

# Variations interindividuelles de l'angle irido-cornéen chez le chat : gonioscopie, histologie et microscopie électronique

---

THESE  
pour obtenir le grade de  
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement en 2009  
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

*par*

**Brice MASSON**

Né le 26 mai 1983 à AUXERRE (Yonne)

---

Directeur de thèse : **Monsieur le Professeur Alain REGNIER**

---

**JURY**

PRESIDENT :  
**M. ARNE**

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEUR :  
**M. REGNIER**  
**Mme. RAYMOND-LETRON**

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







## REMERCIEMENTS

A NOTRE PRESIDENT DE THESE

Monsieur le Professeur Jean-Louis ARNE

Professeurs des Universités  
Praticien Hospitalier  
*Ophthalmologie*

Qui nous fait le grand honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse

Hommages respectueux.



A NOTRE JURY DE THESE

Monsieur le Professeur Alain REGNIER

Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse  
*Physiopathologie oculaire*

Qui nous a guidé et conseillé dans l'élaboration de ce travail

Hommages respectueux.

Madame le Docteur Isabelle RAYMOND-LETRON

Maître de conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse  
*Anatomie Pathologique*

Qui nous a soutenu et éclairé avec beaucoup de disponibilité

Hommages respectueux.





Au Docteur Thomas DULAURENT

Pour son aide précieuse à la réalisation de ce travail, sa rigueur, sa disponibilité exemplaire et sa passion immodérée pour l'ophtalmologie vétérinaire.

A Messieurs FERRIERE, MANUS et DUBOIS

Pour avoir eu l'extrême amabilité de nous faire profiter du microscope électronique détenu au sein de leur entreprise UGITECH, pour leur aide technique et leur curiosité manifeste pour notre travail.

A tous les étudiants de l'ENVT qui nous ont assisté à la contention des animaux lors de la réalisation des gonioscopies.



A **mes Parents**, merci de m'avoir soutenu pendant toutes ces années et de n'avoir jamais douté de moi. Je vous aime.

A **mes Grand-parents**, vous avez toujours été là pour moi. Je vous aime.

A **Maud et Daniel**, pour m'avoir accompagné pendant toute mon enfance.

A **Florence, Annie et Régis, Eric et Françoise, Caro, Delphine, Jérôme, Laureen, Daphné.**

A **Gaby**, mon pote de toujours, pour ces innombrables moments de complicité qui nous ont construits. Tu peux me dire « mabrouk » aujourd'hui!!

A **Florent, Yohan, J, Lionel, Thieu, Herwan, Redwan, Pascaline, Many, Gros, Nono, Jef, Elodie, Jérémy, Sandra, Raph, Ludivine**, et tous les gars du Mont avec qui j'ai grandi. Merci d'être toujours restés les mêmes.

A **Benja**, mon ami d'enfance, à nos récentes retrouvailles.

A **Dim, Laura, Fanny(s), Alban**, la petite clique de Fourier.

A **Ju**, pour ce qu'on a vécu.

A **Gustav'**, mon co-piaule des débuts, pour cette belle amitié et tous ces moments forts partagés depuis Saint-Louis. A **Pauline**, qui m'a persuadé de descendre à Toulouse, je ne te remercierai jamais assez pour ça Marmotte ! A **Pascal**, pour ta fidèle amitié, ta sincérité et ces moments géniaux qu'on a vécu ensemble. A **Yanko** le roi de la croquette, reviens vite. À **Pascale**, tu auras manqué à Toulouse.... A **Sophie**, ma petite bizuthe, pour avoir eut le courage de me supporter pendant cette dure année. À **Myriam**, tes anecdotes me feront toujours rêver. A **Miky Biky, Mathieu, Guillaume.**

A **Milou**, pour ton amitié infaillible, pour ce GR 20 fait en 12 jours !!, et toutes les aventures qui ont animé nos années d'école. A **Léni** (et **Sophie**), à cette amitié qui s'est construite sur les sommets pyrénéens, j'espère qu'il nous en reste encore plein à gravir! A **Walou** le grand too hot, pour ton incroyable personnalité. A **Foufoune**, pour ta simplicité et ta bonne humeur. A **Mado**, pour ton énergie inépuisable, les « boulettes » magnifiques dont tu m'as fait part, et ces fêtes dont je me souviendrai longtemps..... ou pas. A **Isa** la « red », même avec 365 jours

d'avance, tu finis 24h derrière..... Pour tous ces excellents moments passés à Toulouse, à Serre Che, à Sanary, en Croatie..... A **Taquet**, pour les craquages dont tu as le secret, ton goût pour l'ivresse. A **Majida**, « because we are your friends ». A **Psy**, mon garde du corps. A **Bouss'** pour ton accent magique, et ta façon de t'énerver, allez « on continue !!!! ». A **Aude**, pour avoir su rester une poulotte dans l'âme. A **Zavier** et **Fanny** pour ces moments d'aventures, **Marie** et **Loulou** les reproducteurs de la promo Brard, **Baptiste** le Bonobo, **Jean Ma** que j'ai récemment découvert dans le rôle de Pierre Richard, **Crade**, **Nico**, **Cyrielle**, **Alice**, **Juliette**, **Annou**.....

A **Baz**, **Iban**, **Bob**, **Douze**, **Guigui**, **Alexis**, **Doudou**, **Charles**, **Mimine** pour m'avoir transmis les valeurs de l'ENVT. Je suis fier d'être votre poulot.

A **Pierre**, pour ta générosité et notre passion commune. A ma petite poulotte **Elise**, pour ton amitié et ta confiance. A **Michoux**, le dompteur de diables, pour ta gentillesse. A **Ed' la Menace** et son coup de fusil légendaire. A **Manon**, ma poulotte bourguignonne. Au **Miramard**, une belle brochette de zozos, pas des échappééééééés. A **Emilie**, **Aurélie(s)**, **Morgane**, **Laurie**, **Lasagne**.

A **Thomas V**, **Claudine**, **Mathilde**, **Séby**, **Caro**, **Aurélie**, **Chacha**, la bonne vieille bande de la promo du dessus, qui aurait mérité d'être dans la promo du dessous !!!

A **Thomas D**, **Camille**, **Chaton**, **la Rad'**, **Claire**, **la Muss'**, pour votre goût du no limit....

A **Nico** le belge, **Arthur**, **Gwinette** et **Chacha**, pour votre accueil exceptionnel, votre générosité et votre bonne humeur quotidienne. J'ai vraiment passé deux mois magiques avec vous. Longue vie à la Pampa !!!!

A **Sophie**, **Julie Besson**, **Caro**, **Julie Beretvas**, **Lili**, **Muhlach**, **la Durb'**, profitez bien de cette école.

A **Jamy**, **Piwi**, **Nouye** et **Loeb**, nos amis lyonnais. De très belles rencontres.

A **Mr Régnier**, pour votre disponibilité, votre culture inépuisable et votre dévouement pour la discipline que vous m'avez enseigné. A **Jean Yves** pour ta patience, ta simplicité et ton

portage !! A **Thomas**, pour le bienveillant soutien que tu m'as toujours apporté, à ton amitié sincère. A **Edouard, Emilie** et **Séverine**, pour cette excellente année de T2 passée ensemble et tous ces lapins dont on s'est « occupé ». A **Pierre, Julien, Sylvain** et **Valentina**, notre digne relève.

A **Mr Barthelemy**, mon professeur de SVT au lycée Fourier, sans qui je ne serais peut-être pas vétérinaire aujourd'hui. Merci de m'avoir encouragé dans un moment de doute.

A **Razzia**, cette petite loutre.



# TABLE DES MATIERES

|   |    |
|---|----|
| <b><u>TABLE DES ABREVIATIONS</u></b> .....  | 19 |
| <b><u>TABLE DES ILLUSTRATIONS</u></b> .....   | 20 |
| <b><u>INTRODUCTION</u></b> .....  | 25 |
| <b><u>PARTIE A: Anatomie et histologie de la région de l'angle irido-cornéen chez le chat</u></b> ..... | 27 |
| A.I Cornée et limbe cornéen.....  | 27 |
| A.II Iris.....  | 28 |
| A.III Corps ciliaire.....   | 29 |
| A.IV Angle irido-cornéen.....   | 30 |
| A.IV.1 Développement normal de l'AIC.....   | 30 |
| A.IV.1.1 Formation de la chambre antérieure et de l'AIC.....  | 31 |
| A.IV.1.2 Différenciation de l'AIC.....  | 31 |
| A.IV.2 Anatomie de l'AIC.....   | 32 |
| A.V Fente ciliaire.....   | 35 |

|   |           |
|---|-----------|
| A.VI Ligament pectiné de l’AIC.....   | 37        |
| A.VI.1 Organisation générale du ligament pectiné.....                           | 37        |
| A.VI.2 Ultrastructure du ligament pectiné.....                                  | 40        |
| A.VII Trabeculum.....   | 42        |
| A.VIII Plexus veineux de la sclère.....   | 45        |
| A.IX Vascularisation de l’AIC.....  | 49        |
| A.IX.1 Artères.....   | 49        |
| A.IX.2 Veines.....  | 49        |
| A.X Terminologie.....   | 51        |
| <b><u>PARTIE B : Moyens d’observation de l’AIC chez le chat</u></b> .....       | <b>53</b> |
| B.I Exploration de l’AIC en gonioscopie.....                                    | 53        |
| B.I.1 Définition de la gonioscopie.....   | 53        |
| B.I.2 Historique de la gonioscopie.....   | 53        |
| B.I.3 Principe de la gonioscopie.....   | 54        |
| B.II Exploration de l’AIC en microscopie électronique à balayage.....           | 60        |
| B.II.1 Définition de la microscopie électronique à balayage.....                | 60        |
| B.II.2 Principe de fonctionnement du MEB.....                                   | 60        |
| B.II.3 Principaux organes du MEB.....   | 62        |
| B.II.4 Préparation des échantillons biologiques avant observation sous MEB..... | 62        |
| B.II.5 Types d’imageries utilisés pour l’observation de l’AIC chez le chat....  | 63        |



|  |            |
|--|------------|
| B.II.5.1 Imagerie en électrons secondaires (SEI).....                | 63         |
| B.II.5.2 Imagerie en électrons rétrodiffusés (BSE).....              | 67         |
| B.III Exploration de l’AIC en microscopie optique .....              | 71         |
| <b><u>PARTIE C : Etude expérimentale sur l’AIC du chat</u></b> ..... | <b>73</b>  |
| C.I Matériel et méthodes.....  | 73         |
| C.I.1 Réalisation des gonioscopies.....                              | 73         |
| C.I.2 Analyses microscopiques (histologie et MEB).....               | 77         |
| C.I.2.1 Prélèvements observés en MEB.....                            | 78         |
| C.I.2.2 Prélèvements observés en histologie.....                     | 79         |
| C.II Résultats.....  | 83         |
| C.II.1 Résultats gonioscopiques.....                                 | 83         |
| C.II.2 Résultats ultramicroscopiques.....                            | 89         |
| C.II.3 Résultats histologiques.....                                  | 95         |
| C.II.4 Résultats comparés de MEB et d’histologie.....                | 99         |
| C.III Discussion.....  | 101        |
| <b><u>CONCLUSION</u></b> .....                                       | <b>105</b> |
| <b><u>BIBLIOGRAPHIE</u></b> .....                                    | <b>109</b> |
| <b><u>ANNEXES</u></b> .....  | <b>117</b> |



## **TABLE DES ABREVIATIONS**

AIC : Angle irido-cornéen

BSE : Back-scattered electrons, c'est-à-dire imagerie en électrons rétrodiffusés

LP : Ligament pectiné

MEB : Microscope électronique à balayage

OCT : Tomographie en cohérence optique

SEM : Scanning Electron Microscopy

SEI : Imagerie en électrons secondaires

UBM : Biomicroscopie ultrasonore

## TABLE DES ILLUSTRATIONS

### FIGURES :

|   |    |
|---|----|
| Figure 1 : Ultrastructure d'une fibre du ligament pectiné vue en histologie chez le chat.....             | 41 |
| Figure 2 : Vascularisation de l'angle irido-cornéen chez le chat.....                                     | 50 |
| Figure 3 : Principe de la réflexion totale lors d'observation directe de l'angle irido-cornéen.....       | 56 |
| Figure 4 : Principe de la lentille de BARKAN.....   | 57 |
| Figure 5 : Principe du verre de GOLDMANN.....   | 58 |
| Figure 6 : Domaine d'émission des différentes interactions au sein d'un échantillon.....                  | 61 |
| Figure 7 : Détecteur d'électrons secondaires avec une tension positive (Imagerie SE).....                 | 65 |
| Figure 8 : Effets des irrégularités de surface sur le rendement d'émission des électrons secondaires..... | 66 |
| Figure 9 : Microscope électronique à balayage en mode électrons rétrodiffusés.....                        | 68 |
| Figure 10 : Détecteur Everhart-Thornley avec une tension négative.....                                    | 70 |

## PHOTOGRAPHIES :

|  |    |
|--|----|
| Photo 1 : Topographie de l'angle irido-cornéen du chat vue en histologie.....  | 34 |
| Photo 2 : Illustration de la fente ciliaire vue en histologie.....   | 36 |
| Photo 3 : Ligament pectiné de chat vu en histologie.....   | 39 |
| Photo 4 : Aperçu de la partie uvéale du trabeculum chez un chat, vue en microscopie électronique à balayage.....           | 44 |
| Photo 5 : Système drainant de l'humeur aqueuse chez le chat, vu en histologie.....   | 46 |
| Photo 6 : Plexus aqueux du chat vu en histologie.....  | 47 |
| Photo 7 : Plexus veineux de la sclère chez un chat, vue macroscopique en coupe transversale.....                           | 48 |
| Photo 8 : Examen direct de l'angle irido-cornéen chez le chat.....   | 59 |
| Photo 9 : Image gonioscopique d'un angle irido-cornéen normal de chat.....   | 76 |
| Photo 10 : Repères anatomiques de l'angle irido-cornéen utilisés pour mesurer différents paramètres en histologie (1)..... | 81 |
| Photo 11 : Repères anatomiques de l'angle irido-cornéen utilisés pour mesurer différents paramètres en histologie (2)..... | 82 |
| Photo 12 : Exemple gonioscopique n°1.....  | 83 |
| Photo 13 : Exemple gonioscopique n°2.....  | 84 |
| Photo 14 : Exemple gonioscopique n°3.....  | 85 |
| Photo 15 : Exemple gonioscopique n°4.....  | 86 |
| Photo 16 : Exemple gonioscopique n°5.....  | 87 |
| Photo 17 : Exemple ultramicroscopique n°1.....   | 90 |
| Photo 18 : Exemple ultramicroscopique n°2.....   | 91 |
| Photo 19 : Exemple ultramicroscopique n°3.....   | 92 |
| Photo 20 : Exemple ultramicroscopique n°4.....   | 93 |
| Photo 21 : Fibre du LP dichotomisée chez un chat, vue en histologie.....   | 97 |
| Photo 22 : Fibre du LP présentant un faisceau de fibres musculaires lisses.....  | 98 |

## TABLEAUX :

|  |     |
|--|-----|
| Tableau 1 : Synonymie des différents termes désignant les régions de l'angle irido-cornéen chez le chat.....   | 51  |
| Tableau 2 : Anamnèse des chats énucléés analysés en microscopie électronique à balayage et en histologie.....  | 78  |
| Tableau 3 : Mesures de l'angle irido-cornéen (en $\mu\text{m}$ ) réalisées en microscopie électronique à balayage.....                               | 95  |
| Tableau 4 : Mesures de l'angle irido-cornéen (en $\mu\text{m}$ ) réalisées en histologie.....  | 96  |
| Tableau 5 : Résultats comparés des mesures de longueur du ligament pectiné chez 5 chats selon une analyse histologique Vs ultramicroscopique.....    | 99  |
| Tableau 6 : Résultats comparés des mesures de l'épaisseur du ligament pectiné chez 5 chats selon une analyse histologique Vs ultramicroscopique..... | 100 |

ANNEXES :

|  |     |
|--|-----|
| Annexe 1 : Résultats des analyses gonioscopiques.....  | 117 |
| Annexe 2 : Résultats des analyses histologiques.....   | 118 |
| Annexe 3 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : longueur des fibres du ligament pectiné (a).....                     | 118 |
| Annexe 4 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : épaisseur des fibres du ligament pectiné (b).....                    | 119 |
| Annexe 5 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : distance entre deux fibres du ligament pectiné consécutives (c)..... | 119 |
| Annexe 6 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : épaisseur des fibres du réseau trabéculaire (d).....                 | 120 |
| Annexe 7 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : largeur des espaces de Fontana(e).                                   | 120 |





## INTRODUCTION

L'angle irido-cornéen (*Angulus iridocornealis*) (AIC) est l'angle compris entre la racine de l'iris (*Iris*) et le limbe cornéo-scléral (*Limbus corneae*), s'étendant sur toute la circonférence du bulbe oculaire (*Bulbus oculi*). Son rôle est de drainer l'humeur aqueuse (*Humor aquosus*) produite plus tôt par les corps ciliaires (*Corpus ciliare*) via les trois mécanismes que sont l'ultrafiltration, la sécrétion active et le catabolisme moléculaire. Le maintien d'une pression intraoculaire constante résulte d'un équilibre entre la production d'humeur aqueuse et son évacuation par l'AIC. La pression intraoculaire est tout à fait essentielle au soutien de la structure du bulbe oculaire ainsi qu'au placage de la rétine (*Retina*) sur la choroïde (*Choroidea*) [37]. Chez le chien (*Lupus familiaris*), l'AIC a fait l'objet de nombreuses études, au sein de nombreuses races, il est très clairement décrit dans cette espèce [24]. À notre connaissance, aucune étude n'a décrit les variations morphologiques interindividuelles de l'AIC chez le chat (*Felis catus*) sain. L'observation de l'AIC n'est pas aisée chez le chat, elle nécessite de recourir à des techniques d'observation indirectes. La gonioscopie est la technique de référence utilisée en routine par le vétérinaire pour explorer l'AIC d'un chat vigile ou tranquilisé pharmacologiquement. Par l'interposition d'une lentille à la surface de la cornée de l'animal, la gonioscopie permet d'observer l'AIC qui peut être caractérisé par son degré d'ouverture, sa densité et l'aspect de son ligament pectiné. La biomicroscopie ultrasonore (U.B.M.) est une technique échographique très récente utilisant des ondes ultrasonores de très haute fréquence (20 à 50 MHz) et permettant une exploration détaillée de l'AIC sur l'animal vivant [32]. Son coût important fait qu'il est peu ou pas pratiqué en routine à l'heure actuelle. Nous ne développerons donc pas cette méthode d'observation de l'AIC dans notre étude. D'autres techniques d'observation de l'AIC, comme l'histologie ou la microscopie électronique à balayage, sont applicables à des échantillons tissulaires et ne peuvent être utilisables pour le diagnostic clinique. L'objectif de ce travail est de décrire les différences morphologiques de l'AIC qui peuvent être observées en gonioscopie chez le chat sain, en les comparant aux données histologiques et ultramicroscopiques.

Afin de clarifier le propos et d'homogénéiser les termes anatomiques relatifs à l'organe visuel, nous utiliserons tout au long de ce travail les termes de la nomenclature officielle publiée dans les *Nomina Anatomica Veterinaria* et les *Nomina Histologica*. Ainsi, les termes latins seront mentionnés en italique et entre parenthèses.

## **PARTIE A : Anatomie et histologie de la région de l'AIC chez le chat**

Né de la jonction cornéo-sclérale en avant et irido-ciliaire en arrière, l'AIC est une région comprenant différentes structures : le ligament pectiné (LP), le trabeculum, et par extension le plexus veineux de la sclère.

### A.I Cornée (*Cornea*) et limbe cornéen

La cornée est la portion transparente qui délimite antérieurement le bulbe oculaire. Elle est circulaire, avasculaire, transparente, ses faces sont lisses et brillantes. Elle réfracte la lumière avec un indice de 40 à 42 dioptries. Chez le chat adulte, elle est de grande dimension avec un diamètre horizontal moyen de 16,5mm. Son diamètre horizontal est plus grand que son diamètre vertical. Son rayon de courbure, mesurant entre 8 et 9 mm, lui confère une importante convexité et un angle d'ouverture de 140° en moyenne. Chez le chat, l'épaisseur de la cornée à son vertex (*Vertex corneae*) mesure entre 0,8 et 1 mm, et entre 0,4 et 0,6 mm à sa périphérie [37].

La structure de la cornée est faite de mésenchyme compris entre deux strates cellulaires. En effet, cet organe est constitué de plusieurs couches cellulaires : de l'extérieur vers l'intérieur se trouve l'épithélium antérieur (*Epithelium anterius corneae*) constitué lui-même d'environ 6 assises cellulaires en continuité avec l'épithélium de la conjonctive bulbaire. Sous l'épithélium, le stroma cornéen (*Substantia propria corneae*) représente 90% de l'épaisseur de la cornée, il est composé de fibres de collagène rigoureusement parallèles entre elles, synthétisées par les fibroblastes et enrobées de mucopolysaccharides. La surface postérieure de la cornée est formée d'une seule assise de cellules endothéliales (*Epithelium posterius corneae*) produisant une membrane basale épaisse (de 10 à 15 microns d'épaisseur) appelée membrane de Descemet [36]. Cette dernière située entre le stroma et l'endothélium cornéen est une couche hyaline, amorphe, qui s'épaissit avec l'âge par l'addition continue des composants de la membrane basale. Elle montre des caractères d'élasticité bien que ne contenant que des fibrilles de collagène.

Embryologiquement, la cornée dérive de l'ectoderme pour la couche épithéliale, et du mésenchyme pour les couches profondes.

Le limbe cornéen, qui correspond anatomiquement à la jonction cornéo-sclérale, est une zone de transition entre les structures cornéennes et sclérales de la tunique fibreuse du bulbe (*Tunica fibrosa bulbi*). Il est taillé en biseau, la cornée s'insérant dans la sclère à la façon d'un verre de montre. Il possède deux bandes pigmentées, une superficielle le long de la zone de jonction cornéo-sclérale, et une profonde, entre la lame limitante interne de la cornée (membrane de Descemet), et la substance propre de la cornée (stroma), dans la zone d'insertion du LP [7, 40]. Chez le chat, la couche pigmentée externe est pluristratifiée. Chaque bande pigmentée est variable en largeur et en distribution. À la naissance, l'endothélium cornéen et la membrane de Descemet recouvrent initialement l'apex de l'AIC, et ce jusqu'à la première semaine de vie. Au cours des jours suivants, l'endothélium cornéen et la membrane de Descemet subissent une dégénérescence périphérique locale contrôlée laissant seulement en place un opercule qui participe à délimiter extérieurement l'apex de l'AIC [35].

## A.II Iris

L'iris est la portion la plus antérieure de l'uvée (tunique vasculaire de l'œil), séparant les chambres antérieure (*Camera anterior bulbi*) et postérieure (*Camera posterior bulbi*) dans le segment antérieur (*Segmentum externum*). C'est un diaphragme percé par la pupille (*Pupilla*) dont l'ouverture peut augmenter ou diminuer, sous l'effet de la contraction des muscles dilatateur (*Musculi dilatator pupillae*) et sphincter iriens (*Musculi sphincter pupillae*). Il est plus épais à son bord ciliaire qu'à son bord pupillaire. Chez le chat, l'iris est relativement plat, et présente très peu de replis (*Plicae iridis*) à sa surface [7].

Il n'y a pas d'épithélium à la surface antérieure de l'iris (*Facies anterior iridis*) [15]. Cette dernière est irrégulière, elle est constituée d'une couche discontinue de fibroblastes et de mélanocytes [52].

La face postérieure de l'iris (*Facies posterior*) est recouverte par un épithélium formé de deux assises cellulaires pigmentées (*Epithelium pigmentosum*). La couche épithéliale pigmentée

postérieure de l'iris est le prolongement de la couche épithéliale non pigmentée des procès ciliaires qui progressivement se charge en pigments à partir de la base de l'iris [15].

Le stroma irien (*Stroma iridis*) est un tissu conjonctif contenant des fibres élastiques, des fibres musculaires lisses, des mélanocytes et des vaisseaux dont le grand cercle artériel de l'iris (*Circulus arteriosus iridis major*) cheminant dans la bordure ciliaire (*Margo ciliaris*) de l'iris. Le muscle sphincter irien est localisé dans la portion pupillaire du stroma alors que le muscle dilatateur se trouve sous la surface antérieure de l'iris. La grande circonférence de l'iris correspond à l'angle irido-cornéen (*Anguli iridocornealis*) et au muscle ciliaire (*Musculi ciliaris*). La petite circonférence forme la pupille, elle est ovale dorso-ventralement dans cette espèce. La couleur de l'iris dépend du nombre de mélanocytes présents dans le stroma [15].

Les muscles iriens et l'épithélium de l'iris ont pour origine embryonnaire le neuro-ectoderme, alors que son stroma provient du mésenchyme des crêtes neurales.

### A.III Corps ciliaire

Le corps ciliaire est localisé postérieurement et extérieurement à l'iris ainsi qu'antérieurement à la choroïde, sur toute la circonférence de l'oeil. Il est entouré par le vitré (*Corpus vitreum*), la sclère (*Sclera*), la base de l'iris et l'AIC. Antérieurement, dans la zone de la *pars plicata*, le corps ciliaire est lui-même formé de plusieurs dizaines de replis radiaires réguliers appelés procès ciliaires (*Processus ciliares*). Chaque procès ciliaire possède un stroma parcouru par des vaisseaux sanguins et recouvert par un épithélium constitué de deux assises cellulaires.

D'un point de vue histologique, le corps ciliaire peut être divisé en épithélium ciliaire, stroma du corps ciliaire et muscle ciliaire. Le stroma et le muscle ciliaire ont une origine mésodermique, l'épithélium lui dérive du neuro-ectoderme. L'épithélium du corps ciliaire est constitué d'une assise pigmentée externe et d'une assise non pigmentée interne. Ces deux couches épithéliales sont cuboïdales [36]. Le muscle ciliaire présente trois types de fibres musculaires lisses : des fibres méridiennes (*Fibrae meridionales*), des fibres circulaires (*Fibrae circulares*), et des fibres radiaires (*Fibrae radiales*).

- ◆ Les fibres méridiennes sont situées dans la partie externe du corps ciliaire, et par leurs contractions tendent la choroïde et tirent le corps ciliaire en avant .
- ◆ Les fibres radiaires sont séparées les unes des autres par un tissu conjonctif et s'attachent au système des fibres méridiennes. Elles prennent origine sur la sclère, se recourbent vers l'intérieur du corps ciliaire et s'irradient entre les fibres circulaires.
- ◆ Les fibres circulaires, moins nombreuses que les fibres méridiennes, sont plus profondément enchâssées dans le corps ciliaire et sont situées plus en avant que ces dernières [41].

Le corps ciliaire possède de nombreuses fonctions. Cela comprend la production de l'humeur aqueuse, la sécrétion de l'acide hyaluronique du corps vitré, le maintien en place du cristallin et l'accommodation.

Les deux couches de l'épithélium du corps ciliaire sont solidement attachées l'une à l'autre formant ainsi la barrière hémato-aqueuse, indispensable pour le maintien d'un milieu transparent dans le segment antérieur. L'humeur aqueuse est produite à travers cette barrière par des mécanismes d'ultrafiltration, de diffusion passive et active [36].

#### A.IV Angle irido-cornéen

L'AIC est un terme utilisé pour désigner toutes les structures associées à la base de l'iris, à la partie antérieure des fibres musculaires du muscle ciliaire, et à la région du limbe cornéen.

##### A.IV.1 Développement normal de l'AIC

L'AIC résulte du développement de la chambre antérieure. Nous allons décrire ce qui a été étudié à ce sujet chez le chien car actuellement, rien n'a été publié chez le chat. Le chat et le chien sont tous deux des espèces nidicoles, le développement de leur AIC se poursuit pendant

plusieurs jours après la naissance. De plus ces deux espèces présentent des durées de gestation relativement proches, il est donc facile d'imaginer que les délais d'apparition des constituants de l'œil sont très proches. Ainsi, nous nous permettons d'extrapoler le développement de l'angle irido-cornéen du chien à celui du chat.

L'ensemble des structures qui comblent l'AIC provient de deux feuillets d'origine mésodermique qui se mettent en place successivement.

#### A.IV.1.1 Formation de la chambre antérieure et de l'AIC

Avant la 7<sup>ème</sup> semaine, la région située antérieurement au cristallin (*Lens*) est constituée de cellules mésenchymateuses d'origine mésodermique. Ensuite, la courbure de la cornée s'accroît par rapport à celle de la sclère. Après environ 45 jours de gestation, une partie de ce mésenchyme dégénère ménageant ainsi un espace entre la cornée et l'iris qui deviendra la chambre antérieure du bulbe. Ce phénomène fait intervenir un mécanisme de raréfaction cellulaire suivi d'une réorganisation [2, 1, 16].

Des cellules mésenchymateuses issues des crêtes neurales se différencient en trois vagues, les deux premières formant par la suite la cornée (endothélium et stroma), la troisième aboutissant à la formation de l'iris. Dans l'angle formé par la cornée et l'iris, c'est-à-dire l'AIC, la régression du mésenchyme laisse en place le LP. L'ensemble de la chambre antérieure est tapissé d'une couche de cellules mésenchymateuses formant l'endothélium de la chambre antérieure. Cet endothélium recouvre donc la face postérieure de la cornée, la face antérieure de l'iris, mais également les structures prenant place dans l'angle irido-cornéen.

#### A.IV.1.2 Différenciation de l'AIC

À partir d'une quarantaine de jours de gestation, un feuillet unicellulaire se tend au sein de l'angle entre l'endothélium cornéen et celui de la face antérieure de l'iris. Une douzaine de jours plus tard, un fin filet de fibrilles apparaît, en avant et contre le feuillet précédent. Aux alentours de 60 jours de gestation, le feuillet unicellulaire primitif évolue par endroits et se

perce de trous séparés par des fibres de faible calibre. Le filet de fibrilles continue de progresser antérieurement.

Environ vingt-quatre heures après la naissance, ce filet couvre la plus grande partie de l'angle et s'attache de façon diffuse sur l'iris tandis que les points d'ancrage cornéens sont regroupés en amas. À ce stade du développement, des veines trabéculaires sont présentes dans la partie la plus externe de ce qui constituera le futur réseau trabéculaire cornéoscléral. Quelques cinq jours après la naissance, le filet de fibrilles se perfore à son tour et les trous nouvellement formés sont bordés par des « ligaments » qui assurent en quelque sorte le renforcement du filet. Vers quatorze jours après la naissance, tout le filet est ajouré et l'ensemble des ligaments, qui depuis se sont considérablement épaissis, forme le ligament pectiné de l'AIC.

Le feuillet primitif est très vraisemblablement à l'origine du réseau trabéculaire. Il semble que l'organisation de ce filet en ligament pectiné se fasse le long de lignes de tensions [21]. Les réseaux trabéculaires uvéal et cornéoscléral s'individualisent nettement une vingtaine de jours après la naissance, alors que ces deux structures étaient tout à fait confondues jusqu'à la première semaine. Après 20 jours, les espaces inter-trabéculaires s'élargissent très progressivement jusqu'à acquérir un développement définitif après quelques mois [39]. L'élargissement des espaces se fait par des phénomènes d'apoptose et de phagocytose par des macrophages [8]. Notons qu'au cours de la première semaine qui suit la naissance, l'iris est apposé à l'endothélium cornéen [38].

#### A.IV.2 Anatomie de l'AIC

Anatomiquement, l'AIC est bordé postérieurement par la base de l'iris et la partie antérieure des fibres musculaires du muscle ciliaire. Antérieurement, il est délimité par le LP. À ce dernier fait suite postérieurement le trabeculum uvéal bordé en périphérie par le trabeculum cornéoscléral. L'AIC s'étend sur 360° à la périphérie de la chambre antérieure au carrefour entre la tunique fibreuse et la partie antérieure de la tunique vasculaire du bulbe (*Tunica vasculosa bulbi*). Il n'a pas un aspect géométrique parfait et son sommet est émoussé par la présence du muscle ciliaire [27].

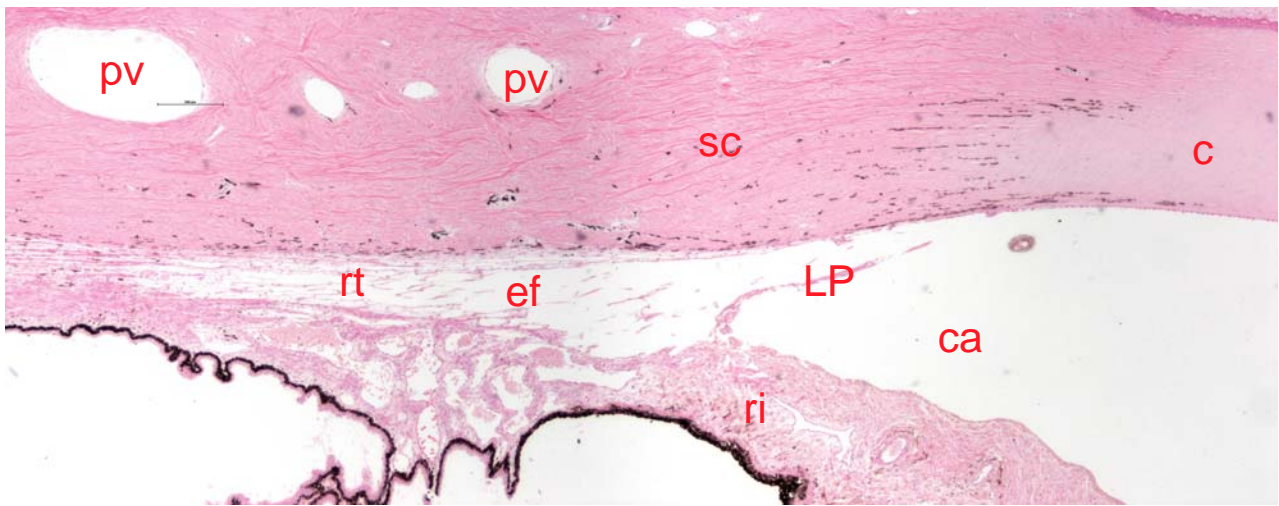


Sur le coté le plus externe de l'AIC, à proximité du limbe cornéo-scléral, se trouve une bande pigmentée, parfois deux chez le chat.

La bande de pigmentation profonde correspond au site d'insertion spécifique du LP sur la jonction cornéo-sclérale. Elle s'étend en avant et en arrière de l'insertion des fibres du LP. Son épaisseur est souvent constante sur tous les cadrans de l'angle irido-cornéen. Cette bande pigmentée profonde chemine entre la membrane de Descemet et l'endothélium cornéen sur une très faible distance.

À l'inverse, la bande de pigmentation superficielle est inconstante chez le chat. Elle correspond rigoureusement au limbe cornéo-scléral. Son étendue et son degré de pigmentation sont très variables d'un cadran à un autre au sein du même oeil. La bande superficielle apparaît plus claire que la bande pigmentaire profonde car elle contient d'une part moins de pigment, et que d'autre part, le tissu cornéen qui se trouve en dessous est totalement dépourvu de pigment. Il arrive même que la pigmentation de cette bande soit absente chez certains individus, le vaisseau épiscléral sous-jacent peut alors être vu par transparence. Les zones observées autour des bandes de pigmentation en gonioscopie correspondent à du tissu scléral non pigmenté et du tissu cornéen périphérique.

Chez le chat, l'AIC est large, puisque son ouverture mesure en moyenne 1,05 mm [3]. L'AIC a pour fonction de drainer l'humeur aqueuse produite par les procès ciliaires en chambre postérieure. Toute anomalie au sein de cet angle peut provoquer un déficit de drainage de l'humeur aqueuse, donc un déséquilibre de la pression intraoculaire et générer un glaucome.



**Photo 1 : Topographie de l'angle irido-cornéen du chat vue en histologie**

- Légende :
- c : cornée
  - ca : chambre antérieure
  - LP : ligament pectiné
  - ri : racine de l'iris
  - ef : espace de Fontana
  - sc : sclère
  - pv : plexus veineux de la sclère
  - rt : réseau trabéculaire

Coloration Hémalun Eosine x40

Photographie I. RAYMOND-LETRON

## A.V Fente ciliaire

Strictement, la fente ciliaire désigne le contenant de l'AIC. Elle correspond à la région située entre la sclère et les feuillets antérieurs du corps ciliaire (*Corpus ciliare*). Elle est délimitée antérieurement par le LP et postérieurement par le muscle ciliaire. Ce n'est pas un espace vide comme son nom pourrait le laisser penser. C'est une zone contenant de larges espaces remplis d'humeur aqueuse et parsemés de cellules trabéculaires et de mucopolysaccharides [37]. Parfois confondue avec l'angle irido-cornéen lui-même, elle ne représente en fait que la partie la plus large de ce dernier.

Chez le chat, la fente ciliaire est relativement profonde et se termine postérieurement entre les fibres musculaires lisses internes et externes qui forment la musculature antérieure du corps ciliaire. Chez les carnivores domestiques, la fente ciliaire a une forme triangulaire, parfois rectangulaire. À sa base, le plan le plus externe, se situant près de la sclère, prolonge le trabeculum cornéoscléral. Le plan le plus interne, se situant quant à lui près de la racine de l'iris, forme des connections conjonctives avec les fibres du trabeculum uvéal [35].

Dans la littérature, il existe plusieurs autres termes pour décrire la fente ciliaire, comme le canal ciliaire, le sinus ciliaire, ou encore le sinus cilio-scléral.



**Photo 2 : Illustration de la fente ciliaire vue en histologie**

La fente ciliaire est délimitée en rouge.

Coloration Hémalum Eosine x40

Photographie I. RAYMOND-LETRON

## A.VI Ligament pectiné de l'AIC (*Lig. pectinatum anguli iridocornealis*)

D'après la *Nomina Anatomica Veterinaria* [17], le terme de « ligament pectiné » est un synonyme du trabeculum. Certains auteurs utilisent ainsi le terme de « ligament pectiné » pour désigner l'ensemble du réseau trabéculaire ou trabeculum. Toutefois, dans les ouvrages et articles d'ophtalmologie vétérinaire, le terme de « ligament pectiné » désigne uniquement les fibres les plus antérieures du réseau existant au sein de l'AIC. Nous ferons donc nous aussi ici cette distinction. D'autant plus que si le LP est très souvent pigmenté, le trabeculum ne l'est en revanche jamais.

### A.VI.1 Organisation générale du ligament pectiné

Le ligament pectiné (LP) occupe la portion antérieure de la fente ciliaire. Il est constitué de fibres attachant la racine antérieure de l'iris à la jonction cornéo-sclérale. Il a été montré, après observation au microscope électronique, que l'insertion cornéenne se faisait dans le stroma cornéen, sous l'endothélium [40]. Les fibres parcourent obliquement et vers l'avant la partie antérieure de la fente ciliaire, et délimitent de cette façon la partie antérieure du trabeculum. L'ensemble de ces fibres prend une disposition radiaire en s'attachant au limbe cornéen (*Limbus corneae*). De plus, les fibres s'attachent perpendiculairement au plan de la racine de l'iris chez le chat [20]. Les fibres présentent sur leurs longueurs des variations de diamètre qui peuvent être importantes, souvent liées à la protubérance de noyaux des cellules mésothéliales constituant le ligament [37].

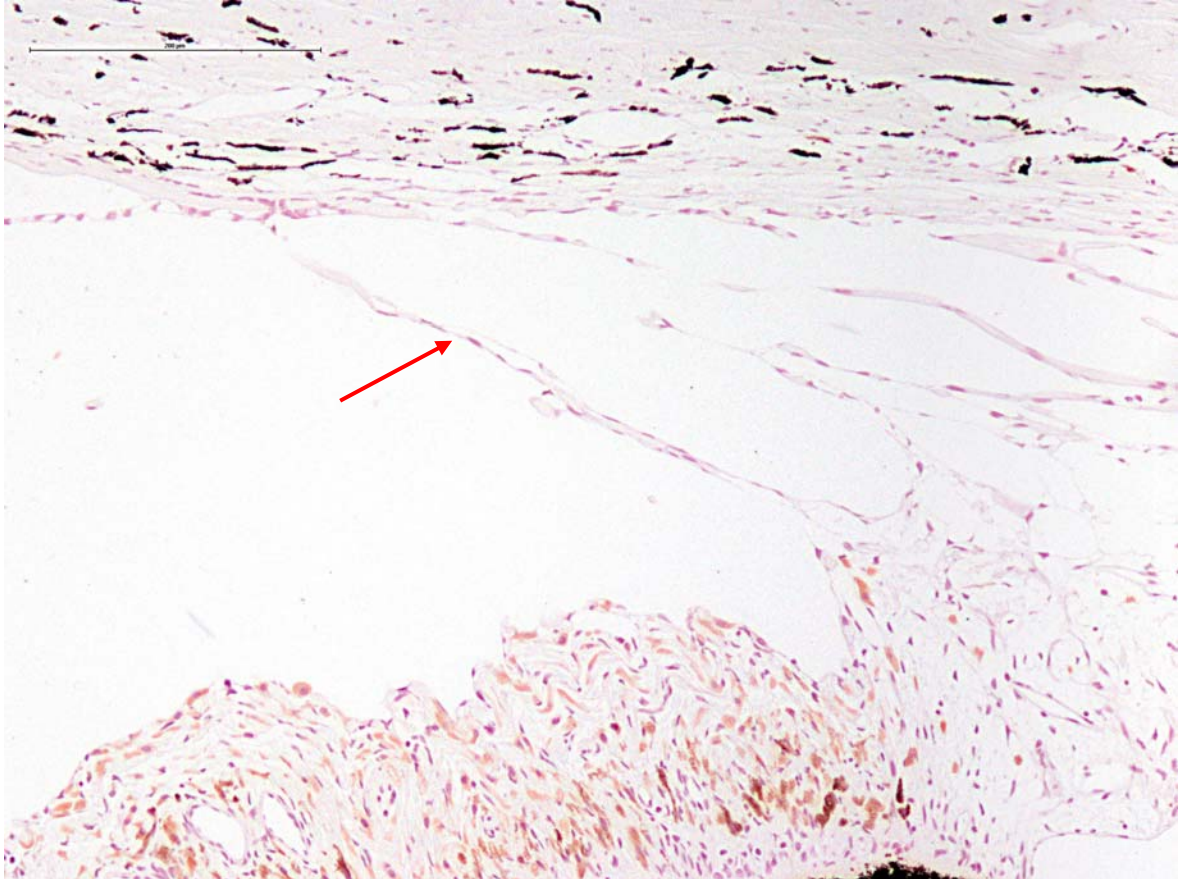
Les fibres du LP du chat sont moins nombreuses, plus longues, plus fines, et plus souvent interconnectées que celles rencontrées chez le chien [44, 40]. Même si leur structure reste constante, de nombreuses variations interindividuelles et intra individuelles sont observées chez le chat, notamment en terme de calibre, d'orientation et de répartition comme nous l'étudierons plus loin.

Le LP comprend deux rangées de fibres : une principale et une accessoire [23]. La rangée principale, tournée vers la chambre antérieure, va de la portion périphérique de l'iris à la terminaison de la lame limitante postérieure de la cornée (membrane de Descemet). La rangée

accessoire, tournée vers le trabeculum, derrière la précédente, s'attache à distance sur la racine de l'iris et rejoint la rangée principale avec laquelle ses insertions cornéennes sont confondues. Les fibres de la rangée accessoire sont plus grêles et beaucoup moins pigmentées que les précédentes.

Le LP a pour rôle de rigidifier l'AIC et de maintenir sa structure stable. Indirectement, le LP semble avoir un rôle dans la résistance au drainage de l'humeur aqueuse au sein de l'AIC. Il a été démontré qu'en sectionnant plusieurs fibres du LP, il se produisait une ouverture de la fente ciliaire, et le débit de filtration de l'humeur aqueuse par l'AIC se voyait augmenté [26].

Le LP est décrit dans la littérature sous le terme de procès irien, ligament suspenseur de l'iris, pilier de l'iris ou encore fibre pectinée [35].



**Photo 3 : Ligament pectiné de chat vu en histologie**

La flèche rouge pointe le LP.

Coloration Hémalum Eosine x100

Photographie I. RAYMOND-LETRON

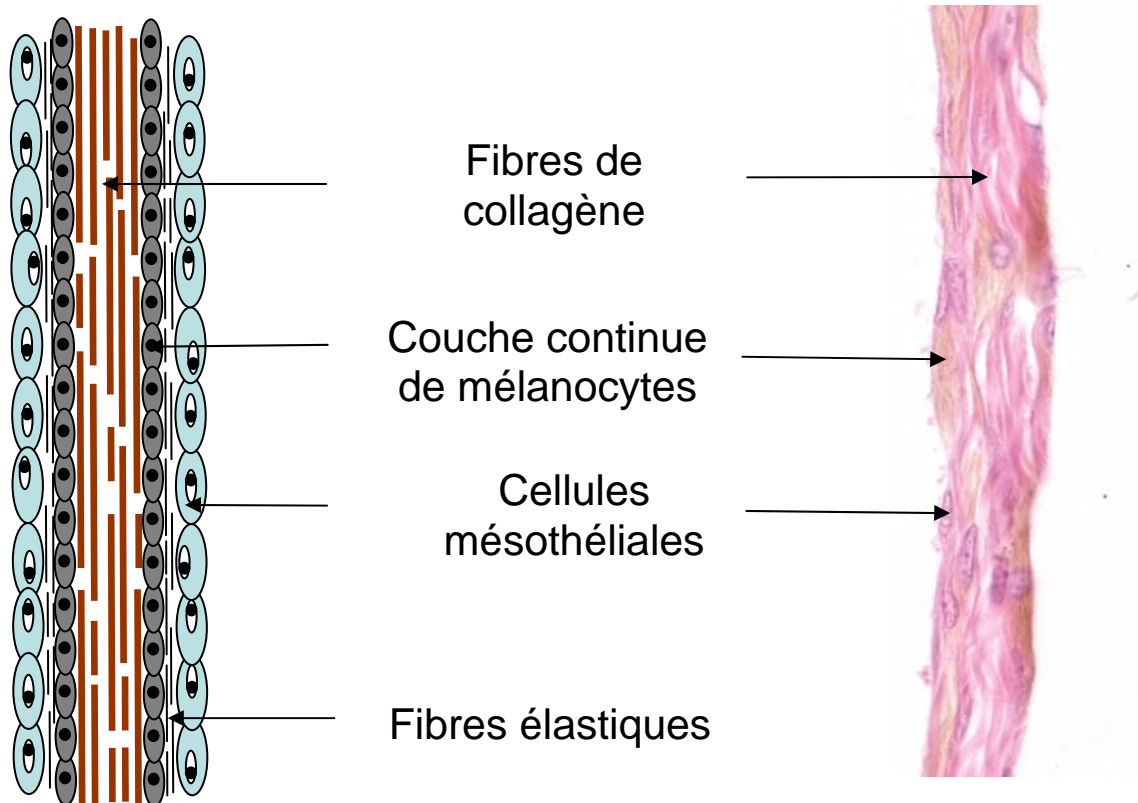
## A.VI.2 Ultrastructure du ligament pectiné

Examiné en microscopie à balayage, le LP apparaît composé de longues fibres fines, rarement bifurquées, tendues de la base de l'iris au limbe cornéen. Leurs attaches cornéennes sont de forme cylindrique tandis que leurs ancrages sur l'iris s'étalent en triangle. Les fibres de la rangée principale sont composées de tissu irien sur une importante partie de leur longueur. Ces fibres présentent des protubérances nucléaires qui leur confèrent un aspect de tresse. Ceci s'explique par le fait que chaque cellule possède un péricaryon proéminent et un cytoplasme étroit.

Chaque fibre est recouverte par une rangée unique de cellules mésothéliales (Pour certains auteurs, ces cellules seraient des cellules endothéliales de la chambre antérieure. Nous choisirons de les qualifier de « cellules mésothéliales » par la suite.). Cette couche cellulaire présente une structure identique à la couche cellulaire de la face antérieure de l'iris. Ces cellules reposent sur une fine couche de fibres élastiques qui sont en continuité avec les fibres de collagène constituant le cœur du ligament. Une couche continue de mélanocytes s'étale dans la zone de transition entre les fibres élastiques et de collagène. L'insertion sur la lame limitante interne de la cornée se fait par des amas de cellules mésothéliales, séparées par de fines couches de fibres de collagène et cette zone de fusion est marquée par la présence de nombreux mélanocytes. La portion cornéenne des fibres primaires présente une ultrastructure variable puisque certaines fibres dérivent de tissu cornéen, alors que d'autres proviennent de tissu irien.

Les fibres de la rangée accessoire sont plus fines que celles de la première rangée et ne sont pas toujours visibles.





**Figure 1 : Ultrastructure d'une fibre du ligament pectiné vue en histologie chez le chat**

Modifié d'après [40]

Coloration Hémalun Eosine x400

Photographie I. RAYMOND-LETRON

## A.VII Trabeculum

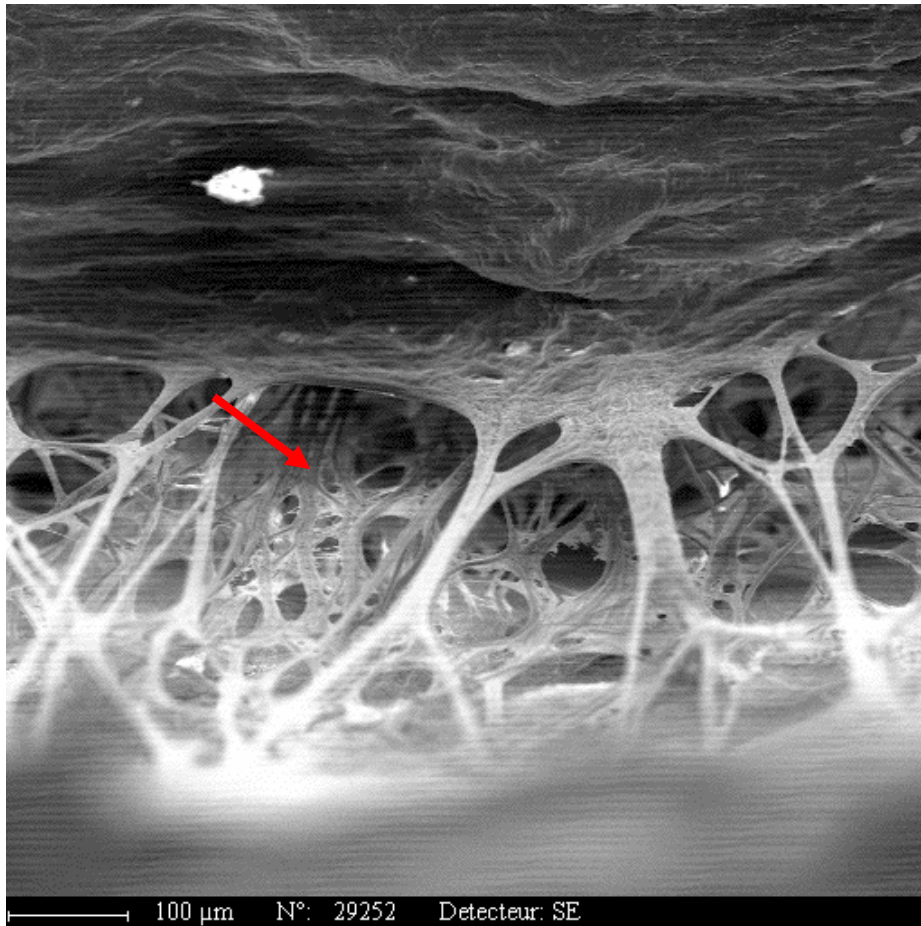
Situé derrière le LP, le trabeculum est un dense réseau de fibrilles de collagènes recouvertes par des cellules mésothéliales [9]. Ce tissu prenant un aspect d'éponge est parfois appelé « tissu spongieux » [35]. Il comprend une portion uvéale et une portion cornéo-sclérale.

- ◆ Partie uvéale du trabeculum : c'est une trame percée de nombreux trous, larges et à orientation radiaire, appelés aussi espaces de Fontana [49]. Cette trame est tendue de la base du corps ciliaire à la région du limbe cornéen où ses insertions se ramifient avec celles du ligament pectiné. Histologiquement, sa structure est semblable à celle du LP. Toutefois, le trabeculum n'est jamais pigmenté et le calibre de ses fibres est nettement inférieur à celui du LP.
  
- ◆ Partie cornéo-sclérale du trabeculum : c'est une mince lame appliquée contre la face interne du limbe cornéen, et perforée de multiples trous microscopiques. Cette trame appelée également ligament cribiforme, est la dernière barrière entre la chambre antérieure et les veines collectrices. Elle est probablement la région principale responsable de la résistance à l'évacuation de l'humeur aqueuse. Le calibre des pores dans cette partie cornéo-sclérale du trabeculum est plus important chez le chat que chez le chien. Histologiquement, la charpente du trabeculum est formée par des fibrilles de collagène associées à de l'élastine modifiée [37]. Comme le LP, elle est recouverte par des cellules mésothéliales. En microscopie électronique, cette portion cornéo-sclérale du réseau trabéculaire présente deux zones d'aspects différents [25] :
  - En regard des veines trabéculaires, de nombreuses couches cellulaires, de type fibroblastique, émettent des expansions s'attachant à celles des cellules voisines, et laissant des espaces intercellulaires quasi vides ne présentant que quelques bouquets de fines fibrilles.
  
  - Dans les zones dépourvues de veines trabéculaires, la structure est identique, mais ici, des fibres de collagènes et des fibres élastiques viennent combler les espaces intercellulaires. Cette matrice extracellulaire constituée de mucopolysaccharides comble en partie les espaces compris entre les fibres du réseau trabéculaire mais

ménage toutefois de petits espaces [14]. Les mucopolysaccharides font partie intégrante du trabeculum.

Le terme de mucopolysaccharides désigne des macromolécules constituées par la polymérisation d'un diholoside de base, formé par un acide uronique et une osamine. Le caractère polyanionique de cette molécule explique son affinité pour l'eau [29].

Les mucopolysaccharides semblent jouer un rôle physiologique important dans l'évacuation de l'humeur aqueuse, incluant le maintien de l'intégrité structurale, la facilité d'interactions des différentes cellules trabéculaires, la séquestration de facteurs de croissance et la modulation du flux d'humeur aqueuse sortant [19]. En effet, les mucopolysaccharides semblent pouvoir réguler l'évacuation de l'humeur aqueuse et donc la pression intraoculaire en fonction de leur niveau de polymérisation, laquelle conditionne leur capacité de rétention d'eau et de turgescence, ou bien leur rétraction [13]. Elles ont le pouvoir d'entretenir un faible flux unidirectionnel d'humeur aqueuse et de maintenir un gradient de pression hydrostatique entre le trabeculum et le plexus aqueux [47].



**Photo 4 : Aperçu de la partie uvéale du trabeculum chez un chat, vue en microscopie électronique à balayage**

Le trabeculum est visible au second plan (flèche rouge).

Photographie UGITECH

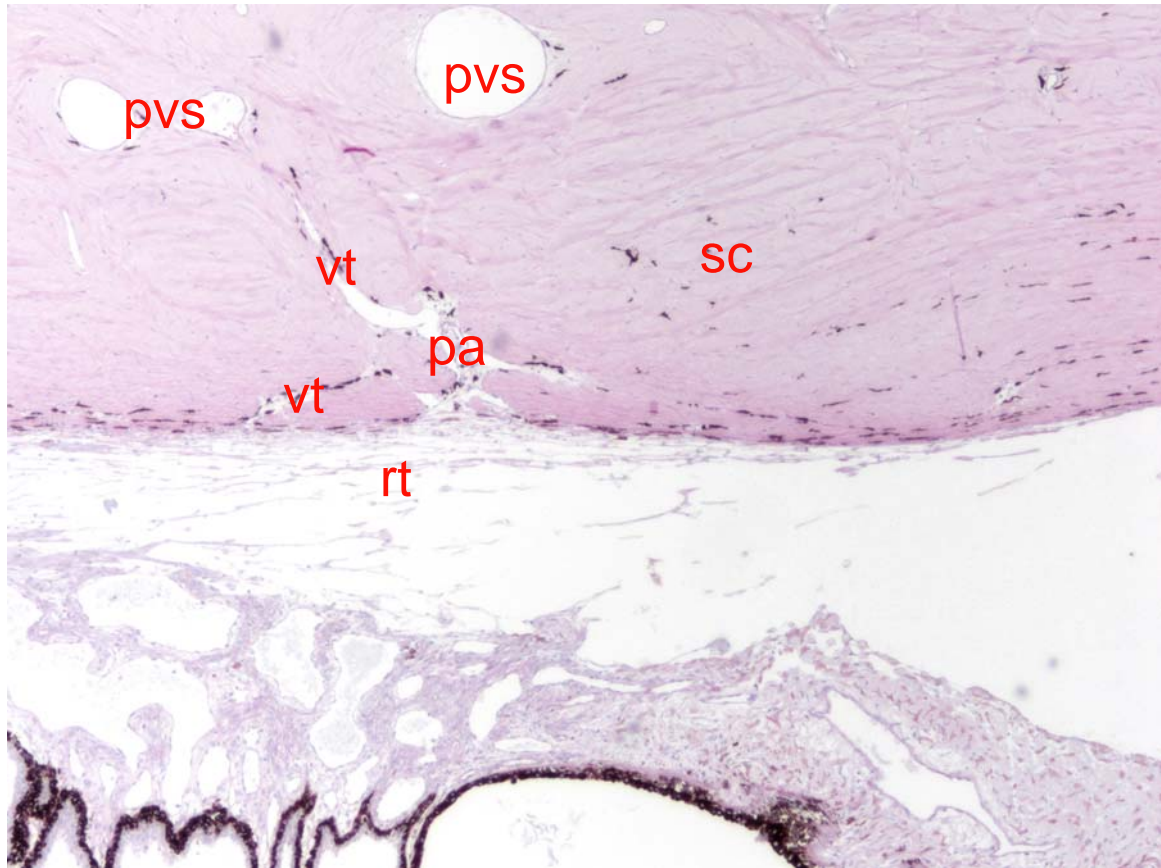
#### A.VIII Plexus veineux de la sclère (*Plexus venosus sclerae*)

Le plexus veineux de la sclère est mature à partir de la quatrième semaine environ, après la naissance [40]. Il est particulièrement fourni chez le chat. C'est un système de deux à quatre vaisseaux parallèles, reliés par de nombreuses anastomoses, logés dans l'épaisseur de la sclère (*Substantia propria sclera*) entre le plexus aqueux et les lamelles les plus externes de la sclère. Sa partie antérieure est juste derrière le limbe cornéen. Latéralement et médialement au bulbe de l'œil, le plexus ne comprend que deux vaisseaux situés à 1,5 mm du limbe cornéen, tandis que dorsalement et ventralement, il en possède quatre placés entre 4 et 5 mm du limbe. Les vaisseaux constituant le plexus sont aplatis et allongés, leur grand axe est orienté parallèlement au limbe.

Le plexus veineux de la sclère reçoit deux types d'affluents. Les premiers, superficiels, sont les boucles veineuses épisclérales, prolongements des veines ciliaires antérieures et des veines conjonctivales antérieures et postérieures, qui lui ramènent le sang de la région du limbe et de la conjonctive bulbaire. Les seconds, plus profonds, sont les veines trabéculaires qui collectent l'humeur aqueuse à travers la partie cornéo-sclérale du réseau trabéculaire. Elles font relais au sein du plexus aqueux, et se jettent principalement dans les deux vaisseaux les plus antérieurs du plexus veineux [22, 48].

Le plexus aqueux est un système de vaisseaux situé entre la partie externe du réseau trabéculaire cornéo-scléral et la face interne des lamelles sclérales. En coupe longitudinale, ce plexus est constitué d'une série de vaisseaux aplatis et allongés à disposition radiaire. Les vaisseaux sont reliés entre eux par un réseau d'anastomoses complexes. Le plexus aqueux est connecté d'une part au trabeculum cornéo-scléral, et d'autre part au plexus veineux de la sclère, par des vaisseaux de petit calibre, appelés veines trabéculaires.

Le plexus veineux de la sclère déverse son contenu mixte, c'est-à-dire un mélange de sang et d'humeur aqueuse, dans la circulation sanguine générale par un minimum de quatre grosses veines qui quittent le plus gros de ses vaisseaux vers l'arrière, et se dirigent vers les veines vorticineuses [48].

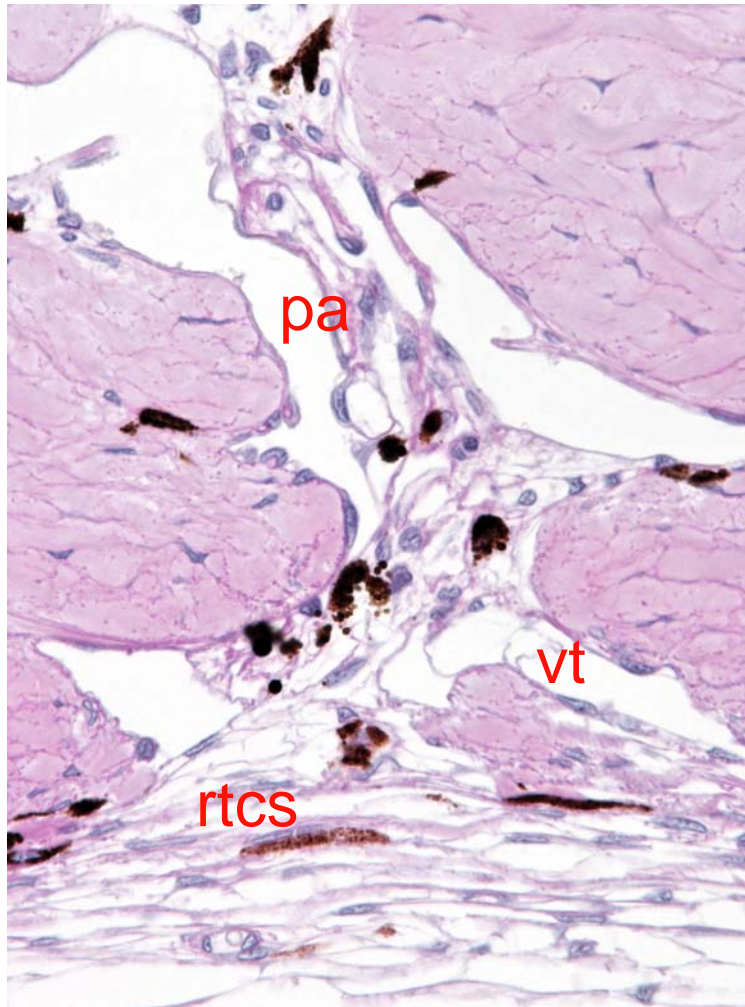


**Photo 5 : Système drainant de l'humeur aqueuse chez le chat, vu en histologie**

Légende : pa : plexus aqueux  
pvs : plexus veineux de la sclère  
rt : réseau trabéculaire  
sc : sclère  
vt : veine trabéculaire

Coloration Hémalun Eosine x100

Photographie I. RAYMOND-LETRON

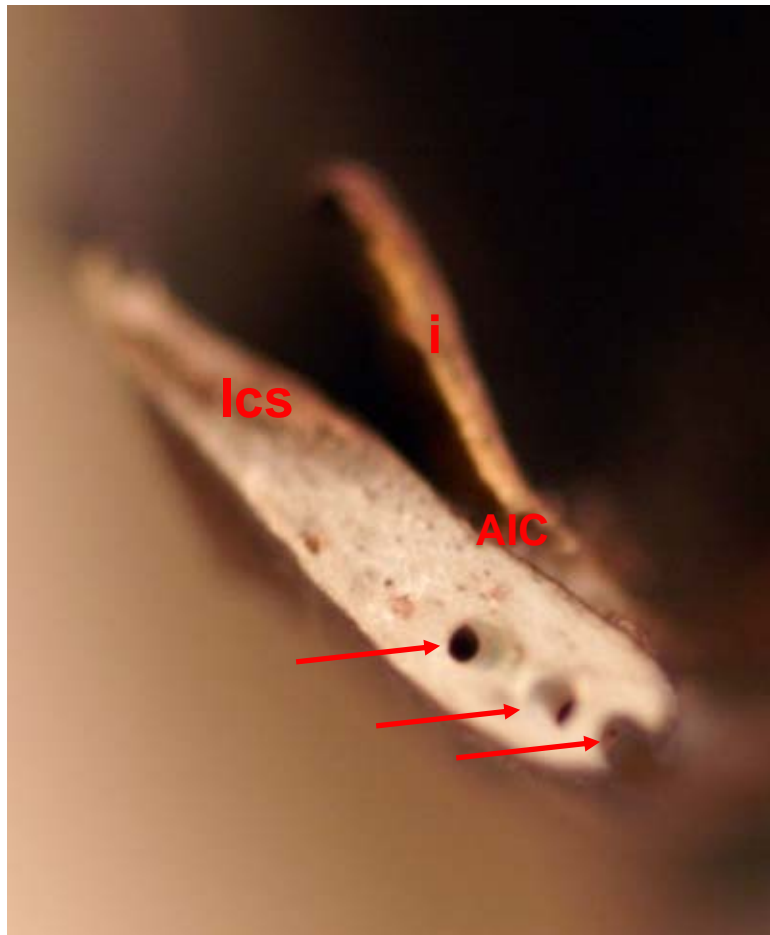


**Photo 6 : Plexus aqueux du chat vu en histologie**

Légende : pa : plexus aqueux  
rtcs : réseau trabéculaire cornéo-scléral  
vt : veine trabéculaire

Coloration Hémalun Eosine x400

Photographie I. RAYMOND-LETRON



**Photo 7 : Plexus veineux de la sclère chez un chat, vue macroscopique en coupe transversale**

Légende : flèches : plexus veineux de la sclère  
AIC : angle irido-cornéen  
lcs : limbe cornééo-scléral  
i : iris

Photographie T. DULAURENT



## A.IX Vascularisation de l'angle irido-cornéen

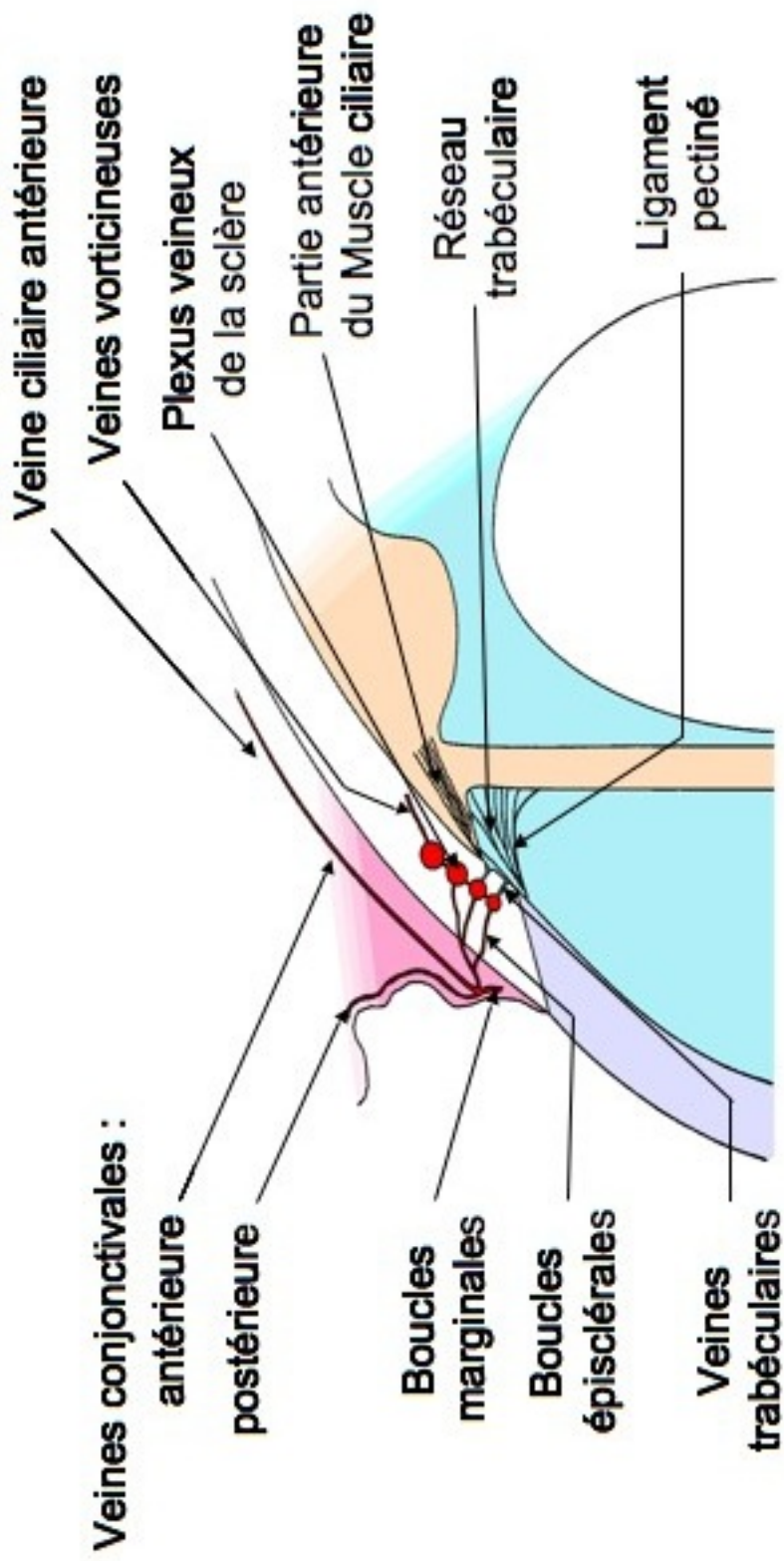
L'AIC ne possède pas de vascularisation propre dans la mesure où il représente un carrefour sur lequel converge de nombreuses autres structures.

### A.IX.1 Artères

Les artères irriguant l'AIC proviennent des structures périphériques. Dans la région postérieure, l'apport sanguin est assuré par les artères ciliaires antérieures issues des rameaux musculaires des muscles droits qui cheminent en région limbique, ainsi que par les artères épisclérales et les artères ciliaires postérieures longues qui quant à elles convergent vers le grand cercle artériel de l'iris. Dans la région la plus antérieure, l'apport sanguin est assuré par les artères conjonctivales qui proviennent également des rameaux musculaires.

### A.IX.2 Veines

Les veines sont satellites des artères. Le système de drainage de l'humeur aqueuse entre en communication avec le drainage veineux de la région. Les veines trabéculaires convergent vers le plexus veineux de la sclère. De ce dernier partent ensuite les veines épisclérales se prolongeant en veines conjonctivales antérieures et postérieures. Les veines conjonctivales antérieures donnent naissance aux veines ciliaires antérieures. À partir des veines épisclérales issues du vaisseau le plus postérieur du plexus veineux de la sclère, le retour veineux est effectué en direction caudale du bulbe de l'œil par des veines vorticineuses encore appelées veines vortiqueuses [42].



**Figure 2 : Vascularisation de l'angle irido-cornéen chez le chat**

D'après [42]

## A.X Terminologie

Dans la littérature, il existe de nombreux termes désignant une même structure anatomique au sein de l'angle irido-cornéen. Avant toute chose, dans le but clarifier le propos, le tableau 1 récapitule l'ensemble des termes qu'il est possible de rencontrer pour chaque structure de l'AIC. Les termes utilisés dans le développement sont mentionnés en gras, ceux qui sont issus des Nomina Anatomica, donc en latin, sont mentionnés en italique. Enfin, les autres termes rencontrés dans la littérature sont en caractères normaux.

|   |   |
|---|---|
| <p style="text-align: center;"><b>Ligament pectiné</b><br/> <i>Pectinatum anguli iridocornealis</i><br/>           Fibres pectinées<br/>           Ligament suspenseur de l'iris<br/>           Procès iriens<br/>           Piliers iriens</p>                 | <p style="text-align: center;"><b>Réseau trabéculaire uvéal</b><br/>           Réseau trabéculaire spongieux<br/>           Réseau uvéal<br/>           Réseau réticulé<br/>           Espace de Fontana<br/>           Tissu spongieux</p>   |
| <p style="text-align: center;"><b>Fente ciliaire</b><br/>           Sinus ciliaire<br/>           Sinus cilioscléral<br/>           Canal Ciliaire</p>  | <p style="text-align: center;"><b>Réseau trabéculaire cornéoscléral</b><br/>           Réseau trabéculaire<br/>           Trabeculum<br/>           Réseau scléral<br/>           Réseau cornéoscléral<br/>           Réseau de l'angle<br/>           Ligament cribiforme<br/>           Tissu juxta canaliculaire<br/>           Réseau uvéoscléral</p> |
| <p style="text-align: center;"><b>Plexus veineux de la sclère</b><br/> <i>Plexus venosus sclerae</i><br/>           Plexus trabéculaire<br/>           Canal trabéculaire<br/>           Plexus veineux ciliaire<br/>           Plexus veineux sous-scléral</p> |   |

**Tableau 1 : Synonymie des différents termes désignant les régions de l'angle irido-cornéen chez le chat**

D'après [35]



## **PARTIE B : Moyens d'observation de l'AIC chez le chat**

L'exploration de l'AIC du chat est une grande nécessité pour le vétérinaire, pour des raisons cliniques, mais également pour élucider la physiopathologie du glaucome chez cet animal.

### B.I Exploration de l'AIC en gonioscopie

#### B.I.1 Définition de la gonioscopie

Ethymologiquement, le mot gonioscopie provient du grec « gonia » qui signifie angle, de « skopein », signifiant examiner. La gonioscopie est l'examen direct ou indirect (à travers des miroirs) de l'angle irido-cornéen et des structures qui le composent. Très classiquement, cet examen est réalisé au moyen d'une lentille plus ou moins complexe, placée directement sur la cornée.

#### B.I.2 Historique de la gonioscopie

Historiquement, en 1907, Trantas décrit la première méthode d'observation de l'angle irido-cornéen sur œil vivant à l'aide d'un ophtalmoscope. Peu satisfait de cette méthode, Salzmann utilise en 1914 une lentille posée à même la cornée et irriguée d'une solution saline. En 1919 Koepe fait évoluer cette lentille de contact afin de pouvoir utiliser une lampe à fente lors de l'observation de l'AIC [12]. De nombreuses autres lentilles voient le jour par la suite, dont notamment celle de Barkan en 1936, toujours dans le but d'améliorer le confort de l'observateur, la qualité et le grossissement de l'image de l'AIC sur l'œil de l'animal vivant [18]. En 1936, Troncosco et Castroviejo publient l'anatomie gonioscopique comparative chez le lapin, le chat, le porc et certains primates. Calkins réalise en 1960 une étude phylogénétique de l'anatomie de l'AIC dans différentes espèces. Margane et Lovekin contribuent quant à eux à développer cette technique. En 1963, Lescure décrit l'AIC du chien à partir de photographies obtenues à travers une lentille de Goldman. Gelatt publie en 1969 des photographies de l'AIC normal du chien en utilisant une lentille de Koepe associée à une caméra de rétinographie KOWA [18].

### B.I.3 Principe de la gonioscopie

Compte tenu du débordement de la sclère en avant de la région de l'AIC chez le chat, la gonioscopie n'est possible qu'à l'aide de verres de contact qui neutralisent la courbure cornéenne. En effet, dans un œil normal, les rayons lumineux provenant de l'angle irido-cornéen pénètrent la cornée et subissent une réflexion interne totale comme dans un prisme. Cette réflexion est due à la différence d'indice de réfraction entre la cornée (1,376) et l'air (1,000) associée à un angle d'incidence élevé de ces rayons avec la perpendiculaire à la surface réfléchissante cornéenne. Toutefois, chez le chat, en raison de la grande profondeur de sa chambre antérieure associée à un rayon de courbure cornéen important, il est parfois possible d'entrevoir l'AIC à l'œil nu [4], mais ceci de façon très délicate et approximative. Pour cela il est impératif de se placer dans des conditions d'observation très précises : l'œil de l'observateur regarde l'AIC du chat en ne dépassant pas un angle d'observation limite de  $49^\circ$  au-delà duquel les rayons lumineux subissent une réflexion totale. Dans ces conditions, l'image de l'angle apparaît très déformée. Pour examiner l'AIC dans de bonnes conditions, il est donc nécessaire de recourir à une interface : la lentille. En remplaçant l'air qui entoure la cornée par une lentille optique d'indice de réfraction approximativement identique à celui de la cornée, on évite la réflexion interne totale due à la traversée du dioptré air/cornée. Les rayons lumineux sortant de cette lentille sont directement observables et la lentille peut même parfois agrandir l'image.

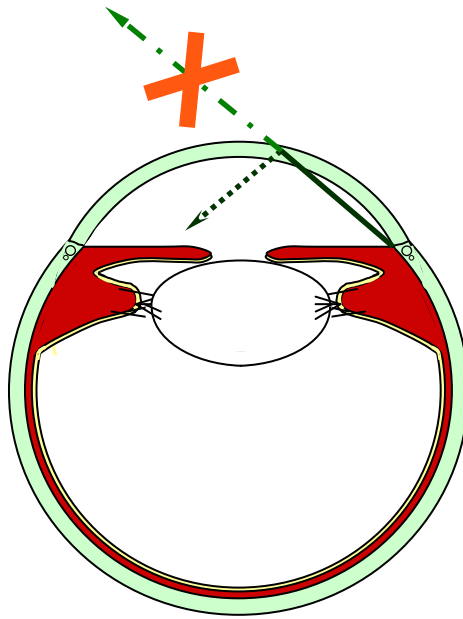
Les différentes lentilles commercialisées pour réaliser de la gonioscopie peuvent être classées dans deux catégories : les lentilles directes, et les « lentilles » dites indirectes qui sont en réalité des miroirs. Les lentilles directes permettent à l'observateur de regarder l'AIC à travers la chambre antérieure, en se plaçant à son opposé. L'image perçue en gonioscopie directe est une image réelle et agrandie, mais il est parfois difficile avec de telles lentilles de pouvoir observer l'angle sur  $360^\circ$ . Les lentilles indirectes utilisent quant à elles des miroirs ou des prismes qui permettent à l'AIC d'être observé en se plaçant tout à fait en face de l'œil du patient. Toute la circonférence de l'AIC peut facilement être inspectée en déplaçant simplement son regard d'un miroir à un autre [28]. Ces lentilles indirectes sont par contre plus difficiles à manipuler.

Mais en réalité, il existe deux types de lentilles adaptées à la gonioscopie chez le chat. Les premières sont des lentilles de type BARKAN pour lesquelles l'angle est directement examiné à travers la lentille. Les secondes sont des lentilles de type GOLDMANN pour lesquelles l'image de l'angle est examinée indirectement après réflexion dans un miroir à gonioscopie dont l'incidence peut varier [18].

La lentille de BARKAN présente la particularité d'être munie d'une tubulure terminée par un cathéter. À l'aide d'une seringue, il est possible de remplir ce cathéter d'un soluté salé isotonique qui irrigue la face concave de la lentille, destinée à venir au contact de la cornée. Après injection de soluté dans la tubulure et formation d'un ménisque sur la lentille, la face concave de cette dernière est appliquée sur la cornée tandis que l'examineur continue de pousser le soluté dans la tubulure. Il convient de veiller à engager la lentille sous la membrane nictitante et d'éviter la formation de bulles d'air entre la cornée et la lentille. Une fois la seringue déconnectée et l'extrémité de la tubulure laissée pendante, un effet ventouse solidarise la lentille à la cornée. En effet, la pression hydrostatique négative provoque un effet d'aspiration au contact de la cornée, à laquelle la lentille reste adhérente. L'examen de l'AIC peut alors être effectué directement à travers la lentille.

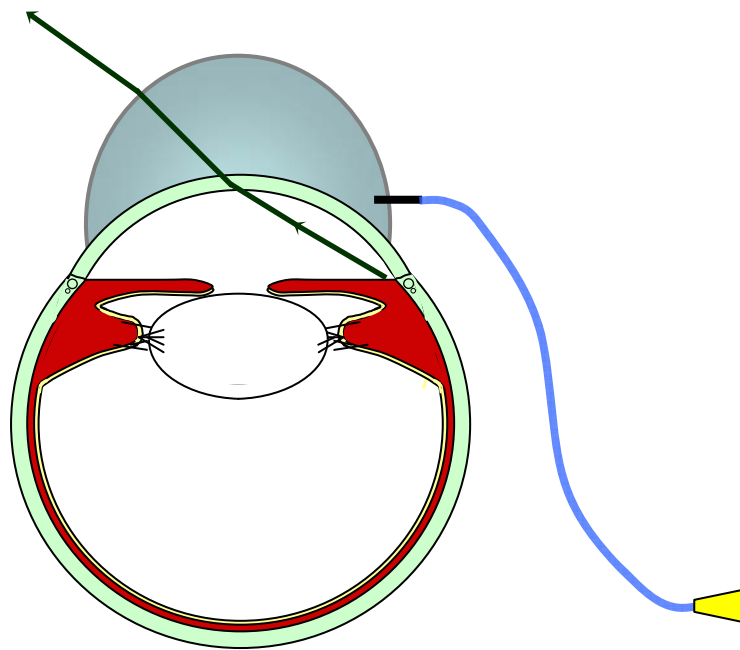
La lentille de Koeppe peut également être utilisée chez le chat [45]. C'est une lentille proche de la lentille de BARKAN mais dépourvue de tubulure d'irrigation, ce qui la rend plus difficile à installer.

La lentille de GOLDMANN est plus complexe. Excepté pour certains modèles de verres de GOLDMANN appelés « no fluid », il est nécessaire d'interposer un gel entre le verre et la cornée (méthylcellulose, acide hyaluronique, etc..). Le verre est ensuite posé sur la cornée et permet l'examen. Le verre de GOLDMANN possède un ou plusieurs miroirs à gonioscopie et un nombre variable de miroirs à ophtalmoscopie (entre 0 et 3). Des verres de GOLDMANN de pédiatrie humaine avec une surface d'application de 8 mm peuvent être employés pour le chat.

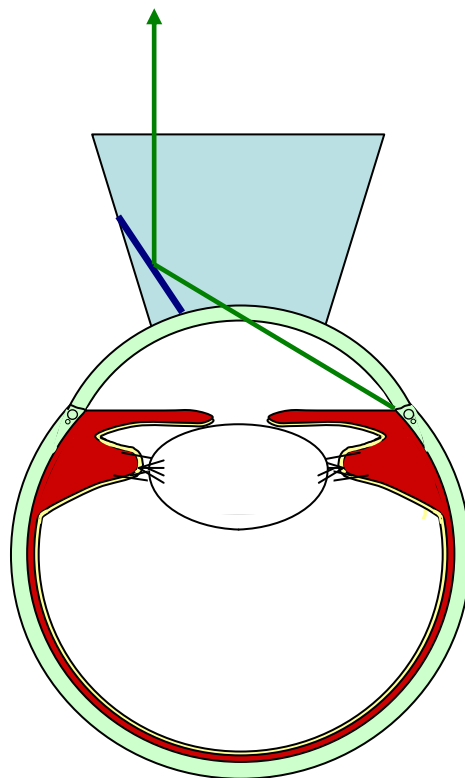


**Figure 3 : Principe de la réflexion totale lors d'observation directe de l'angle irido-cornéen**





**Figure 4 : Principe de la lentille de BARKAN**



**Figure 5 : Principe du verre de GOLDMANN**



**Photo 8 : Examen direct de l'angle irido-cornéen chez le chat**

Vue du cardan nasal de l'AIC de l'œil gauche, éclairage au transilluminateur de Finoff.

Photographie B. MASSON

## B.II Exploration de l'AIC en microscopie électronique à balayage

### B.II.1 Définition de la microscopie électronique à balayage

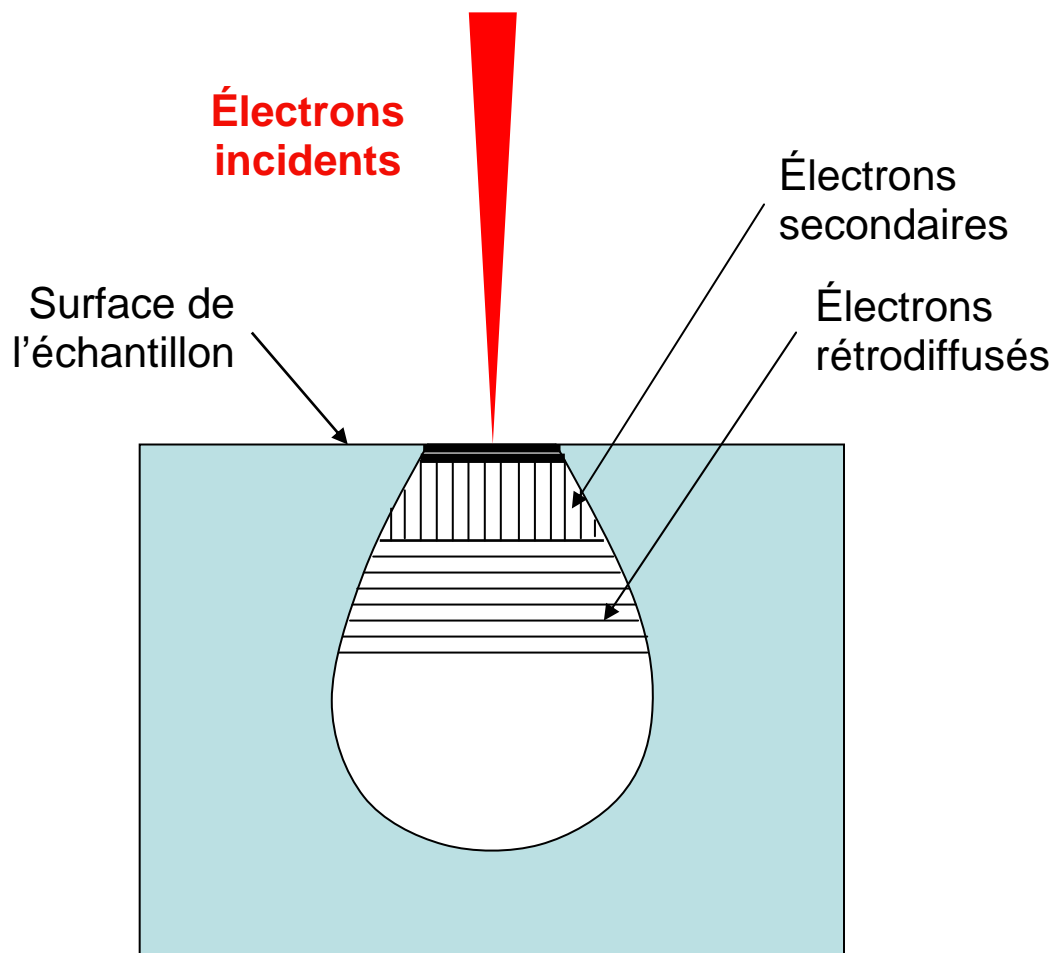
La microscopie électronique à balayage (MEB ou SEM pour Scanning Electron Microscopy en anglais) est une technique de microscopie électronique basée sur le principe des interactions entre les électrons et la matière, capables de produire des images en haute résolution de la surface d'un échantillon. La résolution d'un MEB de série récent, équipé d'un détecteur d'électrons secondaires, est comprise entre 1 et 20 nanomètres.

### B.II.2 Principe de base du fonctionnement du MEB

Le pouvoir de résolution (capacité à distinguer des détails fins) de l'œil humain et du microscope optique est limité par la longueur d'onde de la lumière visible (photons). Pour observer des détails plus fins, il faut diminuer la longueur d'onde qui sert à éclairer les objets à observer. Ainsi, le MEB n'utilise pas les photons mais des électrons, dont les longueurs d'ondes associées sont beaucoup plus faibles.

Un très fin faisceau monocinétique d'électrons balaie la surface d'un échantillon où se produisent des interactions conduisant à l'émission de plusieurs types de particules. Ces dernières sont analysées par différents détecteurs qui permettent de reconstruire une image de la surface en trois dimensions. Le grossissement obtenu est le rapport des dimensions balayées sur l'échantillon et sur l'écran, il peut atteindre 400 000 sur les instruments les plus récents.

En microscopie électronique, l'interaction entre le faisceau d'électrons primaires et l'échantillon génère tout un spectre de particules ou rayonnements : électrons secondaires, électrons rétrodiffusés, électrons Auger ou rayons X. À chaque point d'impact correspond un signal électrique. L'intensité de ce signal dépend à la fois de la nature chimique de l'échantillon au point d'impact, qui détermine le rendement en électrons secondaires ou rétrodiffusés, et de la topographie de l'échantillon au point considéré. Il est ainsi possible, en balayant le faisceau d'électrons sur l'échantillon, d'obtenir une cartographie précise de la zone balayée.



**Figure 6 : Domaine d'émission des différentes interactions au sein d'un échantillon**

D'après [30].

### B.II.3 Principaux organes du MEB

Un MEB est principalement constitué d'un canon à électrons et d'une colonne électronique dont la fonction est de produire une sonde électronique fine sur l'échantillon, d'une platine porte-objet capable de déplacer l'échantillon dans les trois dimensions (x,y,z), et de détecteurs ayant la capacité de capter et d'analyser les rayonnements émis par l'échantillon. En outre, l'appareil doit être nécessairement équipé d'un système de pompes à vide d'une part pour éviter l'oxydation de la source, d'autre part pour éviter le freinage, et la déviation des électrons par collision avec les molécules présentes dans l'air.

Actuellement, il existe des MEB dits environnementaux dans lesquels l'échantillon reste à la pression atmosphérique, ce qui présente l'avantage d'éviter sa déshydratation. Dans ce cas, la colonne est alors munie d'un pompage différentiel qui permet de maintenir un gradient de pression entre le canon et l'échantillon, ainsi que de détecteurs d'électrons spécifiques adaptés [10].

### B.II.4 Préparation des échantillons biologiques avant observation sous MEB

Avant d'être placé sous le microscope électronique à balayage, tout échantillon biologique doit subir une préparation. Le mode de fonctionnement du MEB nécessite que l'objet à analyser soit conducteur et déshydraté. Or les échantillons biologiques ne le sont pas. La préparation consiste donc à déshydrater et rendre conducteur l'échantillon biologique initialement isolant. Pour cela, dans un premier temps, ce dernier est placé dans un pulvérisateur cathodique (cathode en or) dans lequel il est séché sous un vide extrêmement poussé (jusqu'à 0,007 millibar). Une décharge luminescente est provoquée entre deux électrodes soumises à un champ électrique de 25 mA, en atmosphère d'argon, toujours sous une pression très réduite. Les ions du gaz se précipitent vers la cathode constituée du matériau à déposer, c'est-à-dire de l'or le plus souvent. Sous cet impact, les ions et atomes neutres sont éjectés de la cathode. Les collisions entre atomes neutres et molécules conduisent à la formation d'un plasma d'atomes métalliques qui se condensent sur l'échantillon et forment un dépôt d'une couche de quelques nanomètres sur le matériel biologique initialement isolant : il est rendu conducteur. Ainsi traité, l'échantillon est apte à être analysé sous le MEB.

## B.II.5 Types d'imageries utilisés pour l'observation de l'AIC chez le chat

Pour observer finement l'architecture de l'AIC du chat, seuls les électrons secondaires et les électrons rétrodiffusés présentent un intérêt en MEB. En effet, ce sont ces deux types de particules émises qui renseignent le mieux sur la topographie d'un échantillon.

### B.II.5.1 Imagerie en électrons secondaires (SEI)

L'interaction entre la sonde électronique et l'échantillon génère, entre autres, des électrons secondaires. En effet, lors d'un choc entre les électrons primaires du faisceau et les atomes de l'échantillon, un électron primaire peut céder une partie de son énergie à un électron peu lié de la bande de conduction de l'atome, provoquant ainsi une ionisation par éjection de ce dernier. Cet électron éjecté est appelé électron secondaire, il possède généralement une faible énergie (environ 50 eV). Chaque électron primaire peut créer un ou plusieurs électrons secondaires.

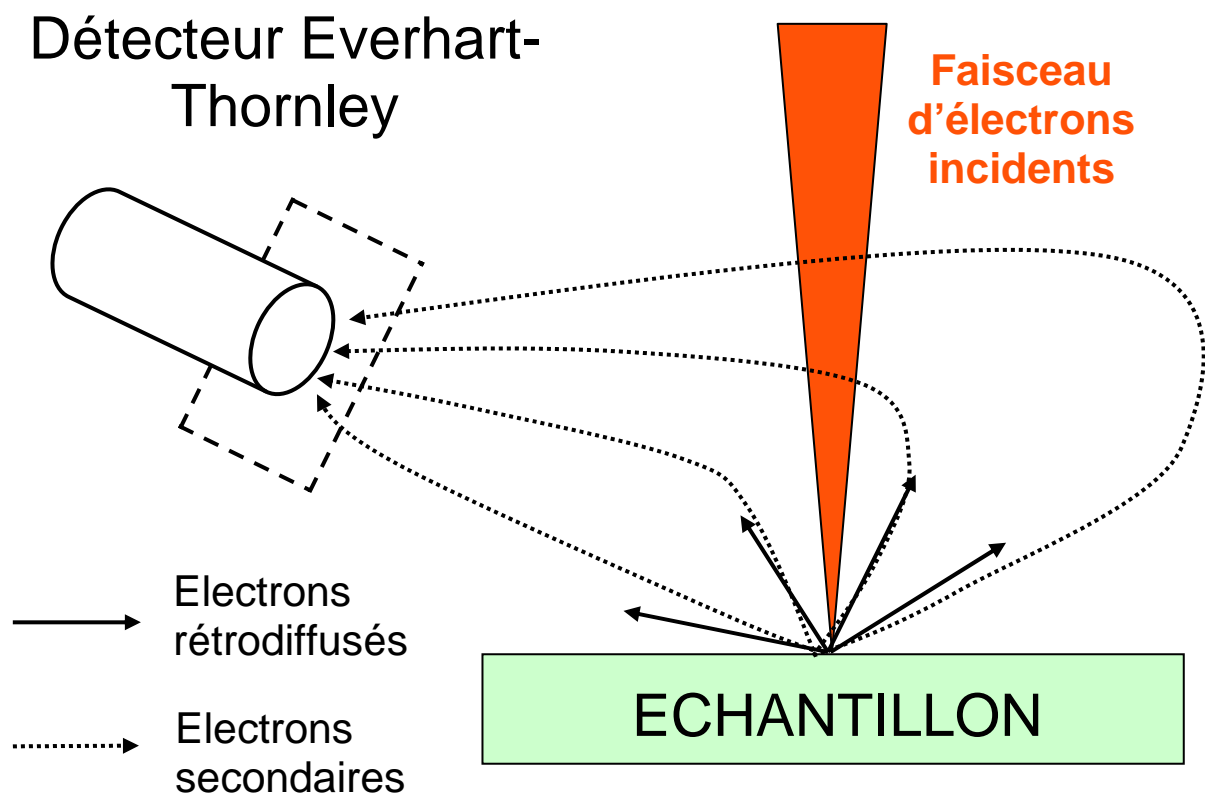
Les électrons secondaires sont accélérés vers un détecteur d'électrons secondaires qui amplifie le signal. À chaque point d'impact correspond un signal électrique. Dans le mode le plus courant, le détecteur d'électrons transcrit le flux d'électrons en une luminosité sur un écran de type télévision. Après amplification, le signal module la brillance d'un l'oscilloscope cathodique. En balayant l'échantillon, l'appareil relève les variations de contraste qui donnent une image de la surface avec un effet de relief. La couleur (noir et blanc) sur la micrographie obtenue est une reconstruction par un système électronique et n'a rien à voir avec la couleur de l'objet. L'intensité de ce signal électrique dépend à la fois de la nature de l'échantillon au point d'impact qui détermine le rendement en électrons secondaires et de la topographie de l'échantillon au point considéré. Il est ainsi possible, en balayant le faisceau sur l'échantillon, d'obtenir une cartographie de la zone balayée

La détection des électrons secondaires est le mode classique choisi pour des observations de morphologie de la surface. Cela en fait un mode de fonctionnement particulièrement adapté à l'exploration de l'AIC. Les électrons secondaires captés proviennent d'un volume étroit

(environ 10 nm de profondeur). De fait, la zone de réémission fait à peu près le même diamètre que le faisceau. La résolution du microscope est donc le diamètre du faisceau, soit environ 10 nm. Une grille polarisée positivement (200-400 V) attire les électrons, elle est placée devant le détecteur d'électrons. Ainsi, la majorité des électrons secondaires est détectée alors que les électrons rétrodiffusés, qui ont une énergie plus élevée, ne sont quasiment pas déviés par le champ électrique induit par la grille du collecteur.

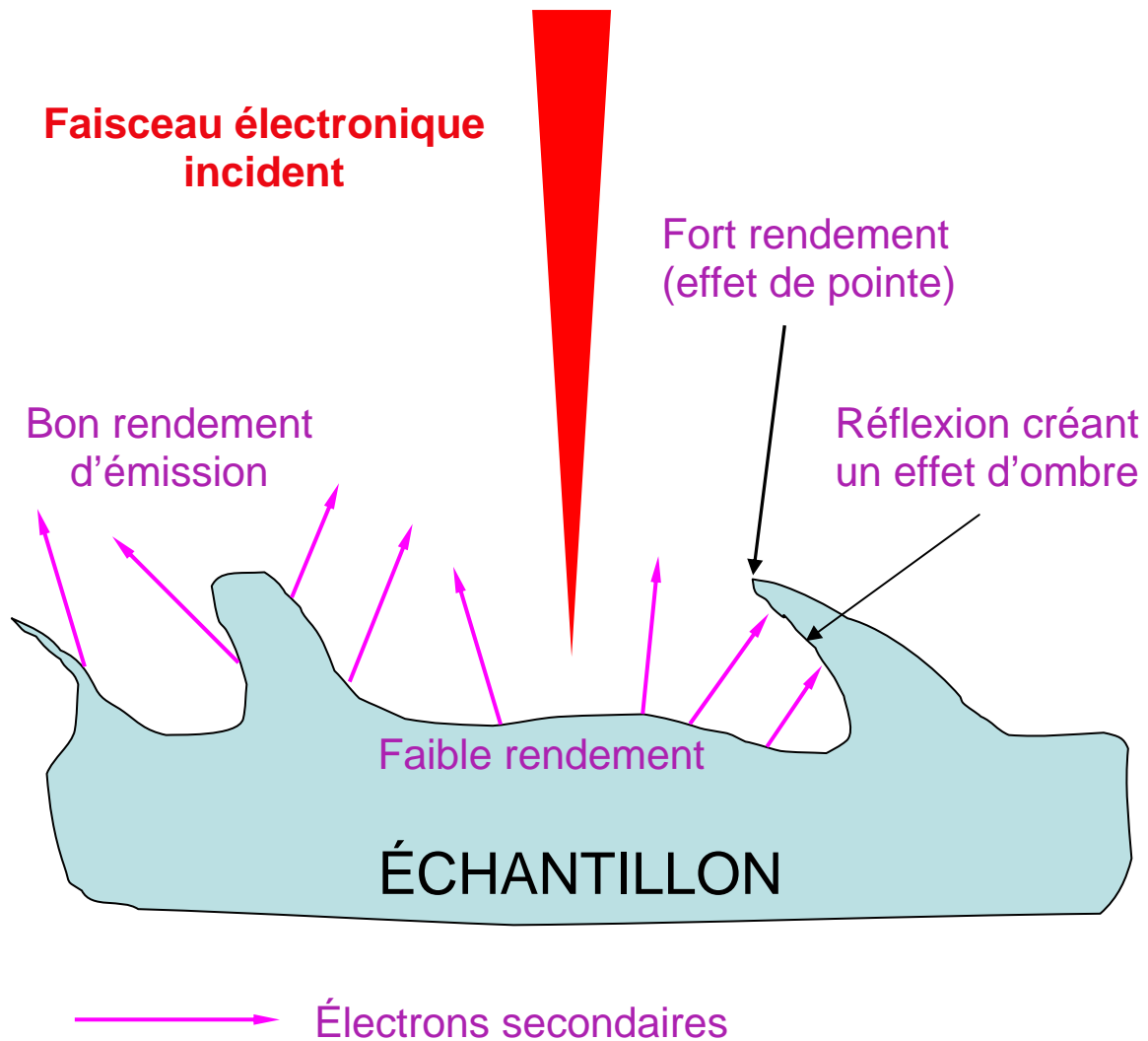
La quantité d'électrons secondaires produite ne dépend pas de la nature chimique de l'échantillon, mais de l'angle d'incidence du faisceau primaire avec la surface : plus l'incidence est rasante, plus le volume excité est grand, donc plus la production d'électrons secondaires est importante, d'où un effet de contraste topographique (une pente apparaît plus « lumineuse » qu'un plat). Cet effet est renforcé par le fait que le détecteur est situé sur le côté ; les électrons provenant des faces situées « dos » au détecteur sont réfléchis par la surface et arrivent donc en plus petite quantité au détecteur, créant un effet d'ombre [30].





**Figure 7 : Détecteur d'électrons secondaires avec une tension positive (Imagerie SE)**

D'après [30].



**Figure 8 : Effets des irrégularités de surface sur le rendement d'émission des électrons secondaires**

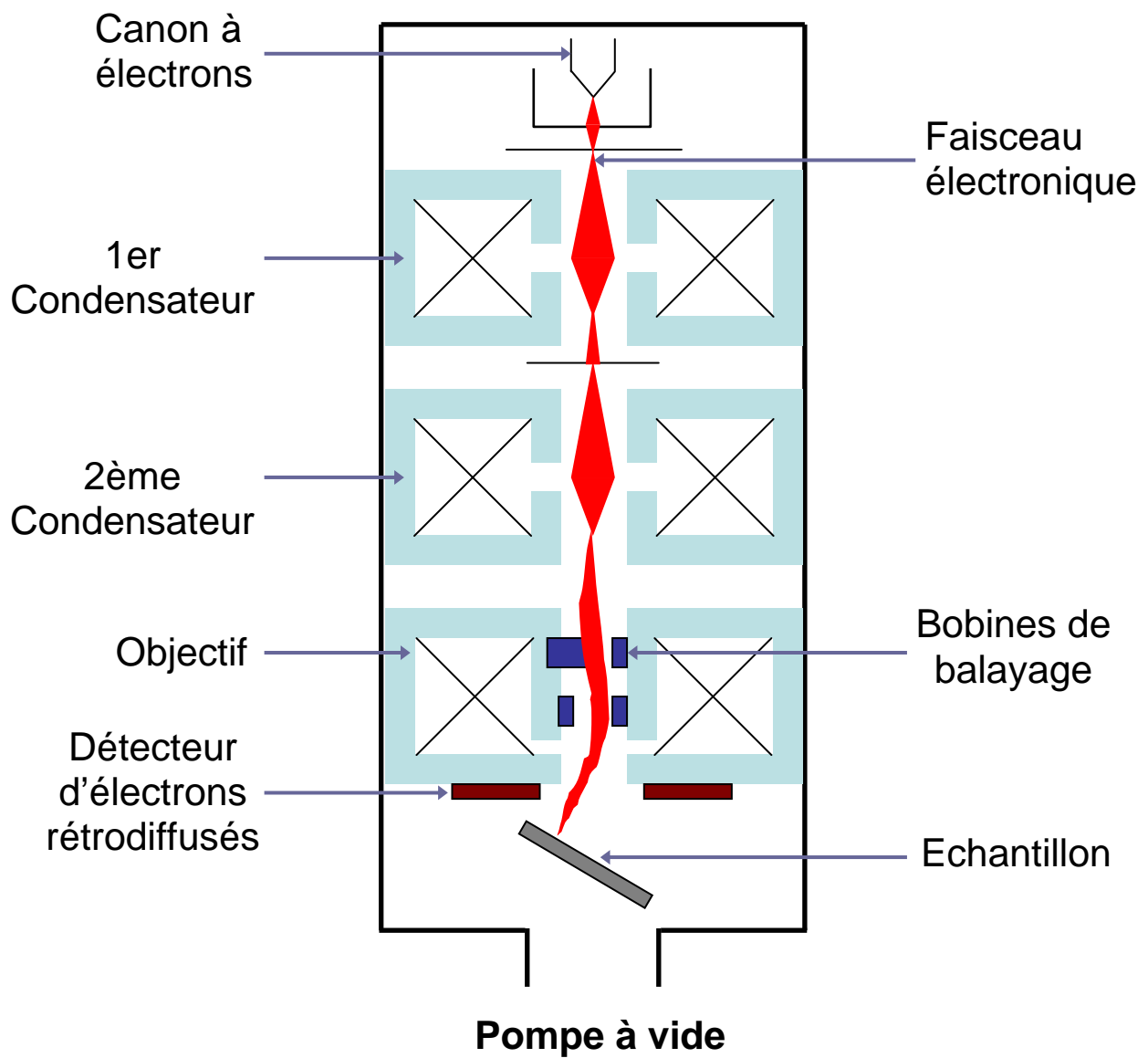
D'après [30].

### B.II.5.2 Imagerie en électrons rétrodiffusés (BSE)

Les électrons rétrodiffusés (back-scattered electrons en anglais ou BSE) sont des particules résultant de l'interaction des électrons du faisceau primaire avec des noyaux d'atomes de l'échantillon et qui ont réagi de façon quasi élastique avec les atomes de l'échantillon. Les électrons sont réémis dans une direction proche de leur direction d'origine avec une faible perte d'énergie.

Ces électrons rétrodiffusés ont donc une énergie relativement élevée, allant jusqu'à 30 KeV, et beaucoup plus importante que celle des électrons secondaires. Ils peuvent être émis à une plus grande profondeur dans l'échantillon. Le volume d'émission fait donc plusieurs fois la taille du faisceau incident. La résolution spatiale du microscope atteinte avec les électrons rétrodiffusés est donc relativement faible, d'environ 100 nm. Les électrons rétrodiffusés traversent une épaisseur importante de matière avant de ressortir (de l'ordre de 450 nm). La quantité d'électrons capturés par les atomes rencontrés et donc la quantité d'électrons rétrodiffusés qui ressortent dépend de la nature chimique des couches traversées. Le taux d'émission électronique augmente avec le numéro atomique. Cela produit un contraste chimique, les zones contenant des atomes légers ( $Z$  faible) apparaissant en plus sombre. En revanche, le taux d'émission dépend peu du relief, l'image apparaît donc « plate ».

De plus, ces électrons sont sensibles au numéro atomique des atomes constituant l'échantillon. Les atomes lourds (ceux ayant un nombre important de protons) réémettent plus d'électrons que les atomes légers.

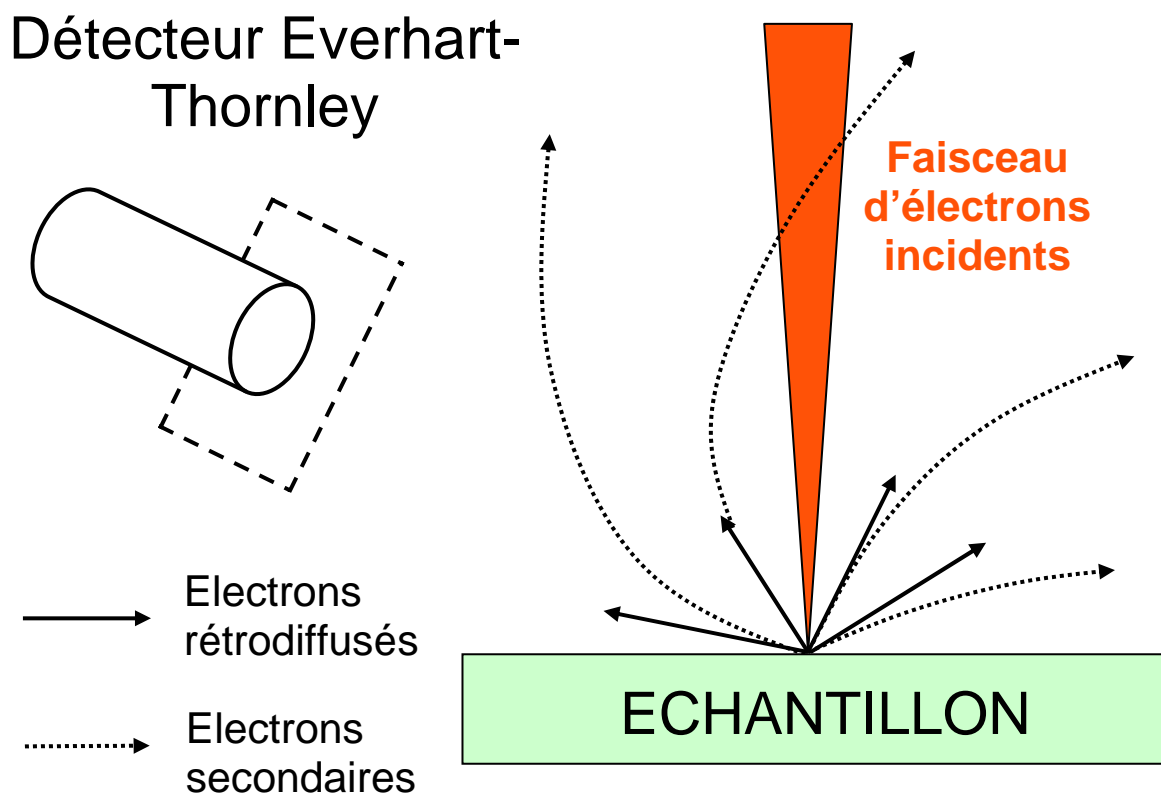


**Figure 9 : Microscope électronique à balayage en mode électrons rétrodiffusés**

D'après [30].

Les détecteurs d'électrons rétrodiffusés sont placés au-dessus de l'échantillon, dans l'axe du faisceau primaire, ce qui permet de récupérer le maximum de signal. Les électrons rétrodiffusés étant énergétiques, ils peuvent être détectés à partir de la formation de paires électrons-trous dans un cristal semi-conducteur. L'intérêt de ces détecteurs à semi-conducteurs vient essentiellement de la possibilité de les associer par paires (situées juste sous les pièces polaires) et par traitement du signal, de supprimer ou au contraire d'amplifier le contraste topographique.

Pour se focaliser sur la topographie de l'échantillon en mode électrons rétrodiffusés, il est possible de supprimer la polarisation. L'énergie des électrons rétrodiffusés est de l'ordre de grandeur de celle des électrons incidents : ils se déplacent donc en ligne droite. En supprimant la polarisation du collecteur d'électrons secondaires conventionnel, le détecteur repousse l'essentiel des électrons secondaires et les électrons rétrodiffusés sont pratiquement les seuls à atteindre le détecteur. Le détecteur Everhart-Thornley devient alors un détecteur d'électrons rétrodiffusés. Dans cette configuration, le relief de l'échantillon est particulièrement appréciable.



**Figure 10 : Détecteur Everhart-Thornley avec une tension négative**

D'après [30].

### B.III Exploration de l'AIC en microscopie optique

Les méthodes pratiquées en histologie sont nombreuses. Pour étudier l'AIC du chat en histologie, il convient d'appliquer une méthode d'observation par microscopie optique. La microscopie optique utilise des coupes de tissus, colorées préalablement, pour étudier la morphologie cellulaire.

Avant l'observation histologique sous microscope optique, l'échantillon doit être préparé. La première étape de la préparation consiste en la fixation des globes oculaires. Les structures oculaires internes, comme la rétine, subissent rapidement après la mort des remaniements autolytiques. Par conséquent, le globe oculaire (avec si possible quelques millimètres de nerf optique) doit être rapidement placé dans un grand volume (9 volume de fixateur pour 1 volume de tissu) de liquide de fixateur. Le formol tamponné à 10% est le fixateur le plus utilisé en médecine vétérinaire (Le formol 10% est une solution réalisée à partir d'une dilution au dixième d'une solution mère de formol. Cette dernière est en fait une solution de formaldéhyde à 40%, ce qui signifie que la solution appelée « formol à 10% » est en réalité une solution de formaldéhyde à 4%). Le formaldéhyde contenu dans le formol préserve aussi bien la structure générale des cellules que les composants extracellulaires. Il fixe les protéines en réagissant avec leurs amino-groupes et évite ainsi leur dégradation. D'autres liquides fixateurs peuvent être utilisés pour les structures oculaires, comme le liquide de Zenker par exemple.

Après 15 à 30 minutes de fixation, lorsque le globe commence à se rétracter sous l'effet de la fixation, il est possible d'injecter délicatement une petite quantité de fixateur (entre 0,2 et 0,3 millilitres de fixateur pour un globe oculaire de chat, avec une aiguille de 25 ga) dans le segment postérieur, à travers le nerf optique, de manière à ce que le globe redevienne sphérique et que l'on sente une légère résistance à l'injection. Cette injection permet d'accélérer et d'améliorer la qualité de la fixation des structures oculaires internes. De plus, pour l'étude de l'angle, cette injection est fondamentale. Elle contrecarre la rétraction du globe et limite ainsi la modification de conformation de l'AIC. Cela évite que les coupes histologiques ne souffrent de déformations artéfactuelles.

Ce temps de fixation initial est d'au moins 48h.

Avant de procéder à la seconde étape de préparation histologique, l'œil doit être coupé en deux précisément selon son plan sagittal passant par le méridien de 12h. La coupe est réalisée

d'arrière en avant du globe afin que les contraintes inhérentes à la section se fassent du sommet de l'AIC vers sa base. Cette précaution évite « d'ouvrir » l'angle de manière artificielle au moment de la coupe.

La seconde étape de la préparation consiste en une déshydratation avec remplacement de l'eau tissulaire par de la paraffine qui stabilise le tissu sur le plan mécanique. Ainsi, après la fixation tissulaire, l'hémi globe est d'abord déshydraté par un passage dans des bains d'alcool de degrés croissants, puis de toluène, puis inclus dans de la paraffine chaude liquide et ensuite refroidie pour former un bloc. Les coupes du bloc de paraffine, parallèles au plan sagittal de l'œil, sont effectuées à 3 micromètres d'épaisseur à l'aide d'un microtome, et sont déposées sur des lames de verres. Les coupes sont ensuite séchées, déparaffinées et réhydratées avant d'être colorées [46].

Enfin, pour observer les détails cellulaires, les coupes sont plongées dans des colorants qui imprègnent les différentes structures en fonctions de leur composition chimique. La coloration à l'hémalun et à l'éosine reste la coloration de base pour l'histologie. L'hémalun colore les acides nucléiques en bleu alors que l'éosine colore les protéines en rose.

La lecture des lames est réalisée sous un microscope optique équipé d'objectifs allant de x1 à x100.



## **PARTIE C : Etude expérimentale sur l'AIC du chat**

### C.I Matériel et méthodes

#### C.I.1 Réalisation des gonioscopies

Tout le travail réalisé sur chats vivants concerne l'exploration de l'AIC en gonioscopie. L'étude gonioscopique porte sur 51 chats en bonne santé, répartis en 12 femelles et 39 mâles, âgés de 5 mois à 4 ans. L'âge moyen des animaux est de  $13,2 \pm 7,2$  mois. L'échantillon d'étude présente une majorité de jeunes chats mâles ; ceci s'explique par le fait que de nombreuses gonioscopies ont été effectuées au cours de castrations de chats à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse. Avant chaque anesthésie, tous les animaux inclus dans l'étude subissaient un examen clinique général, ainsi qu'un examen ophtalmologique comprenant une mesure de pression intraoculaire. Seuls les animaux présentant une pression intraoculaire normale comprise entre 10 et 20 mmHg et ne montrant aucun signe clinique d'affection oculaire étaient retenus dans cette étude.

Toutes les gonioscopies étaient effectuées à l'aide d'une lentille de Barkan. En médecine humaine, le verre à trois voire quatre miroirs est banal et très simple d'emploi. Il est possible d'y faire appel en pratique vétérinaire [34], mais dans notre cas, son utilisation se révélait malaisée. En effet, l'emploi de ce verre nécessite un aide supplémentaire pour plaquer la lentille sur la cornée. La lentille de Barkan (Vacuolens®) aussi appelée « vacuum Barkan goniolens » est la solution que nous avons retenue car plus adaptée à la pratique vétérinaire. L'absence de miroir dans cette lentille facilite la prise de clichés photographiques. Le grossissement  $\times 2$  réalisé par la lentille de Barkan participe à la qualité des clichés pris. Les mouvements du globe oculaire, bien que très rares dans notre cas, ne posent pas de problème avec cette lentille [5].

Toutes les gonioscopies effectuées dans le cadre de notre étude étaient réalisées sur des chats préalablement anesthésiés. Le protocole anesthésique était rigoureusement le même pour chaque individu. Une injection sous-cutanée de Glycopyrolate (Robinul®) à  $5,5\mu\text{g}/\text{kg}$  était réalisée à un temps T0, puis une injection sous-cutanée de morphine à  $0,1\text{mg}/\text{kg}$  à T+10 minutes, et enfin une injection intramusculaire d'une association de Tilétamine et de

Zolazépame (Zoletil®) à la posologie de 5mg/kg chacun à T+15 minutes. Le précieux avantage que possède ce protocole provient de la Tilétamine contenue dans le Zolétal®, qui en bon dissociatif, évite la bascule du globe oculaire per-anesthésie, et permet donc de réaliser la gonioscopie dans des conditions optimales. Ce protocole présente le second avantage d'induire un myosis durable pendant toute l'anesthésie. Ceci contribue à pouvoir observer assez finement un maximum de constituants de l'angle irido-cornéen puisque dans ces conditions, ce dernier se trouve relativement « ouvert », tout en restant dans des limites physiologiques.

Une fois le chat anesthésié et placé en décubitus dorsal, attaché sur une table de chirurgie, la lentille de Barkan était mise en place sur la cornée de l'œil à examiner selon la technique décrite par Bedford [5] :

- La canule de la lentille de Barkan était préalablement connectée à une seringue de 5mL contenant du Chlorure de sodium à 0,9%.
- La lentille était délicatement manipulée par son insertion métallique, son côté concave (cavité dédiée à la surface cornéenne) tournée vers le haut, et du sérum était poussé dans la canule via la seringue jusqu'à remplir cette concavité.
- La tête de l'animal était tournée latéralement du côté de l'œil à examiner.
- La paupière inférieure était déplacée vers le bas par le pouce de l'opérateur, la paupière supérieure déplacée vers le haut par son majeur puis la surface concave de la lentille était appliquée sur la cornée en veillant à engager la lentille sous la membrane nictitante. Pendant l'installation de la lentille, la tête de l'animal était maintenue par un assistant de manière à ce que l'iris de l'œil concerné soit parallèle au plan du sol.
- Les paupières étaient légèrement refermées sur la périphérie de la lentille et du sérum physiologique était injecté par un assistant à travers la canule jusqu'à chasser toutes les bulles d'air résiduelles sous la lentille.

- La seringue était ensuite débranchée, non sans avoir effectué une très légère dépression au moment de la déconnexion de la seringue à la tubulure. Une fois débranchée, nous laissons tomber l'extrémité du cathéter vers le bas, sous le niveau de la tête de l'animal afin d'obtenir un solide effet ventouse au niveau de l'interface lentille-cornée pendant toute la durée de l'examen. La pression hydrostatique négative qui s'installe ainsi dans la colonne d'eau du cathéter suffit à maintenir l'adhérence lentille-cornée, devenues solidaires.

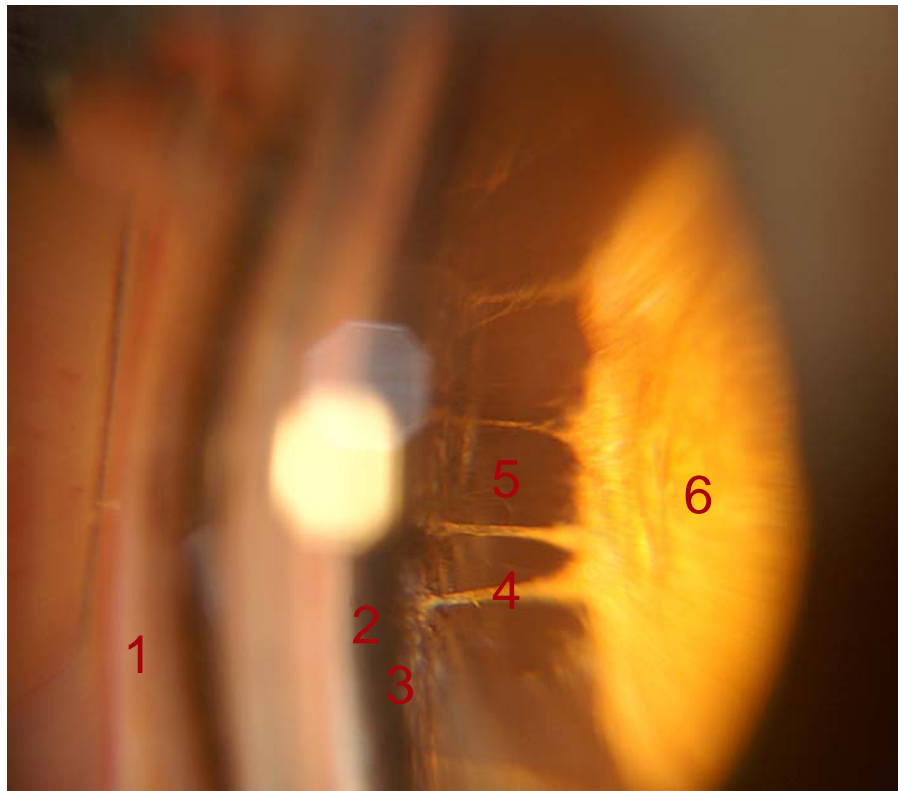
- Une fois l'examen gonioscopique terminé, l'extrémité libre de la tubulure était déplacée au-dessus du niveau de la tête de l'animal et la lentille était désolidarisée de la cornée en soulevant sans force son insertion métallique.

Concernant la réalisation des clichés gonioscopiques, un assistant tenait la tête de l'animal pendant toute la durée de l'examen, de façon à orienter la lentille et l'œil du chat dans la direction souhaitée par l'opérateur. De la main gauche, l'opérateur tenait un biomicroscope (SL-15, Kowa Company, Tokyo, Japon) réglé au préalable à sa vue, et produisant une image lumineuse jaune et ronde, d'intensité  $\frac{1}{4}$ . Dans sa main droite, l'opérateur tenait un appareil photographique réflexe numérique à capteur APS-C munit d'un objectif macro de focale fixe 105mm ouvert au maximum, c'est-à-dire  $f : 1/2,8$  en mode manuel. La zone de l'angle à observer était éclairée par la lampe à fente d'une part, et la mise au point sur cette zone était faite à progressivement en reculant ou avançant l'appareil photographique de quelques millimètres par rapport à la surface de la lentille d'autre part. La prise de clichés était ainsi effectuée à la volée, une fois la mise au point effectuée.

Toutes les photos d'angles irido-cornéens étaient prises dans le quadrant nasal du bulbe oculaire gauche, pour chaque animal.

Pour chaque animal, nous relevions la couleur de ses iris.

Plusieurs structures de l'AIC apparaissent très distinctement à la gonioscopie sur l'œil normal du chat.



**Photo 9 : Image gonioscopique d'un angle irido-cornéen normal de chat**

- Légende :
- 1 : Cornée
  - 2 : Zone de pigmentation superficielle
  - 3 : Zone de pigmentation profonde
  - 4 : Fibre du LP
  - 5 : Fente ciliaire comprenant le réseau trabéculaire
  - 6 : Base de l'iris

Photographie B. MASSON

Le réseau trabéculaire de la fente ciliaire se situe sous la bande de pigmentation profonde, il est visible entre les fibres du LP. Les fibres du trabeculum sont elles-mêmes de couleur blanche mais apparaissent souvent visuellement plus sombres en raison de la pigmentation des tissus environnants [6].

Concernant la méthode d'analyse, chaque photo de gonioscopie était soumise à une analyse subjective. Pour chaque animal, une seule photo de gonioscopie était soumise à l'analyse. Rappelons que cette analyse est celle du vétérinaire praticien lors d'examens gonioscopiques de routine. Voici les critères pris en compte dans cette analyse subjective :

- Largeur des fibres du LP classée entre 1 et 5 (1=fin et 5=épais) ;
- Densité des fibres du LP notée faible, modérée ou bien élevée ;
- Orientation des fibres du LP notée variable, radiaire ou oblique ;
- Largeur de la fente ciliaire notée large, moyenne ou étroite
- « Complexités » des fibres du LP : fibres simples ou dichotomisées

#### C.I.2 Analyses microscopiques (histologie et MEB)

La partie expérimentale concernant l'analyse de pièces anatomiques incluait 5 chats dont trois femelles et deux mâles. Chaque animal était euthanasié par une injection intraveineuse de Pentobarbital sodique, pour des raisons ne découlant pas d'une affection oculaire (cf. tableau 2). Une fois énucléés, les globes oculaires étaient analysés en histologie et en MEB.

|               | <b>Sexe</b> | <b>Age</b> | <b>Motif de l'euthanasie</b>                           |
|---------------|-------------|------------|--|
| <b>Chat 1</b> | Femelle     | 9 ans      | Stomatite ulcéronécrotique, cachexie sévère            |
| <b>Chat 2</b> | Femelle     | 16 ans     | Tumeurs mammaires                                      |
| <b>Chat 3</b> | Mâle        | 2 mois     | Fracture du fémur                                      |
| <b>Chat 4</b> | Mâle        | 10 ans     | Polytraumatisé suite à un accident de la voie publique |
| <b>Chat 5</b> | Femelle     | 6 semaines | Cachexie sévère, diarrhée hémorragique                 |

**Tableau 2 : Anamnèse des chats énucléés analysés en microscopie électronique à balayage et en histologie**

#### C.I.2.1 Prélèvements observés en MEB

Rapidement après la mort constatée de l'animal, l'œil gauche de ce dernier était énucléé proprement par voie transconjonctivale, puis placé dans une solution de formol tamponnée à 10%. Trente minutes plus tard, quelques millilitres d'une solution de formol à 10% étaient injectés avec précaution dans le segment postérieur à travers le nerf optique afin de faire conserver au bulbe oculaire sa forme sphérique. Ensuite, l'œil était remplacé dans une solution de formol à 10%. Par la suite cet œil était coupé en deux moitiés égales dans le plan sagittal passant par le méridien de 12h. Une moitié était destinée à l'histologie, l'autre à la microscopie électronique à balayage, après préparation.

Le demi bulbe oculaire gauche prélevé était découpé avec des ciseaux fins selon deux plans parallèles, passant pour l'un au ras de la cornée, quelques millimètres en avant du limbe, et ce sur 180°, pour l'autre sur la sclère au niveau des corps ciliaires, juste sur les procès ciliaires, toujours sur 180°. Une bande de tissus oculaires correspondant à l'angle irido-cornéen de cet œil était ainsi obtenue sur 180°.

Avant d'être placé sous le microscope électronique à balayage, l'échantillon devait subir une dernière préparation. En effet, le mode de fonctionnement du microscope électronique à balayage nécessite que l'objet à analyser soit conducteur. La préparation consistait donc à rendre conducteur notre échantillon initialement isolant. Pour cela, ce dernier était placé dans un pulvérisateur cathodique (cathode en or) de type Balzers.

Méthode d'analyse :

Pour chaque échantillon, 5 paramètres étaient évalués à l'aide d'un logiciel de mesure (UTHSCSA, Image Tool pour Windows V3.00) :

- Longueur des fibres du LP (a)
- Épaisseur des fibres du LP (b)
- Distance entre 2 fibres consécutives du LP (c)
- Épaisseur des fibres du réseau trabéculaire (d)
- Taille des espaces de Fontana (e)

Au moins 10 mesures étaient réalisées pour chaque paramètre et sur chaque échantillon.

### C.I.2.2 Prélèvements observés en histologie

Le demi bulbe oculaire droit des 5 chats était analysé en histologie. La préparation des échantillons était réalisée de manière conventionnelle.

Après fixation puis section du globe en deux moitiés égales, le demi globe droit était déshydraté par un passage dans des bains d'alcool de degrés croissants, puis de toluène, ensuite inclus dans de la paraffine chaude liquide et enfin refroidi.

Ayant estimé au préalable la largeur d'une fibre du LP à une trentaine de micromètres, et réalisant des coupes histologiques d'une épaisseur de 3 micromètres, nous avons choisi d'effectuer des coupes sériées, et nous prélevions une coupe toutes les dix pour en réaliser l'étalement sur lame. Toutes les coupes conservées étaient colorées à l'hémalun-éosine. L'objectif de cette méthode était de réduire le coût financier de la préparation en conservant un maximum de chance d'observer une fibre du LP sur les lames histologiques. Les lames étaient observées sous un microscope photonique Nikon® Eclipse E400.

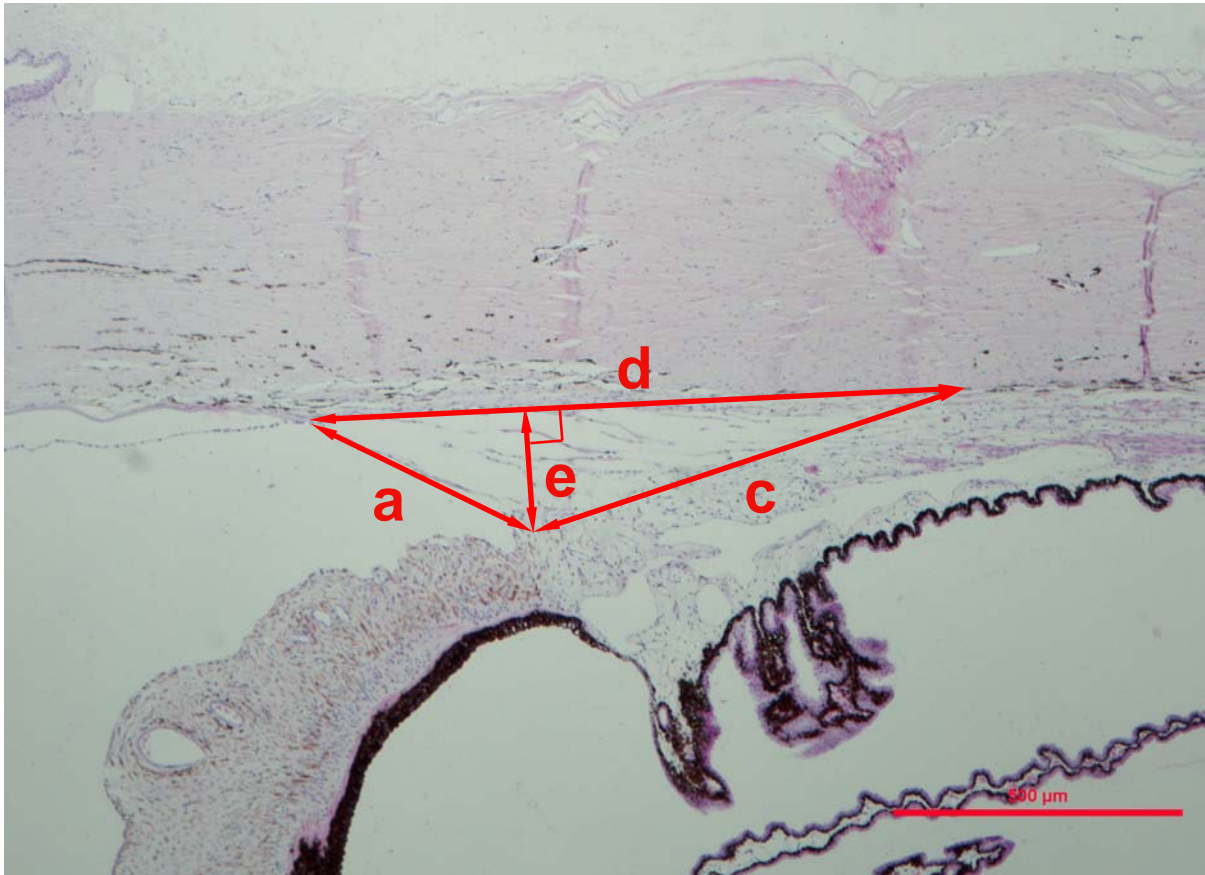
Pour chaque cas, 5 paramètres étaient mesurés à l'aide d'un logiciel de mesure numérique (UTHSCSA, Image Tool pour Windows V3.00). Ces paramètres étaient les suivants :

- Longueur de la fibre du LP (a)
- Épaisseur de la fibre du LP (b) ; cette épaisseur était mesurée dans la portion la plus épaisse de la fibre.
- Profondeur de la fente ciliaire mesurée selon un axe uvéoscléral (c)
- Profondeur de la fente ciliaire mesurée selon un axe cornéoscléral (d)
- Largeur de la fente ciliaire (e)

Pour chaque animal et pour chaque paramètre, une mesure unique était effectuée.



Voici deux exemples illustrant les repères anatomiques retenus pour mesurer chaque paramètre de l'AIC, en histologie :

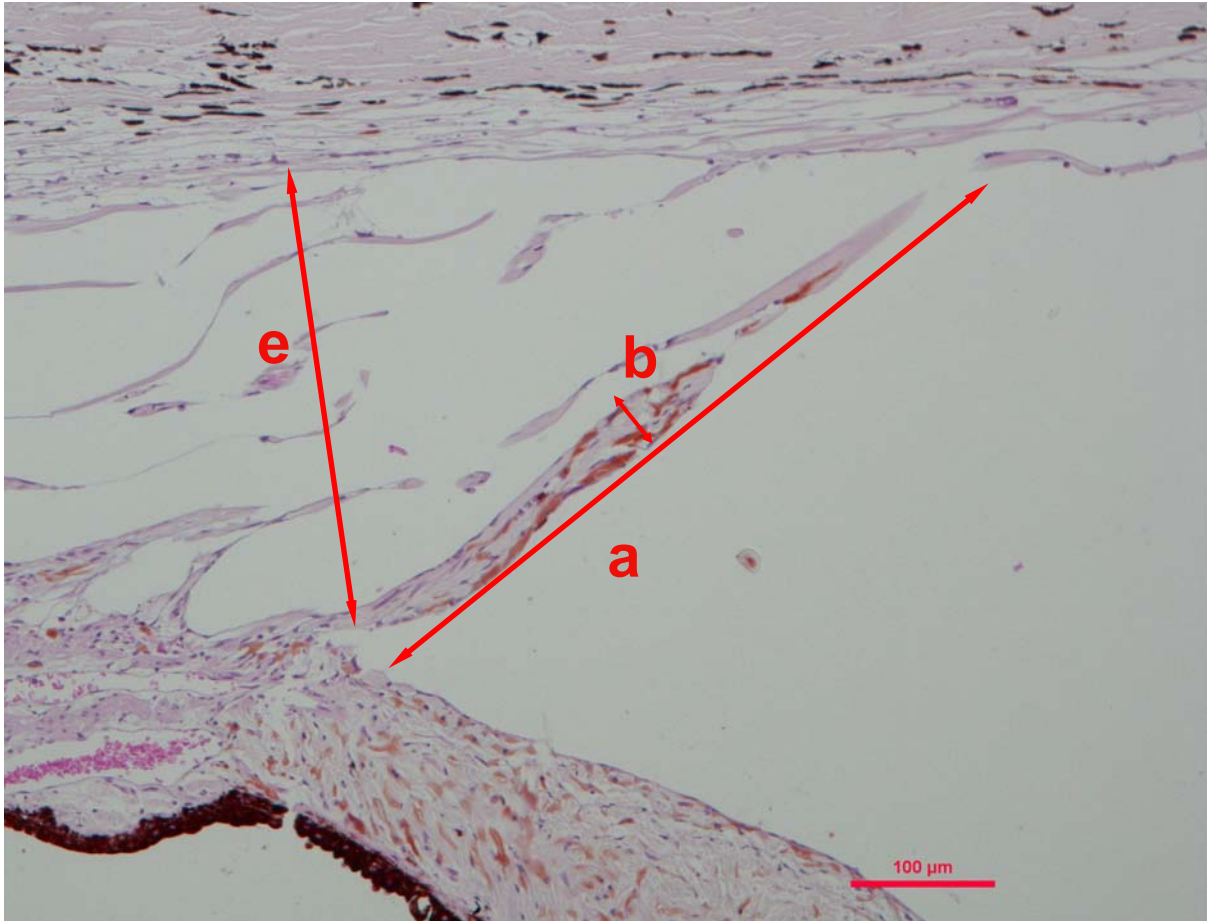


**Photo 10 : Repères anatomiques de l'angle irido-cornéen utilisés pour mesurer différents paramètres en histologie (1)**

Longueur de la fibre du LP (a), profondeur de la fente ciliaire mesurée selon un axe uvéoscléral (b), profondeur de la fente ciliaire mesurée selon un axe cornéoscléral (c), et largeur de la fente ciliaire (d).

Coloration Hémalun Eosine x40

Photographie I. RAYMOND-LETRON



**Photo 11 : Repères anatomiques de l'angle irido-cornéen utilisés pour mesurer différents paramètres en histologie (2)**

Longueur de la fibre du LP (a), épaisseur de la fibre du LP (b), et largeur de la fente ciliaire (e).

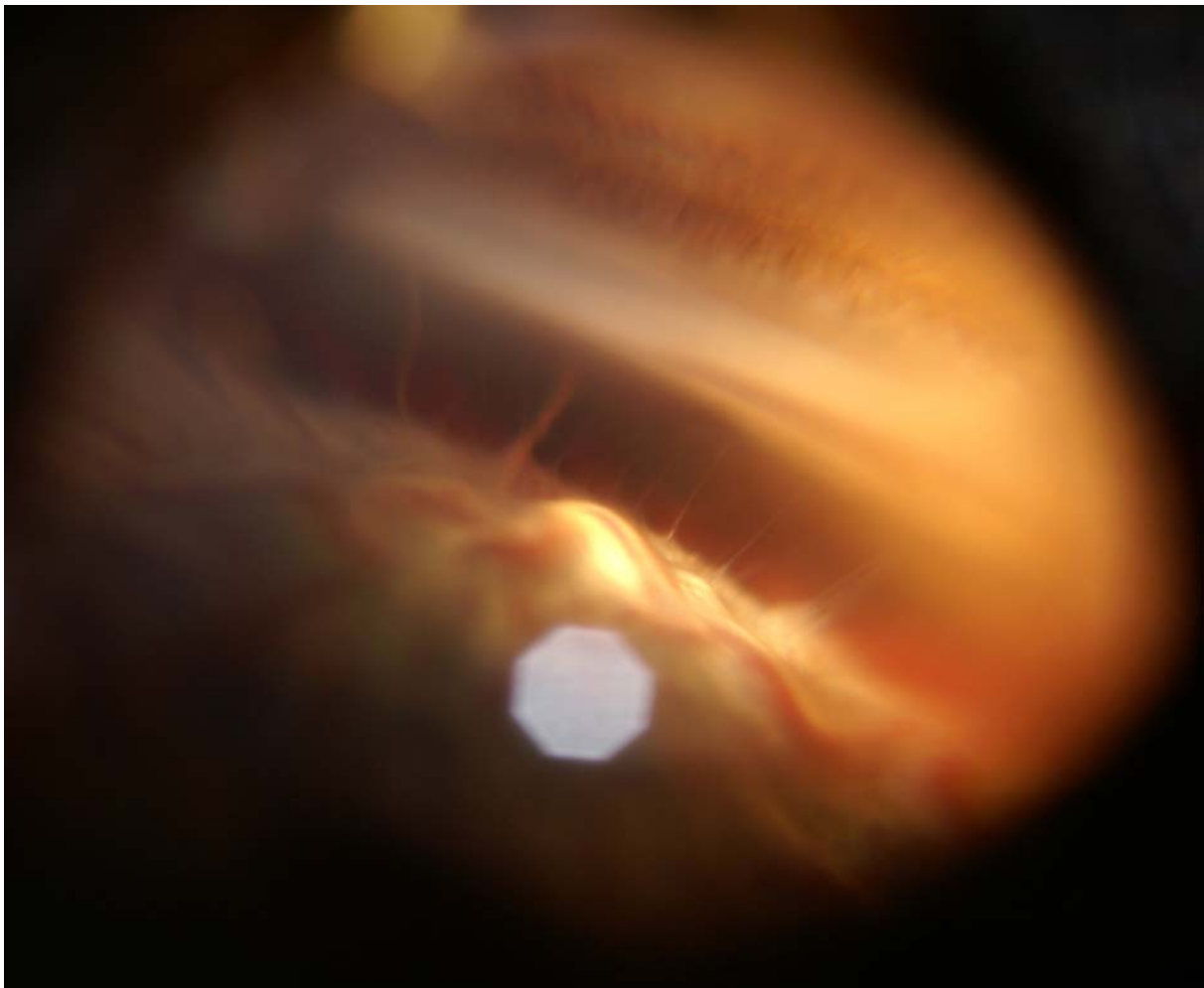
Coloration Hémalun Eosine x100

Photographie I. RAYMOND-LETRON

## C.II Résultats

### C.II.1 Résultats gonioscopiques

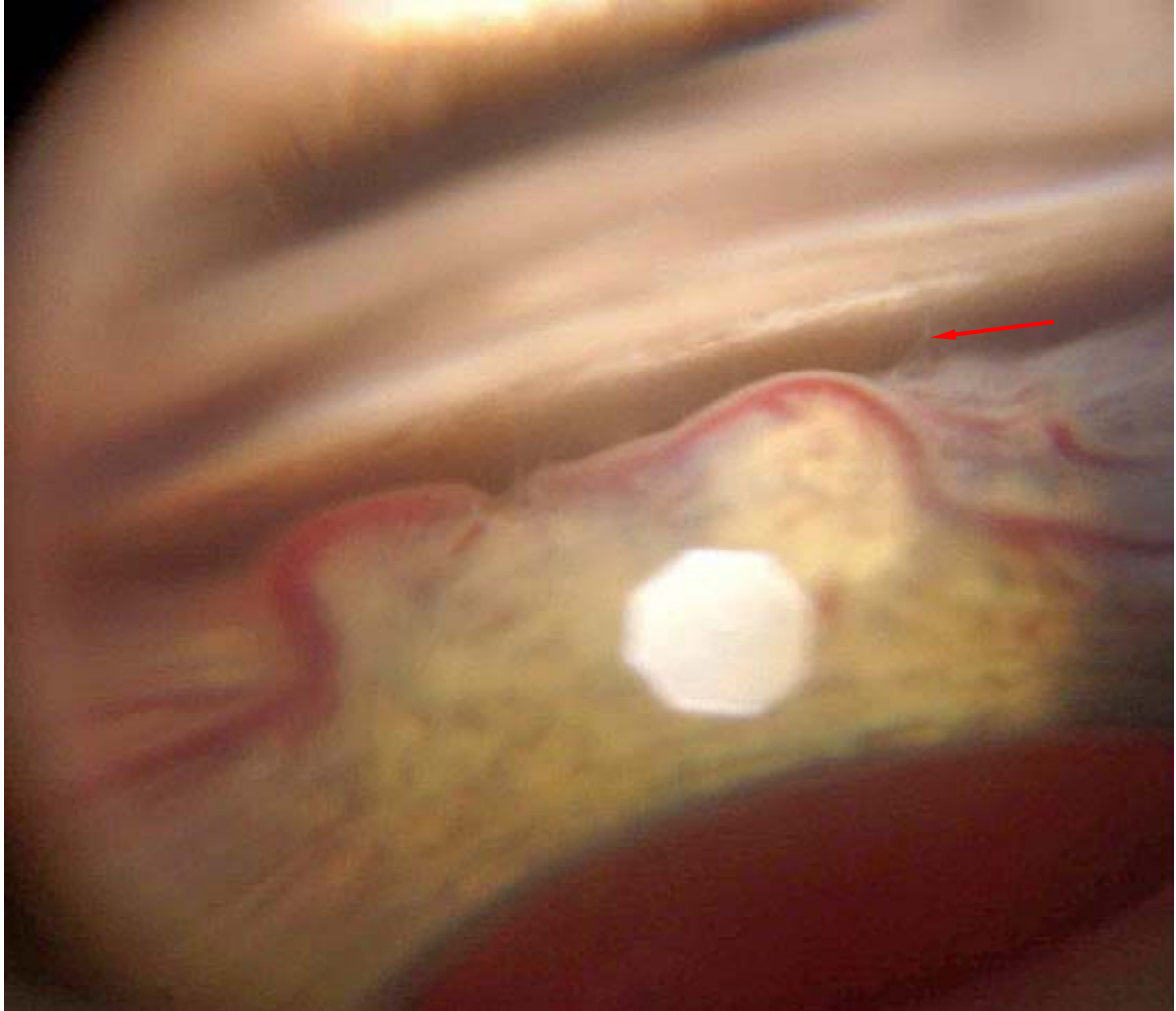
Voici cinq exemples d'analyses gonioscopiques illustrant les critères descriptifs pris en compte lors de notre étude.



**Photo 12 : Exemple gonioscopique n°1**

Fibres du LP simples, d'épaisseur variable, densité variable modérée, orientation variable, et fente ciliaire large.

Photographie T. DULAURENT

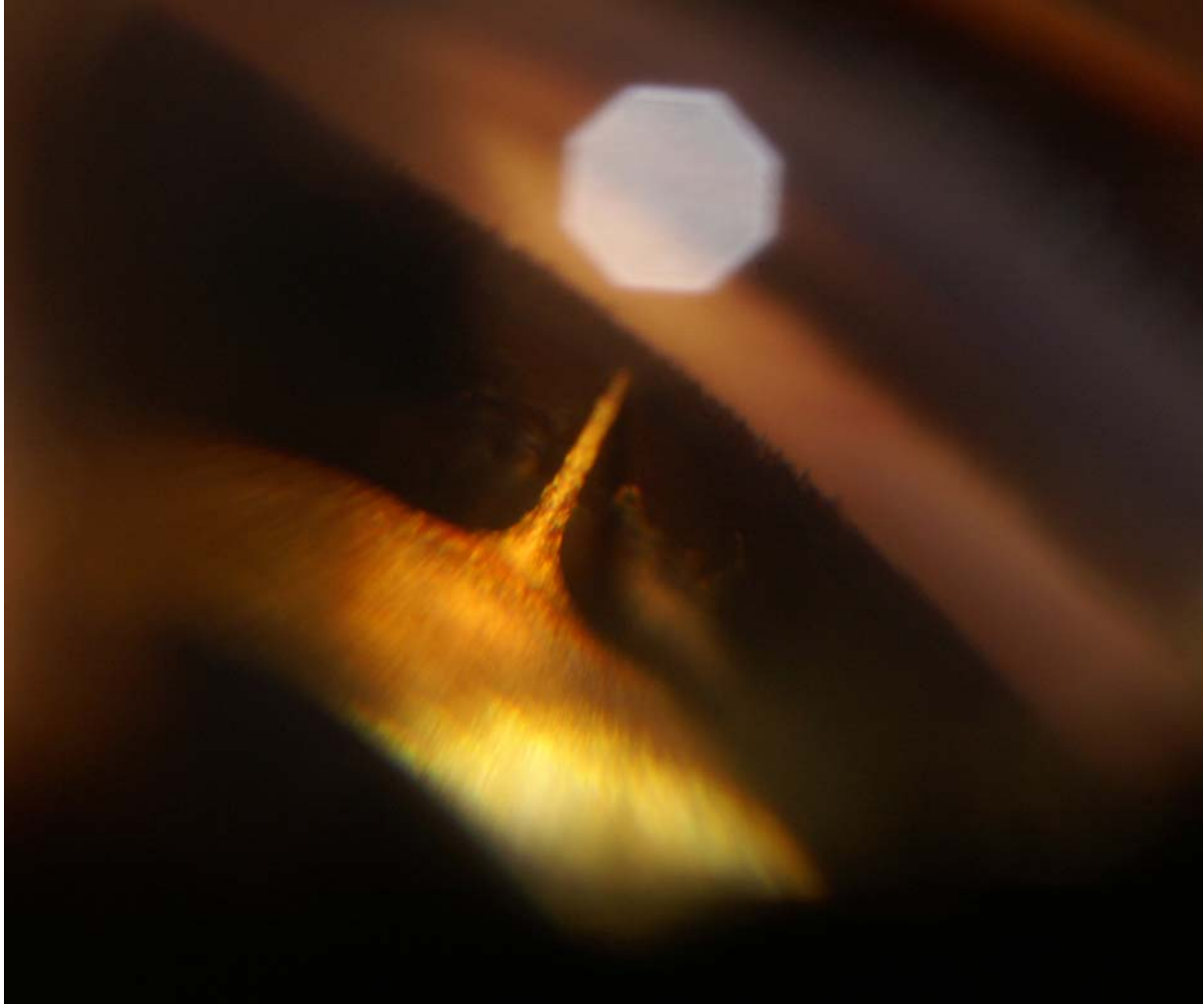


**Photo 13 : Exemple gonioscopique n°2**

Absence de fibres du LP, fente ciliaire moyenne (la bande pigmentée superficielle s'interrompt).

Remarque : Nous considérons la toute petite fibre (flèche rouge) comme étant une fibre secondaire du LP, voire une partie du trabeculum.

Photographie T. DULAURENT

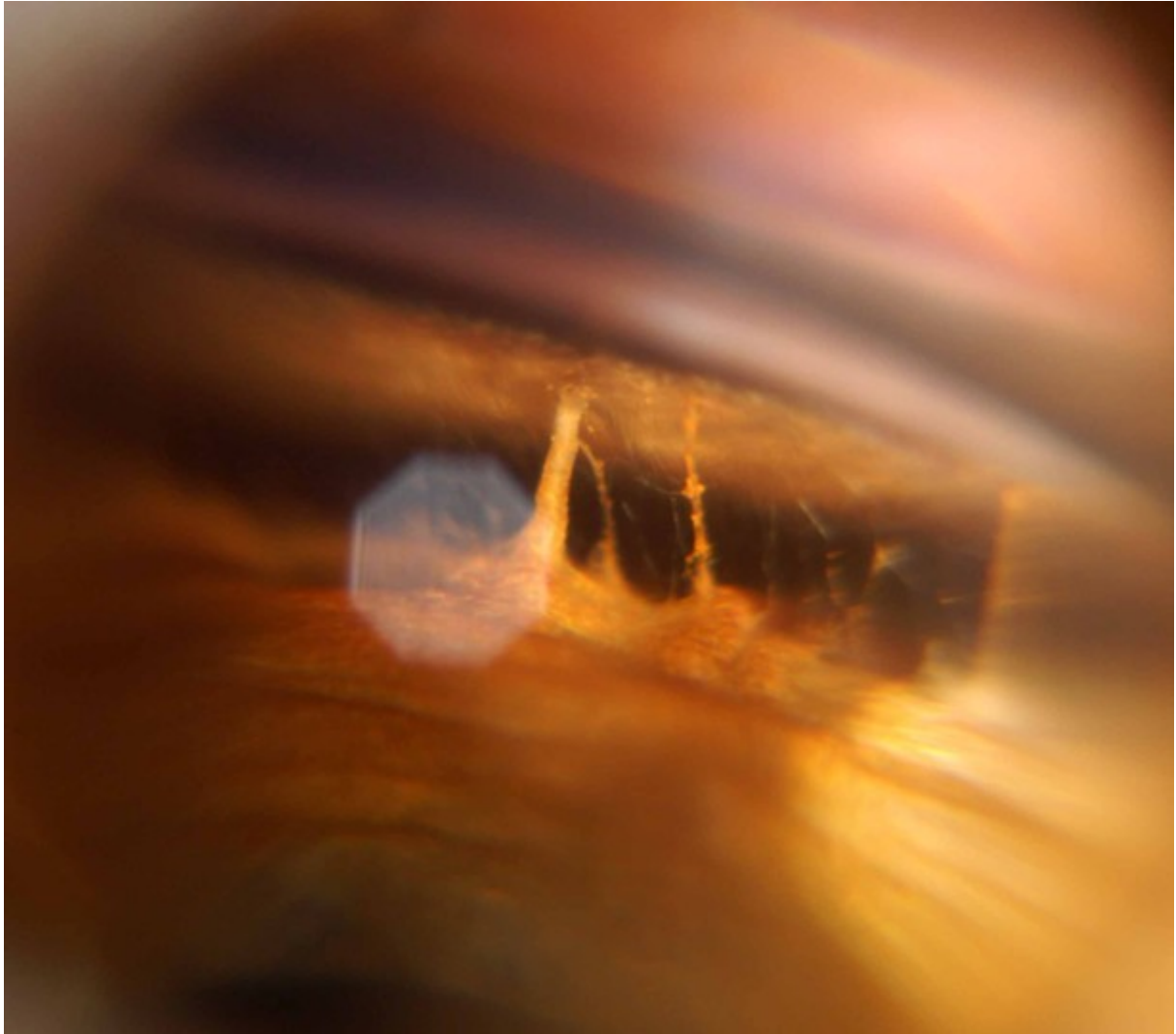


**Photo 14 : Exemple gonioscopique n°3**

Largeur de la fibre du LP notée 5, densité faible, orientation radiaire, fibre simple, et fente ciliaire large.

Photographie T. DULAURENT





**Photo 15 : Exemple gonioscopique n°4**

Fibres du LP de largeur variable notée de 2 à 5, dichotomisées, densité variable de moyenne à faible, orientation variable, et fente ciliaire large.

Photographie B. MASSON



**Photo 16 : Exemple gonioscopique n°5**

Fibres du LP de largeur notée 2, dichotomisées, densité moyenne, orientation variable, et fente ciliaire large.

Photographie B. MASSON

Toutes les données brutes de nos résultats relatifs à l'étude gonioscopique sont consultables en annexes.

En observation gonioscopique, la morphologie des fibres du LP était remarquablement variable d'un individu à l'autre.

Concernant la largeur des fibres du LP de l'ensemble de notre population d'étude, elles apparaissaient fines à moyennement larges, c'est-à-dire notées de 1 à 3, dans 76% des cas. Les fibres du LP étaient franchement larges (notées de 4 à 5) dans 20% des cas. Dans deux cas, il n'y avait pas de LP distinctement visible au sein de l'AIC. Il est à noter que ces deux derniers animaux, chez lesquels aucune fibre du LP n'a été observée, présentaient chacun des iris de couleur bleu clair.

Une grande majorité de chats présentait donc des fibres du LP de largeur fine à moyennement large.

Concernant la densité des fibres du LP, nous notons que 18% de la population présentait une faible densité. Dans également 18% des cas, la densité des fibres était considérée comme modérée, et dans 47% des cas, elle était élevée. Enfin, nous observons que 14% de nos cas présentait une densité variable. Dans ces derniers cas, il était possible de voir au sein de l'AIC des zones très denses en fibres du LP alternant avec des zones beaucoup plus « pauvres » en fibres.

Même si une majorité de chats présentait une densité élevée de fibres du LP au sein de leur AIC, il apparaissait cependant que la densité de ces fibres était très variable d'un individu à l'autre.

Concernant l'orientation des fibres du LP, 35% des cas présentaient une disposition radiaire et 16% une orientation oblique. Aussi, 45% des chats de notre étude montraient une orientation variable, c'est-à-dire mixte, avec des fibres tantôt radiaires, tantôt obliques.

L'orientation des fibres du LP, souvent variable, était généralement organisée de façon radiaire.

Concernant la taille de la fente ciliaire, celle-ci nous apparaissait large dans 96% des cas, et de taille moyenne dans 4% des cas.

La taille de la fente ciliaire chez le chat se révélait donc être très peu variable.

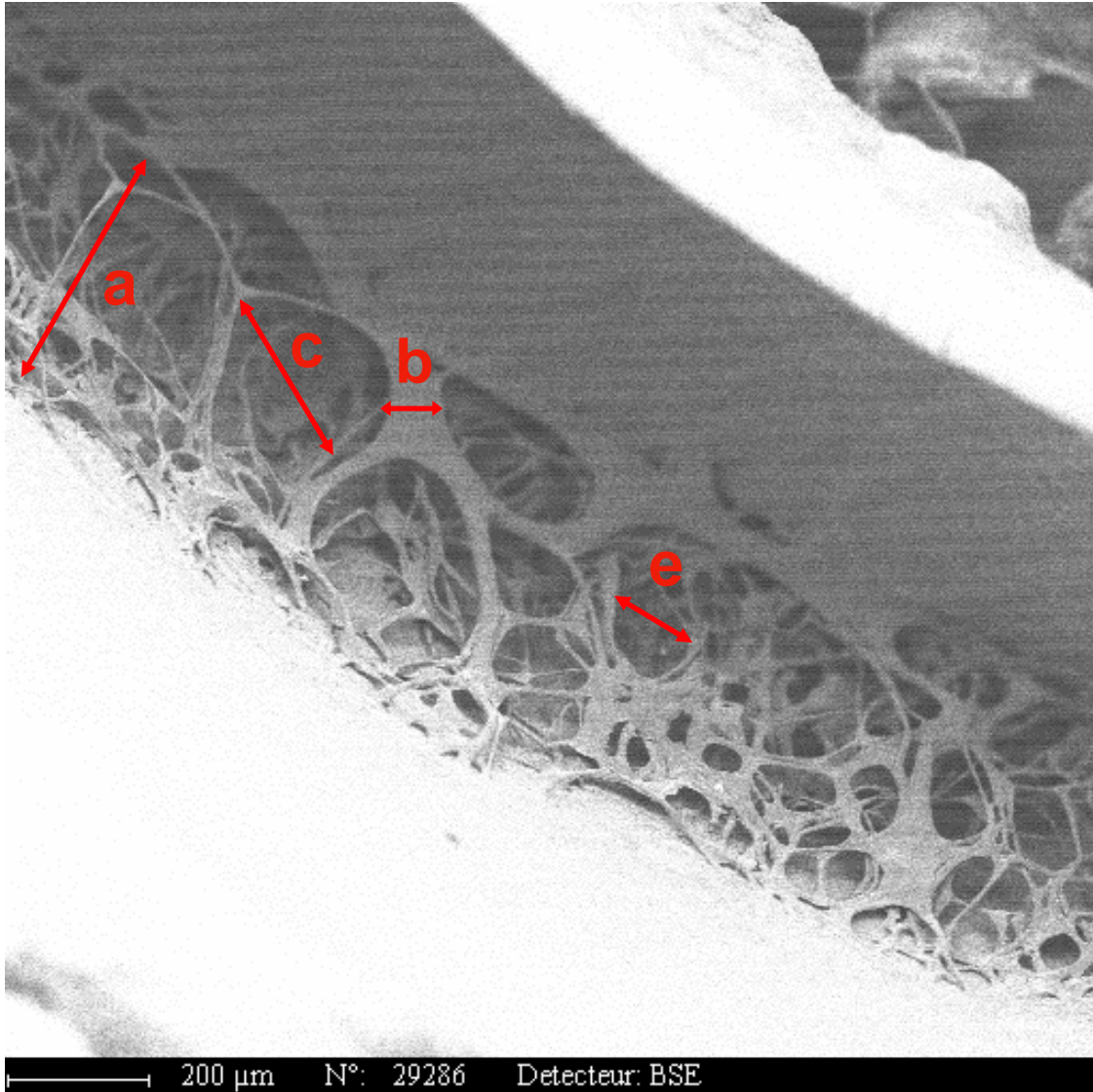


Concernant la complexité des fibres du LP, 57% des chats sur lesquels il était possible d'observer un LP présentaient des fibres interconnectées entre elles, alors que 43% ne présentaient pas d'interconnexions visibles.

La complexité des fibres du LP était tout à fait variable d'un individu à un autre.

## C.II.2 Résultats ultramicroscopiques

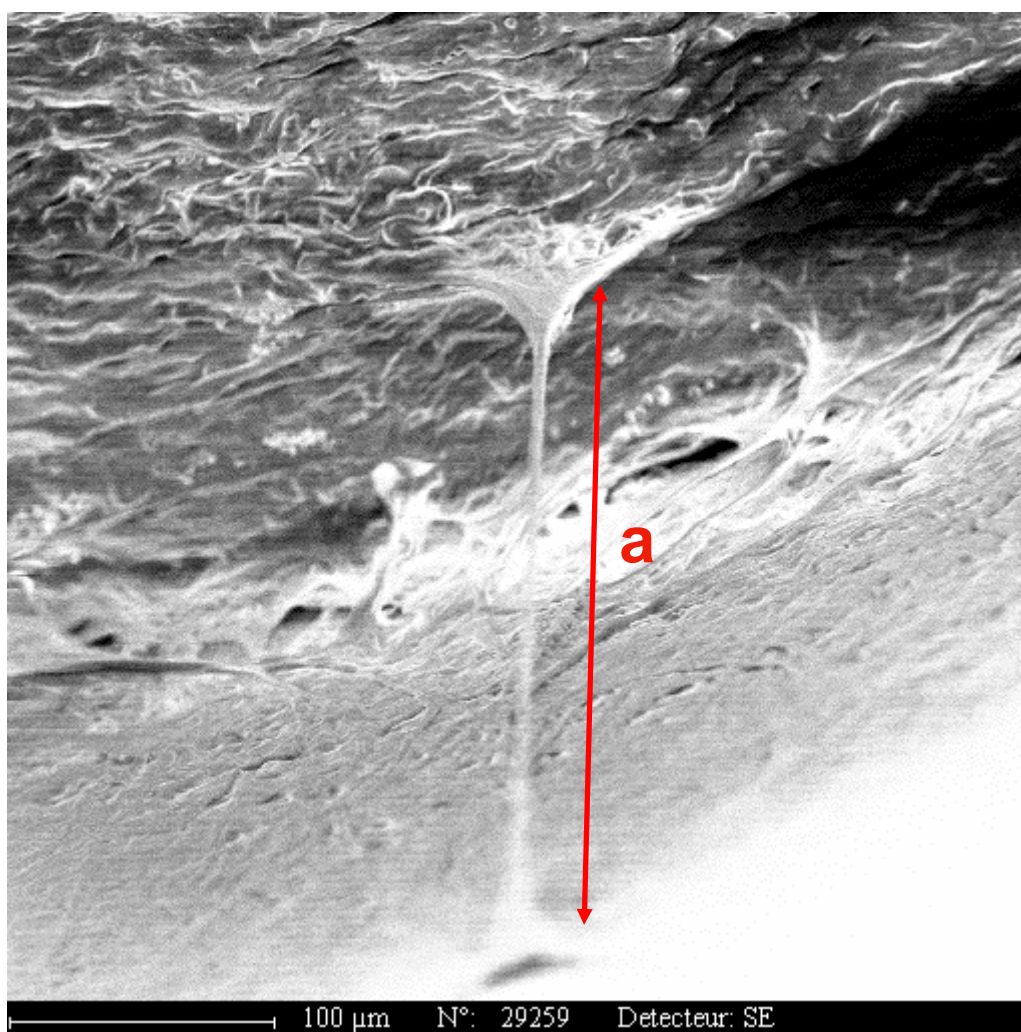
Voici quatre exemples d'analyses de clichés pris sous MEB :



**Photo 17 : Exemple ultramicroscopique n°1**

Aspect classique de l'angle irido-cornéen du chat, longueur d'une fibre du LP (a), épaisseur d'une fibre du LP (b), taille de l'espace entre deux fibres consécutives du LP (c), taille d'un espace de Fontana (e).

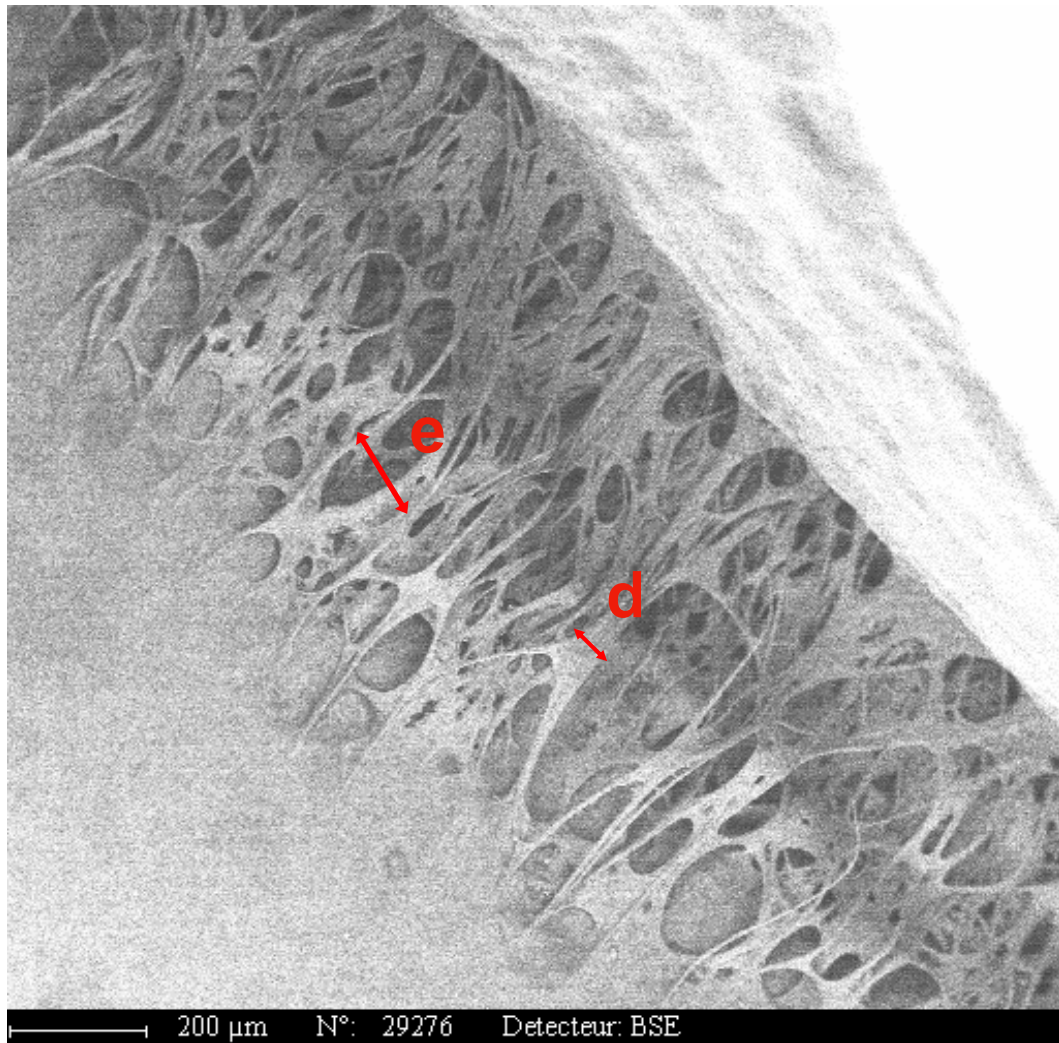
Photographie UGITECH



**Photo 18 : Exemple ultramicroscopique n°2**

Longueur d'une fibre du LP (a)

Photographie UGITECH



**Photo 19 : Exemple ultramicroscopique n°3**

Absence de fibres du LP, épaisseur d'une fibre du réseau trabéculaire (d) et taille d'un espace de Fontana (e)

Photographie UGITECH





**Photo 20 : Exemple ultramicroscopique n°4**

Epaisseur d'une fibre du réseau trabéculaire (d) et taille d'un espace de Fontana (e)

Photographie UGITECH

Toutes les données brutes de nos résultats relatifs à l'étude ultramicroscopique sont consultables en annexes.

L'analyse ultramicroscopique nous permettait d'obtenir différentes valeurs pour chaque paramètre mesuré.

La moyenne des longueurs des fibres du LP (a) allait de  $237\pm 65$   $\mu\text{m}$  à  $496\pm 20$   $\mu\text{m}$ .

La moyenne et l'écart-type de l'épaisseur des fibres du LP (b) allaient de  $7\pm 3$   $\mu\text{m}$  pour le chat présentant les fibres les plus fines, à  $34\pm 11$   $\mu\text{m}$  pour le chat présentant les fibres les plus larges.

La distance moyenne séparant 2 fibres du LP consécutives (c) était comprise entre  $152\pm 64$   $\mu\text{m}$  chez le chat présentant la plus grande densité de fibre, et  $266\pm 43$   $\mu\text{m}$  chez le chat présentant à l'inverse la plus faible densité de fibres du LP. Deux animaux ne présentaient pas de fibres du LP sur le cadran de l'AIC, signe d'une densité très faible.

L'épaisseur moyenne des fibres du réseau trabéculaire (d) était comprise entre  $5\pm 2$   $\mu\text{m}$  et  $15\pm 9$   $\mu\text{m}$ .

La taille moyenne des espaces de Fontana (e) mesurait entre  $38\pm 21$   $\mu\text{m}$  et  $65\pm 34$   $\mu\text{m}$ .

Ainsi, au sein de notre population d'étude, en observation sous MEB la longueur des fibres du LP variait d'un facteur 2, leur épaisseur variait d'un facteur 5, l'épaisseur moyenne des fibres du réseau trabéculaire variait d'un facteur 3, la taille de ces espaces de Fontana variait d'un facteur 2 au sein de notre échantillon. Enfin, la distance moyenne séparant deux fibres du LP était extrêmement variable (si grande chez deux individus qu'elle n'a pu être mesurée).

Les résultats des différentes mesures effectuées en MEB sur les 5 chats sont reportés dans le tableau ci-dessous :

|            | a                    | b         | c         | d                    | e                    |
|------------|----------------------|-----------|-----------|----------------------|----------------------|
| Chat 1     | Impossible à mesurer | 12±5      | 152±64    | 6±2                  | 38±21                |
| Chat 2     | Pas de LP            | Pas de LP | Pas de LP | 15±9                 | 65±34                |
| Chat 3     | 237±65               | 7±3       | 266±43    | Impossible à mesurer | Impossible à mesurer |
| Chat 4     | 496±20               | 34±11     | 236±27    | 7±2                  | 44±14                |
| Chat 5     | Pas de LP            | Pas de LP | Pas de LP | 5±2                  | 52±19                |
| Moyenne    | 366                  | 18        | 218       | 8                    | 50                   |
| Ecart-type | 129                  | 11        | 44        | 3                    | 9                    |

**Tableau 3 : Mesures de l'angle irido-cornéen (en  $\mu\text{m}$ ) réalisées en microscopie électronique à balayage**

### C.II.3 Résultats histologiques

Toutes les données brutes de nos résultats relatifs à l'étude histologique sont consultables en annexes.

La longueur de la fibre du LP (a) isolée sur chaque échantillon mesurait entre 387  $\mu\text{m}$  et 893  $\mu\text{m}$  pour une moyenne de 708±170  $\mu\text{m}$ .

L'épaisseur de la fibre du LP (b) isolée sur chaque échantillon était comprise entre 36  $\mu\text{m}$  et 64  $\mu\text{m}$ . La valeur moyenne de ce paramètre au sein de notre population de chats était de 45±10  $\mu\text{m}$ . Pour la préparation correspondant au chat 5, le plan de coupe histologique ne passait pas par toute la longueur du LP, il n'était donc pas possible de mesurer l'épaisseur de son LP selon les conditions que nous nous étions imposées, c'est-à-dire en mesurant

l'épaisseur de la fibre dans sa portion la plus large. Ainsi, sur cet échantillon, aucune mesure d'épaisseur du LP n'a été effectuée.

La profondeur de la fente ciliaire mesurée selon l'axe uvéoscléral (c) était comprise entre 783  $\mu\text{m}$  et 1564  $\mu\text{m}$ , pour une moyenne de  $1181 \pm 365$   $\mu\text{m}$  au sein de notre population d'étude.

La profondeur de la fente ciliaire mesurée selon l'axe cornéoscléral (d) était comprise entre 1100  $\mu\text{m}$  et 2030  $\mu\text{m}$ , pour une moyenne de  $1616 \pm 248$   $\mu\text{m}$  au sein de notre population d'étude.

Enfin, la largeur de la fente ciliaire (e) était comprise entre 177  $\mu\text{m}$  et 481  $\mu\text{m}$ , pour une moyenne de  $322 \pm 68$   $\mu\text{m}$  au sein de notre population d'étude.

Ainsi, au sein de notre population d'étude, en observation histologique, la longueur des fibres du LP variait d'un facteur légèrement supérieur à 2, leur épaisseur variait d'un facteur 2, la profondeur de la fente ciliaire selon l'axe uvéoscléral variait d'un facteur 2, la profondeur de la fente ciliaire selon l'axe cornéoscléral variait d'un facteur 2. Enfin, la largeur de la fente ciliaire variait d'un facteur légèrement supérieur à 2.

Les différentes mesures effectuées en microscopie optique après préparation histologique sur les 5 chats sont reportées dans le tableau ci-dessous :

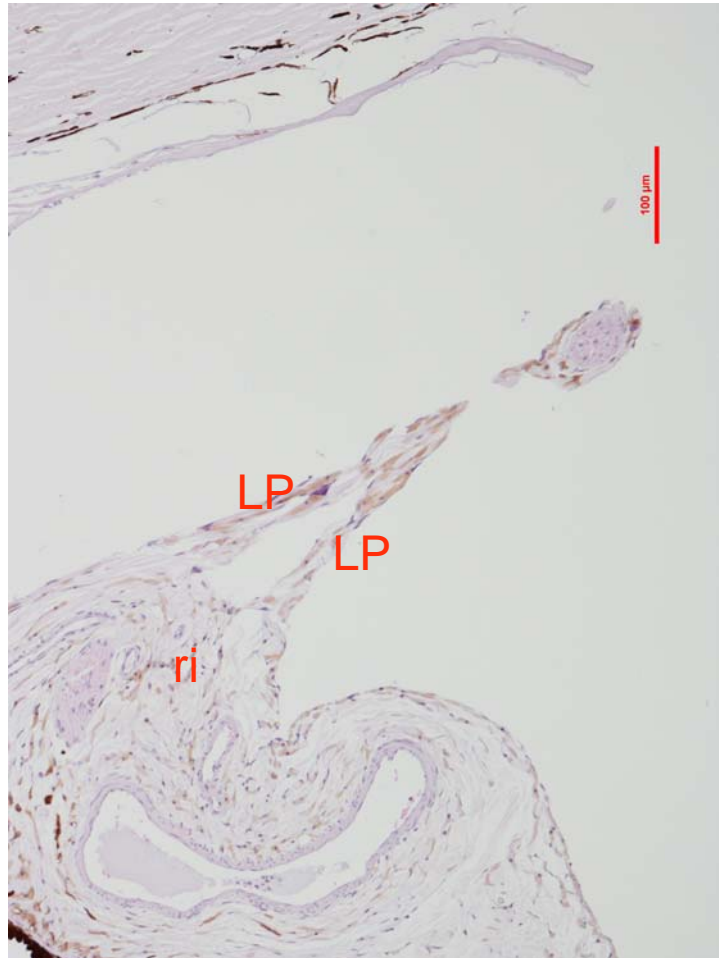
|            | a   | b         | c    | d    | e   |
|------------|-----|-----------|------|------|-----|
| Chat 1     | 603 | 42        | 1564 | 2030 | 334 |
| Chat 2     | 768 | 64        | 1071 | 1717 | 306 |
| Chat 3     | 387 | 36        | 783  | 1100 | 177 |
| Chat 4     | 893 | 37        | 1477 | 1720 | 481 |
| Chat 5     | 887 | Pas de LP | 1011 | 1511 | 314 |
| Moyenne    | 708 | 45        | 1181 | 1616 | 322 |
| Ecart-type | 170 | 10        | 365  | 248  | 68  |

**Tableau 4 : Mesures de l'angle irido-cornéen (en  $\mu\text{m}$ ) réalisées en histologie**



Observations histologiques :

Une de nos coupes histologiques montrait la dichotomisation d'une fibre du LP.



**Photo 21 : Fibre du LP dichotomisée chez un chat, vue en histologie**

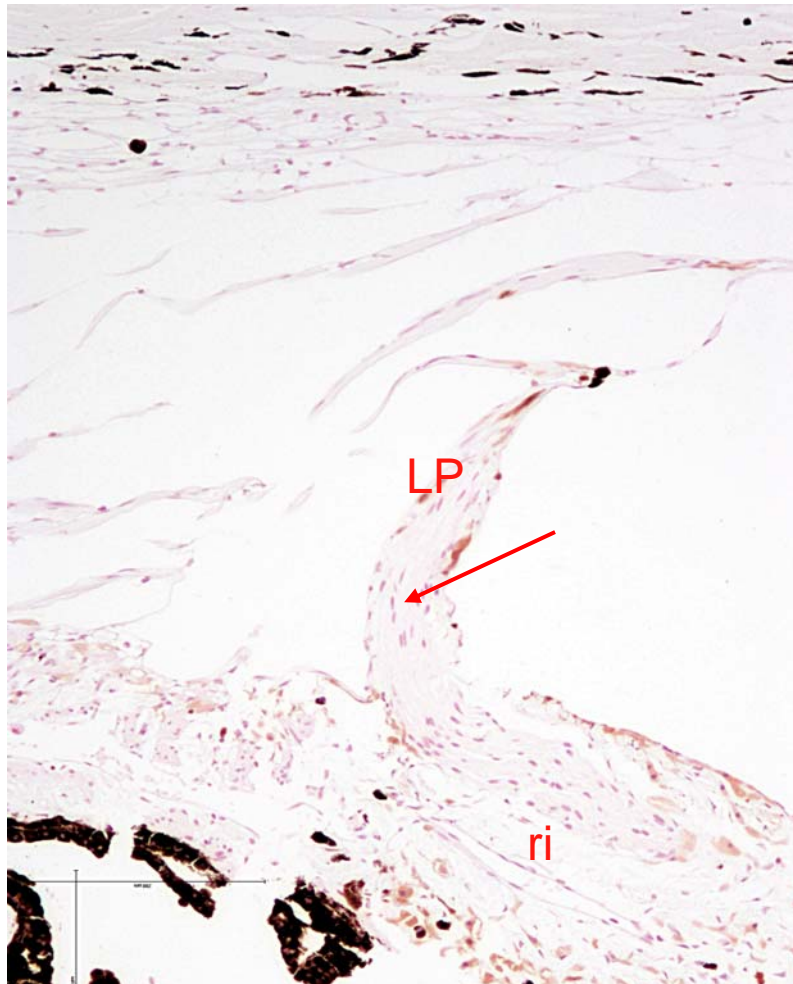
Légende : LP : ligament pectiné  
ri : racine de l'iris

Coloration Hémalum Eosine x100

Photographie I. RAYMOND-LETRON

Sur ce cliché, la fibre du LP se divise en deux et vient s'insérer sur deux sites différents à la racine de l'iris : cette fibre est dichotomisée. Il est à noter qu'ici, le LP n'est pas visible sur toute sa longueur.

Lors de notre étude histologique, à la lecture des lames, certaines fibres du LP présentait un faisceau de fibres musculaires lisses. Cette observation était valable sur nombreuses coupes sériées, et cela concernait deux animaux parmi les cinq inclus dans notre étude.



**Photo 22 : Fibre du LP présentant un faisceau de fibres musculaires lisses**

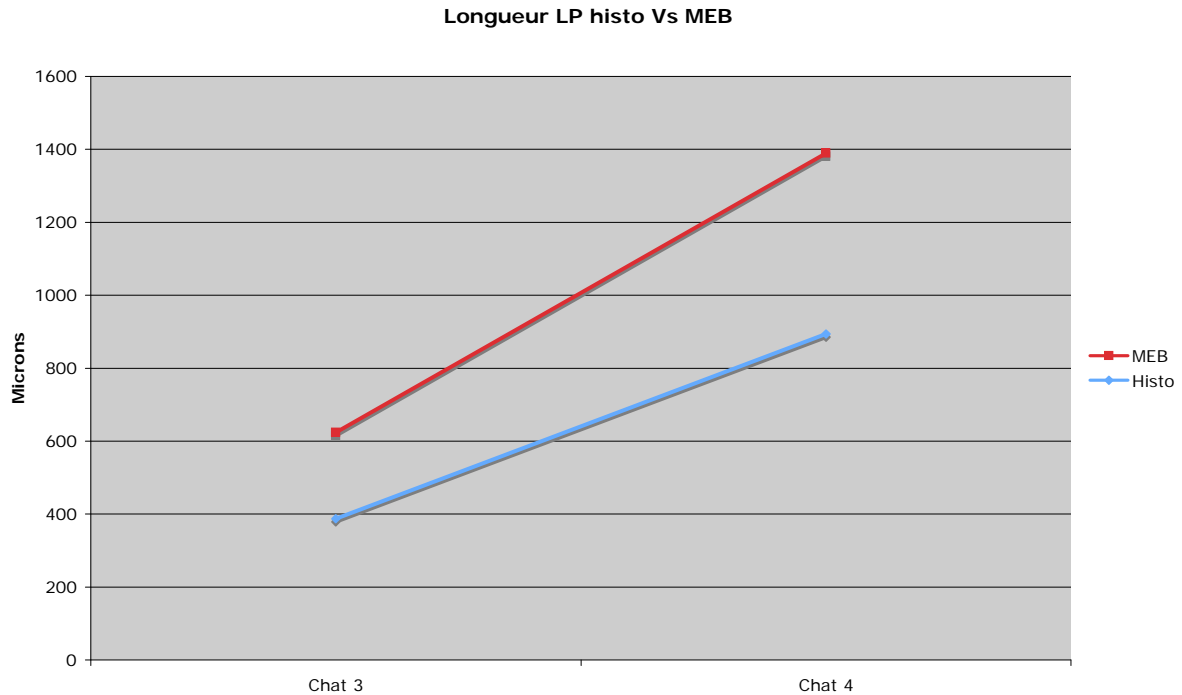
Légende : LP : ligament pectiné  
ri : racine de l'iris  
la flèche pointe le faisceau de fibres musculaires lisses

Coloration Hémalun Eosine x100

Photographie I. RAYMOND-LETRON

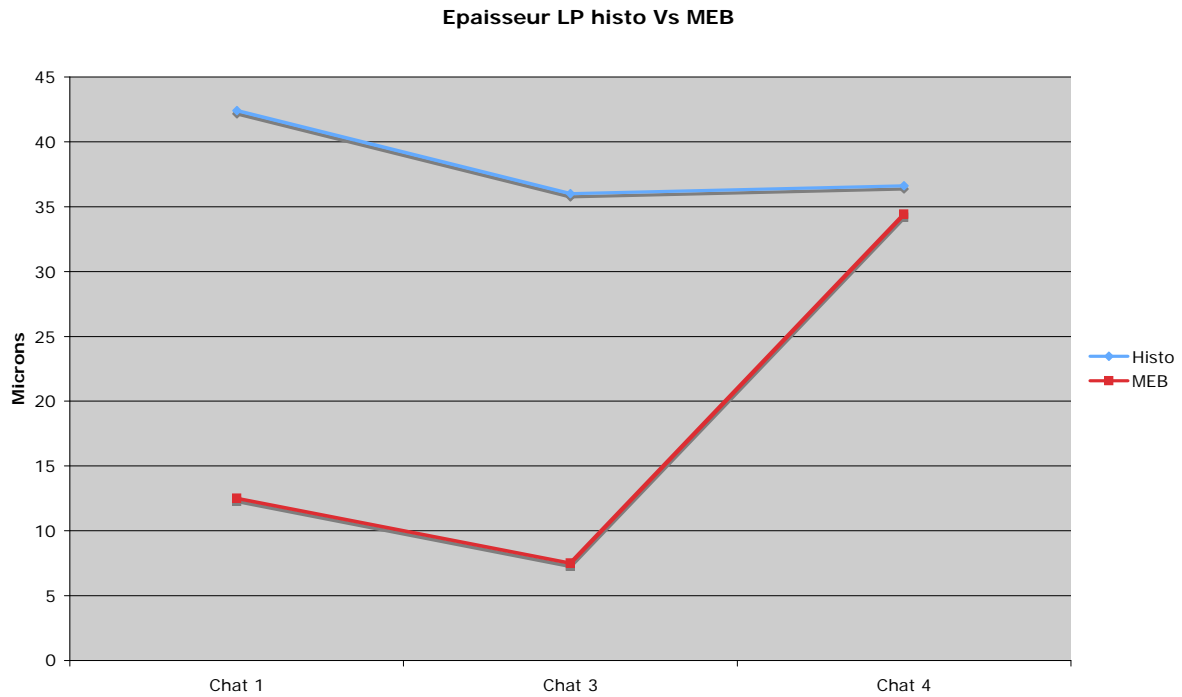
Sur cette image, le faisceau de fibres musculaires lisses du LP semble provenir de la racine de l'iris.

## C.II.4 Résultats comparés de MEB et d'histologie



**Tableau 5 : Résultats comparés des mesures de longueur du LP chez 5 chats selon une analyse histologique Vs ultramicroscopique**

Seules les mesures de la longueur du LP des chats 3 et 4 ont pu être comparées entre la technique histologique et la technique par MEB. En effet, la longueur du LP n'était mesurable que sur deux chats (chats 3 et 4) en MEB. Il en ressort que la longueur mesurée était plus faible après préparation histologique, qu'après observation au MEB. Les préparations inhérentes à l'histologie et à la MEB entraînent des rétractions tissulaires de la région de l'AIC d'amplitudes différentes. Ceci explique l'écart dans les résultats des mesures entre les deux techniques. Il apparaît également que cet écart dans les mesures entre les deux techniques était globalement proportionnel. En effet, les pentes des courbes entre les chats 3 et 4 étaient semblables. Ces deux techniques permettaient donc d'évaluer la longueur du LP de façon semi quantitative et relative.



**Tableau 6 : Résultats comparés des mesures de l'épaisseur du LP chez 5 chats selon une analyse histologique Vs ultramicroscopique**

Seules les mesures de l'épaisseur du LP des chats 1, 3 et 4 ont pu être comparées. En effet, l'épaisseur du LP n'était pas mesurable en MEB pour les chats 2 et 5. Les valeurs des mesures variaient en fonction de la technique appliquée à l'échantillon. Pour les chats 1 et 3, l'épaisseur mesurée du LP en MEB était très inférieure à celle mesurée en histologie. Pour le chat 4, les deux valeurs mesurées selon les deux techniques étaient similaires. L'écart des résultats entre les deux techniques était donc inconstant.

### C.III Discussion

L'AIC est une structure fondamentale participant à l'homéostasie oculaire. Cette région de drainage de l'humeur aqueuse est systématiquement impliquée dans la physiopathologie du glaucome. Avec l'évolution de la médecine vétérinaire et plus particulièrement de l'ophtalmologie vétérinaire, les soins apportés aux animaux sont de plus en plus spécifiques et aboutis. Pour répondre aux attentes des propriétaires et apporter les soins adéquats, les connaissances physiologiques mais aussi morphologiques sont tout à fait incontournables. Même si chez le chat, le glaucome a une importance épidémiologique moins élevée que chez le chien, il semble intéressant de faire évoluer nos connaissances sur la morphologie de l'AIC chez cet animal avant de pouvoir diagnostiquer les anomalies de cette région de l'œil.

Que ce soit chez le chien mais également chez l'homme, en pratique courante, la gonioscopie a depuis longtemps fait ses preuves et s'est imposée comme un examen incontournable dans l'exploration de l'angle camérulaire, réalisable en routine pour le vétérinaire. Cette technique d'observation de l'AIC est relativement rapide à effectuer, peu invasive, elle s'applique sur des animaux vivants, souvent vigils. Elle délivre un résultat immédiat, nous permettant de visualiser la région antérieure de l'angle, c'est-à-dire l'ouverture de la fente ciliaire et le LP. Cet examen ne permet pas d'évaluer les structures les plus internes de l'AIC. Aussi, il est impossible d'effectuer des mesures physiques des différentes structures observées.

Au vu de nos résultats, l'aspect gonioscopique de l'AIC du chat semble être beaucoup plus variable que celui du chien. Si l'ouverture de la fente ciliaire apparaît très constante chez le chat, la morphologie du LP est quant à elle beaucoup plus variable. Cela s'exprime de façon relative en ce qui concerne son épaisseur, mais s'avère particulièrement marqué en ce qui concerne sa densité, son orientation ou encore ses ramifications. Les résultats gonioscopiques montrent en effet des densités, des orientations, et des niveaux de dichotomisation du LP très disparates au sein d'une population de chats sains.

L'ouverture importante et constante de la fente ciliaire observée chez le chat dans cette étude (96% de notre population présentait une fente ciliaire notée large) pourrait expliquer la faible prévalence de glaucome primaire rencontrée dans cette espèce.

Nous avons remarqué que parmi les chats étudiés en gonioscopie, les deux individus ne présentant pas de LP avaient tous deux des iris bleus. Ceci nous conduit à penser qu'il

pourrait exister une relation entre le développement du LP et la pigmentation de l'uvée antérieure. Une étude gonioscopique réalisée exclusivement sur des chats à iris bleus permettrait de trancher sur cette hypothèse.

Notre série d'étude sur pièces tissulaires est restreinte. En effet, pour des raisons de coûts d'analyse, nous nous sommes limités à 5 animaux.

L'étude histologique aborde l'AIC avec un regard plus objectif. Cela reste toutefois une approche semi quantitative. En effet, les contraintes inhérentes à la préparation des échantillons par la méthode histologique induisent une déformation des tissus difficilement quantifiable et donc un biais sur les mesures physiques des différents constituants de l'angle caméculaire. Toutefois, la rétraction tissulaire observée suite à la préparation histologique est harmonieuse, les proportions des différentes structures de l'œil sont conservées, ce qui nous permet de parler d'approche semi quantitative. Ainsi, l'analyse histologique souligne la variabilité de l'AIC d'un individu à l'autre puisque pour chacun des paramètres mesurés, nous avons relevé des écarts allant jusqu'à un facteur 2.

De plus, cette technique donne accès à certains constituants internes de l'AIC, ce que ne permet pas la gonioscopie. L'étude histologique de l'AIC est par contre très restrictive quant à la population concernée puisqu'elle s'effectue uniquement après énucléation.

L'identification histologique de faisceaux de muscles lisses au centre de certaines fibres du LP était tout à fait inattendue. A notre connaissance, ceci n'est pas décrit dans la littérature. Cela pourrait laisser supposer qu'en cas de contraction de ces muscles lisses, le LP se rétracterait et fermerait ainsi de quelques degrés l'AIC. Deux hypothèses sont à émettre quand à l'origine de ces faisceaux musculaires. La première hypothèse serait que ces faisceaux sont le prolongement de la partie antérieure du muscle ciliaire. La deuxième serait qu'ils sont issus de la musculature irienne périphérique. Une étude histologique recentrée sur ce sujet serait d'un grand intérêt pour éclaircir ce point.

L'analyse ultramicroscopique de l'AIC est complémentaire de l'analyse histologique puisque ces deux techniques étaient réalisées chacune sur une moitié des mêmes globes oculaires. L'étude ultramicroscopique donne également une approche semi quantitative, pour les mêmes raisons qu'en histologie. Elle donne à observer très finement le LP, sans que les contraintes techniques n'altèrent trop sa morphologie. Par ses résultats, cette étude sous MEB met

également en avant la grande variabilité de l'AIC du chat. De plus, la microscopie électronique donne accès à la mesure physique des espaces de Fontana, ce qui est plus difficile en histologie. Cette technique s'avère également très restrictive quant à la population étudiée, puisque ici aussi, l'examen s'effectue après énucléation.

Les écarts de mesures de la longueur du LP au sein d'un même AIC se montraient proportionnels entre l'histologie et le MEB. Ils sont liés aux contraintes subies par les échantillons lors de leur préparation, qui modifient la taille initiale des éléments constitutifs de l'AIC. En effet, les préparations imposées par l'histologie et la microscopie électronique entraînent des rétractions tissulaires d'amplitudes différentes, qui dépendent directement de la technique utilisée. Ceci justifie les écarts de mesures observés entre les deux techniques. Toutefois, ces rétractions tissulaires sont harmonieuses, et cela explique que les écarts de mesures de la longueur du LP restent proportionnels entre les deux techniques.

Pour ce qui concerne la mesure de l'épaisseur du LP au sein d'un même globe oculaire, il apparaît que les écarts de mesures entre les deux techniques n'étaient pas répétables. Ceci peut s'expliquer par le fait qu'en histologie, le plan de coupe de l'AIC ne passe pas forcément par le centre du LP. Ainsi, la faible épaisseur mesurée en histologie sur le chat 4, par rapport à ce qui était mesuré en MEB, peut être due à un plan de coupe ne passant pas par le centre du LP. Nous devons également envisager que ces animaux puissent présenter des fibres du LP de calibres non homogènes sur tout l'AIC. En effet, les résultats gonioscopiques ont montré qu'un certain nombre de chats présentaient des fibres de calibres variés au sein d'un même angle (cf. annexe 1).

Dans les résultats histologiques et ultramicroscopiques, on s'aperçoit que l'ensemble des mesures relatives à l'AIC du chat 3 étaient toutes bien inférieures à celles des quatre autres animaux. Cela peut se justifier par le jeune âge de cet animal. En effet, ce dernier était un chat de 8 semaines et nous pouvons facilement imaginer qu'à cet âge, le globe oculaire n'a pas encore atteint sa taille définitive. Ceci était d'ailleurs objectivable à l'œil nu en comparant le volume des globes oculaires sur les coupes histologiques. Le globe oculaire du chat 3 présentait un périmètre très inférieur à celui des quatre autres lorsque l'on superposait les lames histologiques.

Aucune image de dysplasie du LP n'était visible au cours de notre étude. Ceci est en accord avec le fait que cette affection est rare chez le chat [50]. Elle est à l'inverse plus fréquente chez le chien [33], ce qui motive par exemple certains clubs de race à la dépister.

La limite principale de la gonioscopie vient du fait qu'elle procède à une analyse subjective qualitative très dépendante de l'opérateur, aussi bien sur le plan de la technique que sur celui de l'interprétation. Par exemple, sur les chats à iris clairs ne présentant peu ou pas de fibres du LP, il est très difficile de faire la différence entre une fibre primaire du LP extrêmement fine, une fibre secondaire, ou bien le trabeculum antérieur. En effet, la gonioscopie nécessite une bonne maîtrise technique ainsi que des conditions de réalisation favorables.

La limite de l'analyse en MEB vient du fait que la position de l'échantillon sous le microscope influe directement sur la mesure. En effet, l'échantillon et plus précisément la région de l'AIC qui intéresse nos mesures n'est jamais parfaitement perpendiculaire au faisceau d'électrons incidents. Ceci induit un très léger biais dans les mesures venant s'ajouter à la déformation de l'échantillon après déshydratation lors de la phase de préparation. De plus, l'analyse des pièces anatomiques sous MEB nous limite à une petite fenêtre d'observation. L'utilisation d'un MEB biologique (ne nécessitant pas un vide poussé contrairement au MEB industriel) serait plus adaptée à une analyse quantitative de l'AIC

La limite de notre étude histologique provient du fait que sur les coupes, le LP est très souvent incomplet voire absent. En effet, il est techniquement très difficile d'obtenir une coupe parfaitement parallèle au LP sur toute sa longueur compte tenue de sa faible épaisseur. Cela explique que sur cinq bulbes oculaires préparés en histologie, seuls deux ont laissé voir le LP en coupe. Pour chaque prélèvement, nous avons sélectionné la coupe histologique qui montrait le mieux le LP dans son intégralité quand cela était possible.



## CONCLUSION

L'angle irido-cornéen est une région fonctionnelle de haute importance au sein de l'oeil. En effet, l'AIC est l'organe de drainage de l'humeur aqueuse, au carrefour de la chambre antérieure de l'œil et du système veineux collecteur, permettant l'homéostasie oculaire.

Si cet AIC est relativement constant lors de son observation gonioscopique chez le chien, il s'avère beaucoup plus variable chez le chat.

Avant tout, il est indispensable de se placer dans de bonnes conditions pour évaluer l'aspect gonioscopique de l'AIC. L'observation gonioscopique nécessite le choix d'un matériel adapté au chat, ainsi qu'une bonne maîtrise de la technique, ce qui s'acquiert rapidement avec de la pratique.

En gonioscopie, nous avons vu que l'AIC du chat était variable par plus d'un aspect. Même si la taille de la fente ciliaire est très constante, la densité des fibres du LP, leur orientation et leur dichotomisation sont tout à fait aléatoires d'un individu à un autre. Aussi, si une grande majorité de chats présente des fibres du LP de largeur fine à moyenne, nous avons pu observer chez quelques individus des fibres de très gros calibre, et à l'inverse parfois des fibres très fines.

Les études histologiques et ultramicroscopiques corroborent les observations gonioscopiques en soulignant la variabilité des constituants de l'AIC chez le chat.

En observation gonioscopique de routine, le vétérinaire praticien doit donc s'attendre à rencontrer des LP de morphologie très variées chez le chat. La taille de l'entrée de la fente ciliaire doit en revanche attirer son attention. Son étroitesse doit faire suspecter une anomalie de l'AIC.

De nouvelles méthodes d'analyse de l'AIC, certes onéreuses mais beaucoup moins invasives commencent à se démocratiser. Il s'agit de la biomicroscopie ultrasonore (UBM) mais également de la tomographie en cohérence optique (OCT) qui permettent l'exploration détaillée de tous les composants internes de l'AIC *in vivo*. Elles représentent des techniques

d'avenir pour l'étude de l'angle, car elles permettent de s'affranchir de tous les biais inhérents aux différentes préparations imposées par l'histologie ou bien encore par la MEB.





## **BIBLIOGRAPHIE**

1 : AGUIRRE G., RUBIN L.F., BISTNER S.I.

Development of the Canine eye.

*Am. J. Vet. Res.* 1972, **33** : 2399-2414.

2 : ALLEN L., BURIAN H.M. et BRALEY A.

A new concept of the development of the anterior chambre angle.

*Arch. Ophthalmol.* 1955, **53** : 783-798.

3 : AUBIN M.L., POWELL C.C., GIONFRIDDO J.R., FAILS A.D.

Ultrasound Biomicroscopy of the Feline Anterior Segment.

*Vet. Ophthalmol.* 2003, **6** : 15-17.

4 : BARNETT K.C., CRISPIN S.M.

Aqueous and glaucoma.

In : Feline Ophthalmology. SAUNDERS (ed), London 1998, pp 104-111.

5 : BEDFORD P.G.C.

A practical Method of Gonioscopy and Goniophotography in the Dog and Cat.

*J. Small Anim. Pract.* 1973, **14** : 601-606.

6 : BEDFORD P.G.C.

Gonioscopy in the Dog.

*J. Small Anim. Pract.* 1977, **18** : 615-629.

7 : CALKINS L.L.

The aqueous filtration angle. A phylogenetic and ontogenetic comparative histo-anatomic study of mammalian eyes.

*Trans. Am. Ophth. Soc.*, 1960, **58** : 364-391.

8 : COOK C.S.

Ocular embryology and congenital malformations.

In : Veterinary Ophthalmology, 4° edition, GELATT K.N. (ed). Blackwell Publishing, Ames 2007, pp 3-30.

9 : DELLMANN H.D.

Eye.

In : Textbook of Veterinary Histology, 5° edition, DELLMANN H.D., EURELL J., Williams and Wilkins, Baltimore 1998, pp 333-344.

10 : DUVAL A., BOUQUILLON A. (Page consultée le 12 mai 2009).

Site du Laboratoire de Recherche des Musées de France, [en ligne]. Adresse URL : <http://www.culture.gouv.fr/culture/conservation/fr/methodes/meb.htm>

11 : GELATT K.N., GUM G.G., WILLIAMS L.W., BARRIE K.P.

Uveoscleral Flow of Aqueous Humor in the Normal Dog.

*Am. J. Vet. Res.* 1979, **40** : 845-848.

12 : GELATT K.N., LADDS P.W.

Gonioscopy in dogs and cats with glaucoma and ocular tumours.

*J. Small Anim. Pract.* 1971, **12** : 105-117.

13 : GRIERSON I., LEE W.R.

Acid mucopolysaccharides in the outflow apparatus.

*Exp. Eye. Res.* 1975, **21** : 417-431.

14 : GUM G.G., GELATT K.N., ESSON D.W.

Physiology of the Eye.

In : Veterinary Ophthalmology, 4° edition, GELATT K.N. (ed). Blackwell Publishing, Ames 2007, pp 149-182.

15 : HAMOR R.E., EHRHART E.J.

Eye.

In : Dellmann's Textbook of Veterinary Histology, 6<sup>o</sup> edition, EURELL J.A., FRAPPIER B.L., Blackwell Publishing, Ames 2006, pp 350-363.

16 : HANSSON H., JERNDAL T.

Scanning electron microscopic studies on the development of the iridocorneal angle in human eyes.

*Invest. Ophthalmol.* 1971, **10** : 252-265.

17 : International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature

Organum visus.

In : Nomina Anatomica Veterinaria, 4<sup>o</sup> édition. World Assoc. Vet. Anat., Zürich and Ithaca, 1994, pp 133-135.

18 : JEGOU J.P.

La gonioscopie.

Document pédagogique pour le C.E.S. d'Ophthalmologie Vétérinaire 2004-2005, 13p. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, France.

19 : KNEPPER P.A., GOOSSENS W., PALMBERG P.F.

Glycosaminoglycan stratification of the juxtacanalicular tissue in normal and primary open angle glaucoma.

*Invest. Ophthalmol. Vis. Sci.* 1996, **37** : 2414-2425.

20 : LARRY L., CALKINS L.L.

The aqueous filtration angle : a phylogenetic and ontogenetic comparative histo-anatomic study of mammalian eyes.

*Trans. Am. Ophth. Soc.* 1960, **58** : 364-391.

21 : MARTIN C.L.

Development of pectinate ligament structure of the dog : study by scanning electron microscopy.

*Am. J. Vet. Res.* 1974, **35** : 1433-1439.

22 : MARTIN C.L.

Gonioscopy and anatomical correlations of the drainage angle of the dog.

*J. Small Anim. Pract.* 1969, **10** : 171-184.

23 : MARTIN C.L.

Scanning electron microscopic examination of selected canine iridocorneal angle abnormalities.

*J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 1975, **11** : 300-306.

24 : MARTIN C.L.

The normal canine iridocorneal angle as viewed with the scanning electron microscope.

*J. Am. Anim. Hosp. Assoc.* 1975, **11** : 180-184.

25 : MARTIN C.L., ANDERSON B.G.

Ocular anatomy.

In : GELATT K.N. : Textbook of Veterinary Ophthalmology. Lea & Febiger, Philadelphia, 1981, pp 12-121.

26 : MORRISON J.C., VAN BUSKIRK E.M.

The Canine Eye : Pectinate Ligaments and Aqueous Outflow Resistance.

*Invest. Ophthalmol. Vis. Sci.* 1982, **23** : 726-732.

27 : MOUILLON M., ROMANET J.P.

Anatomie de l'angle irido-cornéen.

In : Encycl. Med. Chir. (Paris, France), Ophtalmologie, 21003 A50, 4.11.04, 8p.

28 : OLLIVIER F.J., PLUMMER C.E., BARRIE K.P.

Ophthalmic Examination and Diagnostics, Part 1 : The Eye Examination and Diagnostic Procedures.

In : Veterinary Ophthalmology, 4<sup>o</sup> edition, GELATT K.N. (ed). Blackwell Publishing, Ames 2007, pp 438-483.



29 : PEPIOT M.

Les glycosaminoglycanes.

In : Glaucomes, BECHETOILLE A. (ed), Paris, 1987, p171.

30 : PERRIN M. (Page consultée le 13 mai 2009)

Site du Centre de Microscopie Electronique à Balayage et de microAnalyse, [en ligne].

Adresse URL : [http://www.cmeba.univ-rennes1.fr/Principe\\_MEB.html](http://www.cmeba.univ-rennes1.fr/Principe_MEB.html)

31 : PLANE C.

Voies d'Excrétion de l'Humeur Aqueuse.

In : Biophtalmologie, SOLE P., DALENS H., GENTOU C. (ed). Paris ; Masson, 1992, Livre IV, pp 23-41.

32 : PUECH M., BERGES O.

Biomicroscopie ultrasonore du segment antérieur.

In : Encycl. Méd. Chir. (Elsevier, Paris), Ophtalmologie, 21-065-A-20, 1997, 7p.

33 : READ R.A., WOOD J.L.N., LAKHANI K.H.

Pectinate ligament dysplasia (PLD) and glaucoma in Flat Coated Retrievers. I. Objectives, technique and results of a PLD survey.

*Vet. Ophthalmol.* 1998, **1** : 85-90.

34 : ROSOLEN S.

L'angle irido-cornéen s'observe par un verre à quatre miroirs.

*La Semaine Vétérinaire*, 2002, **1048**, 18.

35 : SAMUELSON D.A.

A reevaluation of the comparative anatomy of the eutherian iridocorneal angle and associated ciliary body musculature.

*Vet. Comp. Ophthalmol.* 1996, **6** : 153-172.

36 : SAMUELSON D.A.

Eye and Ear.

In : Textbook of Veterinary Histology, SAMUELSON D.A. Saunders Elsevier, Missouri 2007, pp 487-524.

37 : SAMUELSON D.A.

Ophthalmic anatomy.

In : Veterinary Ophthalmology, 4<sup>o</sup> edition, GELATT K.N. (ed). Blackwell Publishing, Ames 2007, pp 37-138.

38 : SAMUELSON D.A., GELATT K.N.

Aqueous Outflow in Beagle. I. Postnatal Morphologic Development of the Iridorneal Angle : Pectinate Ligament and Uveal Trabecular Meshwork.

*Curr. Eye Res.* 1984, **3** : 783-794.

39 : SAMUELSON D.A., GELATT K.N.

Aqueous Outflow in Beagle. II. Postnatal Morphologic Development of the Iridorneal Angle : Corneoscleral trabecular meshwork and angular aqueous plexus.

*Curr. Eye Res.* 1984, **3** : 795-807.

40 : SAUTET J.Y., LIGNEREUX Y.

L'angle irido-cornéen.

Document pédagogique pour le C.E.S. d'Ophtalmologie Vétérinaire 2004-2005, 24p. École Nationale Vétérinaire de Toulouse, France.

41 : SAUTET J.Y., LIGNEREUX Y.

Tunique vasculaire de l'œil.

Document pédagogique pour le C.E.S d'ophtalmologie vétérinaire 2004-2005, 47p., École Nationale Vétérinaire de Toulouse, France.

42 : SAUTET J.Y., LIGNEREUX Y.

Vascularisation de l'Oeil et des Annexes.

Document pédagogique pour le C.E.S. d'Ophtalmologie Vétérinaire 2004-2005, 16p. École Nationale Vétérinaire de Toulouse, France.

43 : SCHMIDT-MORAND D.

La gonioscopie est un examen trop souvent négligé.

*La Semaine Vétérinaire*, 2003, **1092**, 14.

44 : SIMOENS P., DE GEEST J.P., LAUWERS H.

Comparative Morphology of the Pectinate Ligaments of Domestic Mammals, as Observed under the Dissecting Microscope and the Scanning Electron Microscope.

*J. Vet. Med. Sci.* 1996, **58** : 977-982.

45 : SOURI E.N.

Gonioscopy in veterinary ophthalmology.

*Vet. Med Small Anim. Clin.* 1971, **66** : 895-897.

46 : STEVENS A., LOWE J.

Techniques utilisées en histologie et en biologie cellulaire.

In: Histologie, Editions Pradel, 1993, p 5.

47 : TRIPATHI R.C., TRIPATHI B.J.

The mechanism of aqueous outflow in lower mammals.

*Exp. Eye. Res.* 1972, **14** : 73-79.

48 : TRONCOSO M.

A treatise on gonioscopy.

F.A. Davis Company, publishers, Philadelphia, 1948.

49 : TRONCOSO M., CASTROVIEJO R.

Microanatomy of the eye with the slit lamp microscope.

*Am. J. Ophthalmol.* 1936, **19** : 481-492.

50 : TROST K., PEIFFER R.L., NELL B.

Goniodysgenesis associated with primary glaucoma in an adult European Short-haired cat.

*Vet. Ophthalmol.* 2007, **10 suppl 1** : 3-7.

51 : VAINISI S.J.

Tonometry and gonioscopy in the dog.

*J. small Anim. Pract.* 1970, **11** : 231-240.

52 : YOUNG B., LOWE J.S., STEVENS A., HEATH J.W.

The eye.

In : Wheater's Functional Histology, a text and colour atlas, 5<sup>o</sup> edition YOUNG B., LOWE J.S., STEVENS A., HEATH J.W., Churchill Livingstone Elsevier, Philadelphia 2006, pp 402-413.

## ANNEXES :

| Chat | Sexe | Age (mois) | Couleur d'Iris | Calibre LP | Densité LP | Orientation | Taille fente ciliaire | LP dichotomisés |
|------|------|------------|----------------|------------|------------|-------------|-----------------------|-----------------|
| 1    | M    | 12         | J              | 1 à 3      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 2    | M    | 12         | J              | 1 à 4      | Moyenne    | Droite      | Large                 | Oui             |
| 3    | M    | 12         | J              | 1 à 4      | Forte      | Droite      | Large                 | Non             |
| 4    | M    | 6          | J              | 2 à 4      | Forte      | Variable    | Large                 | Non             |
| 5    | M    | 7          | J              | 2 à 4      | Faible     | Droite      | Large                 | Non             |
| 6    | F    | 7          | J              | 1          | Faible     | Droite      | Large                 | Non             |
| 7    | M    | 18         | J              | 2 à 3      | Moyenne    | Droite      | Large                 | Oui             |
| 8    | M    | 9          | B              | 1 à 2      | Faible     | Droite      | Large                 | Non             |
| 9    | F    | 9          | J              | 1 à 3      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 10   | F    | 36         | J              | 1 à 2      | Forte      | Oblique     | Large                 | Non             |
| 11   | F    | 8          | J              | 2 à 3      | Forte      | Variable    | Large                 | Non             |
| 12   | F    | 5          | J              | 2 à 4      | Forte      | Oblique     | Large                 | Non             |
| 13   | M    | 6          | J              | 3          | Variable   | Oblique     | Large                 | Oui             |
| 14   | M    | 24         | J              | 1 à 2      | Faible     | Variable    | Large                 | Oui             |
| 15   | M    | 24         | J              | 2 à 3      | Moyenne    | Droite      | Large                 | Oui             |
| 16   | M    | 24         | J              | 2          | Faible     | Droite      | Large                 | Non             |
| 17   | M    | 24         | J              | 1 à 5      | Moyenne    | Variable    | Large                 | Non             |
| 18   | M    | 6          | J              | 2 à 3      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 19   | M    | 7          | J              | 2          | Variable   | Variable    | Large                 | Oui             |
| 20   | M    | 7          | J              | 1 à 2      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 21   | M    | 8          | B              | 0          | 0          | 0           | Large                 | 0               |
| 22   | M    | 8          | J              | 1 à 2      | Faible     | Variable    | Large                 | Oui             |
| 23   | M    | 8          | J              | 2 à 3      | Forte      | Droite      | Large                 | Oui             |
| 24   | M    | 9          | J              | 2          | Moyenne    | Variable    | Large                 | Oui             |
| 25   | M    | 9          | J              | 1 à 2      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 26   | M    | 8          | J              | 2 à 3      | Variable   | Variable    | Large                 | Oui             |
| 27   | M    | 7          | J              | 1 à 3      | Moyenne    | Oblique     | Large                 | Non             |
| 28   | M    | 8          | J              | 1          | Faible     | Droite      | Large                 | Non             |
| 29   | M    | 48         | J              | 1 à 3      | Forte      | Droite      | Large                 | Non             |
| 30   | M    | 7          | J              | 3          | Variable   | Variable    | Large                 | Oui             |
| 31   | M    | 10         | J              | 2 à 3      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 32   | F    | 24         | J              | 1 à 4      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 33   | F    | 10         | J              | 1 à 3      | Forte      | Oblique     | Large                 | Non             |
| 34   | F    | 9          | J              | 1 à 3      | Forte      | Oblique     | Large                 | Oui             |
| 35   | M    | 6          | J              | 1 à 5      | Variable   | Droite      | Large                 | Non             |
| 36   | M    | 8          | B              | 1          | Faible     | Droite      | Moyenne               | Non             |
| 37   | M    | 18         | J              | 2 à 3      | Moyenne    | Droite      | Large                 | Oui             |
| 38   | F    | 24         | J              | 2          | Variable   | Droite      | Large                 | Oui             |
| 39   | M    | 10         | J              | 1 à 3      | Moyenne    | Variable    | Large                 | Oui             |
| 40   | F    | 36         | B              | 1 à 4      | Forte      | Variable    | Large                 | Non             |
| 41   | M    | 8          | J              | 1 à 3      | Forte      | Droite      | Large                 | Non             |
| 42   | M    | 12         | J              | 1 à 5      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |

| Chat | Sexe | Age (mois) | Couleur d'Iris | Calibre LP | Densité LP | Orientation | Taille fente ciliaire | LP dichotomisés |
|------|------|------------|----------------|------------|------------|-------------|-----------------------|-----------------|
| 44   | M    | 6          | J              | 1 à 3      | Forte      | Oblique     | Large                 | Oui             |
| 45   | M    | 8          | B              |            | 0          | 0           | 0 Large               | 0               |
| 46   | M    | 9          | J              |            | 2 Faible   | Droite      | Large                 | Non             |
| 47   | M    | 8          | J              | 2 à 3      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 48   | M    | 9          | J              | 1 à 2      | Variable   | Oblique     | Large                 | Non             |
| 49   | F    | 30         | J              |            | 3 Forte    | Variable    | Moyenne               | Oui             |
| 50   | M    | 11         | J              | 1 à 3      | Forte      | Variable    | Large                 | Oui             |
| 51   | F    | 24         | J              | 2 à 3      | Moyenne    | Droite      | Large                 | Non             |

### **Annexe 1 : Résultats des analyses gonioscopiques**

| Chat | a     | b     | c      | d      | e     |
|------|-------|-------|--------|--------|-------|
| I    | 602,7 | 42,4  | 1563,8 | 2029,6 | 334,5 |
| II   | 767,6 | 64,22 | 1071,3 | 1716,8 | 305,5 |
| III  | 386,9 | 36    | 783    | 1090,7 | 177,2 |
| IV   | 893,3 | 36,6  | 1476,9 | 1719,9 | 480,8 |
| V    | 886,6 |       | 1010,7 | 1639,7 | 313,7 |

### **Annexe 2 : Résultats des analyses histologiques**

|            | Echantillon 1        | Echantillon 2 | Echantillon 3 | Echantillon 4 | Echantillon 5 |
|------------|----------------------|---------------|---------------|---------------|---------------|
|            | impossible à mesurer | pas de LP     | 154,5         | 463,5         | pas de LP     |
|            |                      |               | 161,3         | 486           |               |
|            |                      |               | 230,5         | 489           |               |
|            |                      |               | 233           | 498,4         |               |
|            |                      |               | 234           | 542,6         |               |
|            |                      |               | 253,2         |               |               |
|            |                      |               | 259           |               |               |
|            |                      |               | 259,3         |               |               |
|            |                      |               | 263           |               |               |
|            |                      |               | 264           |               |               |
|            |                      |               | 297,5         |               |               |
| Moyenne    |                      |               | 237,2         | 495,9         |               |
| Médiane    |                      |               | 253,2         | 489           |               |
| Ecart-type |                      |               | 64,85         | 19,7          |               |

### **Annexe 3 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : longueur des fibres du ligament pectiné (a)**

|            | Echantillon 1 | Echantillon 2 | Echantillon 3 | Echantillon 4 | Echantillon 5 |
|------------|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|
|            | 1,5           | pas de LP     | 2,2           | 16,6          | pas de LP     |
|            | 6,3           |               | 4,3           | 18,5          |               |
|            | 8             |               | 4,6           | 24,5          |               |
|            | 8,5           |               | 4,6           | 25,9          |               |
|            | 8,7           |               | 4,7           | 27,1          |               |
|            | 9,1           |               | 4,8           | 32,6          |               |
|            | 11,5          |               | 6,2           | 40,9          |               |
|            | 13,4          |               | 6,3           | 43,7          |               |
|            | 13,7          |               | 7,6           | 47,4          |               |
|            | 15,2          |               | 7,7           | 49,6          |               |
|            | 16,7          |               | 8,2           | 51,9          |               |
|            | 17,1          |               | 9             |               |               |
|            | 32,4          |               | 25,4          |               |               |
| Moyenne    | 12,5          |               | 7,5           | 34,4          |               |
| Médiane    | 11,5          |               | 6,3           | 32,6          |               |
| Ecart-type | 5,2           |               | 3,2           | 11,2          |               |

**Annexe 4 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : épaisseur des fibres du ligament pectiné (b)**

|            | Echantillon 1 | Echantillon 2 | Echantillon 3 | Echantillon 4 | Echantillon 5 |
|------------|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|
|            | 44            | pas de LP     | 207           | 157           | pas de LP     |
|            | 45            |               | 220           | 235           |               |
|            | 45            |               | 264           | 241           |               |
|            | 51            |               | 270           | 253           |               |
|            | 123           |               | 370           | 259           |               |
|            | 130           |               |               | 271           |               |
|            | 150           |               |               |               |               |
|            | 150           |               |               |               |               |
|            | 172           |               |               |               |               |
|            | 176           |               |               |               |               |
|            | 204           |               |               |               |               |
|            | 215           |               |               |               |               |
|            | 220           |               |               |               |               |
|            | 274           |               |               |               |               |
|            | 288           |               |               |               |               |
| Moyenne    | 152,5         |               | 266,2         | 236           |               |
| Médiane    | 150           |               | 264           | 247           |               |
| Ecart-type | 64,2          |               | 43            | 26,7          |               |

**Annexe 5 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : distance entre deux fibres du ligament pectiné consécutives (c)**

|            | Echantillon 1 | Echantillon 2 | Echantillon 3 | Echantillon 4 | Echantillon 5 |
|------------|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|
|            | 3,44          | 3,03          | impossible    | 3,03          | 2,75          |
|            | 4             | 6,53          | à mesurer     | 3,82          | 3,05          |
|            | 4             | 6,88          |               | 4,29          | 3,15          |
|            | 4,35          | 8,84          |               | 5,4           | 3,15          |
|            | 4,5           | 9,09          |               | 5,96          | 3,23          |
|            | 4,87          | 9,22          |               | 6,78          | 3,41          |
|            | 4,88          | 10            |               | 6,79          | 4,45          |
|            | 5             | 10,98         |               | 8,43          | 4,45          |
|            | 6             | 11,2          |               | 8,7           | 4,49          |
|            | 6             | 11,27         |               | 9,09          | 4,89          |
|            | 6,5           | 13,05         |               | 9,11          | 5,56          |
|            | 8             | 17,27         |               | 10,93         | 6,01          |
|            | 8,97          | 22,75         |               | 12,49         | 12,8          |
|            | 9             | 39,31         |               |               |               |
|            | 9,25          | 45,81         |               |               |               |
|            | 14,18         |               |               |               |               |
| Moyenne    | 6,43          | 15,02         |               | 7,29          | 4,72          |
| Médiane    | 5,5           | 10,98         |               | 6,78          | 4,45          |
| Ecart-type | 2,16          | 8,68          |               | 2,3           | 1,59          |

**Annexe 6 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : épaisseur des fibres du réseau trabéculaire (d)**

|            | Echantillon 1 | Echantillon 2 | Echantillon 3 | Echantillon 4 | Echantillon 5 |
|------------|---------------|---------------|---------------|---------------|---------------|
|            | 1,5           | 9,6           | impossible    | 12,9          | 20            |
|            | 6,6           | 17,1          | à mesurer     | 21,4          | 21,6          |
|            | 14,2          | 19,3          |               | 28,1          | 23,2          |
|            | 20,5          | 19,7          |               | 29,9          | 29,3          |
|            | 23            | 26,9          |               | 33,9          | 30,3          |
|            | 30            | 40,7          |               | 34,6          | 31            |
|            | 31            | 45,6          |               | 40,7          | 39,8          |
|            | 31,8          | 57,2          |               | 42,5          | 41            |
|            | 33            | 61            |               | 45,3          | 44            |
|            | 33            | 74,5          |               | 45,5          | 44,5          |
|            | 33,8          | 76            |               | 57,7          | 47,7          |
|            | 50,2          | 79            |               | 60,2          | 52,2          |
|            | 51            | 84,2          |               | 66,5          | 57            |
|            | 54            | 87,5          |               | 67,1          | 74,5          |
|            | 94            | 106           |               | 69            | 86,1          |
|            | 107           | 137,1         |               |               | 115,1         |
|            |               | 157,6         |               |               | 127           |
| Moyenne    | 38,4          | 64,7          |               | 43,7          | 52            |
| Médiane    | 31,4          | 61            |               | 42,6          | 44            |
| Ecart-type | 21,5          | 33,5          |               | 14,1          | 19,1          |

**Annexe 7 : Résultats des analyses ultramicroscopiques : largeur des espaces de Fontana**

**(e)**





Toulouse, 2009

NOM : MASSON

Prénom : BRICE

TITRE : VARIATIONS INTERINDIVIDUELLES DE L'ANGLE IRIDO-CORNÉEN CHEZ LE CHAT : GONIOSCOPIE, HISTOLOGIE ET MICROSCOPIE ELECTRONIQUE.

RESUME :

L'angle irido-cornéen (AIC) est l'angle compris entre la racine de l'iris et le limbe scléro-cornéen, s'étendant sur toute la circonférence du bulbe oculaire. Cette région fonctionnelle de haute importance draine l'humeur aqueuse de la chambre antérieure, et participe ainsi au maintien d'une pression intraoculaire compatible avec la vision. L'objet de ce travail est de décrire les variations morphologiques interindividuelles de l'AIC du chat sain. Notre étude, menée sur 51 sujets, a consisté à faire une analyse descriptive de l'AIC du chat vu en gonioscopie directe avec la lentille de Barkan. En complément, l'examen histologique et en microscopie électronique à balayage de 5 AIC de chats a été réalisé pour établir des corrélations morphologiques. Il vient objectiver l'approche gonioscopique par des données semi quantitatives mesurées sur les différents éléments constitutifs de l'AIC.

Nos résultats indiquent que contrairement à ce qui est observé chez le chien, l'aspect gonioscopique de l'AIC du chat sain a une plus grande variabilité. En effet, si la taille de la fente ciliaire demeure très constante, il apparaît que la densité des fibres du ligament pectiné, leur orientation, leur calibre et leur division varient d'un individu à l'autre. Les études histologiques et ultramicroscopiques corroborent les observations gonioscopiques en soulignant la variabilité des constituants de l'AIC chez le chat sain.

MOTS-CLES : Angle irido-cornéen – Gonioscopie – Chat – Histologie – Microscopie électronique

---

TITLE : INTERINDIVIDUAL VARIATIONS OF THE IRIDO-CORNEAL ANGLE ON THE CAT : GONIOSCOPY, HISTOLOGY AND ELECTRONIC MICROSCOPY.

ABSTRACT :

The irido-corneal angle (AIC) is the angle included between the root of the iris and the corneoscleral limb, extending over all the circumference of the eye bulb. This functional region of great importance drains the aqueous humour from the anterior chamber, and so participates in the preservation of an intraocular pressure compatible with the vision. The goal of this work is to describe the interindividual morphological variations of the AIC in a healthy cat. Throughout our study, led on 51 subjects, we did a descriptive analysis of the cat's AIC seen on direct gonioscopy with the Barkan's lens. In addition, the histological and scanning electron microscopic examination of 5 cats' AIC was carried out in order to give morphological correlations to objectify the gonioscopic approach with semi quantitative data measured on the various constituent elements of the AIC.

Our results indicate that contrary to what is observed on the dog, the gonioscopic aspect of the healthy cat's AIC has a greater variability. Indeed, if the size of the ciliary cleft remains constant, it seems that the density of the pectinate ligament fibers, their orientation, their calibre and their division vary from one individual to another. The histological and ultramicroscopic studies confirm the gonioscopic observations and underline the variability of the AIC constituents in healthy cats.

KEYWORDS : Irido-corneal angle – Gonioscopy – Cat – Histology – Electronic microscopy