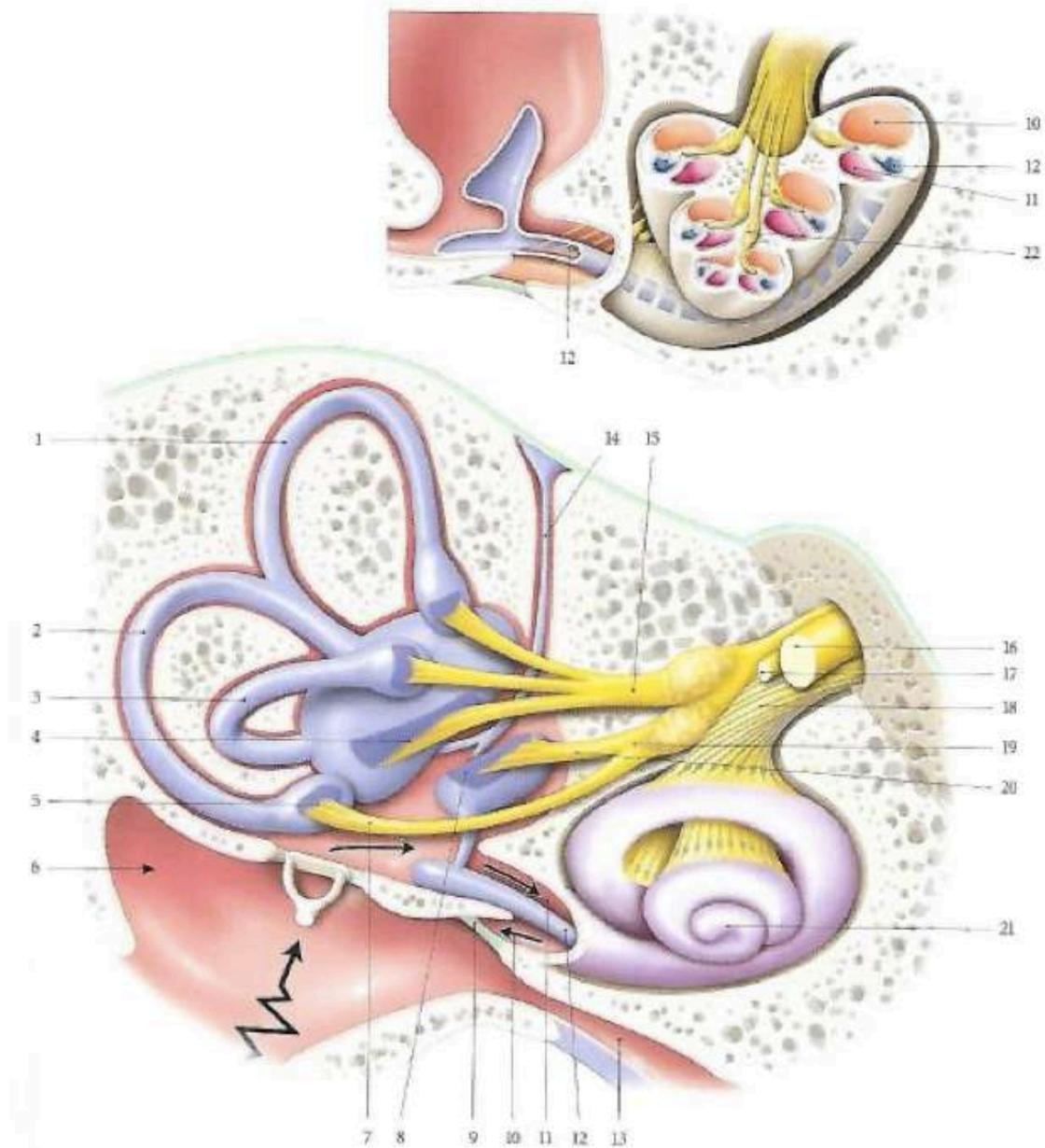


Figure 12 : Innervation de l'organe vestibulo-cochléaire (Kamina, 2008)

1. Canal semi-circulaire antérieur, 2. Canal semi-circulaire postérieur, 3. Canal semi-circulaire latéral, 4. Utricule et macule utriculaire, 5. Ampoule et crête ampullaire, 6. Cavité tympanique, 7. Nerve ampullaire, 8. Saccule et macule sacculaire, 9. Fenêtre tympanique, 10. Rampe tympanique, 11. Rampe vestibulaire, 12. Conduit cochléaire, 13. Trompe auditive, 14. Conduit lymphatique, 15. Nerve vestibulaire supérieur, 16. Nerve facial, 17. Nerve intermédiaire, 18. Nerve cochléaire, 19. Nerve vestibulaire, 20. Nerve sacculaire, 21. Cochlée, 22. Ganglion spiral et son prolongement dans le canal longitudinal

Les faisceaux nerveux s'assemblent ensuite dans l'aire cochléaire au fond du méat acoustique interne pour former le nerf cochléaire, enroulé sur lui-même.

Accolé au nerf vestibulaire, il passe avec lui dans le méat acoustique interne et atteint l'extrémité rostrale du bord de la moelle allongée. Là, ses fibres se bifurquent en branches dorsales et ventrales, qui se répartissent respectivement entre les deux noyaux cochléaires, dorsal et ventral, dans lesquels s'effectue le relais primaire.

De ces noyaux partent des fibres nerveuses en direction du noyau olivaire supérieur controlatéral à travers le corps trapézoïde puis transitent successivement vers le lemnisque latéral, le colliculus inférieur et le corps géniculé médial avant de rejoindre le cortex auditif (Fig. 13).

Un relai purement ipsilatéral allant du noyau olivaire supérieur jusqu'aux centres auditifs supérieurs existe en proportion moins importante.

L'organisation tonotopique décrite précédemment est conservée dans toute la voie cochléaire.

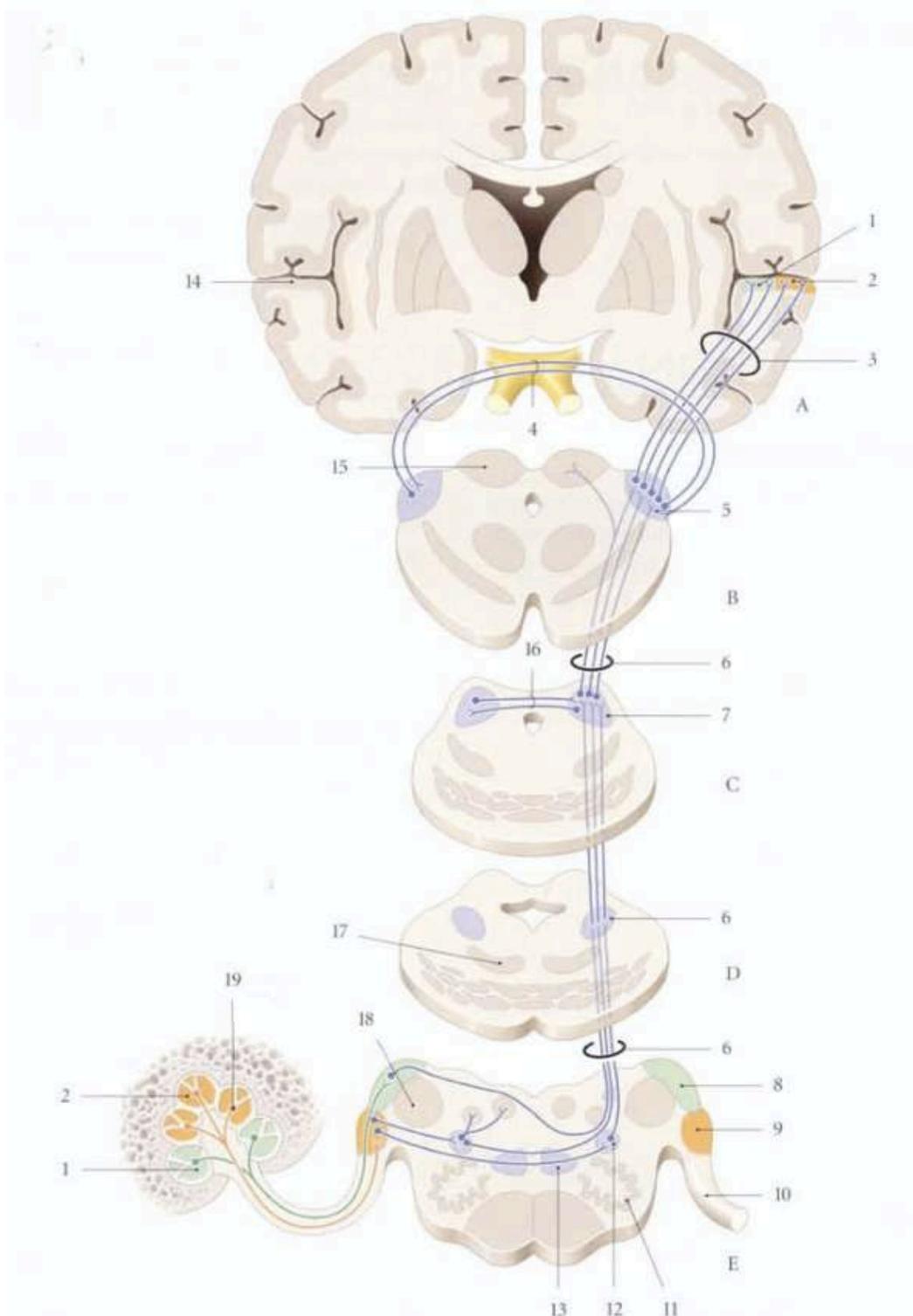


Figure 13 : Organisation générale de la voie cochléaire (Kamina, 2008)

A. Cortex cérébral, B. Colliculus supérieur, C. Colliculus inférieur, D. Pont, E. Moelle allongée,
 1. Sons aigus, 2. Sons graves, 3. Radiations auditives, 4. Commissure supra-optique ventrale,
 5. Corps géniculé médial, 6. Lemnisque latéral, 7. Colliculus inférieur, 8. Noyau cochléaire
 postérieur, 9. Noyau cochléaire antérieur, 10. Nerf cochléaire, 11. Noyau olivaire inférieur, 12.
 Noyau olivaire accessoire supérieur, 13. Corps trapézoïde, 14. Gyrus temporal transverse, 15.
 Colliculus supérieur, 16. Commissure du colliculus inférieur, 17. Lemnisque médial, 18. Noyau
 et tractus trigéminaux, 19. Ganglion spiral

Les cellules du noyau cochléaire dorsal jouent un rôle dans l'information de la hauteur du son alors que celles du noyau cochléaire ventral donnent l'information sur l'intensité.

Les fibres issues de ces noyaux passent dans les stries acoustiques et se portent aux noyaux du corps trapézoïde.

Le noyau olivaire supérieur comporte des neurones bi-auriculaires et reçoit donc des stimuli provenant des deux oreilles. Les stimuli ipsilatéraux ont un effet stimulant de ces neurones, alors que les stimuli contralatéraux sont inhibiteurs, les rendant ainsi sensibles aux différences d'intensité et de moment entre les sons pénétrant simultanément les deux oreilles. Le noyau olivaire supérieur contribue donc à indiquer la direction spatiale des sons.

Les fibres du lemnisque latéral proviennent du noyau olivaire supérieur ainsi que des noyaux cochléaires de façon directe. Le lemnisque latéral participe à des arcs réflexes par des branches collatérales. Des fibres se lient à des neurones moteurs innervant le muscle tenseur du tympan et le muscle stapédien qui exercent une action d'amortisseur sur les osselets de l'oreille moyenne. Cela permet l'atténuation des sons provenant de la voix de l'individu et des sons extérieurs de forte intensité. D'autres fibres pénétrant dans la formation réticulaire sont responsables de la « réponse de saisissement » traduite par un sursaut lors de sons bruyants soudains.

Le faisceau de fibres du lemnisque latéral se termine dans le noyau du colliculus inférieur.

Le colliculus inférieur intègre les informations données par les noyaux cochléaires et le noyau olivaire supérieur. Il exerce également des effets inhibiteurs sur son homologue contralatéral par l'intermédiaire de la commissure des colliculi inférieurs.

Le corps géniculé médial est le noyau thalamique spécifique de l'audition.

Le cortex auditif répond aux stimuli à l'intérieur du champ de sons contralatéral. Chez le chat, la destruction d'une pièce du cortex auditif d'un côté produit une « tache sourde » dans le champ de sons contralatéral.

Il existe dans le nerf cochléaire des fibres qui proviennent des noyaux cochléaires et vont à la cochlée pour en contrôler l'activité. Elles modulent de ce fait l'activité des organes récepteurs en produisant une « accommodation » dans leurs fonctions.

Le nerf cochléaire assure donc l'audition en transmettant les influx sonores. Son atteinte se traduit par de la surdité, de l'hypoacousie ou des signes subjectifs tels que les acouphènes.

II. La surdité chez le chat

(Ryugo & Menotti-Raymond, 2012; Strain, 2011)

La capacité à entendre les sons est l'un des moyens fondamentaux dont disposent les organismes pour percevoir l'environnement extérieur. Les chats ont une ouïe particulièrement fine. Leur capacité à chasser, à éviter les prédateurs et à interagir avec leurs propriétaires dépend de leur audition.

La surdité est une affection qui compromet les capacités extéroceptives de l'individu. Elle se définit comme une diminution, selon un certain degré, de la capacité à percevoir les sons. Elle peut être d'origine héréditaire ou acquise et elle présente de nombreuses formes cliniques.

1. Les différentes caractéristiques de surdité

La surdité peut être unilatérale ou bilatérale. La surdité bilatérale est relativement facile à reconnaître, alors que la surdité unilatérale est rarement évidente à observer dans le comportement de l'animal. Les animaux atteints de surdité unilatérale répondent toujours aux stimuli sonores détectés par l'oreille non affectée. Avec le temps, les animaux atteints de surdité unilatérale compensent et développent souvent la capacité à mieux déterminer l'origine des sons, de sorte qu'il ne reste aucune preuve comportementale évidente de cette incapacité.

Dans la surdité héréditaire du chat, souvent liée à la robe blanche, les animaux peuvent être affectés de manière unilatérale ou bilatérale.

Dans le cas de surdité acquise, la perte auditive liée à l'âge ou presbycusie est généralement bilatérale alors que les otites moyennes et/ou internes concernent une seule oreille dans la plupart des cas.

La surdité peut être totale ou partielle.

Dans le cas des surdités héréditaires, la surdité est généralement totale.

Dans la plupart des surdités acquises, la déficience est partielle, du moins dans un premier temps.

La surdité peut être syndromique ou non syndromique. Ainsi certaines formes de surdité héréditaire sont accompagnées d'autres maladies systémiques ou d'anomalies du phénotype, et sont alors qualifiées de syndromiques.

Les surdités peuvent être classées en deux catégories : les surdités centrales liées à une atteinte du système nerveux central et les surdités périphériques qui touchent l'oreille externe, moyenne et interne.

a. La surdité centrale

La surdité centrale est difficile à objectiver cliniquement en l'absence d'autres signes d'atteinte du système nerveux. Elle est généralement d'origine néoplasique. Chez l'Homme, elle peut résulter de troubles démyélinisants.

Elle peut prendre son origine au niveau du tronc cérébral où siège le noyau du nerf VIII, ou bien lors d'une atteinte des voies auditives situées plus en amont, c'est-à-dire au niveau du cortex cérébral.

b. La surdité périphérique

Tout comme les surdités centrales, les surdités périphériques peuvent être héréditaires ou acquises et congénitales ou tardives. Elles peuvent également être spécifiquement neurosensorielles ou conductives (Tableau 1).

Tableau 1 : Classification et exemples de différents types de surdité périphérique chez le chat (Strain, 2011)

Surdité	Neurosensorielle		Conductive	
	Congénitale	Tardive	Congénital	Tardive
Héréditaire	Associée à la pigmentation	Aucune connue	Aucune connue	Aucune connue
Acquise	<ul style="list-style-type: none"> • Anoxie périnatale • Dystocie • Exposition intra-utérine à des toxiques 	<ul style="list-style-type: none"> • Ototoxicité • Otites internes • Presbyacousie • Traumatisme sonore • Traumatisme physique • Anesthésie 	Atrésie du canal auriculaire	<ul style="list-style-type: none"> • Otite moyenne ou externe • Impaction de cérumen • Inflammation du conduit auditif • Corps étrangers dans le conduit auditif • Polypes dans l'oreille moyenne • Otosclérose

La surdité héréditaire, c'est-à-dire transmise des parents à la descendance, est la forme la plus fréquente de surdité chez les chats, et elle est généralement associée à des gènes de pigmentation.

Les chats blancs aux yeux bleus sont sans doute les représentants les plus connus de la surdité féline. Le gène responsable de la pigmentation blanche du chat est désigné par W, gène dominant par rapport aux autres couleurs, et les chats blancs peuvent être soit Ww, soit WW. Ce gène bloque la migration des mélanocytes. Dans l'oreille interne, les mélanocytes sont largement observés dans la strie vasculaire dont l'épithélium vascularisé est responsable de la sécrétion de potassium dans

l'endolymphe, ce qui établit le potentiel endocochléaire. Ce dernier est crucial pour le fonctionnement normal des cellules réceptrices auditives. Le mélanocyte est le seul type de cellule des stries vasculaires à exprimer la protéine du canal potassique.

À ne pas confondre avec les chats albinos qui ont une répartition normale de mélanocytes, mais sont dépourvus de l'enzyme tyrosinase et sont donc incapables de produire la mélanine.

La surdité acquise est une surdité qui n'est pas héréditaire. Elle peut se manifester au début de la vie, au milieu de la vie ou à l'âge adulte.

Congénital signifie "à la naissance", et le terme est utilisé dans la pratique pour décrire les événements ou les conditions présentes à la naissance, ainsi que ceux qui apparaissent peu de temps après.

Par extension, la surdité héréditaire est congénitale puisqu'elle est déjà présente à la naissance. Les causes de surdité acquise congénitale peuvent inclure l'anoxie périnatale, en particulier la dystocie, et l'exposition intra-utérine à des composés toxiques.

La surdité tardive décrit des formes de surdité qui se manifestent chez les chatons après la période postnatale de trois à cinq semaines, mais elle se développe souvent plus tard dans la vie comme la presbyacousie, liée à l'âge.

La surdité conductive fait référence à un défaut de conduction des ondes sonores de l'oreille externe jusqu'à l'oreille interne en passant par l'oreille moyenne. Elle peut résulter d'une occlusion de l'oreille externe, d'une perforation de la membrane tympanique, ou d'une infection de l'oreille moyenne. Chez les chats, la surdité conductive peut souvent être résolue par le nettoyage du conduit auditif externe, la prise d'antibiotiques pour éliminer l'infection de l'oreille moyenne ou des interventions chirurgicales pour réparer la membrane tympanique.

La surdité neurosensorielle fait référence à un dysfonctionnement des composants neuronaux du système auditif allant des cellules ciliées jusqu'au nerf cochléaire. Elle peut par exemple résulter d'une dégénérescence des cellules ciliées lors de la fin du développement de l'organe spiral ou d'un défaut de fonctionnement de la strie vasculaire d'origine génétique décrit précédemment.

Tableau 3 : Tableau récapitulatif de la classification des surdités

Surdité			
Caractéristiques	Unilatérale / Bilatérale – Partielle / Totale – Syndromique / Non syndromique		
Origine	Héréditaire	Acquise	
Apparition	Congénitale	Tardive	
Localisation	Centrale	Périphérique	
		Conductive	Neurosensorielle

2. Focus sur la presbyacousie ou perte d'audition liée à l'âge

La presbyacousie, ou perte d'audition liée au vieillissement (Age-Related Hearing Loss, ARHL) est au cœur de notre sujet.

La presbyacousie est la forme de surdité la plus commune chez l'Homme et elle se manifeste de la même manière que chez les animaux. Par ailleurs, elle est beaucoup plus étudiée chez les chiens que chez les chats.

En 1991, Willot a proposé une définition de la presbyacousie comme « le déclin de l'audition associée à divers types de dysfonctionnements du système auditif (périphérique et/ou central) qui accompagne le vieillissement et ne peut être attribué à des conditions ototraumatiques, génétiques ou pathologiques » (Willot, 1991).

En général, la presbyacousie est un trouble progressif, pour lequel il n'existe aucun traitement connu. Elle est bilatérale et symétrique, et affecte généralement les hautes fréquences avant les basses fréquences.

Chez l'Homme, le genre masculin est plus touché et le déficit auditif peut être exacerbé par des traumatismes sonores. L'hypertension et le diabète peuvent être des facteurs contributifs (Gates & Mills, 2005).

Les premières études histologiques menées sur les os temporaux humains ont révélé quatre formes distinctes de presbyacousie (Liu & Yan, 2007; Schuknecht, 1964) :

- Une forme sensorielle caractérisée par une perte des cellules ciliées et une dégénérescence de l'organe spiral.
- Une forme neurale caractérisée par une dégénérescence des cellules nerveuses des ganglions spiraux et des fibres du nerf cochléaire.
- Une forme moléculaire caractérisée par une atrophie de la strie vasculaire.
- Une forme conductrice interne ou mécanique caractérisée par des modifications de la structure et des propriétés mécaniques de la membrane basale.

La presbyacousie peut résulter d'une forme mixte parmi les quatre citées précédemment.

Ces dernières concernent la surdité périphérique, auxquelles on peut ajouter une forme centrale liée à la dégénérescence des synapses qui structurent les voies auditives.

Les mécanismes de cette perte auditive sont néanmoins multifactoriels, comprenant des causes génétiques, extrinsèques (bruit, ototoxines) et intrinsèques (maladies systémiques).

Comme il est pratiquement impossible, chez l'Homme, de séparer les causes environnementales des origines génétiques, les modèles animaux ont été utilisés, car l'exposition au bruit et aux médicaments, la nutrition, les maladies systémiques et d'autres facteurs contributifs possibles peuvent être éliminés ou contrôlés (Bielefeld et al., 2010; Ohlemiller, 2009).

Bien qu'il existe une grande variété de mécanismes et d'origines, un consensus semble se développer sur le fait que la dégénérescence de la strie vasculaire et de la paroi latérale de la cochlée en est la principale responsable (Liu & Yan, 2007).

Des études ont montré une composante héréditaire chez l'Homme (Gates et al., 1999), mais cela n'a jamais été montré chez le chien ou le chat.

En plus des modifications périphériques, des changements dans les structures des voies auditives centrales ont été documentés, la plus étudiée étant le noyau cochléaire, où des réductions de neurones et de leurs fibres de sortie ont été mises en évidence (Frisina & Walton, 2006; Shimada et al., 1998).

La presbyacousie a été étudiée chez de nombreux animaux de laboratoire (singe, souris, rat, lapin) mais très peu chez les animaux domestiques (chien et chat).

Goldston a fourni des données sur les âges moyens pour lesquels les chats sont considérés comme gériatriques ou ont plus de chances de souffrir de maladies associées au vieillissement (Goldston, 1989). Les âges gériatriques se distinguent selon la taille du corps. Les autres facteurs qui influent sont les suivants :

- La génétique : les races mixtes vivent plus longtemps que les races pures.
- La nutrition : l'obésité et les régimes riches en graisses réduisent l'espérance de vie.
- L'environnement : les animaux vivant en extérieur ont une espérance de vie plus courte que les animaux vivant en intérieur.

Chez le chat, l'âge d'entrée dans la catégorie gériatrique est estimé à environ 12 ans.

Plusieurs laboratoires ont examiné la cochlée de chiens atteints de presbyacousie (Knowles et al., 1989; Shimada et al., 1998; Ter Haar et al., 2009) et ont montré les mêmes modifications morphologiques par l'histologie que chez l'Homme. Parmi les résultats obtenus, on retrouve la réduction du nombre de cellules ciliées, la réduction du volume de la strie vasculaire et l'épaississement de la membrane basilaire. Les changements se sont d'abord produits au niveau de la base de la cochlée, en relation avec les hautes fréquences, et ont progressé au niveau de l'apex de la cochlée, en relation avec les basses fréquences.

Cependant, la littérature ne recense aucune étude concernant la presbyacousie chez le chat par l'histologie ou l'imagerie.

III. Les outils d'exploration de l'oreille et de la surdité

1. La tomodensitométrie par rayons X

(Boyer et al., 2003; Jung, 2021; Régent et al., 2013)

La tomodensitométrie par rayons X, ou scanner, est une méthode d'imagerie médicale associant des principes de radiographie, de numérisation et de reconstruction 3D et en coupe.

Le premier examen tomodensitométrique a été réalisé sur l'encéphale chez l'Homme en 1971 par Sir Hounsfield puis la technique a bénéficié de nombreuses améliorations

parmi lesquelles deux évolutions technologiques majeures : l'acquisition hélicoïdale en 1989 puis l'acquisition multicoupes en 1998.

Le scanner est une chaîne radiologique composée d'un générateur, d'un tube à rayons X et d'un ensemble de détecteurs disposés en couronne. Le principe repose sur la mesure de l'atténuation d'un faisceau de rayons X qui traverse un volume anatomique. Le tube et les détecteurs tournent autour de l'objet à examiner (Fig. 14). De multiples profils d'atténuation sont obtenus à des angles de rotation différents. Ils sont échantillonnés et numérisés. Les données sont filtrées et rétroprojetées sur une matrice de reconstruction puis transformées en image analogique.

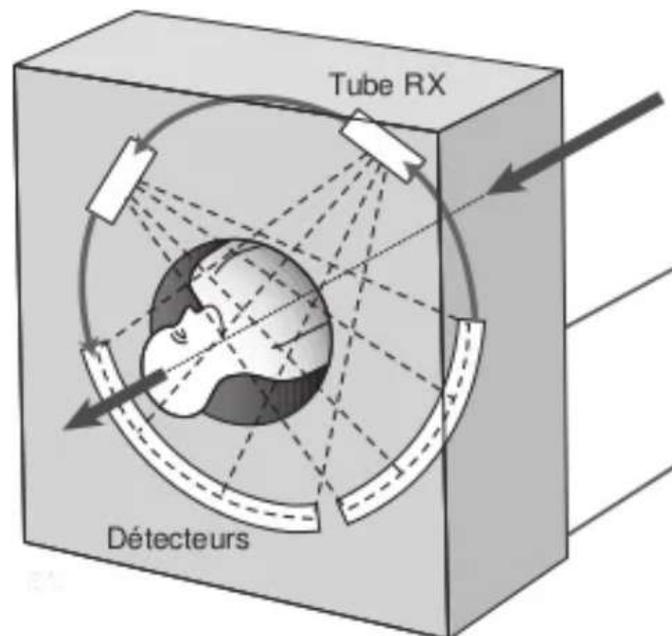


Figure 14 : Rotation du tube et des détecteurs autour du patient (Boyer et al., 2003)

a. L'équipement

Un scanner (Fig. 15) est composé d'un statif, ou gantry, constitué d'une partie fixe et d'une partie mobile. Cette dernière renferme le tube à rayons X associé à des filtres et des collimateurs, le générateur à haute tension, le détecteur ainsi que le système d'acquisition (DAS, Data Acquisition System), de l'électronique de contrôle et la climatisation de l'ensemble. La table sur laquelle s'allonge le patient rentre dans un

tunnel très court afin d'atteindre le plan d'acquisition. Les données sont traitées par un ordinateur spécialisé dans la reconstruction d'images. Une console permet de planifier l'acquisition et de lire les images. Des armoires annexes contiennent une partie de la climatisation et de la distribution électrique.



Figure 15 : Constitution du scanner (service d'imagerie médicale du Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire pour Animaux de Compagnie de Toulouse)

1. Statif, 2. Table mobile

Quatre générations de statifs se sont succédé. La quasi-totalité des appareils en service est du type troisième génération. Le tube et les détecteurs effectuent un mouvement de rotation autour du patient.

Le principe repose sur la rotation continue du tube autour du lit associée au déplacement simultané de la table à l'horizontale pendant le balayage du faisceau de rayons X. Le tube décrit autour du patient une figure géométrique à type d'hélice (Fig. 16). Le développement de cette technologie a été rendu possible grâce à des progrès techniques, notamment les frotteurs ou « slip ring » qui permettent sans câblage le transfert de l'énergie électrique nécessaire à l'alimentation du générateur et du tube pendant leur rotation ainsi que la récupération du signal généré par les détecteurs.

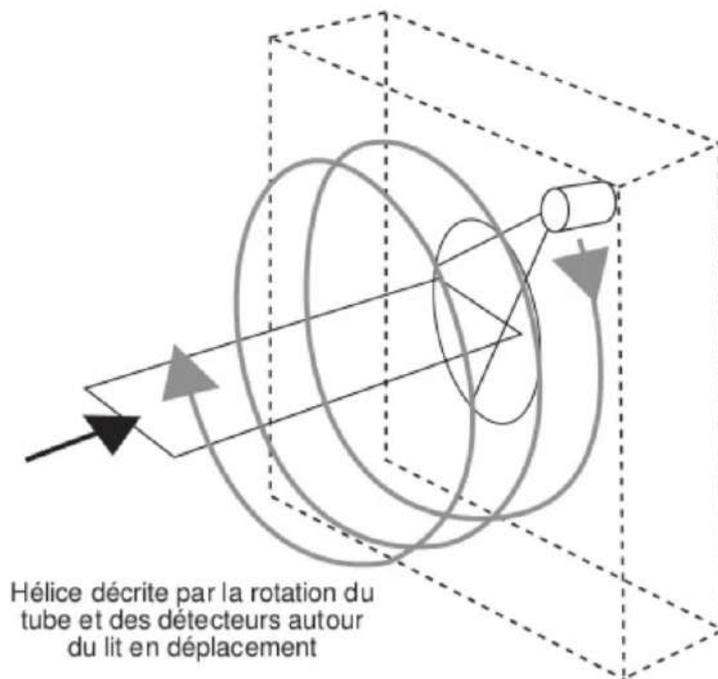


Figure 16 : Principe de l'acquisition hélicoïdale (Boyer et al., 2003)

On distingue les scanners à géométrie courte ou à géométrie longue (Fig. 17) selon la valeur (fixée par le constructeur) de la distance foyer-détecteurs (110 cm en géométrie longue, 90 cm en géométrie courte).

La tendance actuelle est de diminuer la distance foyer-détecteurs pour limiter les contraintes mécaniques (force centrifuge) liées à la grande vitesse de rotation et préserver une réserve de puissance du tube.

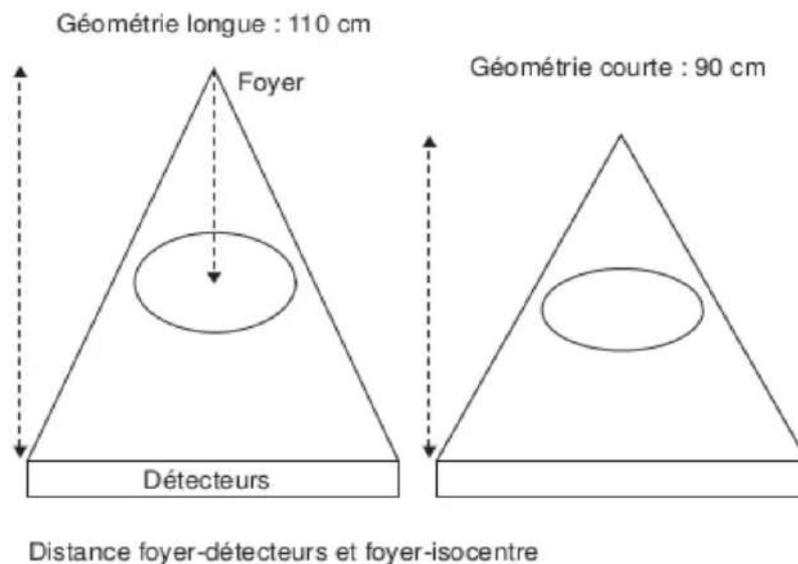


Figure 17 : Distance foyer-détecteurs courte ou longue (Boyer et al., 2003)

b. Chaîne radiologique : principes et formation de l'image

Le générateur, placé dans le statif, alimente le tube à rayons X. Il délivre une haute tension continue (80 à 140 kV) ainsi qu'un milliampérage constant (de 10 à 500 mA).

Le tube à rayons X est composé d'une cathode (filament) et d'une anode. Le rayonnement X est obtenu par la collision avec une cible d'un faisceau d'électrons fortement accélérés par une différence de potentiel entre le filament et la cible.

Rappelons que les rayons X appartiennent à la famille des rayonnements électromagnétiques comme les ondes radios, les rayons γ (gamma) ou la lumière, et ont des propriétés d'ondes et de particules (photons).

Les photons X « utiles » pour le radiodiagnostic sont produits par deux mécanismes : le freinage et le phénomène de collision (Fig. 18).

Le mécanisme le plus important quantitativement et qualitativement est le freinage (Bremstrahlung), qui correspond aux interactions entre les électrons accélérés par le champ électrique élevé créé entre le filament et l'anode et les noyaux des atomes du métal lourd constituant l'anode.

Le noyau renferme toutes les charges électriques positives (protons) et crée donc un champ électrique d'autant plus intense qu'il renferme un nombre de protons élevé (exprimé par le numéro atomique Z). Les électrons (chargés négativement) accélérés par la différence de potentiel entre filament et anode vont être déviés et freinés sous l'action des forces de Coulomb provoquées par la charge positive du noyau. La déviation et la décélération des électrons ont une intensité liée aux relations spatiales entre le noyau des atomes et la trajectoire des électrons.

L'énergie cinétique perdue par les électrons dans la cible de l'anode est transformée en radiations électromagnétiques de longueur d'onde variable.

Une très faible fraction (1 % de l'énergie électrique consommée par le tube radiogène) correspond à des photons X d'énergie suffisante pour être utilisés en radiodiagnostic.

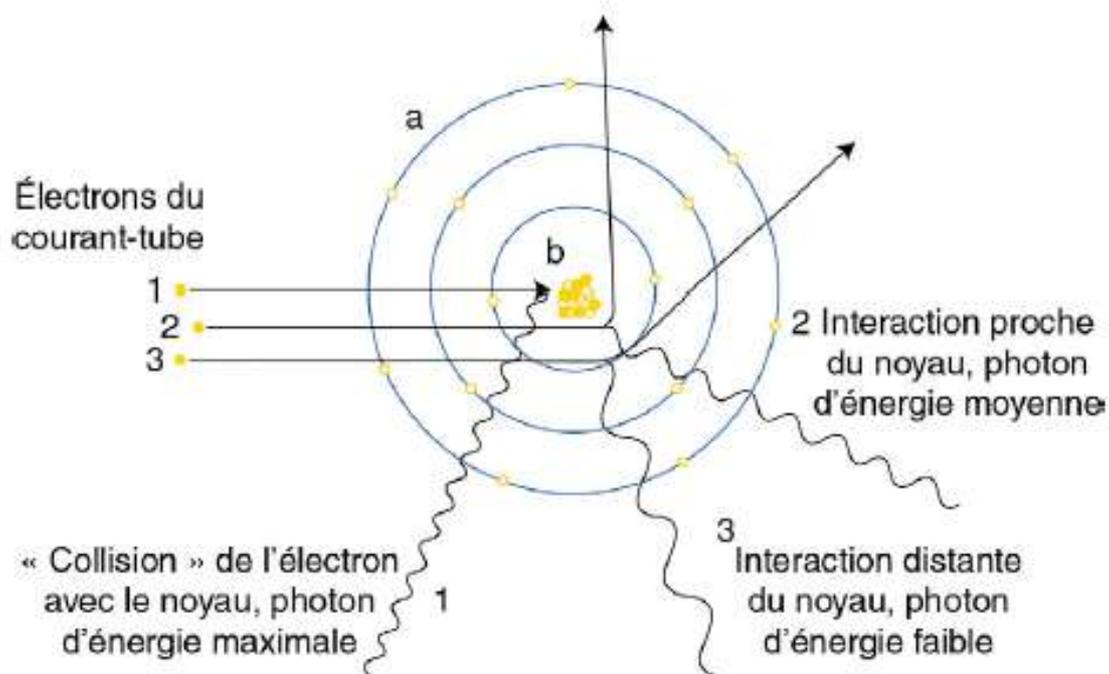


Figure 18 : Dispersion des énergies des photons X (Régent et al., 2013)

La mise en forme du faisceau des rayons X est permise par la filtration et la collimation.

La filtration est obtenue par une lame métallique de faible épaisseur. Elle permet d'obtenir un spectre de rayonnement étroit et d'approcher le monochromatisme.

Une collimation primaire est située en aval de la filtration (Fig. 19). Elle calibre le faisceau de rayons X en fonction de l'épaisseur de coupe désirée et limite l'irradiation inutile.

Certains appareils disposent d'une collimation secondaire placée avant le détecteur qui permet de limiter le rayonnement diffusé par le patient et intervient parfois dans la détermination de l'épaisseur d'acquisition.

Des collimateurs de champ sont placés en sortie de tube, ils limitent automatiquement le faisceau de rayons X au champ choisi.

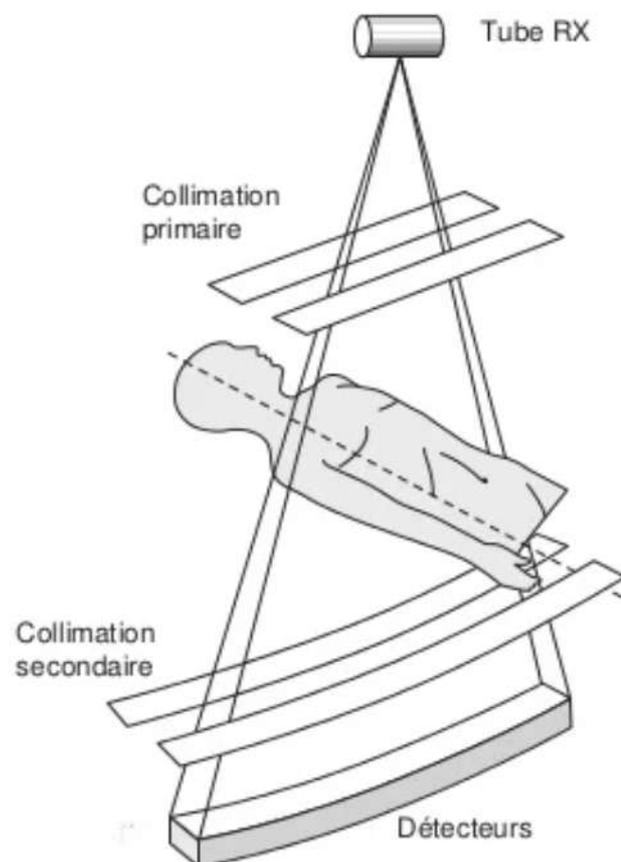


Figure 19 : Collimation primaire et secondaire (Boyer et al., 2003)

Les détecteurs transforment les photons X en signal électrique. Les photons X sont absorbés par un scintillateur (céramique) et convertis en photons lumineux, eux-mêmes convertis en signal électrique par une photodiode (Fig. 20).

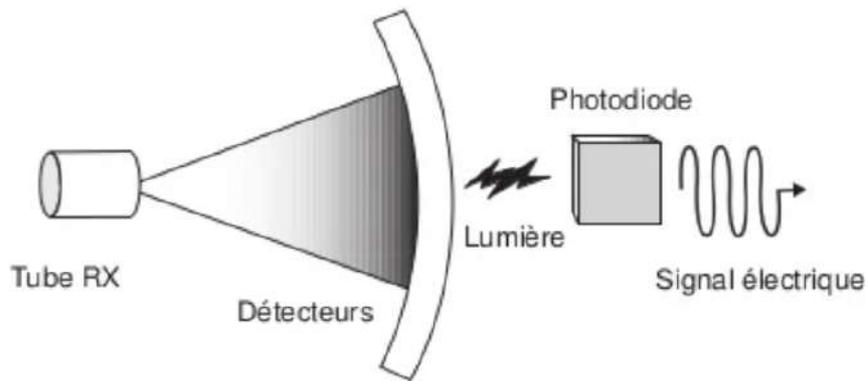


Figure 20 : Principe du détecteur (Boyer et al., 2003)

Ce signal est directement proportionnel à l'intensité du faisceau de rayons X et dépend du coefficient d'atténuation des rayons X.

Un faisceau de rayons X traversant un objet homogène d'épaisseur x subit une atténuation en fonction de la densité de l'objet. La valeur de l'atténuation est définie par la relation :

$$\log \left(\frac{I_0}{I} \right) = \mu x$$

I_0 : intensité incidente du faisceau ; I : intensité émergente ; μ : coefficient d'atténuation de l'objet traversé ; x : épaisseur de l'objet.

Le faisceau rencontre des structures de densité et d'épaisseur différentes. L'atténuation dépend donc de plusieurs inconnues $\mu_1 x_1, \mu_2 x_2, \dots, \mu_n x_n$ (Fig. 21).

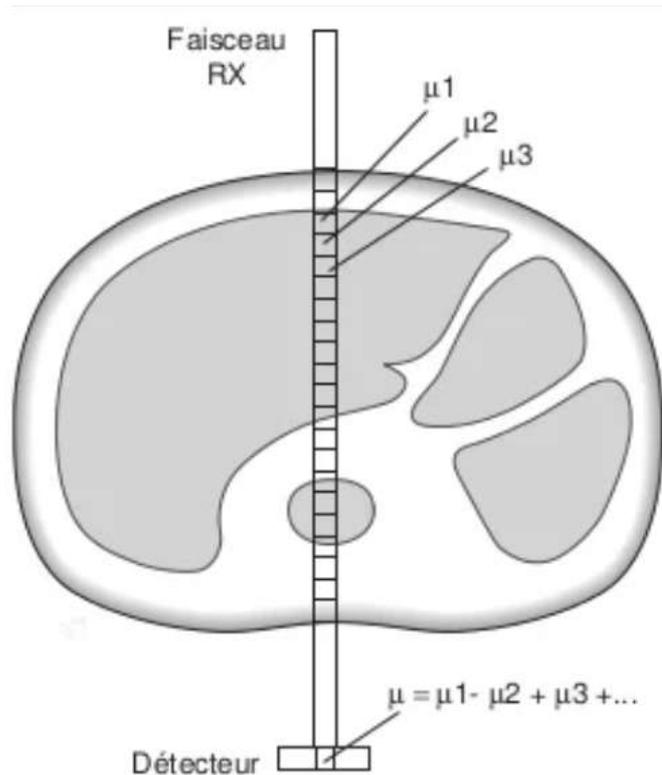


Figure 21 : Atténuation mesurée par un détecteur traversant plusieurs structures (Boyer et al., 2003)

Un profil d'atténuation ou projection est généré et correspond à l'ensemble des signaux électriques fournis par la totalité des détecteurs pour un angle de rotation donné.

Les projections sont échantillonnées et numérisées en valeurs numériques avec une adresse spatiale. Ces projections sont filtrées puis rétroprojetées sur une matrice de reconstruction.

La matrice est un tableau composé de x lignes et y colonnes définissant un nombre de carrés élémentaires ou pixels. Le corps étudié étant en trois dimensions, l'apposition des coupes les unes à la suite des autres permet de reconstituer le volume d'épaisseur z dont l'unité est le voxel.

À partir des valeurs d'atténuation mesurées par chaque détecteur, l'ordinateur calcule la densité de chaque pixel de la matrice. Ces calculs complexes reposent sur un principe simple : connaissant la somme des chiffres d'une matrice selon tous ses axes (rangées, colonnes et diagonales), on peut en déduire tous les chiffres contenus dans la matrice (Fig. 22).

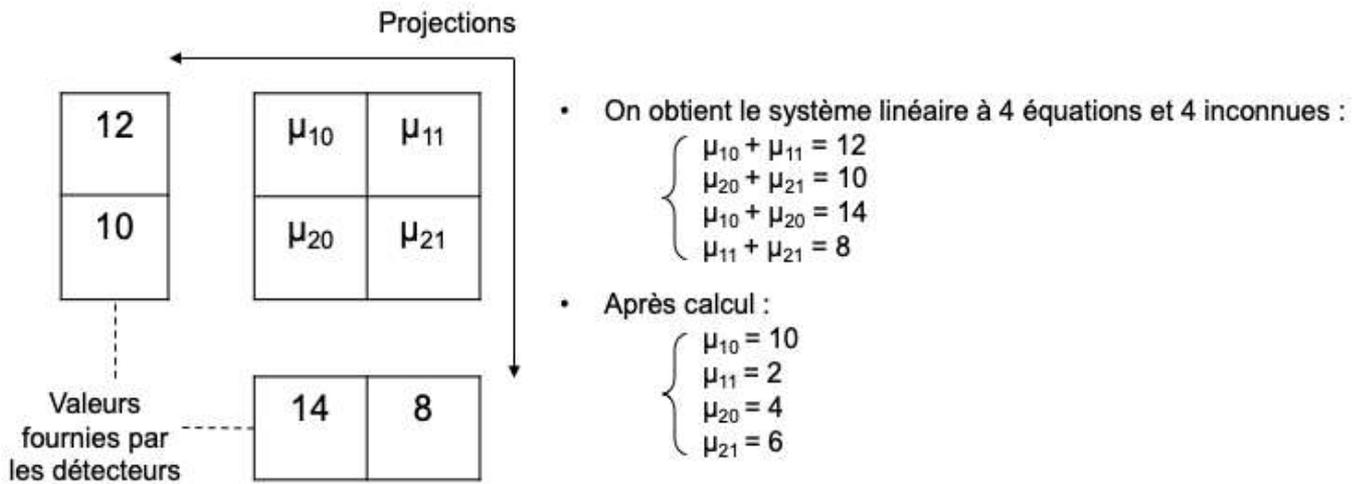


Figure 22 : Méthode de calcul algébrique simplifiée (4 coefficients pour 2 projections)

Chaque pixel de la matrice de reconstruction correspond donc à une valeur d'atténuation ou de densité qui est représentée sur l'image par une certaine évaluation dans l'échelle des gris définie par la formule :

$$\frac{\mu_{\text{eau}} - \mu}{\mu_{\text{eau}}} \times 1000$$

μ : le coefficient d'atténuation du tissu étudié ; μ_{eau} : coefficient d'atténuation de l'eau

La valeur obtenue s'exprime en unités Hounsfield (UH) associée à l'échelle Hounsfield (Fig. 23).

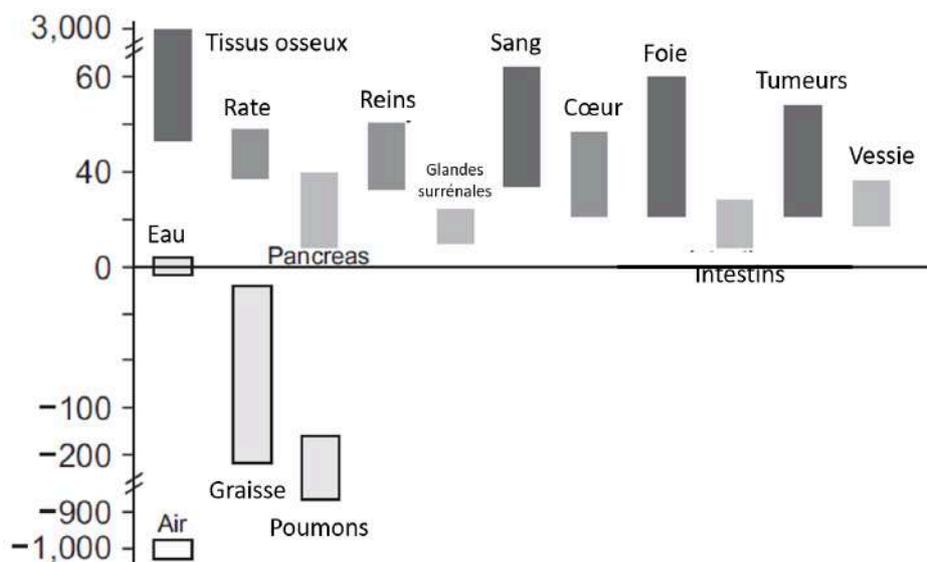


Figure 23 : Répartition des valeurs de Hounsfield (Jung, 2021)

L'éventail varie de -1 000 à +3 000, avec le choix d'une valeur de zéro pour l'eau, -1 000 pour l'air et +3 000 pour le calcium (os).

L'oeil humain ne distinguant que 16 niveaux de gris, il est nécessaire de fenêtrer l'échelle sur les nuances de gris nécessaires.

Deux paramètres modulables définissent la fenêtre utile (Fig. 24) :

- Le niveau (Window Level) : valeur centrale des densités visualisées.
- La largeur de la fenêtre (Window Width) détermine le nombre de niveaux de densité.

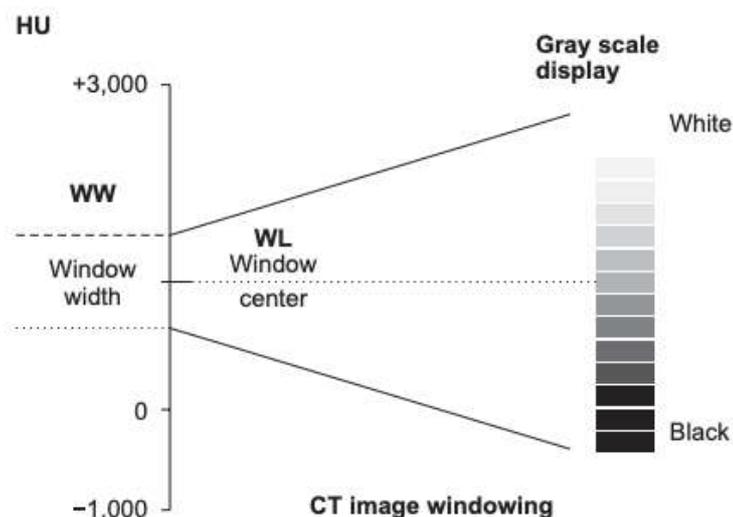


Figure 24 : Exemple de fenêtre utile (Jung, 2021)

Ainsi, les tissus présentant des valeurs de UH supérieures à la valeur maximale de la fenêtre s'afficheront en blanc et les tissus présentant des valeurs de UH inférieures à la valeur minimale s'afficheront en noir.

En augmentant la fenêtre, l'image s'enrichit de niveaux de gris mais le contraste diminue entre les structures de l'image. Cela aura un intérêt pour les régions fortement contrastées comme le thorax, avec des côtes osseuses et de l'air.

A contrario, en diminuant la fenêtre, le contraste augmente. Cela sera utile pour les régions peu contrastées comme l'abdomen.

Il existe classiquement trois fenêtres différentes : une fenêtre osseuse, une fenêtre pulmonaire et une fenêtre tissus mous (Fig. 25).

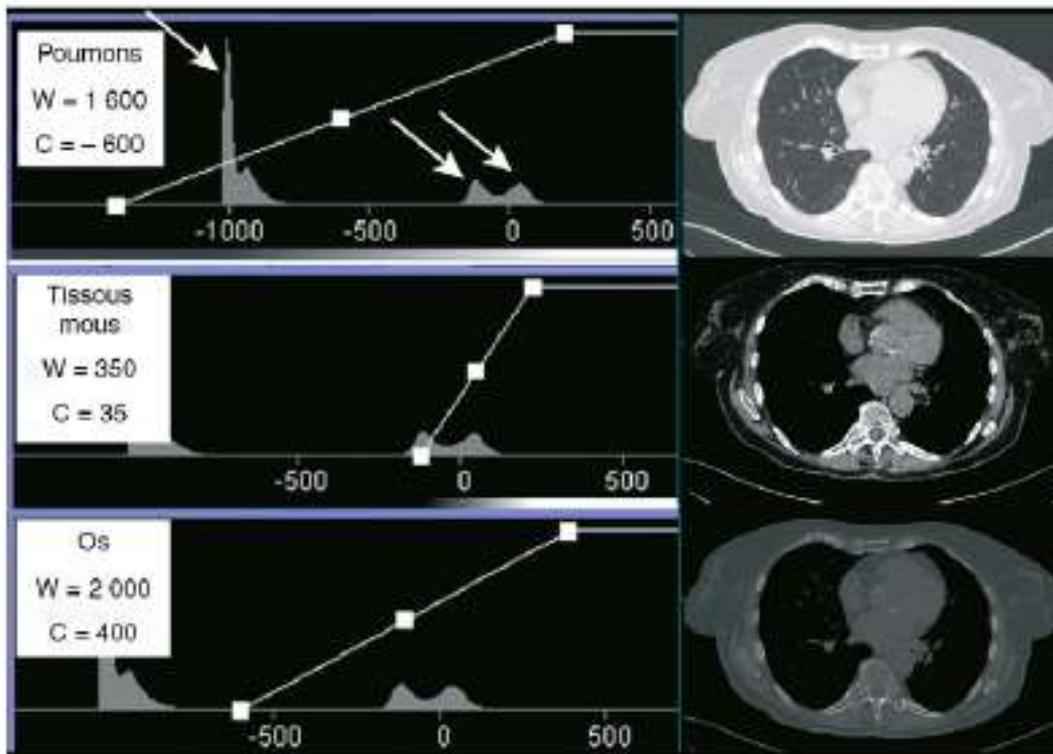


Figure 25 : Coupes transversales à mi-thorax fenêtrées différemment (Régent et al., 2013)

L'histogramme représente la répartition des valeurs UH de tous les voxels de l'image. Les flèches indiquent les pics représentant l'air (- 1 000 UH), la graisse (- 100 UH) et les tissus mous (40 UH). Le point central représente le niveau et les deux points extrêmes la largeur de la fenêtre

c. Déroulement de l'examen tomodensitométrique

Afin d'obtenir des images tomodensitométriques de qualité, le corps étudié doit être immobile durant l'acquisition. En médecine vétérinaire, les patients sont anesthésiés afin d'obtenir une immobilité satisfaisante.

L'examen commence toujours par une acquisition radiographique nommée topogramme, scoutview, sureview selon les constructeurs.

Une image de type radiologique est ainsi générée sur laquelle la zone d'acquisition est positionnée par le manipulateur selon la région d'intérêt. Deux radiographies face/profil

sont ainsi générées et permettent de délimiter précisément le volume à échantillonner, appelé « Display Field Of View » (DFOV) (Fig. 26).

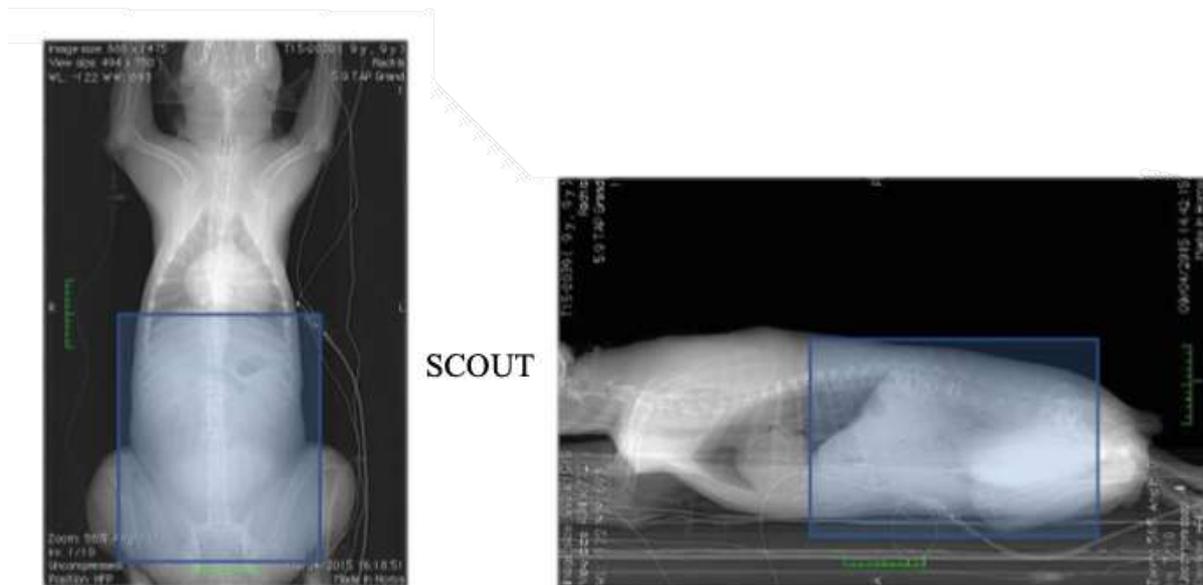


Figure 26 : Affichage du SCOUT et sélection du DFOV (Service d'imagerie médicale de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse)

L'appareil effectue les coupes prévues dans le DFOV et reconstruit les images selon les fenêtres initialement prévues. Généralement, une acquisition après une injection de produit de contraste est également effectuée.

Les images obtenues sont ensuite interprétées par la lecture simultanée des coupes transversales, sagittales et dorsales permettant une représentation en trois dimensions du volume étudié. Cette lecture est effectuée sur un visionneur d'image comme Horos et avec l'outil Multiplanar Reformation (MPR) (Fig. 27).

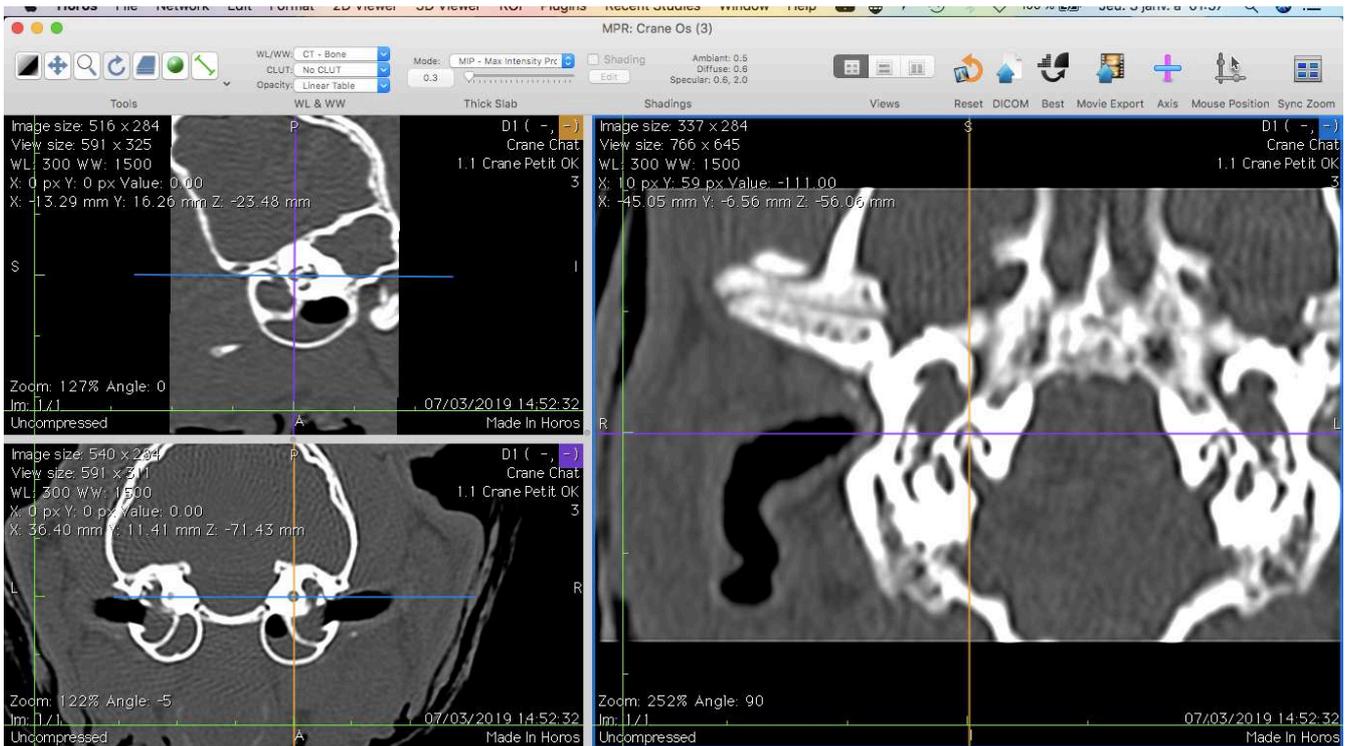


Figure 27 : Image tomodensitométrique de crâne de chat en mode multiplanar reformation MPR

L'acquisition avec différentes fenêtres et avec ou sans produit de contraste permet d'obtenir un niveau de précision supplémentaire afin de mieux guider l'interprétation de l'imageur.

d. Application au diagnostic de surdité et de presbyacousie

L'imagerie tomodensitométrique est un examen complémentaire communément utilisé afin d'explorer les pathologies de l'oreille moyenne et de l'oreille interne comme les otites, les polypes ou les processus néoplasiques. Les différents fenêtrages offrent une très grande précision pour l'interprétation des modifications osseuses ou des tissus mous.

Le scanner est un moyen efficace pour évaluer l'atteinte de la bulle tympanique et des structures internes contrairement à la radiographie qui, à cause des superpositions, ne permet pas une acquisition d'image conclusive. Le conduit auditif externe et la bulle tympanique apparaissent en noir de manière physiologique sur l'image tomodensitométrique car ils contiennent de l'air. Lors d'inflammation, le tissu des parois prolifère et les cavités se remplissent de liquide (sang, pus) donnant des images grises. Par exemple, une otite moyenne laissera apparaître la bulle tympanique en gris. Dans des cas plus avancés, on peut observer une ostéite de la bulle avec des remaniements osseux qui peuvent aller jusqu'à l'ostéolyse en fin d'évolution (Schwarz & Saunders, 2011).

De ce fait, la tomodensitométrie est un examen très précis et intéressant lors du diagnostic d'affections pouvant provoquer une surdité périphérique conductrice. Elle ne permet pas de diagnostiquer la surdité en elle-même, mais peut déterminer son origine selon sa cause.

La littérature ne recense aucune étude tomodensitométrique concernant les modifications de l'oreille chez le chat liées à l'âge ou la presbyacousie.

Cependant, des études se sont intéressées à l'analyse morphométrique de l'oreille moyenne et interne dans différentes espèces par examen tomodensitométrique.

Par exemple, une étude (Malkemper et al., 2020) a comparé des mesures morphométriques par tomodensitométrie de l'oreille moyenne et de l'oreille interne chez le chien, le chat et le renard roux. De ce fait, la tomodensitométrie semble être indiquée pour la réalisation de mesures morphométriques de l'oreille moyenne et de l'oreille interne même chez de petites espèces comme le chat.

2. L'analyse histologique (Banks, 1993; Eurell & Frappier, 2006)

a. Principes généraux

L'histologie et l'histopathologie, son équivalent lors d'un processus pathologique, sont des outils de diagnostic communs en pratique vétérinaire qui permettent d'avancer dans l'exploration de l'étiologie de l'affection dont souffre l'animal.

L'analyse histologique se déroule en plusieurs étapes : la fixation, l'inclusion, la coupe, la coloration, le montage.

Le prélèvement histologique est réalisé par le vétérinaire praticien et peut être obtenu par biopsie (directe comme pour la peau, avec endoscopie pour les organes des appareils), par ponction à l'aiguille (pour la moelle osseuse), d'une pièce opératoire ou de la dissection d'organe avec généralement un scalpel, un bistouri ou un punch à biopsie. Il peut être pratiqué lors d'une autopsie afin de déterminer les causes de la mort ou sur un animal vivant.

L'échantillon prélevé doit être le plus représentatif des lésions. Une recoupe en laboratoire est possible afin de sélectionner la meilleure partie à analyser.

Il doit immédiatement être fixé en étant plongé dans un grand volume de liquide fixateur afin d'empêcher la dégradation enzymatique du tissu et de le durcir pour faciliter l'obtention de coupes tissulaires fines. Les liquides fixateurs les plus utilisés sont le formol ou le liquide de Boui.

Il est ensuite envoyé dans un laboratoire spécialisé afin d'être préparé et interprété.

Le laboratoire se charge de sortir le tissu de son flacon afin d'être recoupé si nécessaire. Les pièces vont subir par la suite une inclusion afin de permettre la réalisation de coupes fines et régulières. Le milieu d'inclusion le plus utilisé est la paraffine.

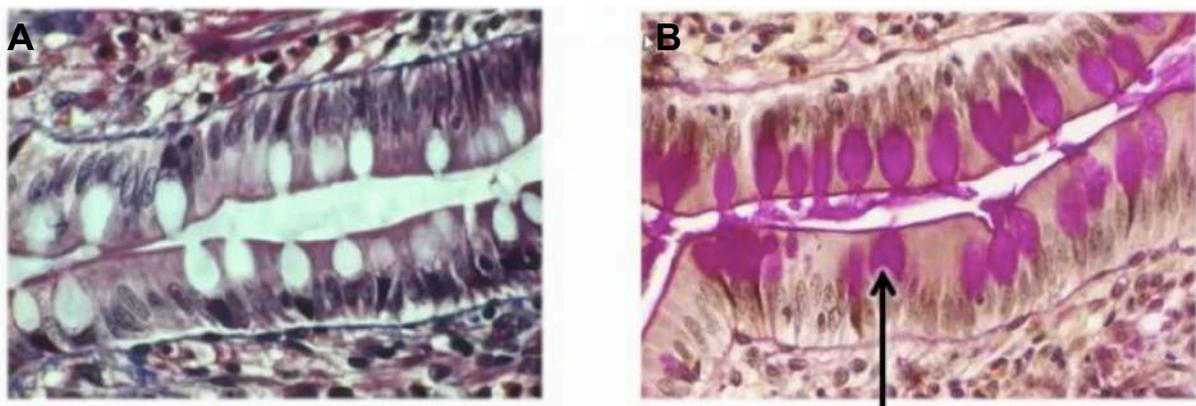
La paraffine étant hydrophobe, le prélèvement doit d'abord subir une déshydratation par trempage dans des bains d'alcool de degré croissant puis dans des bains de toluène avant d'être coulé dans un moule contenant de la paraffine fondue par chauffage et devenue liquide, qui infiltre alors toute la pièce.

Après refroidissement, on se trouve en présence d'un bloc de paraffine, dur, à l'intérieur duquel la pièce prélevée est incluse. Chaque bloc de paraffine est ensuite coupé avec un microtome permettant de réaliser des coupes fines de 2 à 5 μm d'épaisseur qui sont recueillies sur des lames de verre.

Des colorations sont ensuite réalisées sur lames. Elles accentuent les contrastes pour mieux reconnaître les différents éléments de la préparation. Comme les colorants sont en solution aqueuse, les coupes doivent d'abord subir une réhydratation en immergeant les lames dans des bains d'alcool de degré décroissant puis dans de l'eau distillée après déparaffinage des coupes par la chaleur et des bains de toluène.

La coloration à l'hématoxyline-éosine est utilisée en routine en histologie. L'hématoxyline est un colorant bleu-violacé basique et met en évidence les structures basophiles. L'éosine est un colorant rose-rougeâtre acide et met en évidence les structures acidophiles ou éosinophiles. D'autres colorants peuvent être associés comme le safran qui colore en jaune les fibres de collagène.

Ajoutées à ces colorations, des réactions histochimiques peuvent être réalisées afin de détecter la présence de substances au sein des cellules. Les réactions histochimiques utilisées couramment sont l'acide périodique-schiff (PAS) pour la détection de glycosaminoglycanes et mucines (Fig. 28), le bleu de toluidine pour la métachromasie des mastocytes, le trichrome de Masson pour le collagène etc.



Mise en évidence de mucopolysaccharides (mucus)

Figure 28 : Exemple de coupes histologiques d'intestin en coloration trichrome de Masson (A) et PAS (B) (Service d'histologie de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse)

Après avoir subi une déshydratation par bains d'alcool de degré croissant puis bains de toluène, les coupes colorées sont montées entre lame et lamelle afin d'être interprétées.



Fixation et recoupe

Déshydratation et
imprégnation en
paraffine

Confection du bloc
et microtomie

Montage sur lame
et coloration

Figure 29 : Préparation d'une lame histologique (Service d'histologie de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse)

b. Histologie de l'appareil vestibulo-cochléaire

La réalisation de coupes histologiques de l'appareil vestibulo-cochléaire suit les étapes générales de la préparation avec quelques particularités dues aux spécificités de ce tissu.

La bulle tympanique saine étant relativement imperméable aux liquides, certaines études ont ouvert ventralement la bulle tympanique avant de plonger le prélèvement dans la solution de formol pour un minimum de 2 jours (Knowles et al., 1989; Sula et al., 2014; Ter Haar et al., 2009).

Pour faciliter la fixation de l'oreille interne, elle aussi imperméable aux liquides, des auteurs (Shimada et al., 1998) ont injecté directement la solution formolée à travers la fenêtre vestibulaire.

De plus, l'oreille étant incluse dans l'os temporal, une étape de décalcification est nécessaire avant l'inclusion en paraffine et la coupe.

Selon les études, la décalcification est réalisée avec une solution d'acide formique pendant 1 à 2 semaines (Sula et al., 2014), d'EDTA pendant 1 à 4 semaines (Malkemper et al., 2020; Shimada et al., 1998; Ter Haar et al., 2009) ou d'acide sulfosalicylique pour 2 à 4 semaines (Knowles et al., 1989). Les prélèvements sont ensuite recoupés, déshydratés et inclus en paraffine afin d'être coupés au microtome. La coloration à l'hématoxyline et à l'éosine est utilisée avec un temps d'exposition à l'hématoxyline doublé (Sula et al., 2014). Certaines études (Shimada et al., 1998) ont ajouté des colorations spécifiques comme le PAS ou le trichrome de Masson.

Les coupes réalisées sont des coupes mid-modiolaires, des coupes longitudinales du *modiolus*, offrant le plus d'informations sur les canaux cochléaires (Fig. 30).

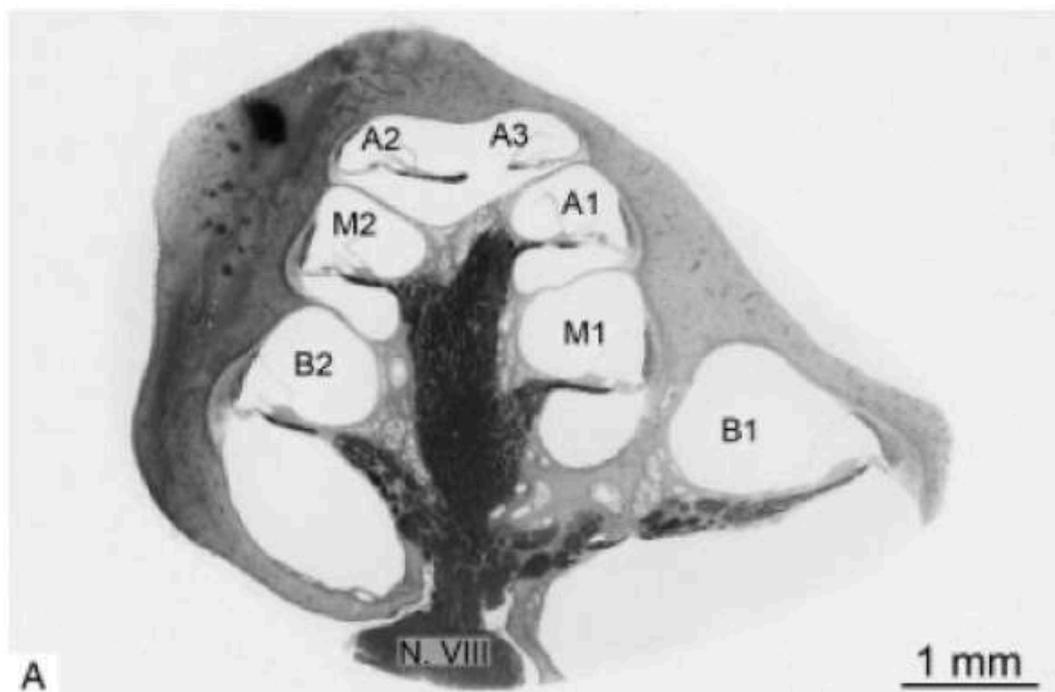


Figure 30 : Coupe mid-modiolaire de la cochlée chez un chien (Ter Haar et al., 2009)

B1. Canal basal inférieur, B2. Canal basal supérieur, M1. Canal intermédiaire inférieur, M2. Canal intermédiaire supérieur, A1. Canal apexien inférieur, A2. Canal apexien supérieur, A3. Hélicotrema, N.VIII. Nerf cochléaire

c. Application au diagnostic de presbyacousie

L'histologie n'est pas un examen réalisé en pratique vétérinaire pour le diagnostic de la surdité ou l'exploration de son origine puisqu'elle se pratique sur une pièce d'autopsie ou sur une pièce d'exérèse chirurgicale. Néanmoins, elle est très utile lors d'études, car elle est l'unique technique permettant d'avoir accès à la structure microscopique de l'oreille et notamment de l'oreille interne.

Des études se sont intéressées aux modifications structurales de l'oreille interne à l'échelle microscopique et en particulier de la membrane tympanique en lien avec la surdité, que ce soit chez l'homme ou chez le chien (Knowles et al., 1989; Shimada et al., 1998; Ter Haar et al., 2009). Elles mettent en évidence une réduction du nombre de cellules ciliées et des cellules ganglionnaires spirales, une réduction du volume de la strie vasculaire et un épaissement de la membrane basilaire. Ces modifications sont initialement observées à la base de la cochlée, responsable de l'audition des sons aigus, puis elles progressent vers l'apex de la cochlée, responsable de l'audition des sons graves.

Chez le chat, une étude (Sula et al., 2014) s'est intéressée à l'histologie sur des oreilles saines et atteintes d'otite moyenne mais sans lien avec l'âge et la presbyacousie. Une autre étude (Malkemper et al., 2020) a comparé les mesures morphométriques par tomodensitométrie et par histologie des oreilles de chien, chat et renard roux.

Ces études témoignent de la faisabilité de l'histologie sur l'oreille chez le chat et de la pertinence de réaliser des mesures morphométriques.

Cependant, la littérature ne recense pas d'étude histologique sur la presbyacousie ou d'étude morphométrique de l'oreille du chat liée à l'âge.

IV. Objectif de l'étude

L'objectif de ce travail est de suivre l'évolution morphométrique de l'oreille moyenne et de l'oreille interne chez le chat sain âgé par rapport au chat sain jeune adulte afin d'étudier les modifications structurales en lien avec le vieillissement et la presbyacousie. Le terme « sain » se rapporte à des oreilles saines sans atteinte de l'audition.

Un travail préliminaire (Fabre, 2021) a déjà été réalisé sur l'évaluation morphométrique de l'oreille moyenne et de l'oreille interne sur six chats âgés de 10 à 11 ans. Cette étude s'est intéressée à la faisabilité des mesures morphométriques en utilisant les technologies suivantes : l'IRM, la tomodensitométrie et l'histologie.

Les valeurs des mesures retenues, car considérées comme répétables, reproductibles et fiables, sont le volume de la cavité tympanique et la largeur des canaux cochléaires obtenus par tomodensitométrie, et la largeur du ligament spiral par histologie.

Afin de comparer les résultats avec la littérature, la membrane basilaire, la strie vasculaire et le ganglion spiral seront également évalués par histologie.

L'évaluation morphométrique de l'oreille moyenne et de l'oreille interne sera donc effectuée sur une population de chats sains jeunes adultes (entre 3 et 6 ans) et de chats sains âgés (supérieur à 12 ans). Les données morphométriques de ces deux populations d'âges distincts seront comparées afin d'établir leur évolution au cours du vieillissement.

SECONDE PARTIE :
ÉTUDE EXPERIMENTALE SUR LA MORPHOMÉTRIE
LIÉE À L'ÂGE DE L'OREILLE MOYENNE ET DE
L'OREILLE INTERNE DU CHAT

I. Matériels et méthodes

1. Étude tomodensitométrie

Les mesures morphométriques de l'oreille moyenne et de l'oreille interne de chaque chat ont été réalisées sur un logiciel visionneur d'image spécialisé Horos©.

Le choix des différents constituants mesurés est établi à partir de ceux mesurés lors de l'étude préliminaire en suivant le même protocole : mesure du volume de la cavité tympanique et de la largeur des canaux cochléaires.

a. Sujets de l'étude

L'étude tomodensitométrie a été réalisée sur 14 chats européens séparés en deux groupes (Fig. 31) :

- Le premier groupe représente les chats « jeunes adultes » et comprend 7 chats dont 3 mâles et 4 femelles âgés de 3 à 6 ans pour une moyenne de 4,2 ans.
- Le second groupe représente les chats « seniors » et comprend 7 chats dont 4 mâles et 3 femelles âgés de 13 à 17 ans pour une moyenne de 15,1 ans.

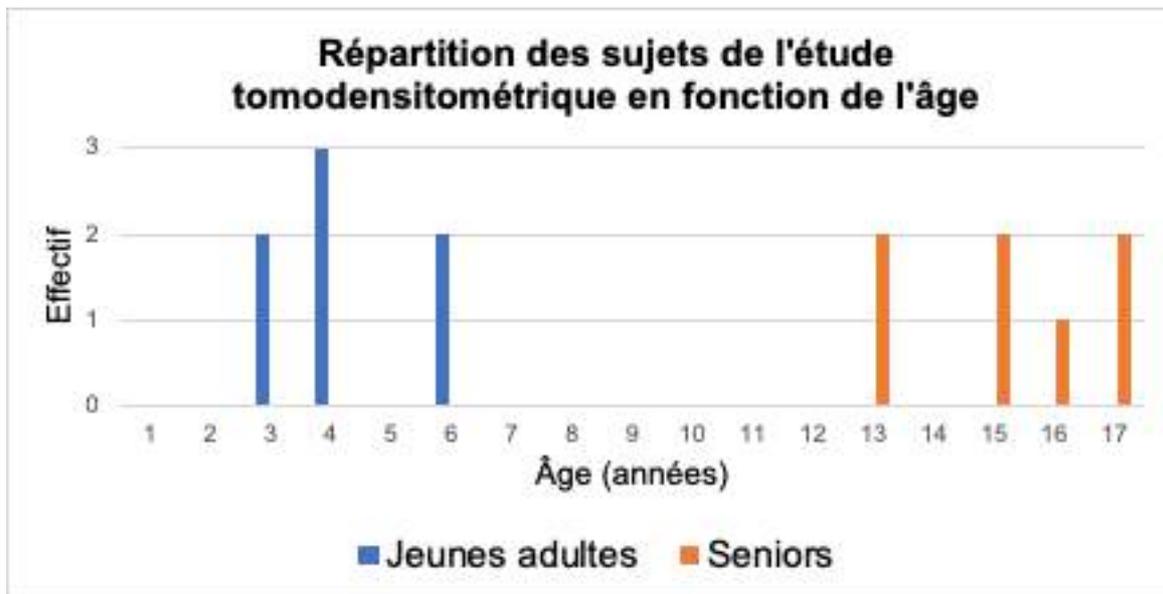


Figure 31 : Histogramme de la répartition des sujets de l'étude tomодensitométrique en fonction de l'âge

Tous les individus ont des scores corporels normaux avec des poids équivalents compris entre 3,8 kg et 4,6 kg.

Il s'agit de chats de particuliers présentés au CHUVAC au cours de l'année 2021 pour différents motifs nécessitant un examen tomодensitométrique du crâne.

Douze chats ont un motif d'examen tomодensitométrique sans lien avec une atteinte auriculaire (examen de l'encéphale, du nasopharynx, de la trachée) et ne présentaient ni d'anomalies aux oreilles ni de signes de surdités lors de l'examen clinique général et de l'examen tomодensitométrique.

Deux chats ont été présentés pour une atteinte auriculaire unilatérale (otite externe, otite moyenne). L'oreille concernée n'a pas été retenue dans l'étude. Seule l'oreille saine ne présentant aucune anomalie à l'examen clinique et à l'examen tomодensitométrique a donc été évaluée pour ces individus.

b. Acquisition des images tomodensitométriques

L'acquisition des images tomodensitométriques a été réalisée sur animal anesthésié. Chaque chat a reçu une prémédication et a été maintenu par anesthésie volatile. Pour des raisons techniques, la surveillance anesthésique a été faite à distance par monitoring.

Les chats ont été placés en décubitus ventral dans un scanner Optima GE CT540 de 16 barrettes (service d'imagerie du CHUVAC, ENVT). Les acquisitions ont été réalisées selon les paramètres décrits dans le tableau suivant (Tableau 3).

Tableau 5 : Paramètres de l'acquisition tomodensitométrique

Acquisition	Système	Centre de la fenêtre (UH)	Largeur de la fenêtre (UH)	Épaisseur de la coupe (mm)	Taille matrice
Tissu osseux	Hélicoïdal	500	2500	0,625	512x512

c. Mesure du volume de la cavité tympanique

La cavité tympanique est une cavité aérique bordée par un contour osseux permettant une visualisation et une délimitation aisées sur une image tomodensitométrique en fenêtre osseuse.

À l'aide de l'outil Pencil de Horos®, le contour de la cavité tympanique a été délimité sur toutes les coupes transversales successives où elle apparaît (Fig. 32).



Figure 32 : Mesure rostro-caudale de la surface de la cavité tympanique sur des coupes transversales par examen tomодensitométrique

Cependant, sur certaines coupes, le conduit auditif externe, contenant lui aussi de l'air, est en continuité avec la cavité tympanique.

Il est nécessaire de délimiter la cavité tympanique en faisant apparaître la membrane tympanique qui est invisible en fenêtre osseuse. En se basant sur une étude mesurant le volume de la cavité tympanique de chiens par tomодensitométrie (Defalque et al., 2005), la membrane tympanique a été tracée selon un angle d'environ 45° par rapport à l'axe de la portion horizontale du canal auditif externe (Fig. 33).

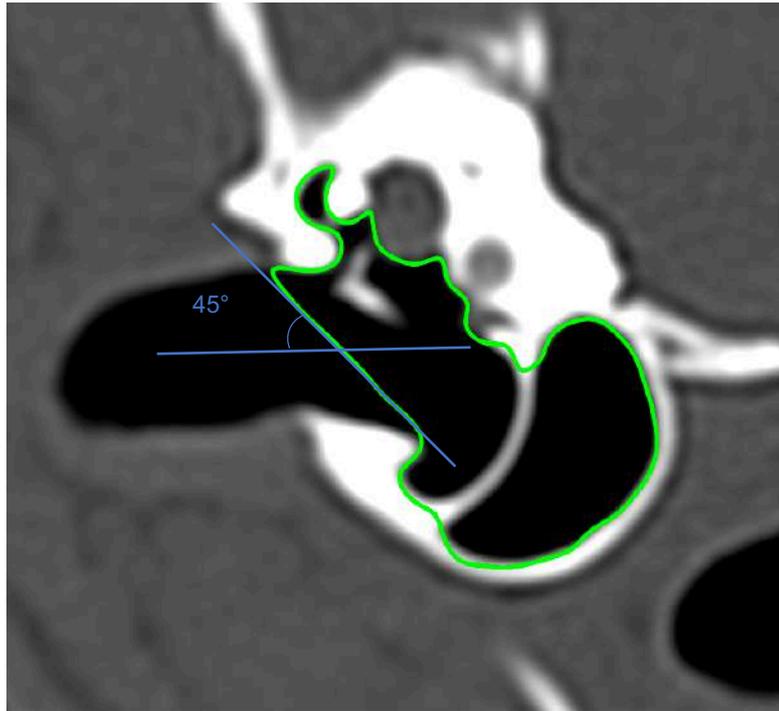


Figure 33 : Représentation de la membrane tympanique dans une mesure d'aire de la cavité tympanique

Puis à l'aide de l'outil ROI (ROI volume, compute volume) le logiciel calcule le volume, formé par les surfaces mesurées successivement et multipliées par l'épaisseur des coupes, et le reconstitue en 3 dimensions (3D) (Fig. 34).

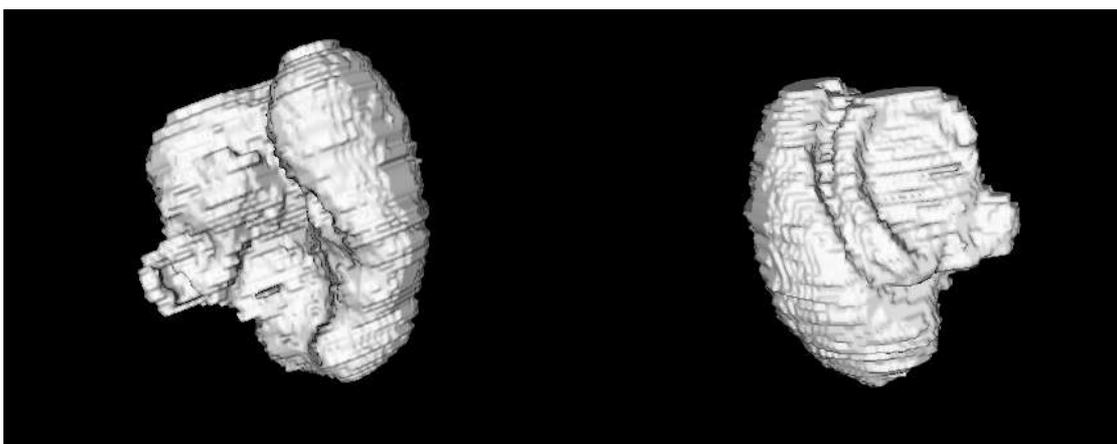


Figure 34 : Reconstitution de la cavité tympanique en 3D avec l'outil ROI compute volume sur Horos©

d. Mesure des canaux cochléaires

La cochlée, partie de l'oreille interne, est incluse dans la partie pétreuse de l'os temporal. Elle est donc délimitée par de l'os, justifiant l'utilisation des images de TDM afin de mesurer précisément ces éléments. La forme d'escargot de la cochlée apparaît clairement sur les images TDM en coupe transversale (Fig. 35).

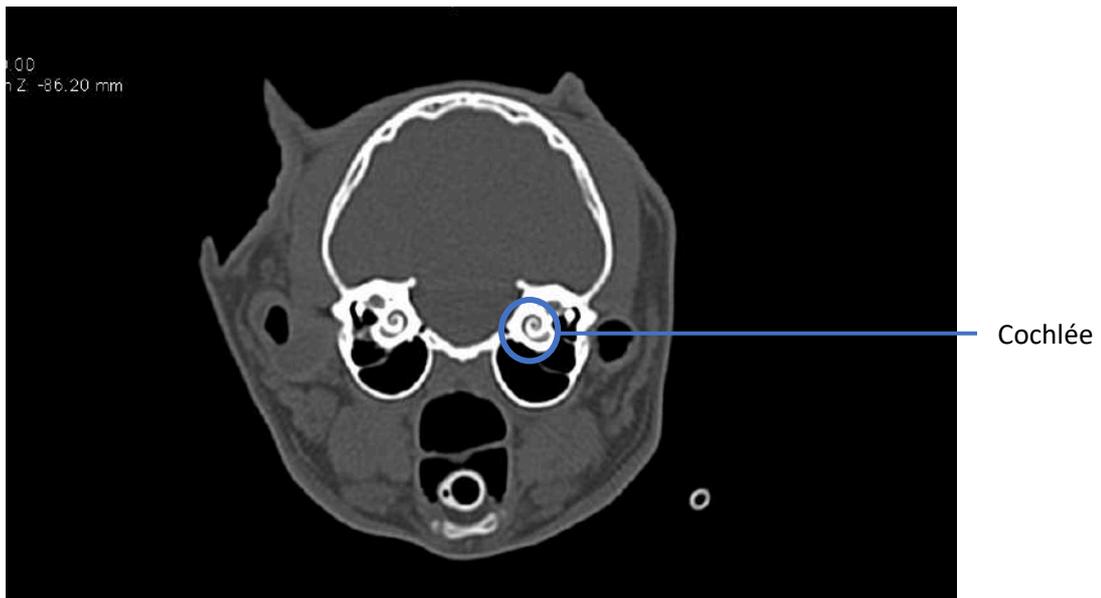


Figure 35 : Visualisation de la cochlée sur image tomodensitométrique

Pour mesurer les largeurs des canaux, il est nécessaire de se trouver sur une coupe mid-modiolaire obtenue sur une coupe sagittale (Fig. 36).

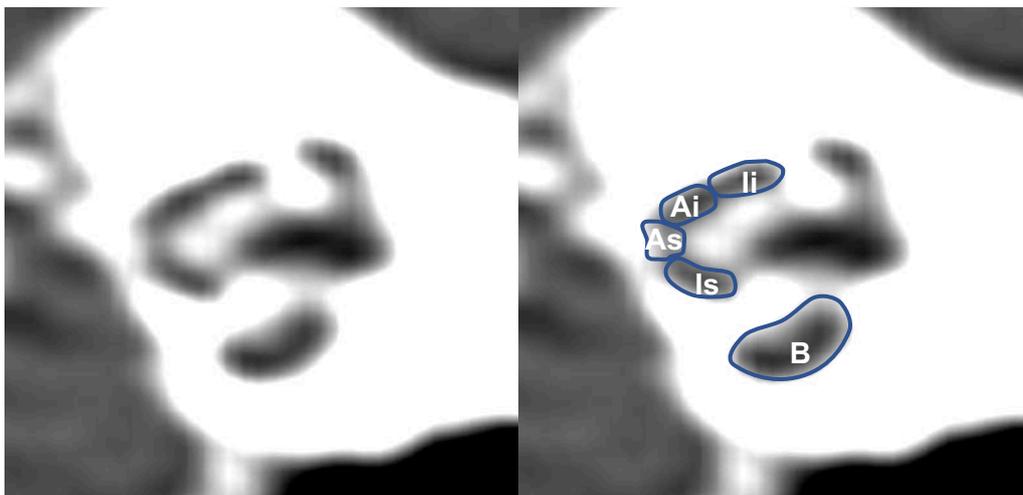


Figure 36 : Image tomodensitométrique de la cochlée en coupe mid-modiolaire

As. Canal apexien supérieur, Ai. Canal apexien inférieur, Is. Canal intermédiaire supérieur, Ii. Canal intermédiaire inférieur, B. Canal basal

Des repères sont utilisés pour avoir toujours la même coupe mid-modiolaire en multiplanar reformation (MPR) afin d'avoir une répétabilité des mesures entre les différents chats.

L'axe de la coupe frontale (bleu) est centré au niveau de l'apex de la cochlée de l'oreille à mesurer sur la coupe transversale (violet). Cet axe est aligné avec l'apex de la cochlée de l'oreille controlatérale de manière à avoir une coupe passant par les deux apex cochléaires (Fig. 37). Cela permet d'obtenir une coupe mid-modiolaire en coupe sagittale (orange).

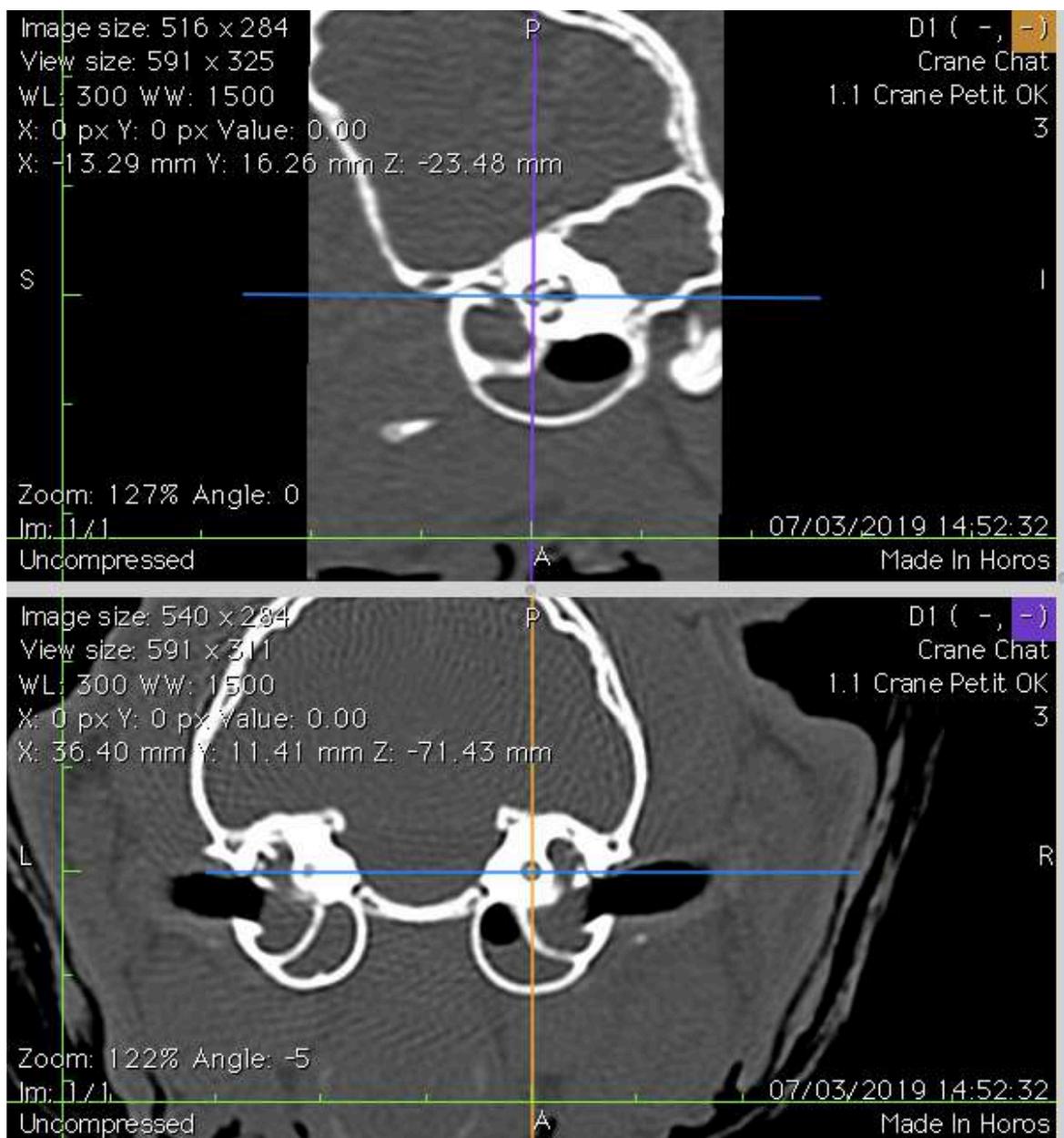


Figure 37 : Obtention de la coupe mid-modiolaire sur image tomодensitométrique sur coupe sagittale (orange)

Il est nécessaire de zoomer suffisamment pour distinguer les différents constituants et mesurer avec l'outil Length la largeur des canaux cochléaires. Étant donné sa forme en haricot, le canal cochléaire basal est évalué en mesurant sa surface avec l'outil Pencil (Fig. 38).

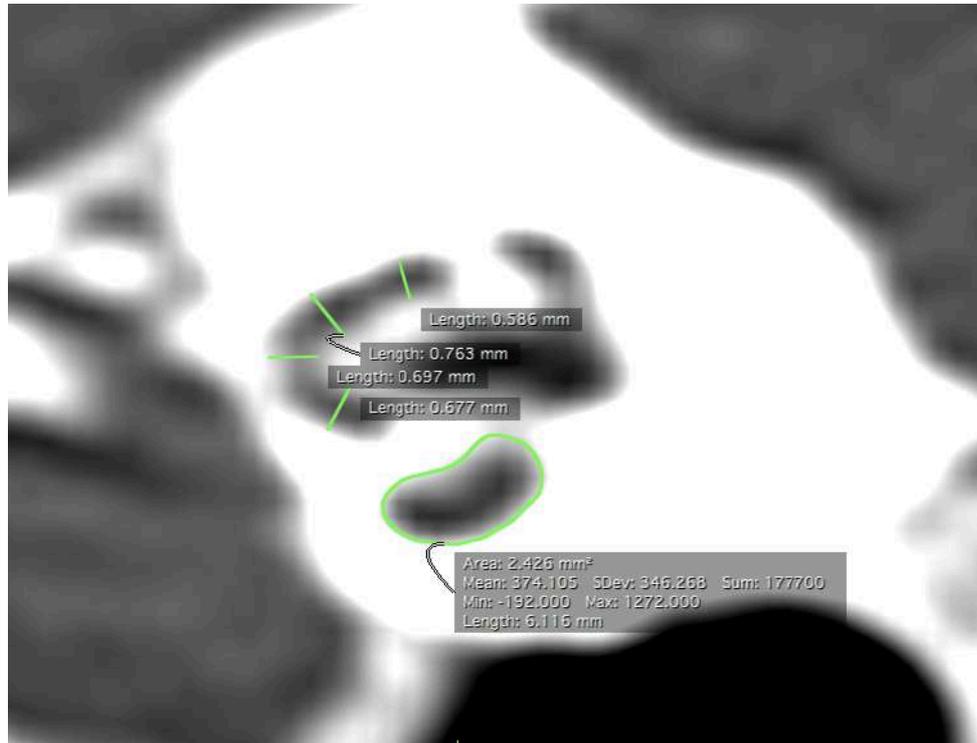


Figure 38 : Mesure des différents constituants de la cochlée en coupe mid-modiolaire

e. Récapitulatif des mesures tomодensitométriques

Tableau 7 : Tableau récapitulatif des structures mesurées par tomодensitométrie

Technique	Tomодensitométrie	
Localisation	Oreille moyenne	Oreille interne (cochlée)
Structure	Cavité tympanique	Canaux cochléaires
Mesure	Volume	Largeur du canal apexien supérieur, largeur du canal apexien inférieur, largeur du canal intermédiaire supérieur, largeur du canal intermédiaire inférieur, surface du canal basal

2. Étude histologique

a. Sujets de l'étude

L'étude histologique de l'appareil vestibulo-cochléaire nécessite le prélèvement du crâne de l'animal afin de réaliser des coupes mid-modiolaires. Elle ne peut donc pas se faire sur un animal vivant.

Cinq chats européens ont été récupérés au service d'autopsie de l'ENVT après avoir été euthanasiés au service d'Urgences et de Soins Intensifs de l'ENVT pour divers motifs. Lors de la consultation ante-mortem, aucune atteinte auriculaire, aucun trouble auditif n'a été rapporté.

Comme l'étude tomodensitométrique, deux groupes ont été formés (Fig. 39) :

- Le premier groupe représente les chats « jeunes adultes » et comprend 2 chats dont 1 mâle et 1 femelle âgés de 3 et 5 ans pour une moyenne de 4 ans.
- Le second groupe représente les chats « seniors » et comprend 3 chats dont 1 mâle et 2 femelles âgés de 12 à 18 ans pour une moyenne de 15 ans.

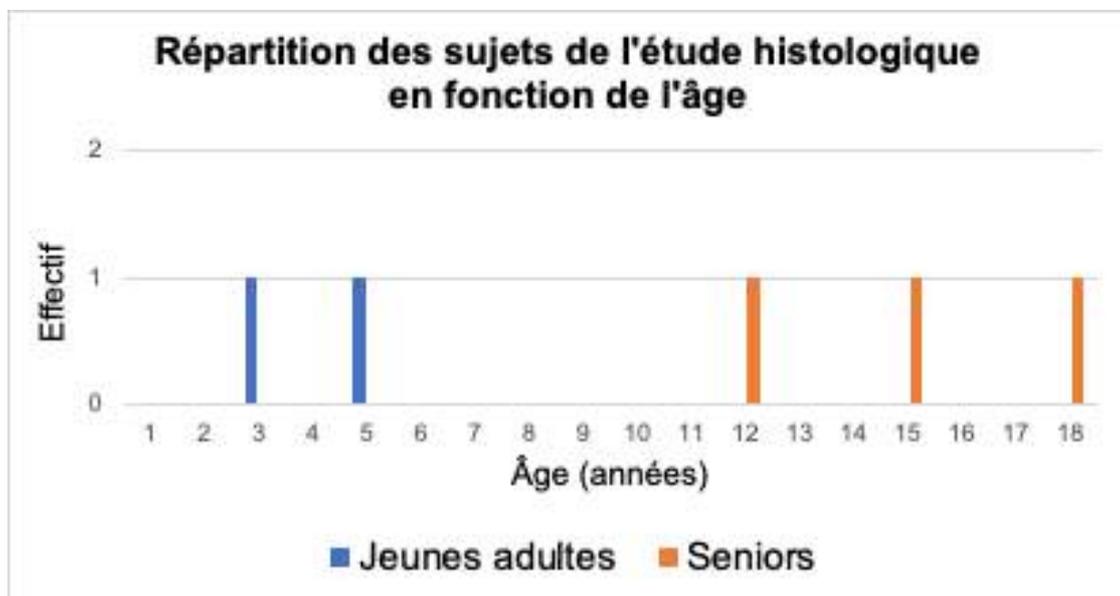


Figure 39 : Histogramme de la répartition des sujets de l'étude tomodensitométrique en fonction de l'âge

Tous les individus ont des scores corporels normaux avec des poids équivalents compris entre 2,9 kg et 3,8 kg.

b. Prélèvement du tissu d'intérêt

Les étapes de préparation du crâne suivent le protocole de Fabre, 2021.

Après euthanasie, les têtes sont séparées du reste du corps et fixées dans le formol.

Les têtes sont ensuite retirées du formol et rincées abondamment à l'eau.

La peau est retirée avec un scalpel et une première dissection des tissus mous est réalisée (Fig. 40). Ensuite, les os constituant la boîte crânienne sont mis à nu avec un burin. Elle est découpée avec une scie oscillante pour extraire le cerveau et le cervelet après avoir découpé les nerfs crâniens à leur origine, laissant apparaître la partie interne ventrale de la boîte crânienne. Conformément aux coupes présentées par Sula et al., 2014, une section est faite caudalement aux nerfs optiques et à travers la selle turcique afin de libérer le bloc le plus caudal du crâne contenant l'oreille. Le bloc restant est à nouveau plongé dans du formol dilué à 10% avant de passer aux étapes suivantes.



Figure 40 : Étapes de préparation du crâne (Fabre, 2021)

- A. Dissection des tissus mous, B. Mise à nu de la boîte crânienne, C. Découpe de la boîte crânienne,
D. Retrait de la boîte crânienne, E. Dissection du cerveau et du cervelet, F. Extraction du cerveau et du cervelet, G. Coupe du bloc caudal

c. Préparation du tissu d'intérêt

Selon la méthode présentée par Sula et al., 2014, un parage minutieux de la pièce osseuse a été réalisé afin d'éliminer le maximum de tissus conjonctifs et d'observer les bulles tympaniques (Fig. 41).

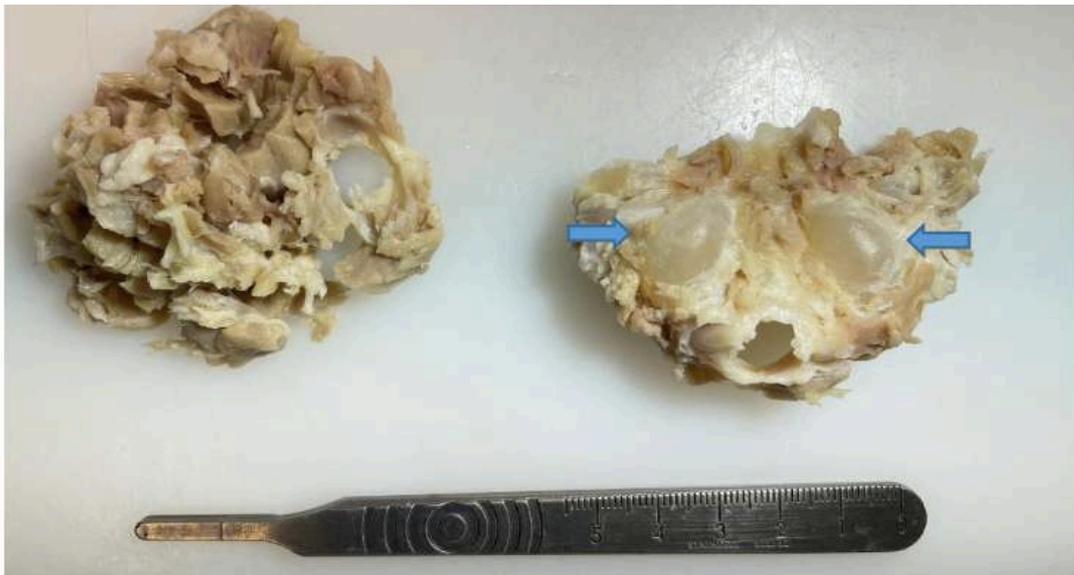


Figure 41 : Observation des bulles tympaniques (flèches bleues) après parage (Fabre, 2021)

Ces dernières sont alors percées afin de favoriser le contact entre le décalcifiant et les structures osseuses (Fig. 42).



Figure 42 : Bulles tympaniques percées

La pièce est ensuite plongée dans 100 mL de solution MICRODECFAST DIAPATH ND (acide chlorhydrique, acide formique) afin d'être décalcifiée.

La pièce est laissée immergée pendant deux semaines avec un renouvellement de la solution décalcifiante à une semaine d'intervalle (Fig. 43).



Figure 43 : Décalcification de la pièce d'intérêt

Après ce délai, la décalcification est vérifiée par pression à la pince de l'os pétreux qui est censé devenir mou et compressible. Les bulles tympaniques sont alors totalement sectionnées.

Pour chaque oreille, la section d'intérêt est réalisée avec une lame selon Sula et al., 2014 (Fig. 44) et mise en cassette blanche épaisse (Fig. 45).

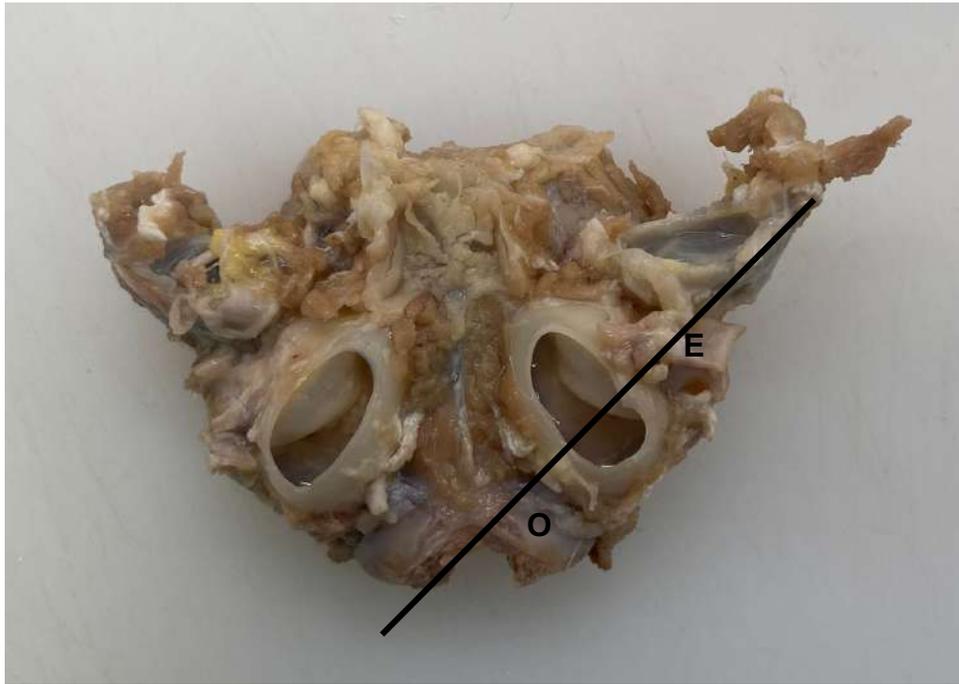


Figure 44 : Section de l'oreille selon Sula et al., 2014

E. méat acoustique externe, O. Condyle occipital

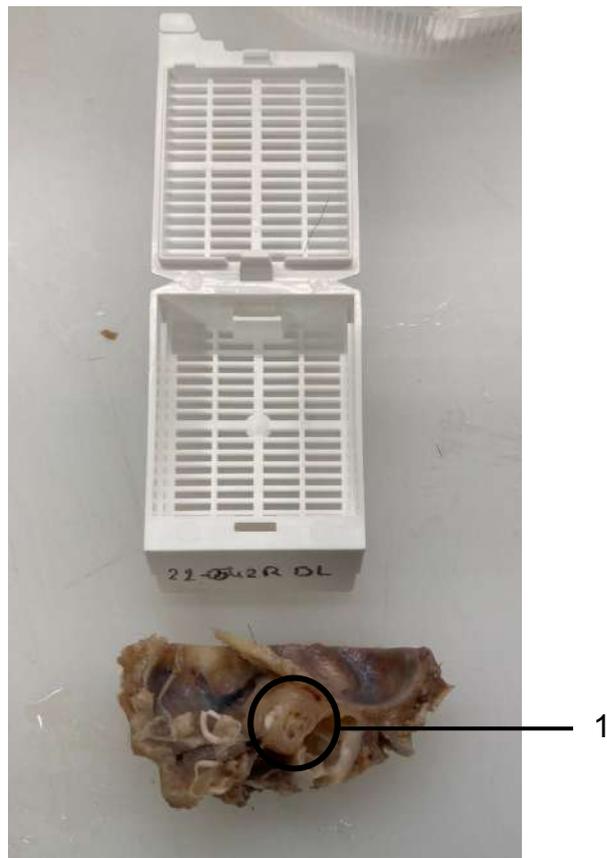


Figure 45 : Mise en cassette de la pièce d'intérêt

1. Cochlée en coupe mid-modiolare

d. Montage des lames histologiques

Les blocs obtenus sont inclus en paraffine puis coupés à 3 μm d'épaisseur afin d'être montés sur lame. Les lames sont colorées à l'hématoxyline et à l'éosine (HE) en doublant le temps de coloration à l'hématoxyline. Pour chaque oreille, une seconde lame est réalisée avec ajout de trichrome de Masson (TM).

Chaque lame est ensuite numérisée avec un scanner de lame PANNORAMIC 250 - 3D HISTEC avec un grossissement x20 (Service d'Histopathologie Expérimentale du CREFRE INSERM UMS06 – Infinity, CHU Purpan) (Fig. 46).

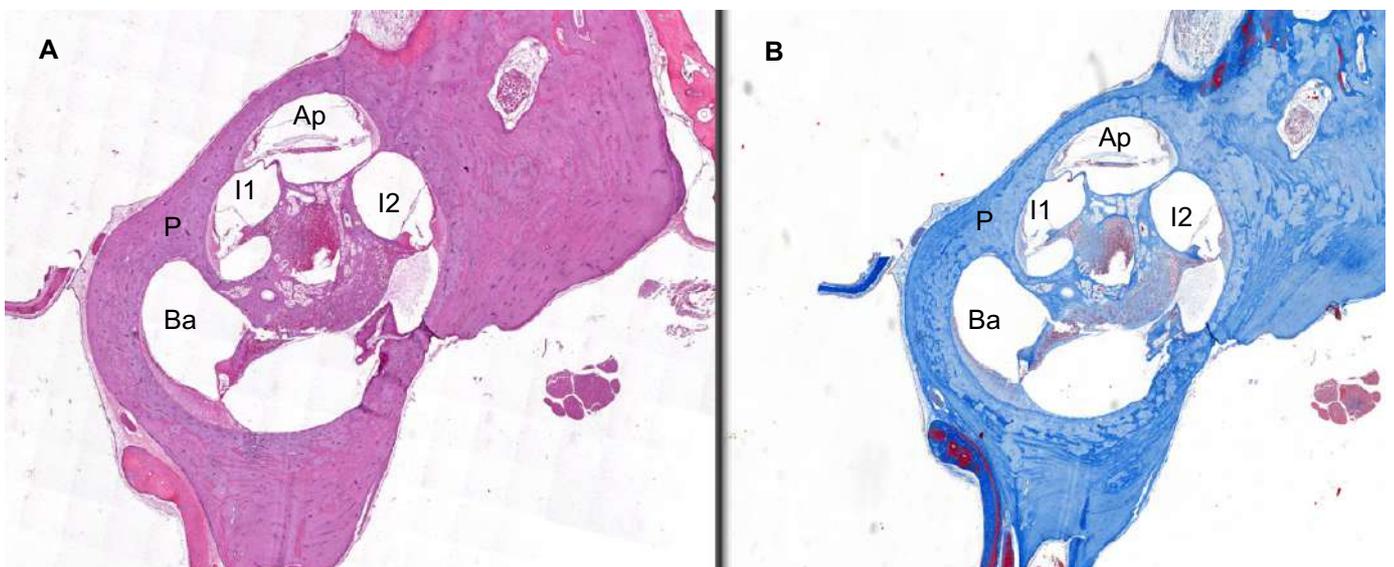


Figure 46 : Coupe histologique mid-modiolaire d'oreille de chat en coloration HE (A) et avec ajout de TM (B)

Ap. Canal apexien, I1. Canal intermédiaire supérieur, I2. Canal intermédiaire inférieur, Ba. Canal basal, P. Os pétreux

e. Mesures morphométriques

Plusieurs études (Knowles et al., 1989; Malkemper et al., 2020; Shimada et al., 1998) ont recensé des variations morphométriques chez un même individu selon l'étage de la cochlée (de l'apex à la base). Seul le canal cochléaire intermédiaire présentant la meilleure qualité pour chaque oreille a été sélectionné afin d'identifier les différentes structures (Fig. 47).

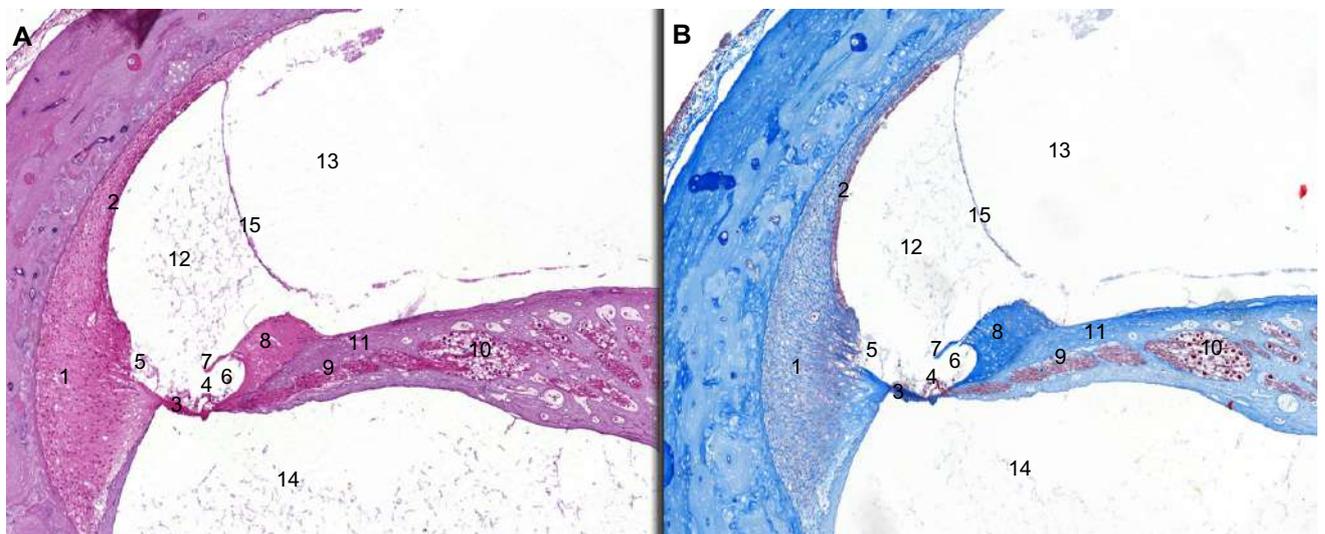


Figure 47 : Figure 46 : Coupe histologique du conduit cochléaire d'oreille de chat en coloration HE (A) et avec ajout de TM (B)

1. Ligament spiral de la cochlée, 2. Strie vasculaire, 3. Membrane basilaire, 4. Organe spiral, 5. Sillon spiral externe, 6. Sillon spiral interne, 7. Membrane tectoriaire, 8. Limbe de la lame spirale osseuse, 9. Fibres afférentes du ganglion spiral, 10. Ganglion spiral, 11. Lamelle spirale osseuse, 12. Conduit cochléaire, 13. Rampe vestibulaire, 14. Rampe tympanique, 15. Membrane vestibulaire

Les mesures, réalisées sur le logiciel Slideviewer© en utilisant l'outil de mesure intégré, sont l'épaisseur de la membrane basilaire, la largeur du ligament spiral et la surface de la strie vasculaire.

L'épaisseur de la membrane basilaire est mesurée sur sa partie la plus épaisse (Fig. 48-A). La largeur du ligament spiral est mesurée sur sa portion la plus large, entre la membrane basilaire et l'os pétreux (Fig. 48-B). La strie vasculaire se délimite aisément avec la coloration trichrome de Masson (Fig. 48-C).

Une analyse qualitative du ganglion spiral est également effectuée en comparant la densité cellulaire au sein du ganglion (Fig. 48-D). Les cellules du ganglion spiral se distinguent par de grands corps cellulaires ronds, des noyaux lobulaires à ronds et des nucléoles proéminents (Knowles et al., 1989) (flèches).

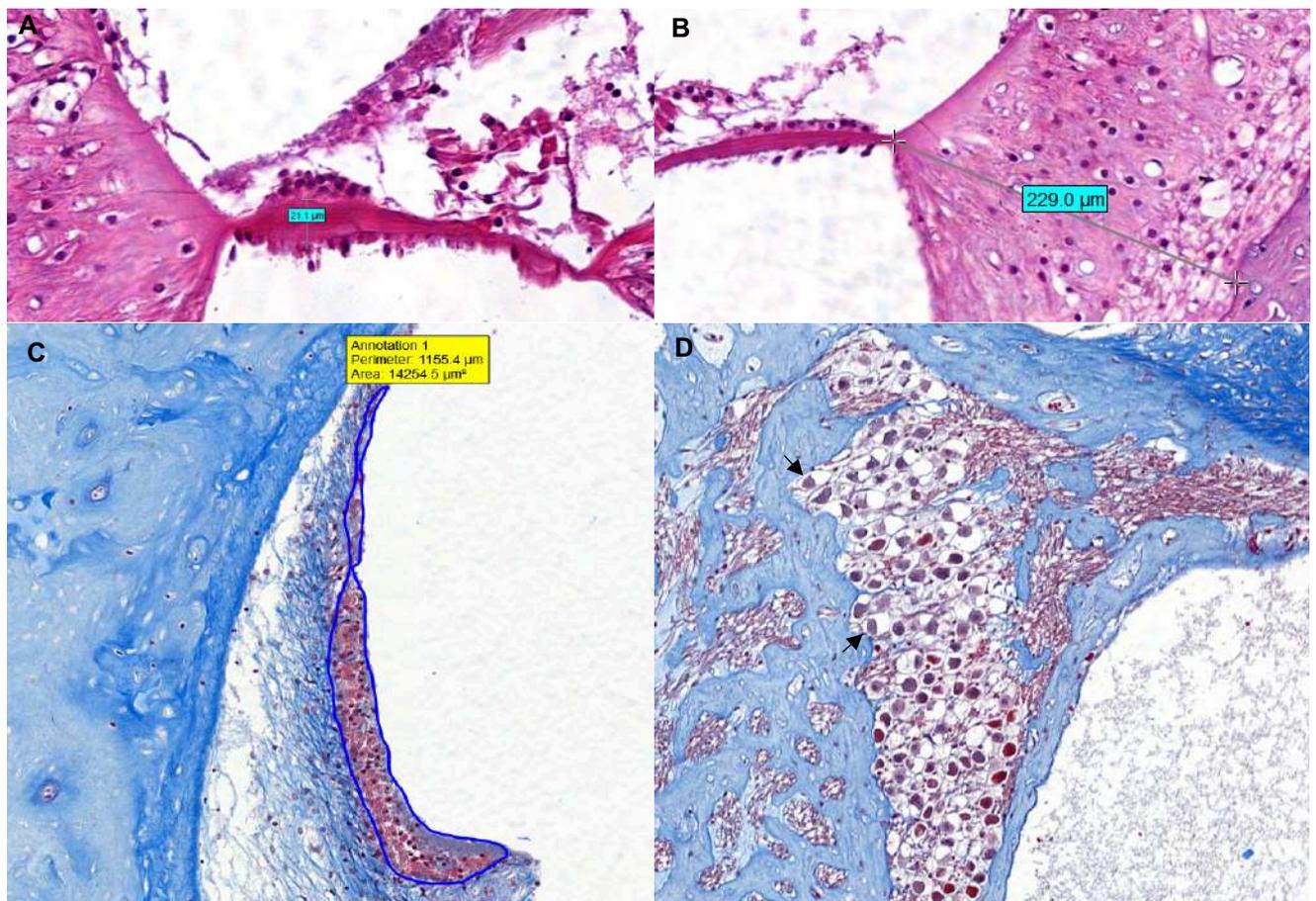


Figure 48 : Mesures histologiques : membrane basilaire (A), ligament spiral (B), strie vasculaire (C), ganglion spiral (D)

f. Récapitulatif des mesures histologiques

Tableau 9 : Tableau récapitulatif des structures mesurées par histologie

Technique	Histologie			
Localisation	Cochlée			
Structure	Membrane basilaire	Ligament spiral	Strie vasculaire	Ganglion spiral
Mesure	Épaisseur	Largeur	Surface	Qualitative

3. Analyse statistique

L'analyse statistique des données a été effectuée en utilisant le langage de programmation R[®].

Pour chaque constituant mesuré, une série de valeurs est effectuée indépendamment pour chaque groupe (jeunes et seniors).

Pour chaque série de valeurs, la distribution normale et l'égalité des variances ont été respectivement vérifiées avec le test de normalité de Shapiro-Wilk et le test F.

Après vérification de ces critères, les valeurs obtenues dans les deux groupes ont été comparées avec le test de student non-apparié. Lorsque $p < 0,05$, la différence des moyennes des valeurs des deux groupes est considérée comme significative.

II. Résultats

1. Étude tomodensitométrique

a. Cavité tympanique

Tableau 11 : Valeurs des volumes moyens des cavités tympaniques

Groupe	Jeunes adultes	Seniors	p-value
Volume moyen de la cavité tympanique (mm ³)	1031 ± 160	1149 ± 120	< 0,05

Le volume des cavités tympaniques est significativement plus important chez les chats « seniors » avec une augmentation de 11% (Fig. 49).

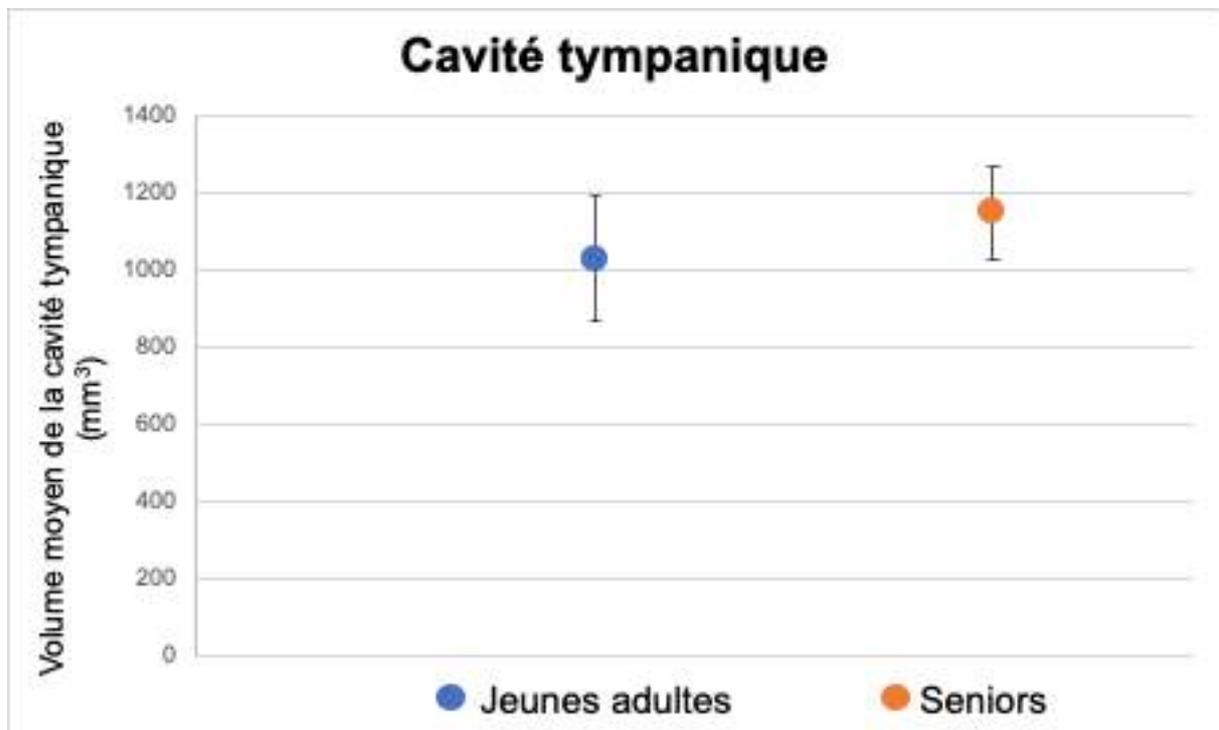


Figure 49 : Influence de l'âge sur le volume moyen de la cavité tympanique

b. Canaux cochléaires

Tableau 13 : Valeurs des mesures moyennes des différents canaux cochléaires

Groupe	Jeunes adultes	Seniors	p-value
Largeur moyenne du CAs (µm)	630 ± 60	559 ± 68	< 0,05
Largeur moyenne du Cai (µm)	632 ± 51	669 ± 53	0,09
Largeur moyenne du Cis (µm)	682 ± 42	672 ± 50	0,58
Largeur moyenne du Cli (µm)	617 ± 52	639 ± 45	0,28
Surface moyenne du CB (µm ²)	2271 ± 218	2474 ± 336	0,82

Le canal apexien supérieur est significativement moins large de 11% chez les chats « seniors » (Fig. 50). Aucune différence significative n'a été mise en évidence pour les autres canaux cochléaires.

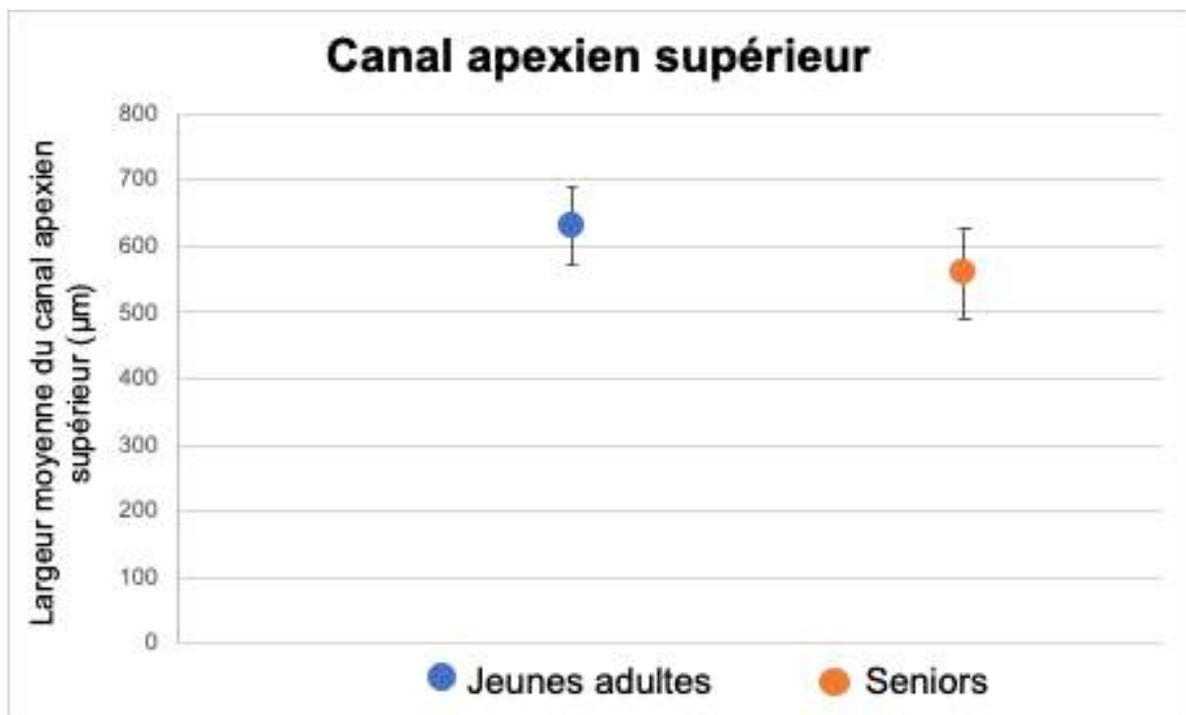


Figure 50 : Influence de l'âge sur la largeur moyenne du canal apexien supérieur

2. Étude histologique

a. Membrane basilaire

Tableau 15 : Valeurs des épaisseurs moyennes des membranes basilaires

Groupe	Jeunes adultes	Seniors	p-value
Épaisseur moyen de la membrane basilaire (μm)	$15,2 \pm 1,1$	$18,1 \pm 1,7$	$< 0,001$

L'épaisseur de la membrane basilaire est significativement plus importante chez les chats « seniors » avec une augmentation de 19% ($p < 0,001$) (Fig. 51).

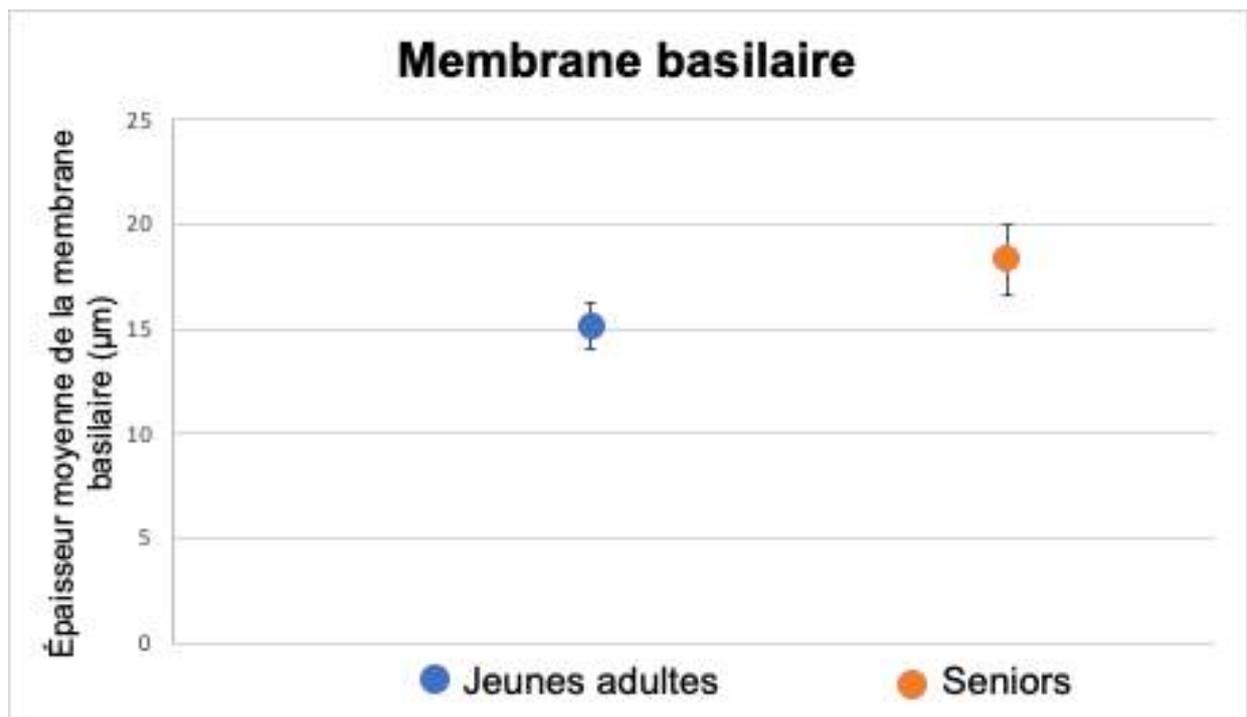


Figure 51 : Influence de l'âge sur l'épaisseur moyenne de la membrane basilaire

b. Ligament spiral

Tableau 17 : Valeurs des largeurs moyennes du ligament spiral

Groupe	Jeunes adultes	Seniors	p-value
Largeur moyenne du ligament spiral (μm)	270 \pm 34	297,8 \pm 39,6	0,07

Aucune différence significative n'a été mise en évidence entre le groupe « jeunes adultes » et le groupe « seniors » pour les largeurs moyennes du ligament spiral.

c. Strie vasculaire

Tableau 19 : Valeurs des surfaces moyennes de la strie vasculaire

Groupe	Jeunes adultes	Seniors	p-value
Surface moyenne de la strie vasculaire (μm^2)	12799 \pm 1505	8970 \pm 1792	< 0,001

La surface de la strie vasculaire est significativement plus réduite chez les chats « seniors » avec une diminution de 30% ($p < 0,001$) (Fig. 52).

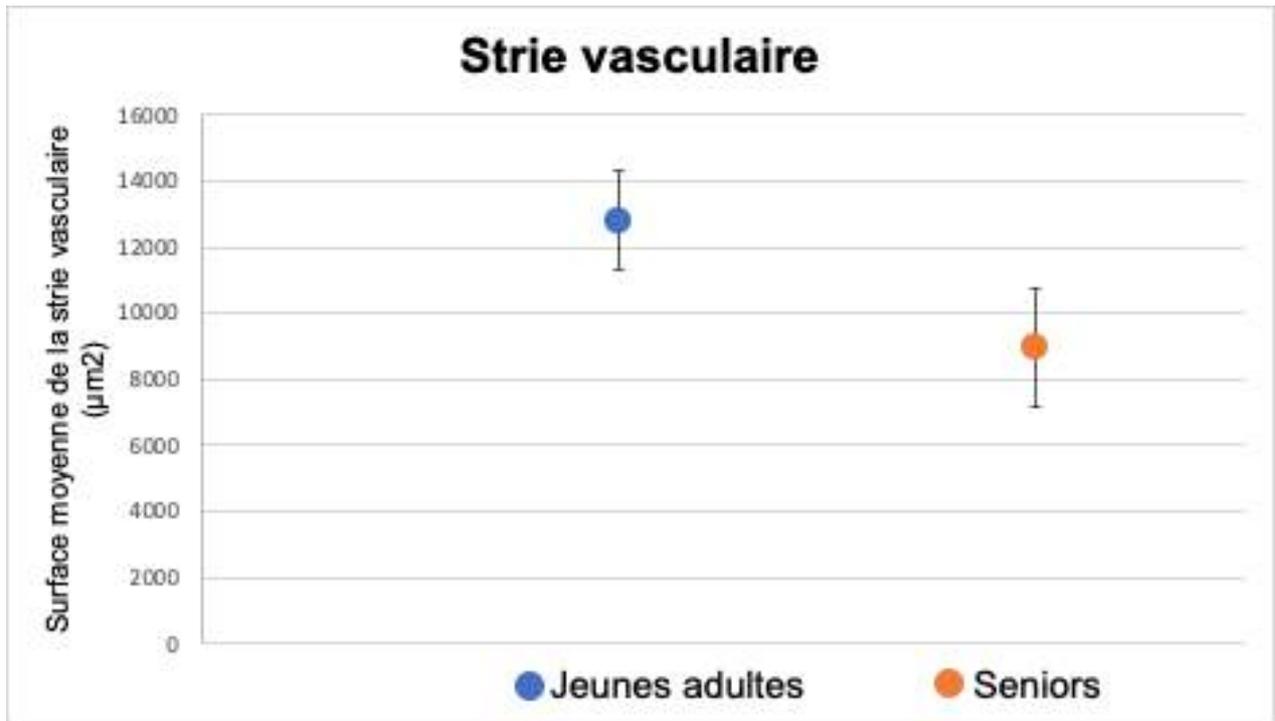


Figure 52 : Influence de l'âge sur la surface moyenne de la membrane basilaire

d. Ganglion spiral

L'analyse qualitative du ganglion spiral ne montre pas de différence significative de densité cellulaire entre le groupe « jeunes adultes » et le groupe « seniors » (Fig. 53).

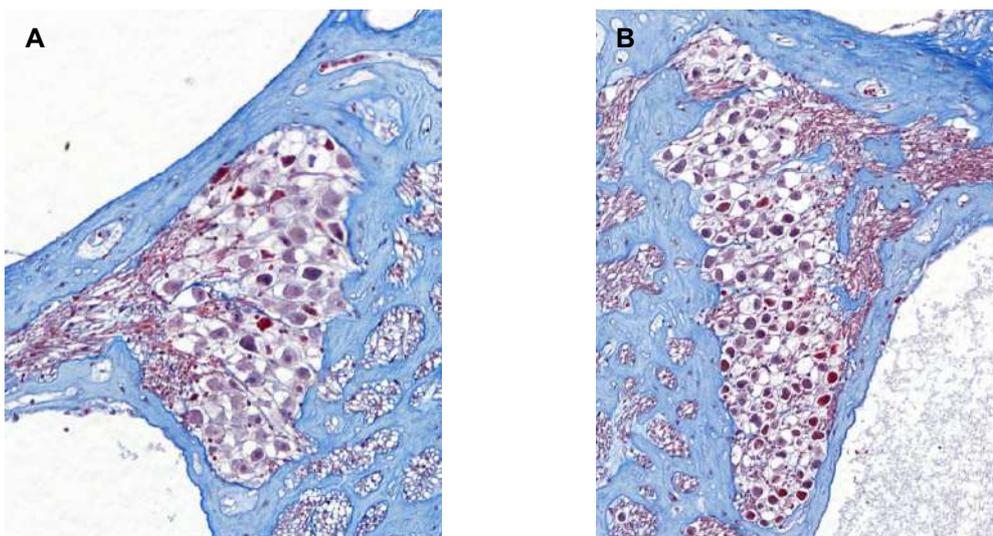


Figure 53 : Comparaison du ganglion spiral chez un chat de 3 ans (A) et un chat de 18 ans (B)

3. Récapitulatif de l'évolution morphométrique de l'oreille du chat liée à l'âge

Le graphique ci-dessous (Fig. 54) représente les différences significatives relatives des valeurs mesurées chez les chats « seniors » par rapport aux chat « jeunes adultes ».

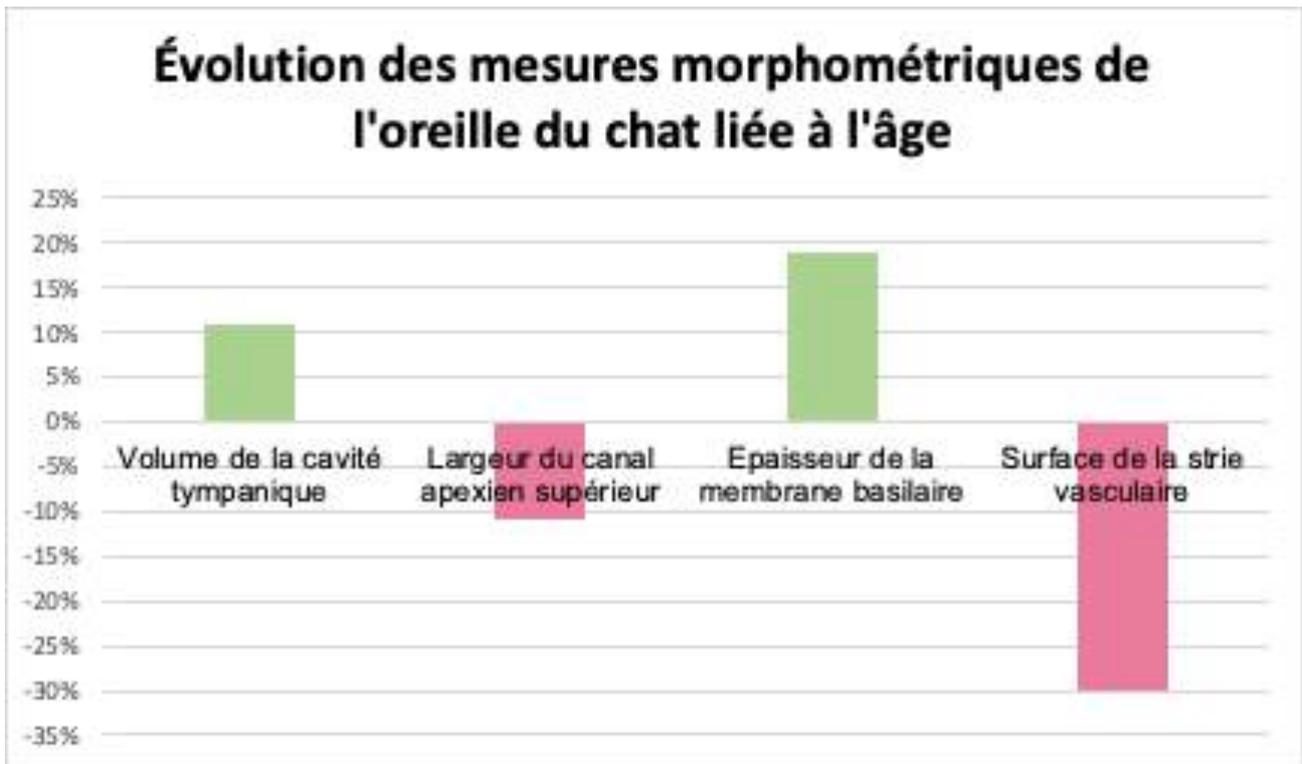


Figure 54 : Différence relative des mesures morphométriques de l'oreille moyenne et interne chez les chats « seniors » par rapport au chats « jeunes adultes »

III. Discussion

1. Étude tomodensitométrique

Le recrutement des chats de l'étude tomodensitométrique s'est basé sur la consultation des registres des examens tomodensitométriques réalisés à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse qui ont été conservées durant l'année 2021.

Seuls les animaux pour lesquels l'examen incluait une acquisition du crâne contenant les oreilles ont été sélectionnés.

Afin de ne pas ajouter de biais lié à la race ou à la taille, seuls des chats d'apparence raciale européenne et de poids équivalent ont été retenus. En outre, l'examen tomodensitométrique du crâne étant principalement motivé lors d'atteinte des oreilles, les animaux qui ne présentaient pas au moins une oreille saine, ont été exclus.

La lecture et l'interprétation des examens ont été réalisées par un seul imageur, appuyant la fiabilité des données. Ainsi, les chats inclus dans l'étude ne présentaient pas d'atteinte de l'oreille moyenne et interne, et de ce fait les mesures étaient donc réalisables.

Au final, 26 oreilles saines ont pu être retenues dans l'étude conférant un certain degré de significativité.

Initialement, les données devaient être évaluées sur une population de chats avec des âges plus étendus afin de constater l'évolution linéaire des valeurs en fonction de l'âge. Étant donné la faible représentation d'âges intermédiaires compris entre 8 et 12 ans, les sujets de l'étude ont été séparés en deux groupes distincts et les valeurs ont été comparées sur la moyenne de chacun d'eux.

L'examen tomodensitométrique reste l'examen de choix pour l'obtention du volume de la cavité tympanique (Defalque et al., 2005). En outre, la technique est simple à réaliser et non invasive.

La qualité des images tomodensitométriques en fenêtrage osseux permet de bien délimiter la cavité tympanique. Son contour osseux est bien contrasté avec son contenu aérique rendant la mesure aisée.

Cependant, un biais persiste lors de la réalisation des mesures, lié au positionnement de la membrane tympanique. En effet, celle-ci a ici été considérée comme une droite

formant un angle de 45° par rapport à l'axe de la portion horizontale du méat acoustique externe.

En réalité, il s'agit d'une membrane concave qui apparaît sur les images tomodensitométriques lors d'otite externe où le matériel cérumineux épouse les contours du tympan (Fig. 55). Cela entraîne de légères différences de volume, restant cependant négligeables dans une étude comparative.



Figure 55 : Visualisation de la membrane tympanique (flèche bleue) sur une image tomodensitométrique

La mesure de son volume a permis d'analyser l'influence de l'âge sur la taille de la cavité tympanique des chats. Elle apparaît significativement plus importante pour les chats plus âgés. Les valeurs obtenues sont proches de celles rencontrées dans la littérature (Huang et al., 2002; Malkemper et al., 2020).

Aucune étude n'a étudié l'évolution du volume de la cavité tympanique liée au vieillissement chez n'importe quelle espèce. Des différences significatives du volume de la cavité tympanique ont été constatées seulement en comparant différentes espèces (Huang et al., 2002) et différentes tailles chez le chien (Defalque et al., 2005). Si la taille est également un facteur chez le chat, on peut supposer que les mâles, généralement plus grands que les femelles et majoritaires dans le groupe « seniors »

par rapport au groupe « jeunes adultes », ont augmenté la moyenne. Il aurait été alors plus judicieux d'inclure un unique sexe dans notre étude afin d'éviter ce biais, mais cette condition aurait largement réduit l'effectif total.

En outre, Malkemper et al., 2020 a décrit une augmentation du volume de la cavité tympanique chez les renards lors du développement post-natal, mais sans lien avec le vieillissement. Cependant, une étude a mis en évidence que le développement de la cornée chez le chat se poursuivait jusqu'à l'âge de 2-3 ans (Moodie et al., 2001). En extrapolant ce résultat à tout l'organisme, on peut supposer que certains jeunes chats dans notre étude (deux chats de 3 ans) n'ont pas atteint leur développement définitif, ce qui expliquerait une moyenne plus faible dans ce groupe. Il serait alors intéressant de comparer les mesures en sélectionnant des chats âgés de 4 à 5 ans minimum sur une gamme d'âges plus dispersée afin d'obtenir une évolution linéaire et de rendre la comparaison plus significative.

Pour les canaux cochléaires, aucune différence significative n'a été mise en évidence entre les deux groupes, à part pour le canal apexien supérieur qui est significativement moins large chez les chats seniors. Ainsi, il est impossible de confronter ces valeurs avec la littérature, car aucune étude ne recense ces mesures par tomodynamométrie chez n'importe quelle espèce.

Une étude (Vernick, 1983) a établi un lien entre la réduction du volume du conduit cochléaire et l'atrophie de la strie vasculaire, atrophie qui apparaît avec le vieillissement (Shimada et al., 1998; Ter Haar et al., 2009). Or, aucune corrélation n'a été établie entre la réduction du conduit cochléaire et la réduction du canal cochléaire, entouré d'os, et ce résultat aurait dû être effectif pour tous les canaux cochléaires.

L'hypothèse d'un remaniement osseux expliquant le rétrécissement du canal peut être envisagée. Une autre étude (Sando et al., 1968) s'est intéressée au remaniement osseux de la cochlée dans un contexte d'ostéosclérose en lien avec le vieillissement chez l'espèce humaine. Cependant, elle s'accompagne de surdité. Or, aucune surdité n'a été rapportée dans notre groupe d'étude et l'interprétation des images tomodynamométriques n'a pas révélé d'anomalies osseuses.

La part génétique, incontrôlable dans notre étude, expliquant un apex moins large pour les chats du groupe « seniors », ne peut être exclue.

En outre, malgré la mise en place d'un protocole standardisé pour obtenir une coupe mid-modiolaire sur les images tomodynamométriques, elle n'est pas toujours

parfaitement identique et dans le même plan. Ce biais rend difficile l'interprétation des valeurs surtout dans une étude comparative.

Ces mesures permettent tout de même de fournir des données morphométriques par tomodensitométrie sur la cochlée du chat.

Il aurait été intéressant d'inclure des mesures sur la taille des osselets pour les comparer avec la littérature (Malkemper et al., 2020) qui a mis en évidence des modifications liées à l'âge chez le renard. Cependant, l'étude préliminaire (Fabre, 2021) n'a pas mis en évidence de mesures fiables de ces éléments par imagerie. Les valeurs retrouvées dans la littérature sont des mesures réalisées directement sur les tissus et ne peuvent donc pas être réalisées sur des animaux vivants. Des mesures sur les chats euthanasiés de l'étude histologique ont été envisagées, puis abandonnées pour ne pas interférer avec les coupes histologiques.

2. Étude histologique

L'étude histologique ne pouvait pas être effectuée sur des animaux vivants, ce qui a limité l'effectif. De plus, les critères d'âge et de race ont réduit le nombre de sujets ne permettant pas d'obtenir un échantillon équivalent à l'examen tomodensitométrique. Les données sont donc moins nombreuses pour chaque groupe par rapport à celles de l'étude tomodensitométrique, perdant en significativité dans l'étude comparative. Néanmoins, chaque mesure d'oreille sur lame a pu être évaluée sur sa face médiale et sa face latérale, permettant d'obtenir deux données par oreille, offrant ainsi un meilleur poids statistique.

Pour les mêmes raisons que dans l'étude tomodensitométrique, les sujets de l'étude ont été séparés en deux groupes distincts et les valeurs ont été comparées sur la moyenne de chacun d'eux.

En outre, même si l'examen clinique ante-mortem ne présentait pas de troubles auriculaires, le faible historique médical pour certains sujets ne permet pas d'exclure d'anciennes lésions auriculaires pouvant impacter les mesures morphométriques.

L'histologie est la technique la plus pertinente dans notre étude. Elle donne accès à de nombreuses structures au sein de l'oreille interne. En outre, plusieurs études

recensent de nombreuses données morphométriques histologiques liées à la presbyacousie, ce qui en fait une technique de choix pour la comparaison avec la littérature scientifique.

Chez l'Homme, les études histologiques ont révélé quatre formes distinctes de presbyacousie (Liu & Yan, 2007; Schuknecht, 1964) : sensorielle (perte des cellules ciliées et une dégénérescence de l'organe spiral), neurale (dégénérescence des cellules nerveuses des ganglions spiraux et de ses fibres afférentes), moléculaire (atrophie de la strie vasculaire) et conductrice (modifications de la structure et des propriétés mécaniques de la membrane basale).

Des caractéristiques similaires ont été constatées chez le chien (Knowles et al., 1989; Shimada et al., 1998; Ter Haar et al., 2009). Ces données ont donc orienté le choix des mesures effectuées dans notre étude histologique. Néanmoins, les cellules ciliées et l'organe spiral n'étaient pas évaluables, car ils n'étaient plus présents dans la plupart des coupes, détériorés lors de la préparation. En effet, l'oreille interne contient des éléments fragiles inclus dans un os solide, l'os pétreux, expliquant la difficulté rapportée dans la littérature pour la réalisation histologique de l'oreille interne. Cette composition explique la difficulté de la mise en œuvre d'une décalcification suffisamment douce pour conserver les éléments sensibles, et suffisamment agressive pour ramollir l'os pétreux. Afin d'obtenir un maximum d'échantillons, beaucoup de temps a été accordé à la collecte et à la préparation des tissus d'intérêt. Une décalcification agressive avec de l'acide chlorhydrique et de l'acide formique a été effectuée dans notre étude afin de garder du temps pour l'interprétation des lames. Néanmoins, il aurait été plus intéressant de réaliser une décalcification plus douce à l'EDTA pendant au moins 4 semaines afin de préserver les cellules ciliées et l'ensemble de l'organe spiral (Malkemper et al., 2020; Shimada et al., 1998; Ter Haar et al., 2009).

Les différentes lames obtenues présentent une disparité de qualité et de plan de coupe. Elles ne sont pas toutes selon le même plan mid-modiolaire et certaines ne permettent pas d'obtenir des canaux cochléaires de qualité suffisante pour y réaliser des mesures.

Les canaux intermédiaires observés dans les différentes lames étaient de qualité suffisante pour effectuer des mesures. Certains canaux à des étages différents montraient également une qualité suffisante, mais des études ont constaté des

différences morphométriques individuelles chez le renard et le chien le long de la cochlée avec une membrane basilaire plus épaisse, un ligament spiral plus large et une strie vasculaire plus étendue vers la base de la cochlée (Knowles et al., 1989; Malkemper et al., 2020; Shimada et al., 1998). Seul le canal intermédiaire présentait une qualité suffisante sur toutes les lames et a donc été sélectionné afin d'éviter ce biais dans l'étude comparative.

Si les lames avaient présenté une qualité suffisante afin d'effectuer les mesures sur tous les étages cochléaires, il aurait été intéressant de les comparer afin d'évaluer si les différences constatées dans la littérature sont retrouvées chez le chat. Surtout que certaines études ont montré une dégénérescence liée à l'âge plus importante de certaines structures à l'apex et à la base de la cochlée comme la strie vasculaire chez la gerbille (Schulte & Schmiedt, 1992). Établir des données morphométriques tout le long de la cochlée aurait donc permis de constater si les différences sont plus prononcées selon l'étage chez les sujets plus âgés.

L'obtention d'une qualité d'image suffisante sur tous les étages nécessite un plan de coupe plus précis. En effet, le protocole de coupe est celui de Sula et al., 2014 car c'est la seule étude détaillant les repères utilisés. Mais ce dernier n'a pas permis d'obtenir toutes les lames dans le même plan. Il serait donc intéressant de mettre en place un protocole plus précis avec de nouveaux repères pour obtenir un plan de coupe homogène sur l'ensemble des lames.

La membrane basilaire est une structure de choix puisque son épaissement lié au vieillissement est largement rapporté dans la littérature (Shimada et al., 1998).

Son épaisseur était facilement délimitable lors des mesures. Cependant, un biais persiste, lié à la subjectivité du choix de la partie la plus épaisse à mesurer. Afin d'augmenter l'objectivité des mesures, il aurait été possible de mesurer la *pars arcuata* et la *pars pectinata* de la membrane basilaire comme Malkemper et al., 2020 (Fig. 56).

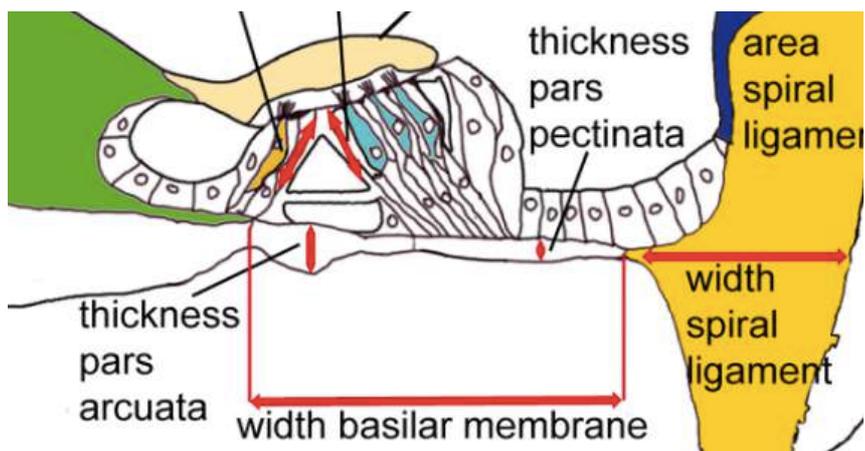


Figure 56 : Mesures morphométriques de la membrane basilaire (Malkemper et al., 2020)

Cependant, la qualité des lames n'a pas permis d'observer avec précision ces localisations sur toutes les membranes basilaires. Afin d'homogénéiser les mesures, seule la partie la plus épaisse a été mesurée, ne permettant pas de ce fait d'évaluer une localisation précise de la membrane basilaire pour chaque oreille.

Les valeurs obtenues sont proches de celles rencontrées chez le renard (Malkemper et al., 2020).

La membrane basilaire est significativement plus épaisse chez les chats « seniors ». Ce résultat est également rencontré chez l'Homme et le chien (Shimada et al., 1998).

La largeur du ligament spiral était facilement mesurable. Malgré la décalcification, les structures ont conservé un bon contraste après coloration rendant aisée la délimitation du ligament spiral (Fig. 48-B).

Les valeurs obtenues sont dans le même ordre de grandeur que celles rencontrées chez le renard (Malkemper et al., 2020).

Aucune différence significative n'a été constatée entre les deux groupes. Les études ne recensent pas de différence de largeur liée à l'âge chez n'importe quelle espèce.

Une analyse cellulaire du ligament spiral aurait pu être incluse dans notre étude comparative. En effet, Spicer & Schulte, 2002 a constaté des modifications liées à l'âge dans la structure cellulaire du ligament spiral chez les gerbilles, mais cette analyse nécessite une expertise histologique et une qualité optimale des lames.

La strie vasculaire était bien conservée après préparation des lames et la coloration au Trichrome de Masson a permis une bonne délimitation rendant la mesure aisée (Fig. 48-C).

Les valeurs obtenues sont dans le même ordre de grandeur que celles rencontrées chez le renard (Malkemper et al., 2020).

La surface de la strie vasculaire est significativement plus réduite chez les chats « seniors ». Ce résultat est largement rapporté dans la littérature chez plusieurs espèces (Schulte & Schmiedt, 1992; Shimada et al., 1998; Spicer & Schulte, 2002; Ter Haar et al., 2009) et se justifie par une atrophie cellulaire. Plusieurs modifications cellulaires sont également rapportées comme leur rétrécissement et leur vacuolisation. Le scan des lames avec un grossissement x20 dans notre étude ne permet une définition suffisante pour observer les constituants à l'échelle cellulaire, un grossissement x40 permettrait d'obtenir une qualité d'image suffisante pour analyser les modifications cellulaires.

Comme dit précédemment, des mesures de la strie vasculaire sur tous les étages cochléaires auraient pu être intéressantes pour comparer si l'atrophie liée à l'âge est plus prononcée au niveau de l'apex et de la base de la cochlée comme chez la gerbille (Schulte & Schmiedt, 1992).

Initialement, des mesures morphométriques auraient dû être effectuées afin d'évaluer le ganglion spiral car son atrophie et la perte cellulaire liées à l'âge sont constatées dans la littérature (Knowles et al., 1989; Shimada et al., 1998; Ter Haar et al., 2009). La mesure de sa surface, comme la strie vasculaire, aurait pu permettre de l'évaluer. Mais la disparité des coupes mid-modiolaires a présenté trop de variabilité sur l'étendue de la zone observée, la mesure de son aire n'a donc pas de significativité. En outre, le nombre de cellules présentes dans le ganglion spiral est très variable selon la région et la coupe réalisée. Il serait alors plus pertinent de calculer la densité cellulaire en divisant le nombre de corps cellulaires présents dans le ganglion spiral par sa surface (Knowles et al., 1989; Ter Haar et al., 2009). Les corps cellulaires s'identifient par leur noyau lobulaire à rond et un nucléole proéminent. Seuls les noyaux non fragmentés et dont la circonférence est clairement visible sont comptés. Cependant, ces conditions nécessitent une haute définition des images à l'échelle cellulaire et une expertise histologique, ce qui n'a pas permis d'effectuer ces mesures.

Une analyse qualitative a tout de même été effectuée car la perte cellulaire liée à l'âge du ganglion spiral est clairement observable à l'œil nu chez le chien dans la littérature (Knowles et al., 1989; Shimada et al., 1998) (Fig. 57).

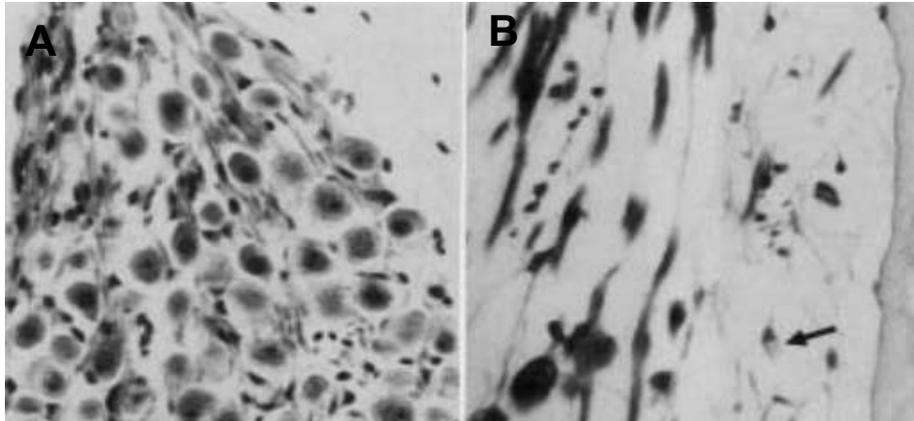


Figure 57 : Ganglion spiral chez un chien de 1 an (A) et un chien de 17 ans (B) (Shimada et al., 1998)

Aucune différence de la densité cellulaire du ganglion spiral n'a été clairement observée entre les chats « jeunes adultes » et les chats « seniors » (Fig. 52). Cependant, ces études rapportent cette perte cellulaire principalement au niveau de l'apex et de la base de la cochlée. Or, l'analyse qualitative s'est concentrée au niveau de la partie intermédiaire de la cochlée qui ne présentait peut-être pas suffisamment de perte évidente pour être remarquée à l'œil nu. En outre, une perte auditive liée à l'âge a été diagnostiquée chez ces chiens, perte qui n'a pas été évaluée dans notre étude.

Cette étude montre donc l'importance de l'histologie dans l'évolution morphométrique liée à l'âge de l'oreille interne. Les résultats décrits dans notre étude sont en corrélation avec ceux présentés dans la littérature scientifique. Mais le manque de données ne permet pas de conclure sur une similitude exacte avec les formes de presbycusie chez l'Homme : sensorielle (perte des cellules ciliées et une dégénérescence de l'organe spiral), neurale (dégénérescence des cellules nerveuses des ganglions spiraux et de ses fibres afférentes), moléculaire (atrophie de la strie vasculaire) et conductrice (modifications de la structure et des propriétés mécaniques de la membrane basale). De ce fait, la presbycusie impliquant une perte auditive qui,

rappelons-le, n'a pas été évaluée dans notre étude, tous les chats sont a priori normo-entendants. Or, certaines modifications comme la perte de cellules ganglionnaires sont uniquement retrouvées chez des sujets âgés avec une perte auditive associée. Bien que le vieillissement s'accompagne généralement de presbycousie, celle-ci n'est pas systématique et quand elle s'installe, elle est plutôt progressive. La perte auditive associée peut donc être partielle (Strain, 2011).

La perte d'audition pouvant avoir plusieurs origines chez le chat, seuls des chats normo-entendants ont été sélectionnés afin de s'assurer qu'elle ne soit pas liée à une pathologie (otite, néoplasie) pouvant influencer les données morphométriques. Les données de comparaison sont donc seulement liées au vieillissement et non à la presbycousie en elle-même. Elle ne peut cependant pas être exclue, puisqu'une forme partielle peut la rendre indétectable à l'examen clinique. L'enregistrement de l'activité électrique des voies nerveuses auditives par potentiels évoqués auditifs (PEA) permettrait d'évaluer objectivement l'audition de chaque sujet.

Pour évaluer les modifications morphométriques liées à la presbycousie, il faudrait alors sélectionner des chats âgés sans pathologie auriculaire avec une perte auditive diagnostiquée par PEA.

CONCLUSION

Les effets du vieillissement, et par extension ceux de la presbyacousie, sur la morphométrie de l'oreille moyenne et de l'oreille interne du chat n'ont jamais été étudiés.

Cette étude s'est intéressée à l'évolution morphométrique liée à l'âge de l'oreille moyenne et de l'oreille interne du chat sain par tomодensitométrie et par histologie. Elle s'inscrit dans la suite d'une étude ayant mis en place la faisabilité de l'analyse morphométrique de ces structures par l'utilisation de ces techniques.

La tomодensitométrie est une technique simple à réaliser et non invasive permettant l'analyse morphométrique de l'oreille moyenne et interne.

Elle a mis en évidence une augmentation de la cavité tympanique et une réduction du canal apexien supérieur chez les chats plus âgés. La littérature ne décrit pas ces évolutions chez n'importe quelle espèce puisqu'elles n'ont jamais été étudiées.

L'histologie est une technique de choix dans l'analyse morphométrique de l'oreille interne. Elle donne accès à l'évaluation de nombreuses structures cochléaires et leur évolution morphométrique liée à l'âge est largement recensée dans la littérature scientifique.

Elle a mis en évidence un épaississement de la membrane basilaire et une atrophie de la strie vasculaire chez les chats plus âgés, en corrélation avec les études menées chez le chien ou chez l'Homme. Cependant, les limites de la technique employée n'ont pas permis d'accéder à toutes les données potentielles réalisables par histologie. D'où l'importance d'établir un protocole plus précis et perfectionné afin de réaliser une analyse plus exhaustive.

Cette étude a décrit l'évolution morphométrique liée à l'âge, sans lien direct avec la presbyacousie. Elle permet une première analyse des modifications de l'oreille moyenne et de l'oreille interne du chat liées au vieillissement sans perte auditive a priori associée.

BIBLIOGRAPHIE

Banks, W. J. (1993). *Applied Veterinary Histology*. Mosby-Year Book.

Barone, R., & Bortolami, R. (2004). *Anatomie comparée des mammifères domestiques : Tome 6, Neurologie I. Système nerveux central*. Vigot.

Barone, R., & Simoens, P. (2010). *Anatomie comparée des mammifères domestiques : Tome 7, Neurologie II. Système nerveux périphérique, glandes endocrines, esthésiologie*. Vigot.

Bielefeld, E. C., Tanaka, C., Chen, G., & Henderson, D. (2010). Age-related hearing loss : Is it a preventable condition? *Hearing research*, 264(1-2), 98-107.

Boyer, B., Le Marec, E., Ait-Ameur, A., Hauret, L., Dion, A.-M., & Aterii-Tehau, C. (2003). Tomodensitométrie : Principes, formation de l'image. In *Radiologie et Imagerie Médicale : Principes et Techniques—Radioprotection*. Elsevier.

Defalque, V. E., Rosenstein, D. S., & Rosser, E. J. (2005). Measurement of normal middle ear cavity volume in mesaticephalic dogs. *Veterinary Radiology & Ultrasound: The Official Journal of the American College of Veterinary Radiology and the International Veterinary Radiology Association*, 46(6), 490-493.

Dyce, Keith. M., Sack, W. O., & Wensing, C. J. G. (2018). *Textbook of Veterinary Anatomy* (fifth edition). Elsevier.

Eurell, J. A., & Frappier, B. L. (2006). *Dellmann's Textbook of Veterinary Histology* (sixth Edition). Wiley–Blackwell.

Fabre, J. (2021). *Évaluation morphométrique par imagerie-IRM et tomodensitométrie et par histologie de l'oreille moyenne et de l'oreille interne chez le chat sain âgé*

FlitzGerald, M. J. T., & Folan-Curran, J. (2003). *Neuro-anatomie clinique et neurosciecnces connexes* (fourth edition). Maloine.

Frisina, R. D., & Walton, J. P. (2006). Age-related structural and functional changes in the cochlear nucleus. *Hearing Research*, 216-217, 216-223.

Gates, G. A., Couropmitree, N. N., & Myers, R. H. (1999). Genetic associations in age-related hearing thresholds. *Archives of Otolaryngology--Head & Neck Surgery*, 125(6),

Gates, G. A., & Mills, J. H. (2005). Presbycusis. *Lancet (London, England)*, 366(9491),

Goldston, R. T. (1989). *Geriatrics and Gerontology : Preface* (Vol. 19).

Huang, G. T., Rosowski, J. J., Ravicz, M. E., & Peake, W. T. (2002). Mammalian ear specializations in arid habitats : Structural and functional evidence from sand cat (*Felis margarita*). *Journal of Comparative Physiology. A, Neuroethology, Sensory, Neural, and Behavioral Physiology*, 188(9), 663-681.

Jung, H. (2021). Basic Physical Principles and Clinical Applications of Computed Tomography. *Korean Society of Medical Physics*, 32(1), 1-17.

Kamina, P. (2008). *Anatomie clinique*. Maloine.

Knowles, K., Blauch, B., Leipold, H., Cash, W., & Hewett, J. (1989). Reduction of Spiral Ganglion Neurons in the Aging Canine with Hearing Loss. *Journal of Veterinary Medicine Series A*, 36(1-10), 188-199.

Liu, X. Z., & Yan, D. (2007). Ageing and hearing loss. *The Journal of Pathology*, 211(2), 188-197.

Maayoufi, S., Hamouda, F., & Djebien, S. (2017). Organe de Corti. *Morphologie*, 101(335), 250-251.

Malkemper, E. P., Mason, M. J., & Burda, H. (2020). Functional anatomy of the middle

and inner ears of the red fox, in comparison to domestic dogs and cats. *Journal of Anatomy*, 236(6), 980-995.

Moodie, K. L., Hashizume, N., Houston, D. L., Hoopes, P. J., Demidenko, E., Trembly, B. S., & Davidson, M. G. (2001). Postnatal development of corneal curvature and thickness in the cat. *Veterinary Ophthalmology*, 4(4), 267-272.

Ohlemiller, K. K. (2009). Mechanisms and Genes in Human Strial Presbycusis from Animal Models. *Brain research*, 1277, 70-83.

Régent, D., Lisbona, A., Masson, F., & Noël, A. (2013). *Scanner et Rayons X*. Elsevier Masson.

Ryugo, D. K., & Menotti-Raymond, M. (2012). Feline deafness. *The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice*, 42(6), 1179-1207.

Sando, I., Hemenway, W. G., Hildyard, V., & English, G. M. (1968). Cochlear otosclerosis: A human temporal bone report. *The Annals of Otology, Rhinology, and Laryngology*, 77(1), 23-36.

Schuknecht, H. F. (1964). FURTHER OBSERVATIONS ON THE PATHOLOGY OF PRESBYCUSIS. *Archives of Otolaryngology (Chicago, Ill.: 1960)*, 80, 369-382.

Schulte, B. A., & Schmiedt, R. A. (1992). Lateral wall Na,K-ATPase and endocochlear potentials decline with age in quiet-reared gerbils. *Hearing Research*, 61(1-2), 35-46.

Schwarz, T., & Saunders, J. (2011). *Veterinary Computed Tomography* (1er édition). Wiley–Blackwell.

Shimada, A., Ebisu, M., Morita, T., Takeuchi, T., & Umemura, T. (1998). Age-related changes in the cochlea and cochlear nuclei of dogs. *The Journal of Veterinary Medical Science*, 60(1), 41-48.

Spicer, S. S., & Schulte, B. A. (2002). Spiral ligament pathology in quiet-aged gerbils.

Hearing Research, 172(1-2), 172-185.

Strain, G. M. (2011). *Deafness in Dogs and Cats*. CABI.

Sula, M. M., Njaa, B. L., & Payton, M. E. (2014). Histologic characterization of the cat middle ear : In sickness and in health. *Veterinary Pathology*, 51(5), 951-967.

Ter Haar, G., de Groot, J. C. M. J., Venker-van Haagen, A. J., van Sluijs, F. J., & Smoorenburg, G. F. (2009). Effects of aging on inner ear morphology in dogs in relation to brainstem responses to toneburst auditory stimuli. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 23(3), 536-543.

Vernick, D. M. (1983). The relationship of stria vascularis volume and cochlear duct volume. *American Journal of Otolaryngology*, 4(2), 113-115.

Willot, J. F. (1991). *Aging and the Auditory System. Anatomy, Pysiology and Psychophysics*. Singular Press.

Nom : MONTEL

Prénom : Charles

Titre :

Évolution morphométrique liée à l'âge par imagerie - tomодensitométrie - et par histologie de l'oreille moyenne et de l'oreille interne chez le chat sain.

Résumé :

L'ouïe est un sens essentiel pour la vie des chats, particulièrement pour la communication avec ses semblables et avec les autres espèces. Comme chez l'espèce humaine, la surdité chez le chat peut être d'origine acquise comme le vieillissement et peut être neurosensorielle ou conductive. Bien que l'audition et l'anatomie de l'oreille du chat ont été relativement bien étudiées, il n'existe pas d'étude montrant les effets de l'âge sur la morphologie de l'oreille moyenne et interne. C'est pourquoi le but de cette étude est de comparer les données morphométriques chez le chat jeune adulte et le chat âgé en utilisant la tomодensitométrie et l'histologie.

Ces données ont été obtenues sur dix-neuf chats, de 3 à 18 ans, sans troubles auditifs ni neurologiques. La tomодensitométrie a mis en évidence une augmentation du volume de la cavité tympanique (oreille moyenne) avec l'âge. L'histologie a mis en évidence un épaississement de la membrane basilaire et une atrophie de la strie vasculaire (oreille interne) chez les chats âgés.

Mots-clés : tomодensitométrie – histologie – oreille – chat – vieillissement

Title :

Tomodensitometric and histological age-related changes in the normal feline middle and inner ears.

Abstract :

The sense of hearing is central to cats' life, especially for communication with conspecifics and other species. As in humans, deafness in cats may originate from acquired causes such as aging and can be sensorineural or conductive. Although the audition and ear anatomy of cats have been relatively well studied, little is known about the effect of age on the morphology of the middle and inner ears. Therefore, the aim of the present study was to compare these structures in middle-aged and old cats using a computed tomography and histological morphometric analysis.

These data were obtained from nineteen cats, from 3 to 18 years of age, without hearing or neurological disorders. Computed tomography showed an increase in tympanic bulla (middle ear) volume with aging. Histological morphometric analysis showed thickening of the basilar membrane and atrophy of the stria vascularis (inner ear) in older cats.

Keywords : computed tomography – histology – ear – cat – aging