

L'ŒIL DU CANARD :

Etude macroscopique et histologique à partir de 46 globes oculaires de canards de Pékin (Anas platyrhynchos)

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement en 2008
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Emmanuel GUERY
Né, le 20 août 1978 à Béziers (Hérault)

Directeur de thèse : Madame le Docteur RAYMOND-LETRON

JURY

PRESIDENT :
M. François MALECAZE

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
Mme. Isabelle RAYMOND-LETRON
Mme. Nathalie BOURGES-ABELLA

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

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

Directeur : M. A. MILON

Directeurs honoraires M. G. VAN HAVERBEKE.
M. P. DESNOYERS

Professeurs honoraires :

M. L. FALIU	M. J. CHANTAL	M. BODIN ROZAT DE MENDRES NEGRE
M. C. LABIE	M. JF. GUELFY	
M. C. PAVAU	M. EECKHOUTTE	
M. F. LESCURE	M. D.GRIESS	
M. A. RICO	M. CABANIE	
M. A. CAZIEUX	M. DARRE	
Mme V. BURGAT	M. HENROTEAUX	

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

M. **BRAUN Jean-Pierre**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **DORCHIES Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
M. **TOUTAIN Pierre-Louis**, *Physiologie et Thérapeutique*

PROFESSEURS 1^o CLASSE

M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*
M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 2^o CLASSE

Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistique, Modélisation*
M. **DUCOS Alain**, *Zootchnie*
M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*
M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
Mme **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

INGENIEUR DE RECHERCHE

M. **TAMZALI Youssef**, *Responsable Clinique Equine*

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*

M **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*

M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*

Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*

M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*

M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*

Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*

Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*

Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*

M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*

Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*

M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*

Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*

M. **DOSSIN Olivier**, (DISPONIBILITE) *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*

M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie du Bétail*

M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*

M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*

M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*

Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*

M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*

M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*

M **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants.*

Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*

M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*

M. **MONNEREAU Laurent**, *Anatomie, Embryologie*

Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*

Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*

Mme **TROGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*

M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

MAITRES DE CONFERENCES CONTRACTUEL

Mlle **BUCK-ROUCH**, *Médecine interne des animaux de compagnie*

M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie du bétail*

M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie*

M. **SEGUELA Jérôme**, *Médecine interne des animaux de compagnie*

M **VERSET Michaël**, *Chirurgie des animaux de compagnie*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*

M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*

M. **GIN Thomas**, *Production et pathologie porcine*

M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*

M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*

M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales*

Mlle **TREVENNEC Karen**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*

A tous mes parents,

Merci pour votre confiance, votre soutien et votre amour tout au long de ces longues années.

Grace à vous j'ai pu réaliser mes projets.

Cette thèse est pour vous,... avec toute mon affection.

A ma grande sœur, Sandra (K...) d'être toujours là quand il faut, tapi dans l'ombre mais prête à bondir.

A mamie Marie-Louise pour avoir su être là à tout moment.

A mes papi et à ma mamie partis beaucoup trop tôt, merci pour tout ce que vous m'avez transmis, je pense souvent à vous.

A mes demi-frères et demi-sœur : Willi, Magalie et Florian, pour ces moments de bonheur passés et à venir

A tout le reste de la famille, tonton Kiki, tata Zaza, Julian, tonton Henri, tatie Christiane, Pascal et Carine.

A ma belle famille, Kiki, Annie, Christophe qui m'ont accueilli comme un des leurs.

Au trio marmandais, Florent, Matté, Julot et leur petite famille pour les très longues années d'amitié, à l'opération torpille, aux mercredis maths, ordi et mobylette et aux soirées K7 avec Nifnif et Vivianne.

Aux Vétos Toulousains, Dada, Cyril, Jérôme, Gus, Adrien, Rillette, Ko, Rahan, Bibi, Julien, Odile, Mèreguez, Elo, Amandine, Louis, Wolf, Blaze, Quicky, Nanard, Didier, JL, Guigui, Niche, Deb et j'en passe. Pour les longues années véto, les TDLC, la Spi et tous les bons moments, uniques et mémorables passés et j'espère à venir.

Aux volleyeurs et volleyeuses de talent, Fred, Céline, Luc, Laure, Pauline, Flo, Vince, Brice, Buck, Gilou, et les autres. Pour leur goût du fun, du sport, des gîtes et des apéros post match et Deseo du Jeudi.

A Lionel (ce prénom aurait du être le mien), pour son partage de la passion du Whisky et de la mortologie et à nos futures lectures de lames tumultueuses.

A Sam et Jérôme, pour les galères de prépa, les crashes test en voiture, les coca madeleine, les enregistrements fourbes, les souris de sacs, le feu costume Tictac et j'en oublie.

A Cath, Loic, et Ewan pour vos petits cocktails et vos conseils avisés. et nos petites rencontres au marché, improvisées

Aux filles du LAPVSO, pour m'avoir donné ma chance, pour votre sollicitude et votre présence professionnelle.

A tout le service d'anapath, à Isa, Maxence, Nath, Caro et Paul pour m'avoir supporté et tant appris.

A madchat, le plus mignon des gros chats rouquins poilus.

Et bien sûr à *MAGALI*, pour ses bons petits plats dont elle a le secret, pour ses longues révisions sur les vomissements de limaces, pour ses interprétations des expressions françaises, pour ses tendres baisers (ancien et nouveau) et pour tous ce qui fait les petits bonheurs de notre vie.

Que dire à la femme de ma vie, mon amour, qui depuis plus de huit ans me supporte, m'encourage, me fait m'améliorer de jour en jour (je râle beaucoup moins) et sans qui je ne serai pas là.

Lui dire que je l'aime de tout mon cœur, passionnément et que je veux partager avec elle les meilleurs moments de ma vie.

Table des matières

<u>TABLE DES MATIÈRES.....</u>	<u>9</u>
<u>GLOSSAIRE.....</u>	<u>11</u>
<u>I. LISTE DES FIGURES.....</u>	<u>15</u>
<u>LISTE DES ANNEXES.....</u>	<u>18</u>
<u>INTRODUCTION.....</u>	<u>19</u>
<u>II. SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE.....</u>	<u>21</u>
<u>A. STRUCTURE GÉNÉRALE – NOTIONS D’ANATOMIE.....</u>	<u>21</u>
<u>1. Orbite.....</u>	<u>21</u>
<u>2. Paupières et membrane nictitante.....</u>	<u>24</u>
<u>3. Globe oculaire.....</u>	<u>25</u>
<u>B. STRUCTURE HISTOLOGIQUE.....</u>	<u>27</u>
<u>1. Paupières, membrane nictitante et conjonctive.....</u>	<u>28</u>
<u>2. Glandes lacrymales.....</u>	<u>28</u>
<u>3. Tunique fibreuse.....</u>	<u>29</u>
<u>a) La cornée.....</u>	<u>29</u>
<u>b) La sclère.....</u>	<u>30</u>
<u>4. Angle irido-cornéen.....</u>	<u>31</u>
<u>5. La tunique vasculaire.....</u>	<u>32</u>
<u>a) Choroïde.....</u>	<u>32</u>
<u>b) Corps ciliaires.....</u>	<u>33</u>
<u>c) Iris.....</u>	<u>34</u>
<u>6. Le cristallin.....</u>	<u>35</u>
<u>7. Pecten.....</u>	<u>37</u>
<u>8. Rétine et nerf optique.....</u>	<u>38</u>
<u>III. ETUDE EXPÉRIMENTALE : MATÉRIEL ET MÉTHODE.....</u>	<u>41</u>
<u>A. PRÉLÈVEMENTS.....</u>	<u>41</u>
<u>1. Animaux et échantillons.....</u>	<u>41</u>
<u>2. Technique de prélèvement.....</u>	<u>41</u>
<u>a) Technique.....</u>	<u>41</u>
<u>b) Matériel.....</u>	<u>42</u>
<u>c) Technique de fixation.....</u>	<u>42</u>
<u>d) Réalisation des blocs de paraffine.....</u>	<u>43</u>
<u>3. Réalisation des lames histologiques.....</u>	<u>43</u>
<u>a) Technique pour dégrossir les blocs.....</u>	<u>43</u>
<u>b) Obtention des lames.....</u>	<u>44</u>

c) Coloration des lames à l'Hémalun Eosine.....	44
d) Coloration à l'acide périodique de Schiff (APS).....	44
e) Coloration au trichrome de Masson.....	44
4. Lecture des lames histologiques et réalisation des photographies.....	44
IV. RÉSULTATS.....	47
A. STRUCTURE GÉNÉRALE.....	47
B. PAUPIÈRES, CONJONCTIVE ET MEMBRANE NICITANTE.....	49
1. Paupières.....	49
2. Conjonctive.....	51
3. Formations lymphoïdes et membrane nictitante.....	53
C. TUNIQUE FIBREUSE: SCLÈRE ET CORNÉE.....	55
1. Cornée.....	55
2. Sclère.....	57
D. ANGLE IRIDO-CORNÉEN.....	59
E. TUNIQUE UVÉALE: IRIS, CORPS CILIAIRES ET CHOROÏDE.....	61
1. Iris.....	61
2. Corps ciliaires.....	61
3. Choroïde.....	63
F. TUNIQUE NERVEUSE: RÉTINE OPTIQUE ET NERF OPTIQUE.....	65
G. PECTEN.....	69
H. CRISTALLIN.....	71
I. MILIEUX OCULAIRES: HUMEUR AQUEUSE ET CORPS VITRÉ.....	73
J. STRUCTURES ORBITAIRES: GLANDE LACRYMALE ET MUSCLES OCULOMOTEURS.....	73
V. DISCUSSION.....	74
VI. CONCLUSION.....	79
VII. RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	81
VIII. ANNEXES.....	83
A. ANNEXE 1 : COLORATION À L'HÉMALUN-EOSINE :.....	83
ANNEXE 2 : COLORATION À L'ACIDE PÉRIODIQUE – RÉACTIF DE SCHIFF.....	84
B. ANNEXE 3 : COLORATION AU TRICHOME DE MASSON.....	85
C. ANNEXE 4 : FIXATEUR DE ZENKER.....	87
D. ANNEXE 5 : FORMOL À 10% TAMPONNÉ À LA NEUTRALITÉ.....	88

Glossaire

A.sc : anneau scléral
APS : acide périodique de Schiff
Arc : espace arctéfactuel
B.a : bourrelet annulaire
B.p : basale pigmentée
Bo : membrane de Bowman
C : conjonctive
C.c : corps ciliaire
C.gl : cellule glandulaire
C.l : conjonctive surplombant les amas lymphoïde
C.p : conjonctive palpébrale
C.S : canal de Schlemm
Ca: couche cartilagineuse sclérale
Cap : capillaires sanguin
Ce.M : cellule à mucus
Ch : choroïde
Ch.a : chambre antérieure
Ch.p : chambre postérieure
Co : cornée
Co.ch : couche choriocapillaire
Co.sup : couche suprachoroïdienne
Co.v : couche vasculaire
Cr : cristallin
Cr.c : capsule cristallinienne
Cr.fi : face irienne du cristallin
Cr.fp : face postérieure du cristallin
Cu : assise basale cuboïdale
Cup : cupule cartilagineuse
D.op : disque optique
De : membrane de Descemet
En : endothélium

Ep : épithélium stratifié pavimenteux non kératinisé
Ep.s : épithélium squameux simple
Epe : éperon scléral
F : fornix
F.pl : follicule plumeux
Fib : couche fibreuse
Fib.ba : fibres du bourrelet annulaire
Fib.e : fibre élastique
Fib.nc : fibres du noyau central
Gl.L : glande lacrymale
Gl.Ni : glande lacrymale de la membrane nictitante
HE : hémalun éosine
I : iris
L : amas lymphoïde lymphonodulaire
L.p : ligament pectiné
Lob : lobule glandulaire
M : muscle
M.B : muscle de Brücke
M.c : muscle circulaire constricteur de la pupille
M.C : muscle de Crampton
M.I : muscle longitudinal dilatateur de la pupille
M.oc : muscle oculomoteur
Me : mélanocytes
MO.c : muscles oculomoteurs circulaires
MO.l : muscles oculomoteurs longitudinaux
Mu: mucus
N.c : noyau central
N.o: nerf optique
Ni : membrane nictitante
O.sc: ossicule scléral
P : pecten
P.c : procès ciliaires
Pa.inf : paupière inférieure
Pa.sup : paupière supérieure

Pa: paupière
Pe : peau
Pig : épithélium bistratifié cuboïdal pigmenté
Po : pont
R : rétine
R.a : rétine aveugle
R.c: repli conjonctival
R.o : rétine optique
Sc : sclère
St : stroma collagène
Sup : assise superficielle
Sup.np : assise superficielle non pigmentée
T.col : tube collecteur
T.se : tube sécréteur
TC : trichrome de Masson
Tr : trabéculum
V : corps vitré

I. Liste des figures

FIGURE1 : SCHÉMA DE LA STRUCTURE GÉNÉRALE DU GLOBE OCULAIRE DU PIGEON (D'APRÈS KARE MR AND ROGERS JG, SENSE ORGAN (CHAP. 2) IN: STURKIE PD (ED.). AVIAN PHYSIOLOGY THIRD EDITION. NEW YORK – BERLIN: SPRINGER-VERLAG, 1976, P30).....21

FIGURE 3 : PAUPIÈRES DE L'ŒIL DU CANARD (ŒIL GAUCHE).....24

FIGURE 4 : SCHÉMA D'UNE SECTION HORIZONTALE DE LA TÊTE : À GAUCHE, TÊTE D'UNE MÉSANGE À TÊTE NOIRE (PARUS ATRICAPILLUS) ET À DROITE D'UN GRAND DUC D'AMÉRIQUE (BUBO VIRGINIANUS), MONTRANT L'IMPLANTATION GÉNÉRALE DES YEUX DANS LA TÊTE ET L'IMPORTANCE DU VOLUME OCCUPÉ PAR LES GLOBES OCULAIRES, COMPARÉ À CELUI DU CERVEAU (D'APRÈS GÜNTÜRKÜN O, SENSORY PHYSIOLOGY: VISION (CHAP. 1) IN CAUSEY WHITTOW G (ED.) STURKIE'S AVIAN PHYSIOLOGY, FIFTH EDITION, SAN DIEGO – LONDON: ACADEMIC PRESS, 2000, P2).....26

FIGURE 5: SCHÉMA D'UNE SECTION HORIZONTALE DE L'ŒIL D'UN POULET (D'APRÈS GÜNTÜRKÜN O, SENSORY PHYSIOLOGY: VISION (CHAP. 1) IN CAUSEY WHITTOW G (ED.) STURKIE'S AVIAN PHYSIOLOGY, FIFTH EDITION, SAN DIEGO – LONDON: ACADEMIC PRESS, 2000, P2).....27

FIGURE 6 : GLOBE OCULAIRE AVEC LA GLANDE LACRYMALE ET LA GLANDE DE LA MEMBRANE NICTITANTE.....28

FIGURE 8 : SCHÉMA DE L'ACCOMMODATION CHEZ LES OISEAUX (D'APRÈS NICKEL R, SCHUMMER A, SEIFERLE E, SENSORY ORGAN IN: ANATOMY OF THE DOMESTIC BIRDS (TRANSLATED BY WG SILLER ET PAL WIGHT), BERLIN – HAMBURG: PAREY, 1977, 143-155).35

FIGURE 9 : REPRÉSENTATION SCHÉMATIQUE DES DIFFÉRENTES COUCHES DE LA RÉTINE VISUELLE (D'APRÈS NICKEL R, SCHUMMER A, SEIFERLE E, SENSORY ORGAN IN: ANATOMY OF THE DOMESTIC BIRDS (TRANSLATED BY WG SILLER ET PAL WIGHT), BERLIN – HAMBURG: PAREY, 1977, 143-155).....38

FIGURE 10 : STRUCTURE GÉNÉRALE DE L'ŒIL DE CANARD DE PÉKIN, A : COUPE SAGITTALE (HE, X4) ; B : (APS, X10) ; C : (TC ; X10).....46

FIGURE 11 : PAUPIÈRES ; A : PORTION ANTÉRIEURE (HE, X10), B : PAUPIÈRE (HE, X40), C : PAUPIÈRE (TC,, X40), D :PORTION MOYENNE (HE, X40), E : CUL DE SAC CONJONCTIVAL (HE, X40).....48

FIGURE 12 : CONJONCTIVE ; A : CUL DE SAC CONJONCTIVAL (HE, X100), B : CELLULES À MUCUS (HE, X1000), C : CELLULES À MUCUS (HE, X1000), D : CELLULES À MUCUS (APS,

X1000), E : CONJONCTIVE DU CUL DE SAC (HE, X100), F : CONJONCTIVE DU CUL DE SAC (APS, X400).....	50
FIGURE 13 : FORMATIONS LYMPHOÏDES ET MEMBRANE NICTITANTE; A : TOPOGRAPHIE DES FORMATIONS LYMPHOÏDES ET DE LA MEMBRANE NICTITANTE (HE, X40), B : FOLLICULES LYMPHOÏDE (HE, X100), C : MEMBRANE NICTITANTE (TC, X10), D : MEMBRANE NICTITANTE, PORTION DISTALE AVEC DÉTAIL DE L'ÉPERON (PLI MARGINAL) (HE, X40), E : MEMBRANE NICTITANTE, STROMA COLLAGÉNIQUE DANS LA PORTION MOYENNE (TC, X40), F : MEMBRANE NICTITANTE, PORTION DISTALE, AVEC DÉTAIL DE L'ÉPERON (TC, X100).....	52
FIGURE 14 : CORNÉE; A : TOPOGRAPHIE ET JONCTION LIMBIQUE DE LA CORNÉE (HE, X40), B : STRUCTURE LAMELLAIRE DE LA CORNÉE (TC, X200), C : EPITHÉLIUM CORNÉEN ET MEMBRANE DE BOWMAN (TC, X1000), D : LAMELLES COLLAGÈNIQUES ET NOYAUX DES KÉRATOCYTES DU STROMA CORNÉEN (TC, X1000), E : ENDOTHÉLIUM CORNÉEN, MEMBRANE DE DESCHEM ET STROMA PROFOND (TC, X1000), F : ENDOTHÉLIUM CORNÉEN, MEMBRANE DE DESCHEM ET STROMA PROFOND (APS, X1000).....	54
FIGURE 15 : SCLÈRE; A : TOPOGRAPHIE DE LA SCLÈRE (APS X10), B : OSSICULES SCLÉRAUX (TC, X40), C : JONCTION CUPULE-OSSICULE (HE, X40), D, E, F : DÉTAIL DE LA COUCHE SCLÉRALE (COUCHE CARTILAGINEUSE ET FIBREUSE) ET DE SES RAPPORTS AVEC LA CHOROÏDE ET LA RÉTINE (TC, HE, APS, X400).....	56
FIGURE 16 : TOPOGRAPHIE DE L'ANGLE IRIDO-CORNÉEN; A : STRUCTURE GÉNÉRALE (HE X40), B : TRABÉCULUM ET CANAL DE SCHLEMM (TC, X200), C : TRABÉCULUM (TC, X400), D : LIGAMENT PECTINÉ (TC, X1000).....	58
FIGURE 17 : IRIS ET CORPS CILIAIRES; A : TOPOGRAPHIE DE L'IRIS ET DU CORPS CILIAIRE (HE X40), B : PORTION MOYENNE DE L'IRIS AVEC DÉTAIL DE L'ÉPITHÉLIUM POSTÉRIEUR BISTRATIFIÉ PIGMENTÉ, DES MUSCLES CONSTRICTEURS ET DILATATEURS DE LA PUPILLE ET DU STROMA (HE, X400), C : PROCÈS CILIAIRES AVEC STROMA TRÈS VASCULARISÉ ET ÉPITHÉLIUM BISTRATIFIÉ (ASSISE PIGMENTÉE ET NON PIGMENTÉE) (HE, X40), D : PROCÈS CILIAIRES, ZONE DE FUSION AVEC LA CAPSULE ANTÉRIEURE DU CRISTALLIN (HE, X40), E : EPITHÉLIUM PIGMENTÉ (HE, X400), F : PROCÈS CILIAIRES (HE, X1000).....	60
FIGURE 18 : CHOROÏDE; A : TOPOGRAPHIE GÉNÉRALE DE LA CHOROÏDE, ENTRE LA RÉTINE ET LA COUCHE CARTILAGINEUSE DE LA SCLÈRE (TC, X200), B : CHOROÏDE, COUCHES CHORIOCAPILLAIRE, VASCULAIRE ET SUPRACHOROÏDE (TC, X400), C : CHOROÏDE, COUCHES CHORIOCAPILLAIRE, VASCULAIRE ET SUPRACHOROÏDE (TC, X1000), D : DÉTAIL DES COUCHES CHORIOCAPILLAIRE ET VASCULAIRE (TC, X1000).....	62
FIGURE 19 : RÉTINE; A : ORA CILIARIS (HE, X100), B : DÉTAIL DE L'ORA CILIARIS (HE, X400), C : DÉTAIL DES COUCHES DE LA RÉTINE ET DE L'ÉPITHÉLIUM PIGMENTAIRE DE LA RÉTINE (HE, X400), D : CÔNES ET BÂTONNETS AU CONTACT DES PROLONGEMENTS	

CYTOPLASMIQUES DES CELLULES CYLINDRIQUES DE L'ÉPITHÉIUM PIGMENTAIRE DE LA RÉTINE (HE, X1000), E : COUCHE DES CELLULES GANGLIONNAIRE (HE, X1000).....	64
FIGURE 20 : NERF OPTIQUE; A : TÊTE DU NERF OPTIQUE : INSERTION DU PECTEN ET PASSAGE DANS LA BRÈCHE SCLÉRALE CARTILAGINEUSE (HE, X40), B : NERF OPTIQUE, DÉTAIL DE LA VASCULARISATION À L'INSERTION DU PECTEN (HE, X100).....	66
FIGURE 21: PECTEN; A: BASE DU PECTEN ANCRÉ SUR LA PAPILLE OPTIQUE (TC, X1000), B: PONT DU PECTEN (HE, X100), C: STRUCTURE EN FEUILLET PLISSÉ DU PECTEN (HE, X40), D: STRUCTURE DES FEUILLETS DU PECTEN (HE, X400), E: STRUCTURE DES FEUILLETS DU PECTEN (TC, X400).....	68
FIGURE 22: CRISTALLIN; A: TOPOGRAPHIE GÉNÉRALE DU CRISTALLIN (HE, X10), B: CRISTALLIN, ZONE ÉQUATORIALE ET BOURRELET ANNULAIRE (APS, X40) C: BOURRELET ANNULAIRE ET FUSION D'UN PROCÈS CILIAIRE AVEC LA CAPSULE (HE, X40), D: RELATIONS ENTRE LE CRISTALLIN, L'IRIS ET LES PROCÈS CILIAIRES.....	70
(HE, X100).....	70
FIGURE 23 : STRUCTURES ORBITAIRES; A : TOPOGRAPHIE GÉNÉRALE DE LA GLANDE LACRYMALE DE LA MEMBRANE NICTITANTE (HE, X10), B : DÉTAILS DES LOBULES ET CANAUX COLLECTEURS DE LA GLANDE LACRYMALE DE LA MEMBRANE NICTITANTE (HE, X40), C : TUBES SÉCRÉTEURS BORDÉS DE CELLULES GLANDULAIRES (HE, X400), D : MUSCLES EXTRAOCULAIRES MOBILISATEURS DU GLOBE : COUCHES SUCCESSIVES D'ORIENTATION DIFFÉRENTE (TC, X100).....	72

La totalité des clichés photographiques couleur sont sous copyright : © Service d'anatomie pathologique de l'ENVT, I. Raymond Letron.

Liste des annexes

Introduction

Comparée à celle des mammifères, la structure anatomique et histologique de l'œil des oiseaux présente des originalités marquées.

La bibliographie sur l'histologie de l'œil des oiseaux est relativement restreinte comparée à ce qui existe chez les carnivores et surtout générale, avec très peu de descriptions détaillées pour les différentes espèces d'oiseaux. Il nous a donc semblé intéressant de centrer un travail expérimental sur la description précise et détaillée de l'histologie de l'œil dans une espèce particulière, bien représentée en France et dans le monde, le canard de Pékin (*Anas platyrhynchos*). A travers ce travail, l'obtention d'une iconographie fournie sous forme d'un petit atlas légendé nous a semblé particulièrement intéressante pour constituer un document pédagogique accessible à tous.

En outre, la connaissance précise des bases histologiques constitue un préalable à l'étude des modifications lésionnelles. L'œil est un milieu ouvert sur l'extérieur, protégé par une muqueuse conjonctive très exposée aux pathogènes environnementaux, et qui peut constituer une voie d'entrée pour les agents pathogènes. La présence de formations lymphoïdes joue un rôle essentiel dans la protection de l'organisme, le développement de certaines pathologies respiratoires et pour la vaccination de certaines populations d'oiseaux.

L'œil des oiseaux représente le modèle le plus évolué de la série animale par sa rapidité d'accommodation et par la richesse en cônes et bâtonnets de sa rétine. C'est aussi un des plus fragiles de part sa taille et sa position proéminente au sein de la tête des oiseaux, générant ainsi des pathologies importantes, souvent d'origine mécanique [10].

Dans cette étude, nous nous attacherons donc dans un premier temps à réaliser une synthèse bibliographique sur l'anatomie et l'histologie de l'œil des oiseaux. Puis, dans une deuxième partie nous réaliserons un travail expérimental réalisé au laboratoire d'histocytopathologie de l'ENVT sur l'histologie de l'œil du canard de Pékin.

II. Synthèse bibliographique

A. Structure générale – notions d'anatomie

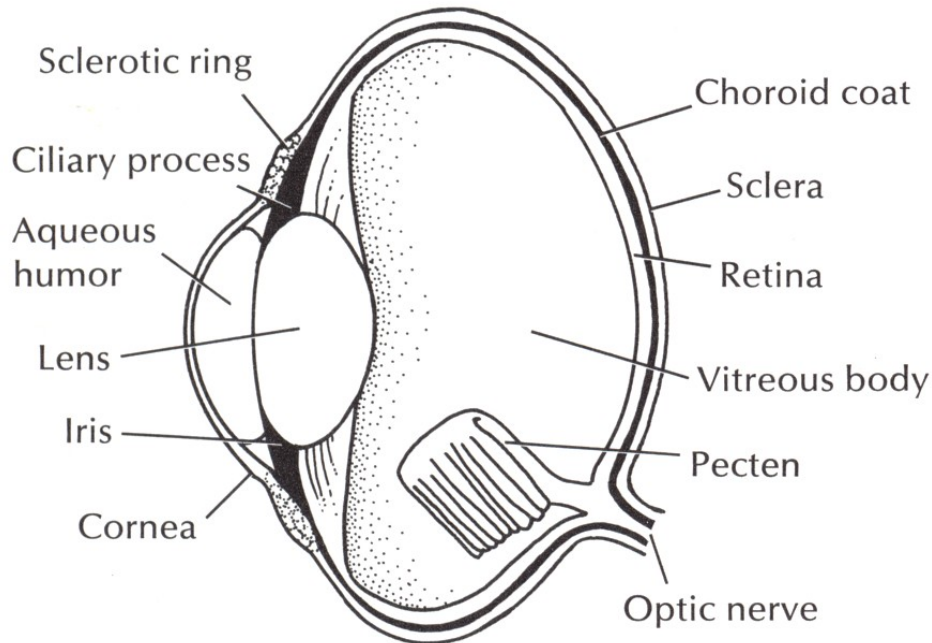


Figure1 : Schéma de la structure générale du globe oculaire du pigeon (D'après Kare MR and Rogers JG, Sense Organ (chap. 2) in: Sturkie PD (Ed.). Avian Physiology Third Edition. New York – Berlin: Springer-Verlag, 1976, p30).

L'œil comprend le globe oculaire et ses annexes. Associé à des muscles extraoculaires, des ligaments, du tissu adipeux, des vaisseaux sanguins des nerfs et des glandes, l'œil est enchâssé dans une cavité osseuse du crâne : l'orbite.

1. Orbite

Chez les oiseaux, le crâne est une cavité de faible poids qui contient le cerveau et possède deux énormes cavités orbitaires. Les yeux sont si volumineux qu'ils sont généralement seulement séparés dans le plan médian par une plaque osseuse fine : le septum interorbitaire [6].

L'architecture osseuse de l'orbite est formée de l'enchevêtrement de nombreuses unités osseuses crâniennes : l'os frontal, le préfrontal, le sphénoïde, l'ethmoïde, le palatin et l'arc zygomatique. Le bulbe oculaire est circonscrit par l'os lacrymal, le septum interorbitaire et les portions orbitaires des os sphénoïde et frontal. La partie

postérieure de l'orbite mesure par endroits moins de 1 mm d'épaisseur et la plupart des os la composant sont pneumatiques. Ces éléments expliquent la fragilité de l'orbite et donc la susceptibilité des globes oculaires des oiseaux aux traumatismes [10]. L'orbite contient quelques foramen dont le plus important est le foramen du nerf optique.

La position des yeux dans la tête est variable en fonction des espèces. De façon générale, les espèces proies, comme les pigeons (*Columba livia*), ont tendance à avoir des têtes étroites et des yeux implantés latéralement (avec un champ visuel de 300° ou plus comme la bécasse (*Scolopax rusticola*) qui peut s'étendre jusqu'à 360°), alors que les espèces prédatrices ont tendance à avoir une tête large avec des yeux faisant face rostralement (avec un champ visuel d'environ 150°) [6].

La mobilité du globe oculaire est plus limitée chez les oiseaux que chez les mammifères. Elle est assurée par quatre muscles droits (*rectus* ventral, dorsal, médial et latéral) [13] et deux muscles obliques (ventral et dorsal) [7], [10]. Comme le globe oculaire occupe la grande majorité de l'espace orbitaire, les muscles oculaires sont peu développés [13]. En raison de la longueur restreinte du nerf optique et du faible développement de la musculature du globe oculaire, les mouvements de rotation oculaire sont relativement limités (à quelques degrés : entre 2 et 5 degrés) et les oiseaux se servent considérablement des mouvements de la tête pour les modifications importantes de l'orientation du champ visuel [7]

Deux muscles supplémentaires : le *pyramidalis* et le *quadratus nictitans* assurent la mobilité de la membrane nictitante [7] et sont innervés par la VI^{ème} paire de nerfs crâniens [10].

Contrairement aux mammifères domestiques, il n'y a pas de muscle rétracteur du bulbe oculaire (*retractor bulbi*) chez les oiseaux [6].

L'orbite contient aussi deux glandes orbitaires [7], [10], [13] :

- la glande lacrymale, de taille variable selon les espèces, est en position ventrolatérale du globe
- la glande lacrymale de la membrane nictitante ou glande de Harder est située à la base de la membrane nictitante, en position ventromédiale et postérieure du globe. Elle représente la principale source de sécrétion lacrymale [10].

Un point important de l'anatomie de l'orbite des oiseaux est la grande proximité de l'orbite et du diverticule infraorbital du sinus infraorbital. Des sinusites et gonflements de ce diverticule donnent des compressions périorbitales ou orbitales et des signes de gonflements, de conjonctivites et parfois d'atteinte intraoculaire [13].

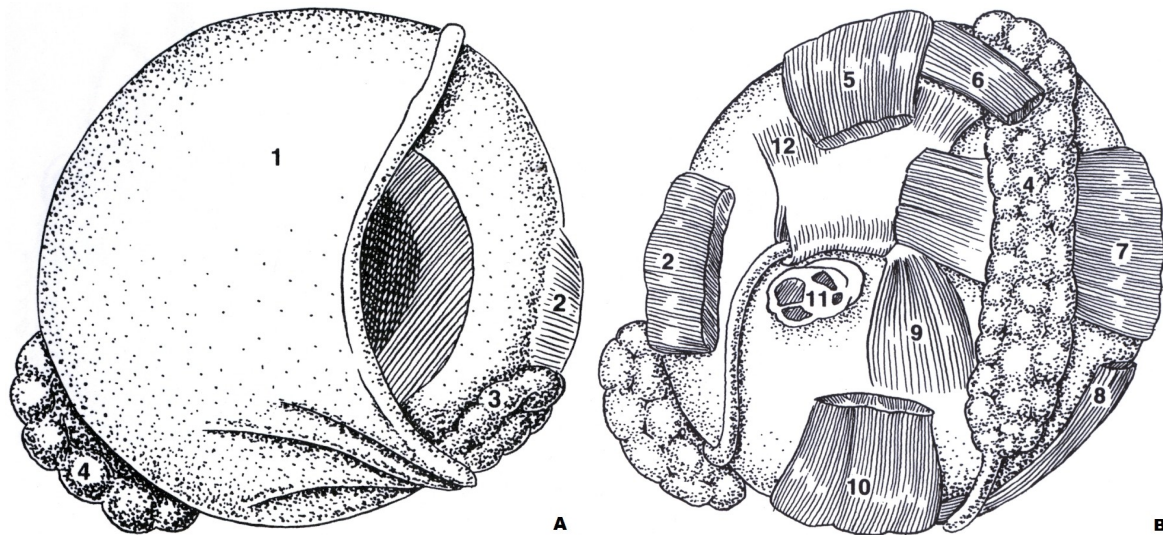


Figure 2 : Vue antérieure (A) et postérieure (B) de l'œil d'un oiseau (D'après William D, chap 26 ophthalmology in Avian medecin principles and application, Wingers publishing, Lake Worth, Florida, 1994, pp675-677).

1/ membrane nictitante, 2/ muscle *rectus* latéral, 3/ glande lacrymale, 4/ Glande lacrymale de la membrane nictitante, 5/ muscle *rectus* dorsal, 6/ muscle oblique dorsal, 7/ muscle *rectus* médial, 8/ muscle oblique ventral, 9/ muscle *pyramidalis*, 10/ muscle *rectus* ventral, 11/ nerf optique, 12/ muscle *quadratus*.

2. Paupières et membrane nictitante

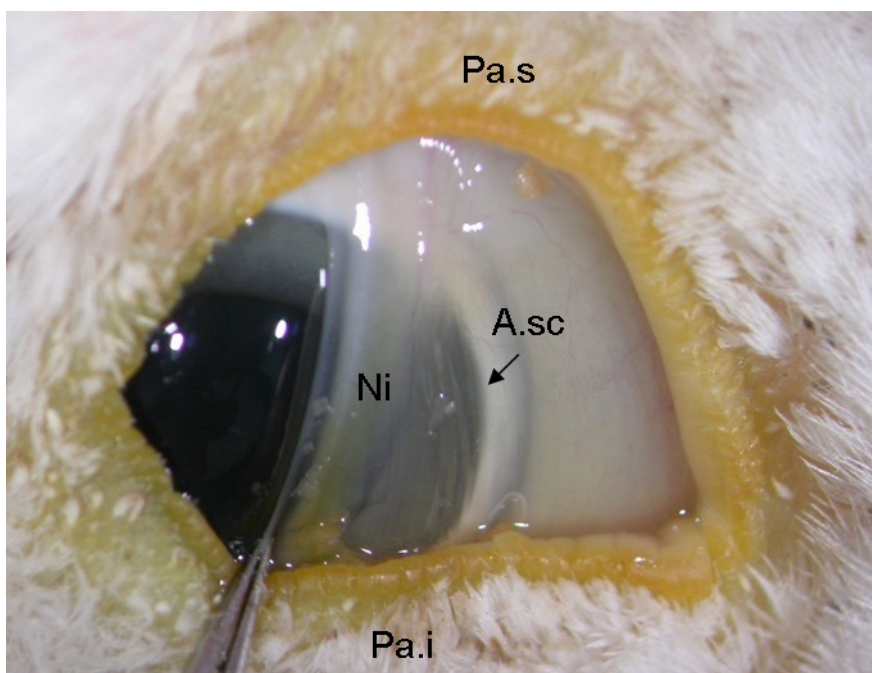


Figure 3 : Paupières de l'œil du canard (œil gauche).

Le globe oculaire est largement recouvert par les paupières supérieures et inférieures et sont mobilisées par trois muscles. Lorsque l'œil est ouvert, les paupières couvrent tout le globe oculaire sauf la cornée, et donnent l'impression d'un œil de taille plus restreinte que ce qu'il est en réalité. Chez la plupart des oiseaux, les paupières supérieures et inférieures ne se ferment que durant le sommeil ou en réponse à un traumatisme [6].

Dans la plupart des espèces diurnes la paupière supérieure est courte et épaisse, alors que la paupière inférieure est plus étendue et très mobile (figure 3). L'œil est donc fermé par la paupière inférieure [6] [7], [10], [13]. Dans les espèces nocturnes de grande taille, la paupière supérieure est plus grande et plus mobile que l'inférieure et est capable de recouvrir la majorité de la surface cornéenne [6]. Chez les espèces d'oiseaux précoces (nidifuges), les paupières sont ouvertes à la naissance mais chez les espèces nidicole, elles sont fermées à la naissance et ne s'ouvrent qu'au bout de quelques jours [6].

La membrane nictitante (anciennement nommée troisième paupière) est extrêmement développée chez l'oiseau [10]. Elle est mobilisée activement (par contraction du muscle pyramidal) et recouvre entièrement la cornée (à partir du bord

médial et vers le bord latéral) lors du clignement [13]. Au repos elle est repliée dans l'angle médial de l'œil (figure 3).

Elle est relativement élastique avec un bord plus épais et plissé et est mobilisée volontairement par-dessus la cornée par deux muscles striés sous le contrôle de la sixième paire de nerf crâniens [6]. Son mouvement débute en position dorso-nasale et se termine en position ventro-temporale. Le clignement de la membrane nictitante apparaît généralement en même temps que le réflexe palpébral. Elle est associée à une glande lacrymale (glande lacrymale de la membrane nictitante) et lors de son balayage de la surface oculaire elle étale et distribue les sécrétions de cette glande et de la glande lacrymale. Ces sécrétions participent à la formation du film lacrymal précornéen [6].

Les points lacrymaux supérieurs et inférieurs se situent dans le canthus médial et drainent les sécrétions lacrymales vers les cavités nasales [10], [13].

Dans certaines espèces aquatiques, la partie centrale de la membrane nictitante est transparente et recouvre l'œil pendant que l'oiseau est sous l'eau [6].

3. Globe oculaire

Les oiseaux possèdent un globe oculaire volumineux par rapport à la taille de leur tête et de leur cerveau, le ratio du poids des 2 yeux sur celui du cerveau est pratiquement de 1 sur 1. Malgré leur grande taille, les yeux sont peu apparents du fait de leur implantation profonde et de leur recouvrement important par les paupières qui ne laissent apparaître que la cornée [7].

La forme du globe oculaire peut être aplatie, globuleuse ou tubulaire, mais n'est jamais sphérique comme chez les mammifères [6]. La majorité des oiseaux ont un œil aplati antéro-dorsalement avec un segment postérieur hémisphérique. Les rapaces ou les oiseaux nocturnes comme les hiboux ont de larges yeux de forme tubulaire, ce qui augmente la taille de l'image sur la rétine [6], [13].

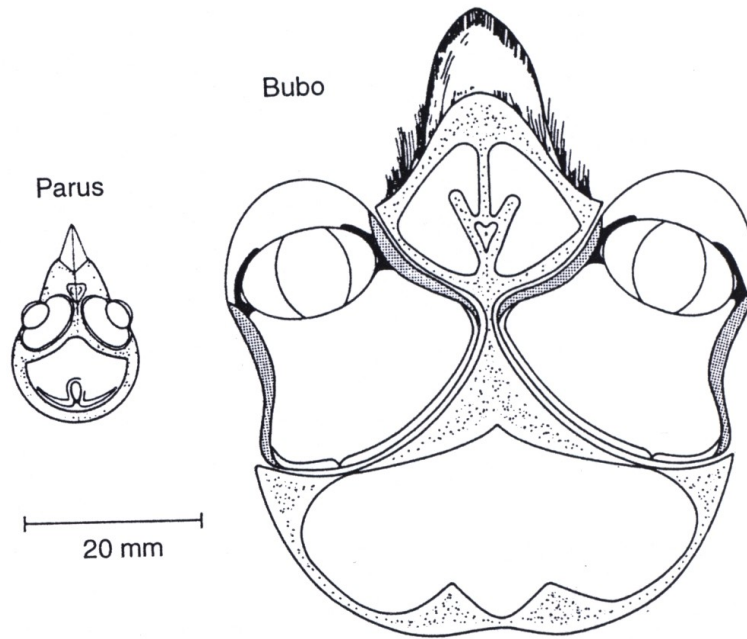


Figure 4 : Schéma d'une section horizontale de la tête : à gauche, tête d'une mésange à tête noire (*parus atricapillus*) et à droite d'un grand duc d'Amérique (*bubo virginianus*), montrant l'implantation générale des yeux dans la tête et l'importance du volume occupé par les globes oculaires, comparé à celui du cerveau (d'après Güntürkün O, Sensory physiology: Vision (chap. 1) in Causey Whittow G (Ed.) Sturkie's Avian physiology, Fifth Edition, San Diego – London: Academic Press, 2000, p2).

L'œil « aplati » est composé par l'assemblage de 2 sphères de diamètre considérablement différent, fusionnées entre elles par une région intermédiaire légèrement conique en forme de disque : la plaque sclérale [7]. Le segment postérieur, comprenant la rétine, est presque de forme hémisphérique. Le segment antérieur, presque entièrement représenté par la cornée, représente une fraction d'un hémisphère de diamètre beaucoup plus restreint. Un support structural est nécessaire pour maintenir cette forme non sphérique. Il s'agit de la couche cartilagineuse interne de la sclère pour le segment postérieur, et du renfort de la plaque sclérale par un anneau d'ossicules scléraux se chevauchant à la jonction de la sclère et de la cornée [7].

L'axe oculaire des globes est horizontal et pointé latéralement [7].

La paroi du globe oculaire des oiseaux est composée des mêmes couches que chez les mammifères :

- une couche externe ou tunique fibreuse, composée de la cornée et de la sclère,
- une couche moyenne ou tunique vasculaire, composée de l'iris, des corps ciliaires et de la choroïde

- une couche interne, la rétine. Elle est divisée en rétine visuelle (*pars optica*) qui se prolonge au niveau des procès ciliaires et de la face postérieure de l'iris par la rétine aveugle (*pars ciliaris* et *pars iridica retinae* respectivement) [11].

L'œil est constitué de plusieurs chambres internes. La chambre antérieure (*camera anterior bulbi*) et la chambre postérieure (*camera posterior bulbi*) sont localisées respectivement entre la cornée et l'iris et entre l'iris et le corps vitré. La chambre postérieure contient le cristallin. Ces deux chambres sont remplies d'humeur aqueuse liquide. La chambre du vitré (*camera vitreae bulbi*), derrière le cristallin, contient l'humeur vitrée gélatineuse, ou corps vitré, dans lequel se projette le pecten plissé et pigmenté [7].

B. Structure histologique

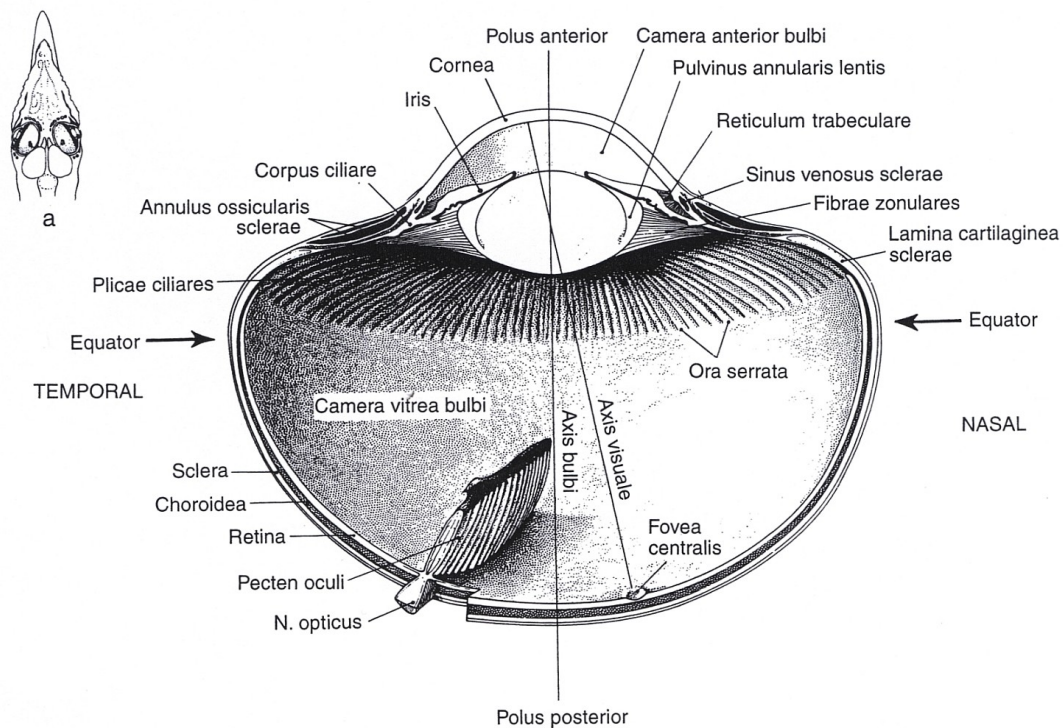


Figure 5: Schéma d'une section horizontale de l'œil d'un poulet (d'après Güntürkün O, Sensory physiology: Vision (chap. 1) in Causey Whittow G (Ed.) Sturkie's Avian physiology, Fifth Edition, San Diego – London: Academic Press, 2000, p2).

1. Paupières, membrane nictitante et conjonctive

Elles sont peu emplumées exceptés sur les marges palpébrales qui présentent des fibroplumes ainsi qu'une légère pigmentation mélanique (figure 3). La surface cutanée des paupières est recouverte d'une peau fine comportant un épiderme fin (épithélium malpighien kératinisé) et de rares follicules et bulbes plumeux et ne possède pas de glandes (équivalent des glandes de Meibomius chez les mammifères). La face interne de la paupière est recouverte d'une conjonctive palpébrale.

Les oiseaux ont une membrane nictitante fine, transparente et bien développée. Elle protège l'œil [6] et, à l'inverse des mammifères, est dénuée de cartilage [2]. Le bord de la membrane nictitante est pigmenté et comporte un repli en éperon, le pli marginal [10].

2. Glandes lacrymales

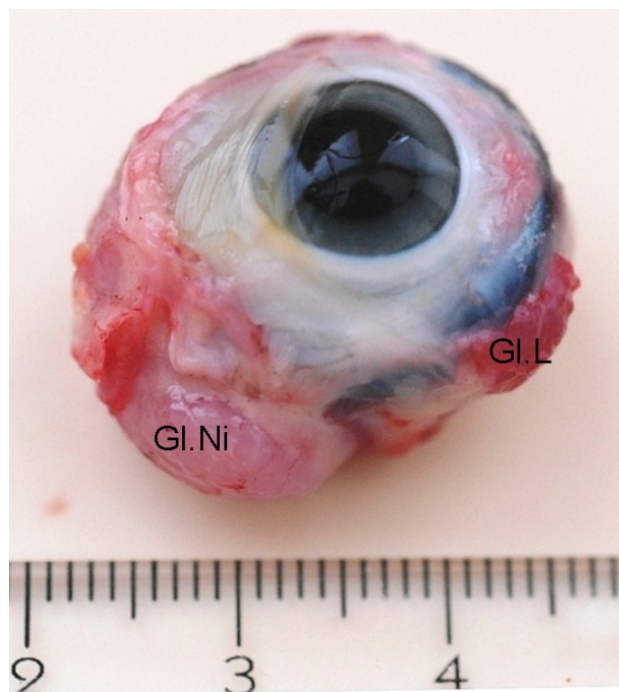


Figure 6 : Globe oculaire avec la glande lacrymale et la glande de la membrane nictitante.

La glande lacrymale est une petite glande située dans le canthus latéral, attachée à l'anneau orbitaire [9] (figure 6). Cette glande tubulaire est organisée en lobules qui produisent une sécrétion muqueuse [2] se drainant dans le lac lacrymal (sac conjonctival).

La glande lacrymale de la membrane nictitante, aussi nommée glande de Harder par certains auteurs est une glande plus volumineuse située dans la zone ventro-caudo-médiale du globe oculaire [1] (figure 6). Les cellules glandulaires sont vacuolisées. Elle est caractérisée par une infiltration plasmocytaire qui entoure les unités sécrétoires tubulaires [2]. On parle de glande immunologique accessoire. Ces cellules sécrètent des anticorps qui sont mélangés avec la sécrétion lacrymale et déversés dans le lac conjonctival, responsable d'une immunité locale [1].

3. Tunique fibreuse

a) La cornée

La cornée à une structure histologique similaire à celle des mammifères et est recouverte du film lacrymal précornéen. Elle est composée de cinq couches distinctes :

- Un épithélium antérieur stratifié non kératinisé composé d'environ 5 rangées cellulaires formant superficiellement des micro-replis permettant une meilleure adhérence du film lacrymal précornéen.
- La membrane de Bowman ou lame limitante antérieure, totalement acellulaire, transparente et formée par la couche externe du stroma cornéen.
- Le stroma cornéen, composé de fibres de collagènes arrangées en lamelles orientées parallèlement à la surface cornéenne.
- La membrane de Descemet ou lame limitante postérieure.
- L'endothélium, composé d'une couche unique de cellules cuboïdales basses.

La cornée possède cependant une couche de Bowman plus apparente contrairement à la plupart des mammifères [2], [6], [13]. La membrane de Descemet est relativement plus fine et moins distincte [2]. L'épaisseur de la cornée est uniforme, environ 450 µm chez le poulet (mesure moyenne pour les oiseaux en général). Elle

est donc considérablement plus fine que chez la plupart des mammifères domestiques [13]. Son indice de réfraction est d'environ 1,337 chez le pigeon (chez les vertébrés, indice compris entre 1,337 et 1,39) [6].

b) La sclère

La forme particulière de l'œil des oiseaux est principalement formée par la zone sclérale immédiatement adjacente à la cornée qui contient un anneau d'osselets scléraux qui se recouvrent partiellement, de petite taille, de forme grossièrement quadrilatérale, les ossicules scléraux [2] (Fig. 5). On en compte 10 à 18. Dans la plupart des espèces ils sont petits et plats, mais chez certains oiseaux ils sont plus grands et concaves (comme chez le hibou) [6].

La sclère est renforcée par une couche cartilagineuse continue en forme de cupule de cartilage hyalin, couverte extérieurement par une couche de tissu fibreux. C'est cette couche fibrocartilagineuse qui maintient la forme hémisphérique de la chambre postérieure [6]. La couche fibreuse se prolonge en avant et entoure les ossicules scléraux [2].

La zone interne de jonction entre la plaque sclérale et la cornée forme l'anneau de Schwalbe [7].

4. Angle irido-cornéen

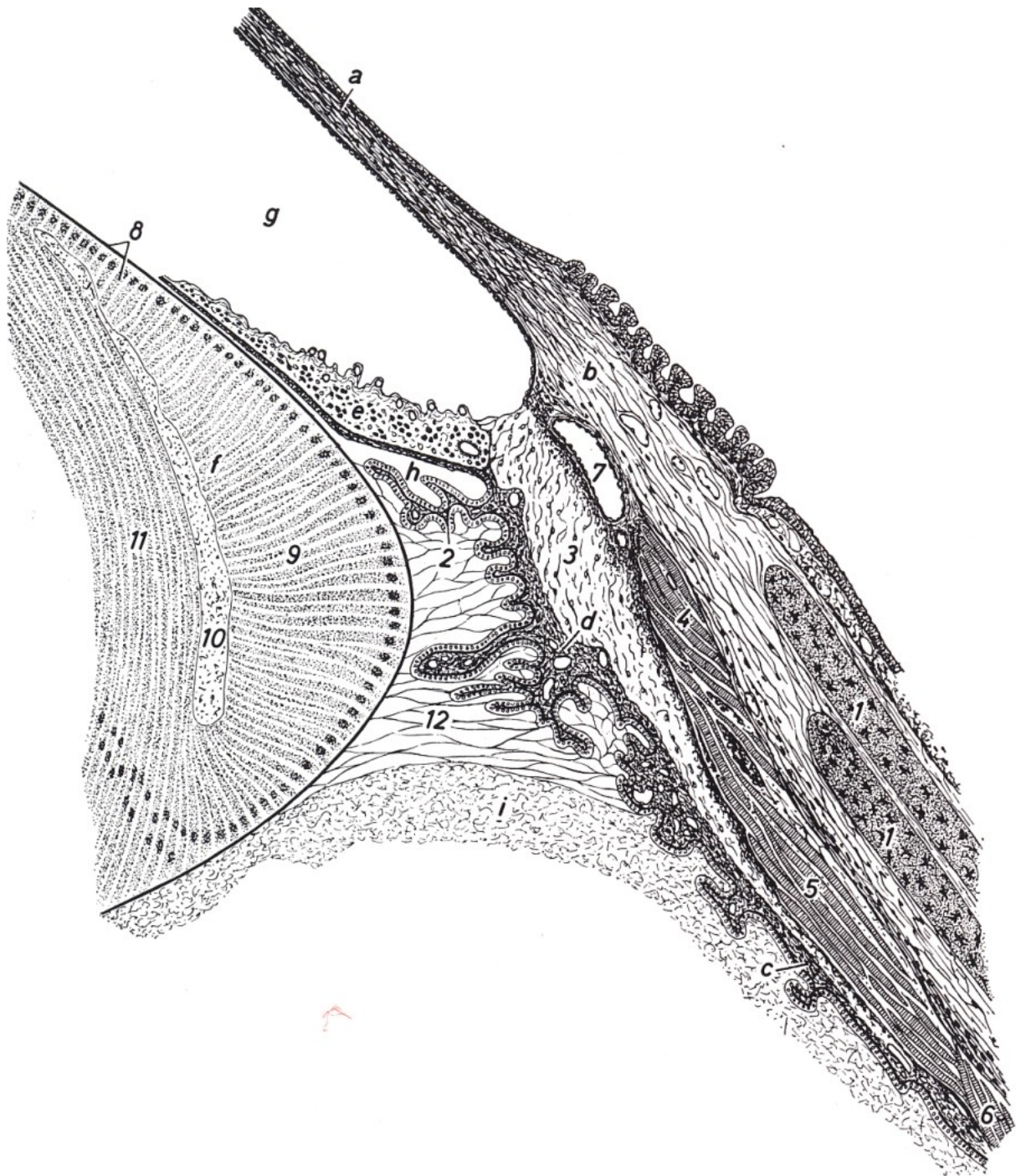


Figure 7: Schéma de l'angle irido-cornéen de l'œil des oiseaux (D'après Nickel R, Schummer A, Seiferle E, Sensory Organ in: Anatomy of the Domestic Birds (translated by WG Siller et PAL Wight), Berlin – Hamburg: Parey, 1977, 143-155).

a : cornée, b : sclère, c : choroïde, d : corps ciliaire, e : iris, f : cristallin, g : chambre antérieure, h : chambre postérieure, i : corps vitré,

1 : anneau scléral, 2 : procès ciliaires, 3 : ligament pectiné, 4 : muscle de Crampton, 5 : muscle de Müller, 6 : muscle de Brücke, 7 : canal de Schlemm, 8 : capsule et épithélium du cristallin, 9 : bourrelet annulaire, 10 : cavité du cristallin, 11 : fibres cristalliniennes, 12 : fibres de la zonule.

L'angle irido-cornéen est une région localisée à la périphérie de la chambre antérieure, où la jonction cornéo-sclérale, le corps ciliaire et l'iris convergent. L'angle de filtration des oiseaux est quelque peu différent de celui des mammifères. Il est composé d'un réseau trabéculaire comportant le ligament pectiné (ou réseau uvéal) et le réseau trabéculaire scléral.

Le ligament pectiné est tendu entre le corps ciliaire et la base de l'iris d'un côté et l'anneau de Schwalbe de l'autre côté. Il est composé de fines fibres élastiques bordées d'un endothélium [7] ou d'un épithélium pavimenteux simple [2]. Les fibres du ligament pectiné sont insérées dans un réseau élastique bien développé à la surface et dans le corps ciliaire et proviennent du réseau trabéculaire scléral de l'angle de filtration.

Le réseau trabéculaire scléral est composé d'une masse dense de tissu fibreux (fibres de collagène et élastiques, bordées de cellules endothéliales). Derrière le réseau trabéculaire se situe un grand sinus bordé de cellules endothéliales, le canal de Schlemm. Le canal suit le parcours circonférentiel de l'angle. L'humeur aqueuse se draine de la chambre antérieure dans le réseau trabéculaire scléral puis dans le canal de Schlemm puis rejoint le système veineux scléral [2], [7].

5. La tunique vasculaire

La tunique vasculaire est composée de la choroïde, des corps ciliaires et de l'iris.

a) Choroïde

La choroïde est une couche épaisse, richement vascularisée et pigmentée [2], [6]. Elle a tendance à être plus vascularisée chez les animaux qui plongent [6].

Elle peut être divisée en différentes couches, de l'extérieur du globe vers l'intérieur qui sont [2], [6], [7] :

- La *lamina fusca* ou épichoroïde ou couche suprachoroïdienne est une couche tissulaire de transition entre la sclère et la choroïde. Elle est très mince (d'environ 8 μm d'épaisseur) et composée de fibres de collagène, de

fibroblastes, de fibres élastiques et de mélanocytes qui s'appuie sur la couche du péricondrium du cartilage scléral.

- La couche vasculaire, composée d'artères et de veines de gros calibres, et de grands espaces lacunaires, au sein d'un stroma de tissu conjonctif lâche, constituant la couche la plus épaisse de la choroïde.
- Le tapis (*tapetum lucidum*) chez quelques oiseaux nocturnes, mais le plus souvent absent [6], [7].
- La couche choriocapillaire, réseau dense de capillaires fenêtrés, minces et aplatis qui permettent la nutrition des cellules des couches profondes de la rétine. Les noyaux des cellules endothéliales et les péricytes sont situés préférentiellement sur la face choroïdienne des capillaires. Sur le côté rétinien, l'endothélium est étroitement appliqué contre la membrane de Bruch et est souvent réduit à une couche fine de seulement 60 nm d'épaisseur.
- La membrane de Bruch qui constitue une barrière entre le sang des choriocapillaires et l'épithélium pigmentaire de la rétine. Elle est composée des membranes basales des choriocapillaires et de l'épithélium pigmentaire de la rétine, séparées par des fibres de collagène et d'élastine. La membrane de Bruch, est une fine couche d'environ 1,5 µm d'épaisseur non discernable en microscopie optique conventionnelle.

Des fibres nerveuses adrénérgiques sont présentes dans la choroïde, principalement en association avec des vaisseaux sanguins, mais aussi de façon isolée [3].

b) Corps ciliaires

Le corps ciliaire est composé des muscles ciliaires, du stroma ciliaire et du revêtement ciliaire.

Le muscle ciliaire est le principal faisceau musculaire des corps ciliaires et s'attache à la face interne de la sclère et s'étend jusqu'au limbe cornéen et à la zone du sinus veineux scléral [6].

Il y a en général 2 muscles (en fait entre 1 et 4) associés au corps ciliaire et à la sclère. Ce sont des muscles striés. Le muscle ciliaire antérieur (ou muscle de Crampton) est plus développé chez les Faucons et Hiboux et moins chez les oiseaux aquatiques comme le Cormoran. De façon opposée, le muscle postérieur (muscle de

Brücke) est très développé chez le Cormoran et le Fou de Bassan. Les oiseaux qui chassent des proies mobiles ont le muscle ciliaire le plus développé et divisé, alors que les oiseaux qui se nourrissent de grain ont le moins développé [6].

Les procès ciliaires sont composés d'une fine couche de tissu conjonctif lâche et sont couverts par un épithélium bistratifié cuboïdal comprenant [2] :

- une assise cuboïdale de cellules fortement pigmentées,
- une assise cuboïdale ou cylindrique non pigmentées au contact de l'humeur aqueuse. Les plis du revêtement des corps ciliaires forment les procès ciliaires qui fusionnent avec la capsule du cristallin dans sa zone équatoriale. Plus postérieurement, les fibres zonulaires s'étendent des corps ciliaires jusqu'à la capsule cristallinienne [2], [6].

Les procès ciliaires sont responsables de la production de l'humeur aqueuse [6].

c) Iris

L'iris forme l'ouverture pupillaire. L'iris est fin sur le bord pupillaire, se prolonge en fins replis papillaires qui sont en contact avec le cristallin [6]. Il est plus épais en zone moyenne et à sa racine.

Le stroma contient les muscles dilatateur et constricteur (sphincter) de la pupille. Tous les deux sont striés et leurs cellules contiennent des vacuoles lipidiques [2]. Le muscle dilatateur de la pupille est moins fourni et en arrière du muscle constricteur plus épais [2]. Ils sont sous contrôle conscient de l'oiseau et permettent des mouvements iriens rapides et variables [6]. La couleur de l'iris varie de façon très importante en fonction de l'âge, du sexe, de la saison et peut également être influencée par la qualité de l'alimentation [6].

Le bord antérieur (cornéen) de l'iris est bordé par une assise simple de cellules épithéliales aplaties non pigmentées [2]. La face postérieure (cristallinienne) est bordée d'un épithélium bistratifié dont les deux assises sont très fortement pigmentées [6].

Le rôle de la pupille des oiseaux est similaire à celle des mammifères. L'ouverture pupillaire est en général sphérique [6].

6. Le cristallin

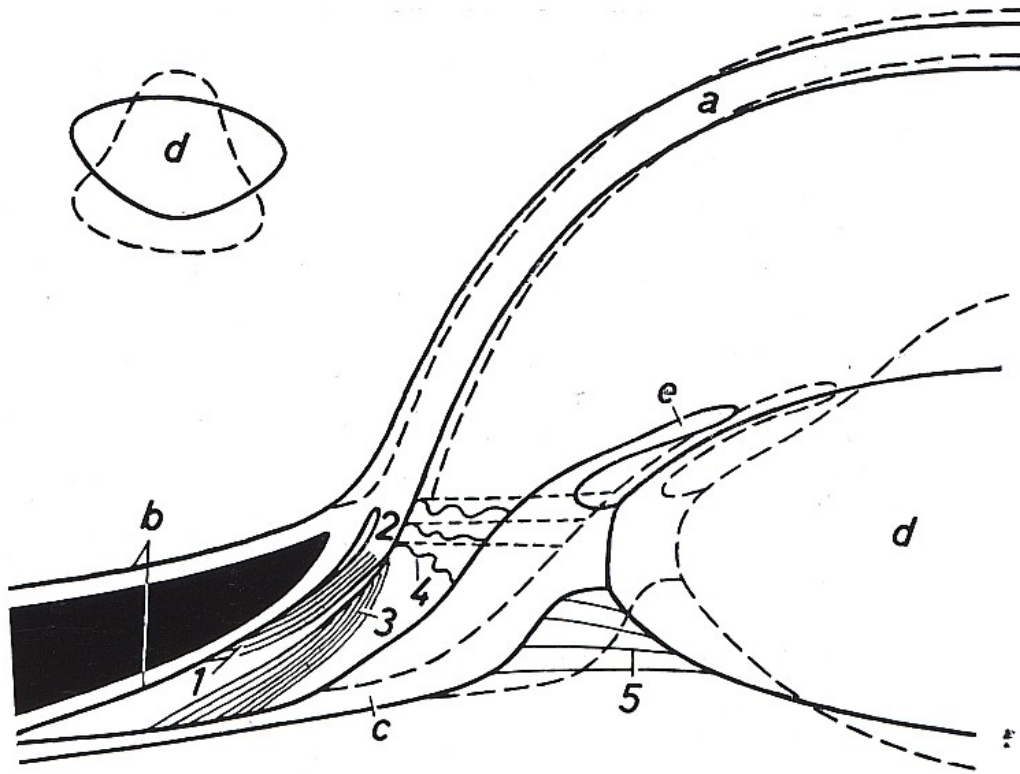


Figure 8 : Schéma de l'accommodation chez les oiseaux (D'après Nickel R, Schummer A, Seiferle E, Sensory Organ in: Anatomy of the Domestic Birds (translated by WG Siller et PAL Wight), Berlin – Hamburg: Parey, 1977, 143-155).

Les traits pleins de la cornée, des corps ciliaires et du cristallin représentent la position normale, les traits pointillés représentent la position des différentes structures durant l'accommodation.

a : cornée, b : sclère, c : corps ciliaires, d : cristallin, e : iris,

1 : muscle de Crampton, 2 : limbe cornéen, 3 : muscle de Brücke, 4 : ligament pectiné, 5 : zone ciliaire.

Le cristallin des oiseaux est très différent de celui des mammifères. Il est tendre et souple, et entouré par une capsule épaisse, homogène qui est plus mince (approximativement $3\ \mu\text{m}$) dans la région de l'axe du cristallin et devient légèrement plus épaisse dans la région de l'attachement du corps ciliaire [7]. Le cristallin est divisé en deux zones. Il a une partie centrale composée de fibres concentriques, orientées parallèlement à l'axe optique de l'œil [1], avec quelques noyaux disposés sous le bourrelet annulaire. Les fibres diminuent en densité à partir d'un noyau central et donc produit un gradient d'index de réfraction. Entre le cortex et la capsule cristalliniennne, au niveau de l'équateur et de l'attache des procès ciliaires, se trouve une zone appelée bourrelet annulaire composé de fibres relativement grandes et

agencées de façon radiaire avec les noyaux périphériques [6], [10]. Cette structure participe à l'accommodation et à l'apport de substances nutritives au cristallin [10].

Le bourrelet annulaire est bien développé chez les prédateurs diurnes et réduit chez les oiseaux nocturnes, plongeurs et qui ne volent pas. Il est supposé avoir une fonction nutritive mais est considéré comme réduisant l'acuité visuelle chez les oiseaux qui ont une grande pupille. Il y a fréquemment un espace vésiculaire rempli de liquide entre le corps et le bourrelet annulaire du cristallin [6].

L'accommodation est complètement différente de celle des mammifères. Chez les mammifères, les muscles ciliaires en se relâchant permettent au cristallin de prendre une forme plus sphérique. L'accommodation résulte de deux composantes : la cornée et le cristallin (par le biais principalement des corps ciliaires) [10]. Chez les oiseaux, il y a trois mécanismes différents [6]. Le cristallin des oiseaux est toujours en contact avec le corps ciliaire et l'iris. Le degré d'accommodation du cristallin varie de 2 dioptries pour les hiboux à 80 dioptries pour les oiseaux plongeurs (pour compenser la perte de la réfraction cornéenne dans l'eau).

- Chez de nombreux oiseaux, la contraction du muscle scléro-cornéen pousse le corps ciliaire en dedans contre le cristallin. La poussée est transmise par le bourrelet annulaire à la portion centrale du cristallin qui augmente son rayon de courbure.
- Chez les oiseaux nocturnes, le muscle ciliaire postérieur est plus faible que le muscle ciliaire antérieur. Il a été suggéré que la contraction du muscle ciliaire antérieur tire la jonction scléro-cornéenne en arrière, ce qui permet d'augmenter le rayon de courbure de la cornée en son centre.
- Chez les oiseaux amphibiens (plongeurs et volant sur de longs parcours), le cristallin est très mou et les muscles de l'accommodation très puissant, ce qui permet à des oiseaux comme les Cormorans d'avoir une capacité d'accommodation 5 fois supérieures à celles d'un Homme jeune adulte.

On notera que le cristallin étant très mou, toute déformation est donc facile et surtout très rapide à obtenir. Par ailleurs, le cristallin est directement relié aux procès ciliaires, solidement ancrés sur la périphérie équatoriale du cristallin [10]. Une pression sur le cristallin (limitée par ailleurs par l'iris, l'anneau scléral et le corps vitré), permet une déformation avec protrusion de la protubérance centrale dans la chambre antérieure à travers la pupille. Simultanément, la jonction cornéo-sclérale est tirée vers l'intérieur par le muscle ciliaire, augmentant ainsi la convexité de la

cornée. La déformation consécutive du globe oculaire est limitée par la présence des ossicules scléraux [10].

7. Pecten

Le pecten (aussi appelé peigne) est une structure particulière que l'on ne retrouve que chez les oiseaux.

Il existe 3 types de pecten : conique (uniquement chez le Kiwi), lamellé (chez l'Autruche et le Nandou), et plissé (chez la majorité des oiseaux) [10]. En général il est simple chez les oiseaux nocturnes et plus élaboré chez les animaux diurnes [6].

Le pecten est une structure hautement vascularisée, pigmentée et plissée située en général en position ventro-temporale à l'intérieur du globe oculaire, qui fait saillie dans le vitré au niveau de l'émergence du nerf optique et qui masque donc la papille. A la base du pecten, seule une fine bande blanche représente le contour du disque optique myélinisé [10]. A son extrémité, les plis sont maintenus ensemble par un pont de tissu qui est fortement adhérent au vitré [6]. Les feuillets du pecten sont composés d'un réseau étendu de capillaires bordés de cellules endothéliales à noyau globuleux. Des cellules pigmentées comblent les espaces entre les capillaires. Le pecten est ensuite recouvert d'une fine membrane probablement en continuité avec la membrane limitante interne de la rétine [2].

De nombreuses fonctions ont été attribuées au pecten, mais il semble avoir principalement un rôle nutritif vis-à-vis de la rétine, avasculaire chez les oiseaux, et de régulation de la pression et de la température oculaires [6].

8. Rétine et nerf optique

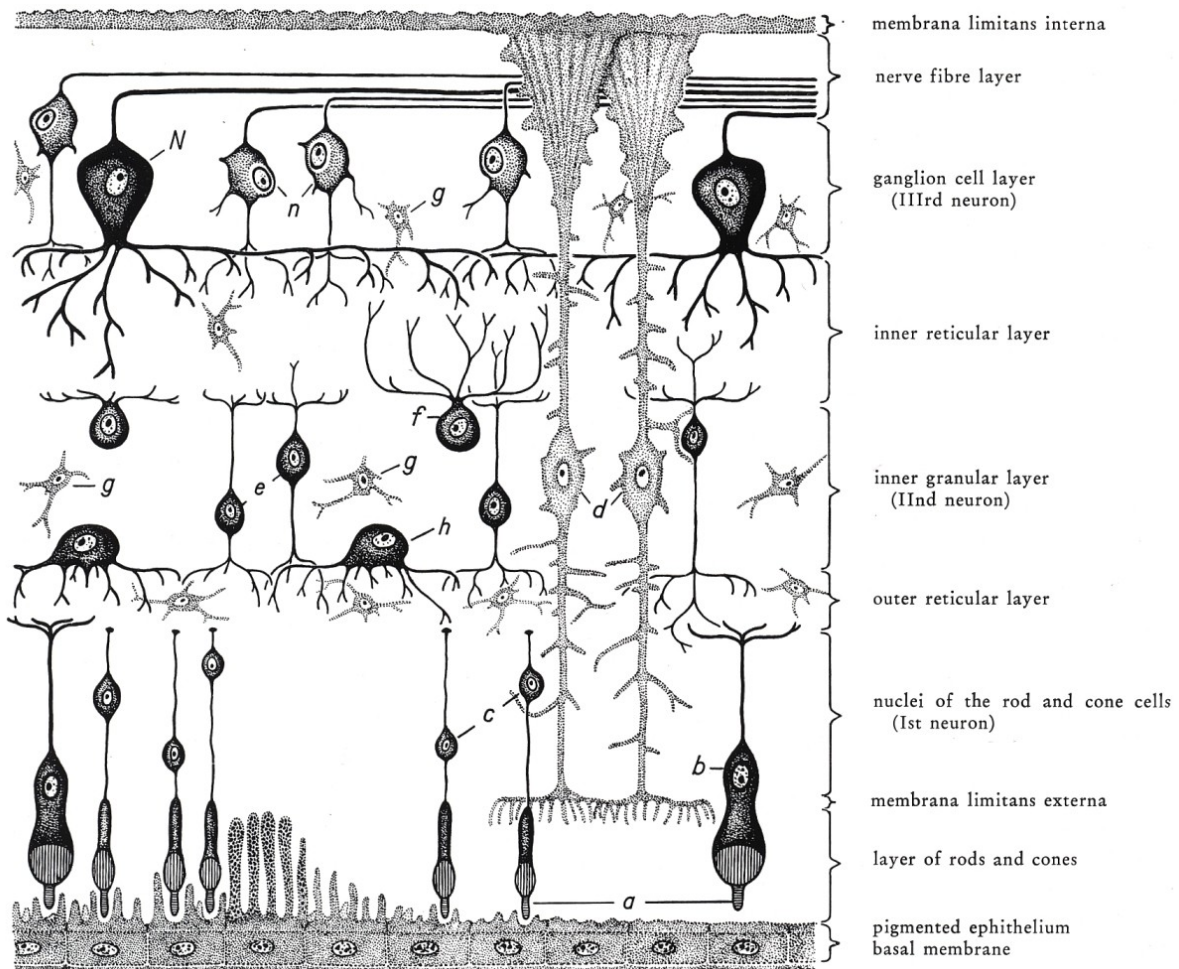


Figure 9 : Représentation schématique des différentes couches de la rétine visuelle (D'après Nickel R, Schummer A, Seiferle E, *Sensory Organ in: Anatomy of the Domestic Birds* (translated by WG Siller et PAL Wight), Berlin – Hamburg: Parey, 1977, 143-155).

a : portion terminale des cônes et bâtonnets, b : cône, c : bâtonnet, d : cellule de Müller, e : cellule bipolaire, f : cellule amacrine, g : cellule gliale, h : cellule horizontale, N : grande cellules nerveuses et n : petite cellules nerveuses

La rétine visuelle des oiseaux est relativement épaisse et avasculaire (anangiotique).

Elle est divisée en différentes couches similaires à celles des mammifères [1], [6] :

- un épithélium pigmentaire (n'appartenant pas à la « neurorétine »),
- une neurorétine, subdivisée en couche des cônes et bâtonnets, couche des cellules bipolaires et couche des cellules ganglionnaires. Les axones des cellules ganglionnaires forment le nerf optique.

A l'examen histologique, on peut identifier les 10 couches classiquement décrites chez les mammifères [1], [2], [10], [12] :

- l'épithélium pigmentaire de la rétine,
- la couche des cônes et des bâtonnets,

- la membrane limitante externe,
- la couche nucléaire externe (noyaux des cônes et bâtonnets),
- la couche plexiforme externe (couche synaptique externe),
- la couche nucléaire interne (noyaux des cellules bipolaires),
- la couche plexiforme interne (couche synaptique interne),
- la couche des cellules ganglionnaires (cellules du nerf optique),
- la couche des fibres nerveuses (axones de cellules ganglionnaires),
- la membrane limitante interne

L'épithélium pigmentaire : Ses cellules sont cylindriques et étroites plutôt que cuboïdales [2] et possèdent au pôle apical des touffes de processus très étendus qui s'entremêlent avec les cônes et les bâtonnets, assurant un rôle de séparation et de protection de ces derniers [6]. Les granules pigmentaires sont de grande taille et allongés (en forme de bâtonnets), disposés parallèlement au grand axe de la cellule, et plus nombreux au pôle apical, alors que les noyaux sont en position basale, dans une région où le cytoplasme est moins richement granulaire [2].

Il y a 5 types de cellules visuelles, 4 types de cônes et un type de bâtonnets [6]. A la différence des mammifères, les yeux des oiseaux sont caractérisés par la présence de gouttelettes lipidiques à l'extrémité distale des segments internes de leurs cônes [4], caractéristique aussi présente chez les reptiles et les amphibiens [10].

Les bâtonnets sont plus utilisés pour la vision nocturne et les cônes pour la vision diurne et la vision des couleurs [10].

Les bâtonnets sont sensibles à l'intensité de la lumière. Ils contiennent de la rhodopsine, un pigment qui absorbe la lumière à des valeurs d'intensité similaires à celles des mammifères. Ils ne sont pas plus sensibles à la lumière que ceux des mammifères mais, au moins chez le hibou, les cellules ganglionnaires sont plus nombreuses, ce qui permet à une faible quantité de lumière de produire un effet [4].

Les cônes sont responsables de la vision des couleurs et de l'acuité visuelle. Les oiseaux diurnes ont beaucoup plus de cônes que de bâtonnets sur toute la surface de leur rétine. On pense que les cônes ne forment une synapse qu'avec une seule cellule bipolaire. Il y a des gouttelettes lipidiques d'au moins 5 couleurs différentes dans les cônes qui dépendent de la présence, du mélange et de la concentration de

différents caroténoïdes : rouge, orange, vert-jaune, pâle et transparent [4]. Des études spectrophotométriques montrent que les gouttelettes lipidiques agissent comme des filtres protecteurs et absorbent la lumière au dessous de leur longueur d'onde caractéristique de transmission. Les gouttelettes lipidiques colorées permettent une protection contre la lumière UV, et se comportent probablement comme des lentilles qui concentrent la lumière sur les photorécepteurs, augmentant ainsi la quantité reçue par les pigments visuels [4].

Il existe une variation de densité des cônes et des bâtonnets dans la rétine. A une extrémité, le disque optique et le pecten sont couverts d'une rétine non-sensorielle. Au contraire, il y a d'autres zones de résolution maximale où les cônes et bâtonnets sont très denses, formant un petit renflement [6].

La membrane limitante externe, formée de l'interdigitation des processus distaux des cellules de Müller (cellules gliales de la rétine) est particulièrement proéminente chez les oiseaux [12].

III. Etude expérimentale : matériel et méthode

A. Prélèvements

1. Animaux et échantillons

Les animaux utilisés pour cette étude sont des canards de Pékin (*Anas platyrhynchos*) provenant des autopsies de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, dans le cadre des cliniques de pathologie aviaire (Dr. JL Guérin). Les animaux inclus dans l'étude ont été choisis après analyse des commémoratifs, de la fiche clinique et l'exclusion d'une quelconque atteinte oculaire. Ce sont des animaux qui ont été sacrifiés par injection de 1 mL de pentobarbital sodique juste avant l'autopsie.

L'échantillon de l'étude est issu de 23 autopsies soit 46 globes oculaires de canards, répartis comme ci-après :

Tableau des prélèvements :

Espèce	Age	Nombre d'animaux / globes prélevés
Canards	3 semaines	5 animaux / 10 globes / 10 blocs
	6 semaines	6 animaux / 12 globes / 12 blocs
	8 semaines	6 animaux / 12 globes / 12 blocs
	12 semaines	6 animaux / 12 globes / 12 blocs

2. Technique de prélèvement

Deux techniques de prélèvements ont été utilisées :

- l'exérèse du globe seul et
- l'exérèse du globe avec les paupières et la conjonctive.

a) Technique

Le prélèvement se fait selon la technique classique de l'énucléation.

Une incision cutanée est réalisée de façon assez large au-delà du pourtour orbitaire. La peau est soulevée et détachée des plans sous jacents jusqu'au rebord orbitaire. Une incision du fascia orbitaire est réalisée sur tout le pourtour afin d'accéder à la cavité orbitaire. Les muscles extrinsèques du globe sont détachés et sectionnés jusqu'à atteindre le nerf optique. Des ciseaux courbes sont introduits profondément de façon à prélever au moins deux millimètres de nerf optique.

Les glandes orbitaires (lacrymales et de Harder), qui sont plaquées contre les parois de l'orbite, sont également prélevées.

Tous les tissus annexes adhérents à l'œil sont disséqués, de sorte que l'œil et le nerf optique soient bien différenciés du reste. Les paupières et les glandes sont laissées avec le globe.

La latéralité des deux yeux est identifiée.

b) Matériel

- Pince à bords mousse, et pinces à dents de souris
- Manche et lames de scalpel
- Ciseaux
- Petits ciseaux courbes

c) Technique de fixation

La fixation a pour but d'éviter l'autolyse des tissus, très rapide pour les structures oculaires internes comme la rétine (quelques minutes à peine).

Deux types de fixateurs ont été utilisés pour la fixation des globes :

- Le formol à 10% tamponné à la neutralité (annexe 5). C'est le fixateur le plus courant, utilisé en routine. Après ½ heure environ de fixation, une petite quantité de formol (quelques millilitres) est injectée à l'intérieur du globe grâce à une petite seringue à insuline et une aiguille de 25 gauges (orange).
- Le fixateur de Zenker (annexe 4), fixateur plus particulier, utilisé pour la fixation des globes oculaires au laboratoire, qui présente comme avantage

principal d'éviter un durcissement trop important du cristallin chez les mammifères, mais qui nécessite une préparation extemporanée.

Les globes oculaires ont été immergés complètement dans un grand volume de fixateur immédiatement après leur prélèvement (9 volumes de fixateur pour 1 volume de prélèvement). Ils ont été recoupés après une durée de fixation d'au moins 48 heures par bissection sagittale, en deux demi-globes de taille équivalente passant par le nerf optique.

d) Réalisation des blocs de paraffine

Après un temps suffisant pour une fixation satisfaisante des tissus (au moins 48 heures), les globes ont été recoupés et placés en cassettes précisément identifiées. Un automate à inclusion (HMP 110-MICROM) a ensuite permis, sur un cycle de 15 heures, de faire passer les tissus du formol et des solvants hydrophiles (alcools) à la paraffine en passant par le toluène. Puis les prélèvements tissulaires ont été sortis des cassettes et enrobés en paraffine (MICROM). La station d'enrobage a permis de couler de la paraffine liquide à 62°C dans un petit moule comprenant le prélèvement positionné de façon orientée puis de refroidir ce bloc de paraffine sur une plaque réfrigérée à -3°C. Enfin, après 5 minutes de refroidissement, les blocs ont été démoulés.

3. Réalisation des lames histologiques

a) Technique pour dégrossir les blocs

A l'aide d'un microtome (HM 325-MICROM), les blocs de paraffine ont été coupés tous les 15-20 microns pour éliminer la couche superficielle de paraffine. Lorsque le prélèvement a été correctement dégrossi, le dessin du prélèvement tissulaire apparaît sur le ruban de paraffine obtenu. Les blocs dégrossis ont ensuite été placés au congélateur pour faciliter la coupe définitive.

b) Obtention des lames

Le bloc dégrossi a été recoupé en tranches de 3 à 5 microns d'épaisseur. Chaque coupe a été transférée dans un bain-marie à 37°C. Elle a ensuite été recueillie à l'aide d'une lame de verre préalablement enduite d'albumine, ce qui a amélioré la fixation de la coupe à son support. Les lames ont été séchées dans une étuve à 37°C pendant environ 45 minutes.

Pour chaque bloc, trois lames blanches ont été confectionnées afin de pouvoir réaliser les différentes colorations nécessaires.

c) Coloration des lames à l'Hémalun Eosine

Les lames ont été placées sur un portoir afin de pouvoir les immerger dans des bains successifs comme mentionné dans le protocole suivant de coloration à l'Hémalun Eosine (HE) (cf. annexe 1).

d) Coloration à l'acide périodique de Schiff (APS)

De la même façon, les lames ont été colorées à l'APS selon le protocole utilisé en routine au laboratoire (cf. Annexe 2)

e) Coloration au trichrome de Masson

De la même façon, les lames ont été colorées au trichrome de Masson selon le protocole utilisé en routine au laboratoire (cf. Annexe 3)

4. Lecture des lames histologiques et réalisation des photographies

La lecture des lames histologiques est réalisée en microscopie photonique sur un microscope Nikon (Eclipse E400) équipé d'une tête d'enseignement, et muni d'objectifs plan x1, x4, x10, x40, et x100.

Les clichés photographiques sont pris grâce à un appareil photo numérique (Nikon Coolpix 4500) branché au dessus du microscope et raccordé à un ordinateur et piloté par un logiciel de photo (Nikon Eclipsenet). Ils ont été réalisés à l'ENVT par le Docteur Isabelle RAYMOND LETRON.

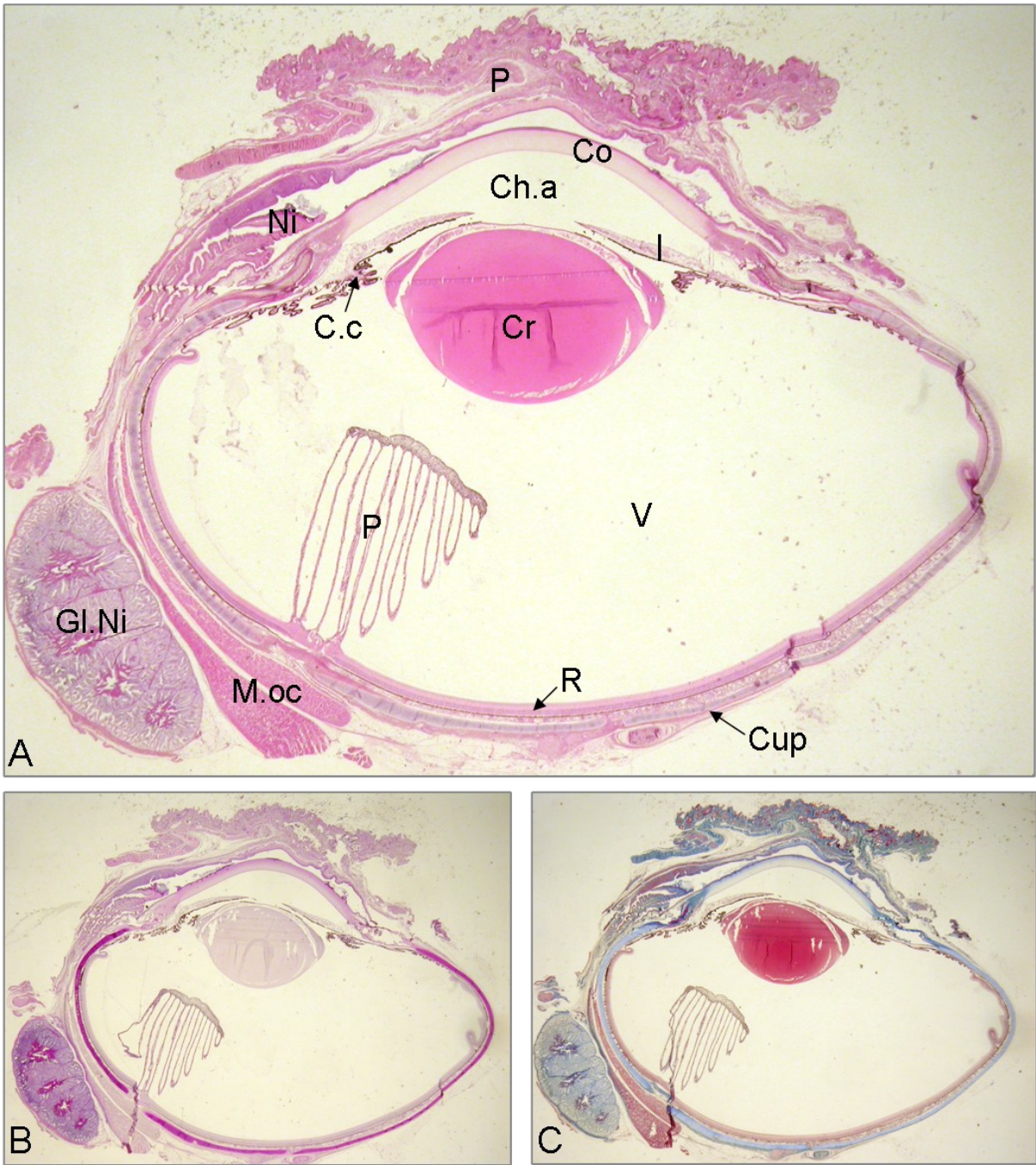


Figure 10 : Structure générale de l'œil de Canard de Pékin, A : coupe sagittale (HE, X4) ; B : (APS, X10) ; C : (TC ; X10).

IV. Résultats

Les résultats sont présentés sous la forme d'un texte se rapportant à des illustrations microscopiques issues des différentes lames examinées. Les photographies comportent des abréviations des noms retrouvés dans le glossaire page 11.

A. Structure générale

Malgré la rétraction inhérente à la fixation des tissus et à la préparation des blocs de paraffine, la forme globale des globes après bissection sagittale (verticale passant par la pupille et le nerf optique) reste typique, avec un segment postérieur ellipsoïde qui se termine au niveau de l'anneau scléral renforcé. La cornée a un rayon de courbure plus prononcé. Une courte portion de membrane nictitante logée dans le repli palpébral nous donne l'orientation médiale (nasale) du globe. La volumineuse glande lacrymale située au dessus des muscles extrinsèques du globe est la glande lacrymale de la membrane nictitante. Elle aussi située plutôt en zone médiale. Le pecten fait saillie dans la cavité du vitré (figure 10.A). Les colorations complémentaires permettent d'identifier plus clairement la couche cartilagineuse (figure 10.B) et fibreuse (figure 10.C) de la sclère.

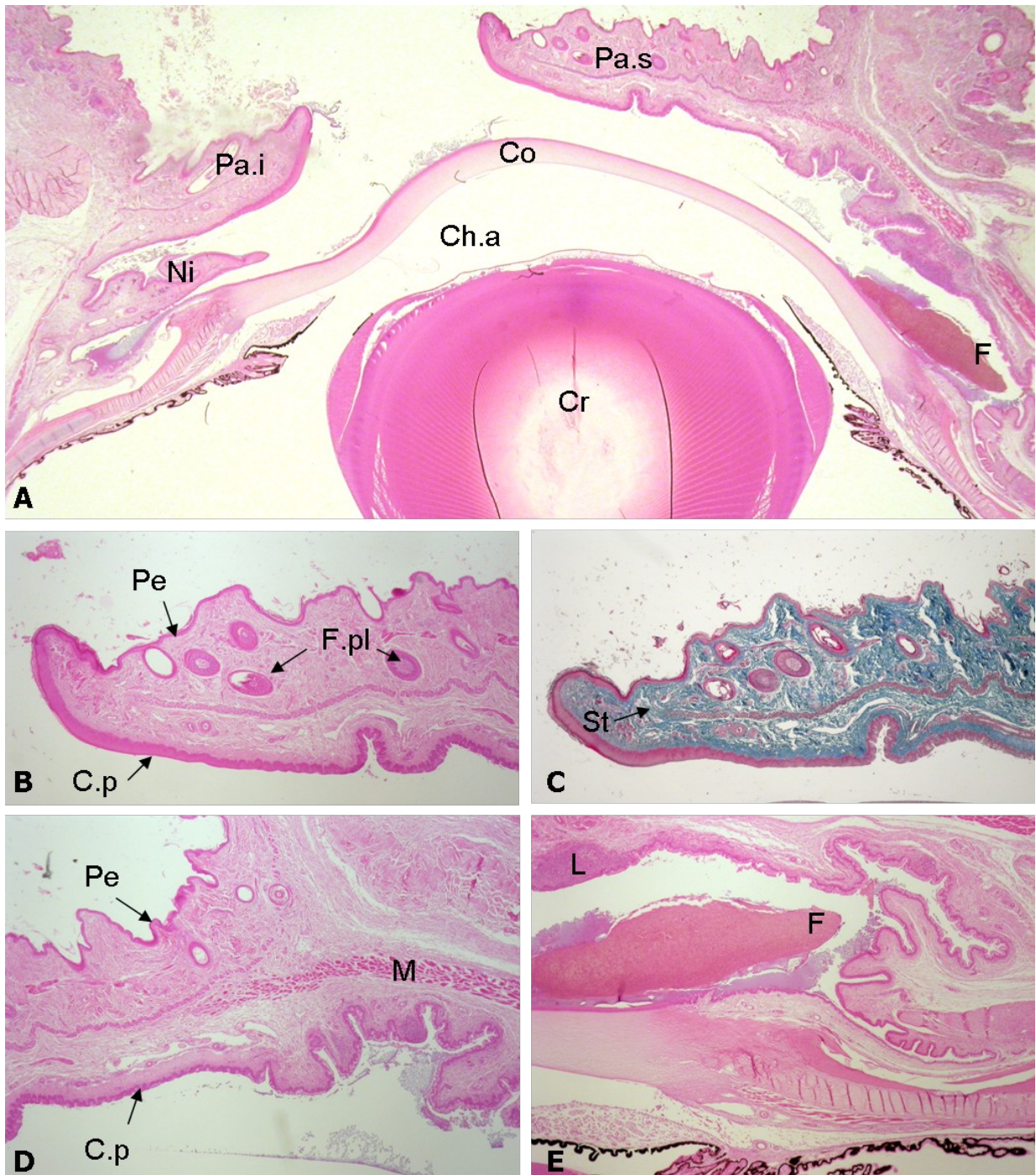


Figure 11 : Paupières ; A : Portion antérieure (HE, X10), B : Paupière (HE, X40), C : Paupière (TC., X40), D :Portion moyenne (HE, X40), E : Cul de sac conjonctival (HE, X40).

B. Paupières, conjonctive et membrane nictitante

1. Paupières

Les paupières sont des replis conjonctivo-musculaires épais qui protègent le globe (figure 11.A). Elles possèdent un stroma conjonctivo-collagénique dense (figure 11.C) dans lequel sont enchâssés les muscles palpébraux (figure 11.D). Elles sont tapissées par un revêtement cutané extérieur (épithélium stratifié pavimenteux kératinisé) ne portant que quelques rares follicules plumeux, et un revêtement conjonctival interne (figure 11.B).

Dans le cul de sac conjonctival (fornix) la conjonctive est pavimenteuse et comporte de nombreuses cellules à mucus (figure 11.E). L'extrémité palpébrale est dépourvue des glandes sébacées modifiées (de Meibomius) très développées chez les mammifères et responsables de la sécrétion de la composante lipidique du film lacrymal précornéen.

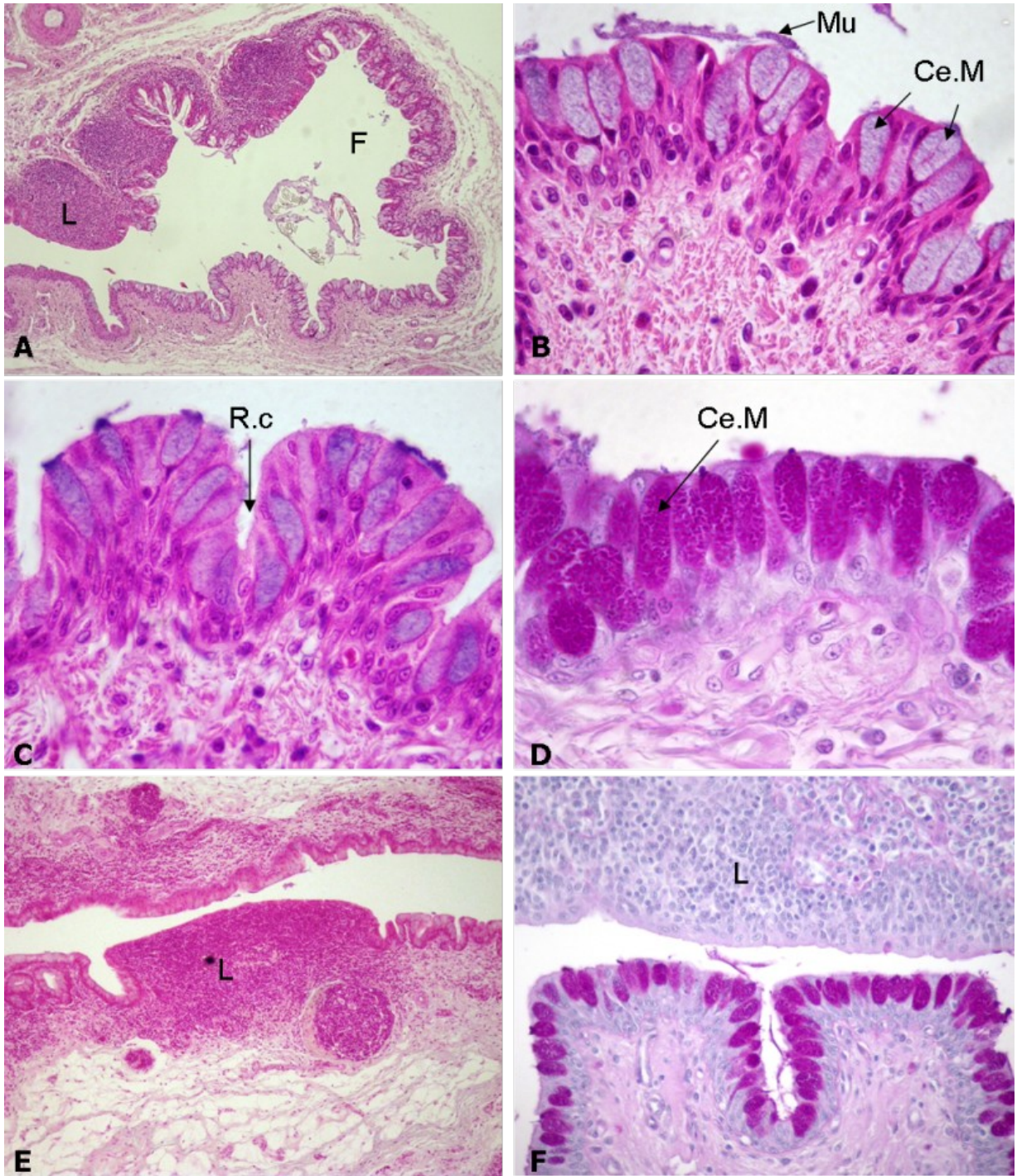


Figure 12 : Conjonctive ; A : Cul de sac conjonctival (HE, X100), B : Cellules à mucus (HE, X1000), C : Cellules à mucus (HE, X1000), D : Cellules à mucus (APS, X1000), E : Conjonctive du cul de sac (HE, X100), F : Conjonctive du cul de sac (APS, X400).

2. Conjonctive

La conjonctive palpébrale est constituée d'un revêtement épithélial stratifié pavimenteux non kératinisé, épais dans la zone marginale (10 à 18 assises cellulaires), puis qui s'amincit (5 à 10 assises cellulaires). Quelques cellules à mucus cylindriques (goblet cells) apparaissent vers la moitié de la longueur palpébrale (figure 12.B et 12.D).

Cet épithélium stratifié pavimenteux se transforme en épithélium pseudostratifié cylindrique au niveau du dernier tiers de la conjonctive palpébrale, vers les culs de sac.

Le nombre des cellules à mucus deviennent beaucoup plus important dans le cul de sac conjonctival (fornix) (figure 12.A). Les zones de muqueuse surplombant les formations lymphoïdes sont dénuées de cellules à mucus (figure 12 E).

Les cellules à mucus sont caractérisées par une vacuole apicale volumineuse et bien colorées par la réaction à l'Acide Périodique de Schiff (APS) (figure 12.D). Dans cette zone, la muqueuse conjonctivale est plus lâche et forme des petits replis (figure 12.F).

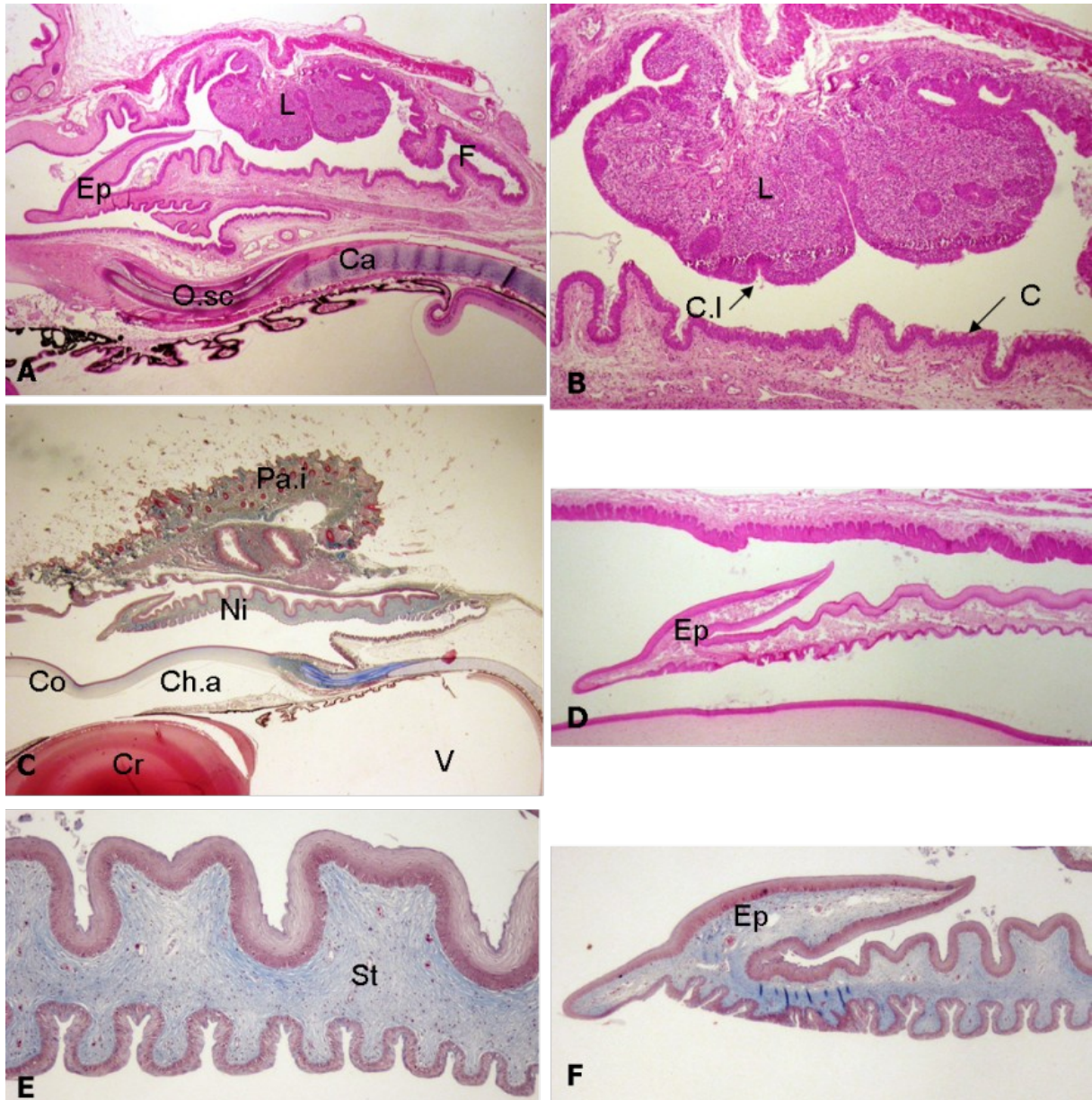


Figure 13 : Formations lymphoïdes et membrane nictitante; A : Topographie des formations lymphoïdes et de la membrane nictitante (HE, X40), B : Follicules lymphoïde (HE, X100), C : Membrane nictitante (TC, X10), D : Membrane nictitante, portion distale avec détail de l'éperon (pli marginal) (HE, X40), E : Membrane nictitante, stroma collagénique dans la portion moyenne (TC, X40), F : Membrane nictitante, portion distale, avec détail de l'éperon (TC, X100).

3. Formations lymphoïdes et membrane nictitante.

C'est dans la zone du cul de sac conjonctival des paupières supérieures et inférieures (en avant de la membrane nictitante) que s'observent de volumineux amas lymphoïdes lymphonodulaires chez la plupart des animaux, mêmes les plus jeunes (figure 13.A et 13.B). Il s'agit de formations lymphoïdes appartenant au MALT (mucous associated lymphoid tissue) parfois nommées CALT (conjunctiva associated lymphoid tissue) par certains auteurs. Elles jouent un rôle immunitaire sentinelle et produisent localement des anticorps. L'épithélium qui surmonte ces agrégats lymphoïdes est dépourvu de cellules à mucus (figure 13.B).

Le très fort développement de cette composante lymphoïde permet d'évoquer le terme d'amygdale conjonctivale, parfois trouvé dans la littérature.

La membrane nictitante est de faible épaisseur comparée à celle des mammifères domestiques et surtout dénuée d'armature cartilagineuse de soutien (figure 13.C). Elle se termine en pointe avec un pli en éperon vers l'extérieur, le pli marginal (figure 13.D et 13.F). Elle est bordée par une conjonctive épaisse stratifiée pavimenteuse sur ses 2 faces palpébrale et bulbaire. L'apparition des cellules à mucus est observée uniquement dans les régions proches du fornix. Le corps de la lame est composé d'un tissu conjonctif dense régulièrement vascularisé par des structures de petit calibre (figure 13.E).

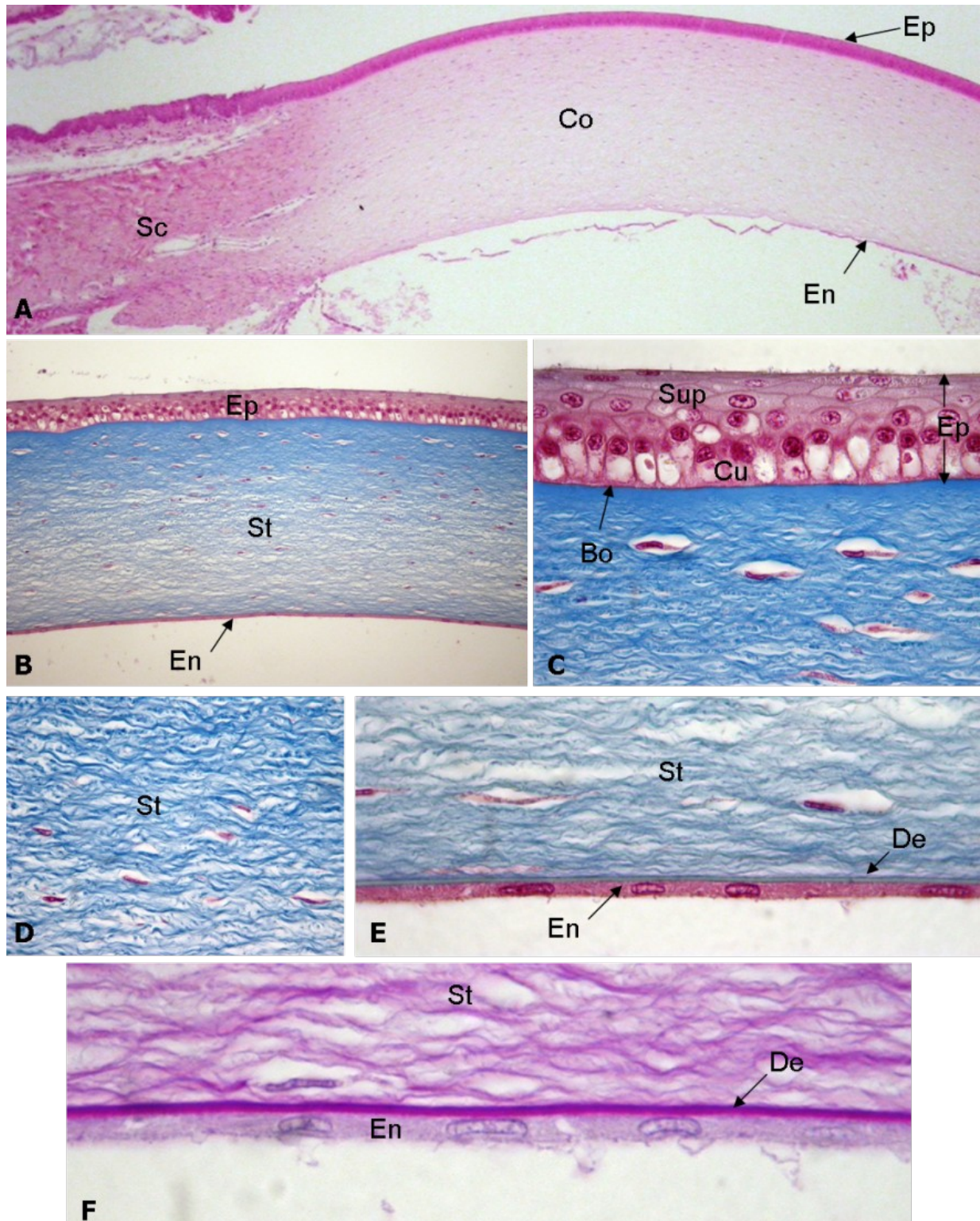


Figure 14 : Cornée; A : Topographie et jonction limbique de la cornée (HE, X40), B : Structure lamellaire de la cornée (TC, X200), C : Epithélium cornéen et membrane de Bowman (TC, X1000), D : Lamelles collagéniques et noyaux des kératocytes du stroma cornéen (TC, X1000), E : Endothélium cornéen, membrane de Descemet et stroma profond (TC, X1000), F : Endothélium cornéen, membrane de Descemet et stroma profond (APS, X1000).

C. Tunique fibreuse: sclère et cornée

1. Cornée

La cornée des oiseaux possède une structure très proche de celle des mammifères domestiques. Elle est avasculaire et composée d'une tranche épaisse de stroma très hydraté située entre un épithélium superficiel et un endothélium profond (figure 14.A et 14.B).

L'épithélium de surface est stratifié pavimenteux non kératinisé et surtout extrêmement régulier. L'assise basale est cuboïdale haute avec des cellules à cytoplasme plus clair, puis les assises supérieures sont composées par des cellules plus aplaties, orientées tangentiellement à la surface. Entre 5 et 7 assises cellulaires sont dénombrées (figure 14.C).

L'épithélium superficiel repose sur une basale fine et une condensation peu nette du stroma superficiel assimilé à une membrane de Bowman (figure 14.C). Elle est cependant moins nette que celle observée chez les primates.

Le stroma constitue la majorité de l'épaisseur cornéenne. Il est composé de fibres de collagène très régulièrement organisées, tangentiellement à la surface, au sein desquelles on observe quelques noyaux kératocytaires discrets (figure 14.D).

En profondeur, le stroma est limité par une membrane bien colorée à l'APS, la membrane de Descemet sur laquelle repose l'endothélium cornéen. Elle est plus fine que celles des carnivores domestiques (figure 14E et 14F).

L'endothélium est composé d'une assise simple pavimenteuse de cellules aplaties, dont les noyaux sont très régulièrement répartis (figure 14.E).

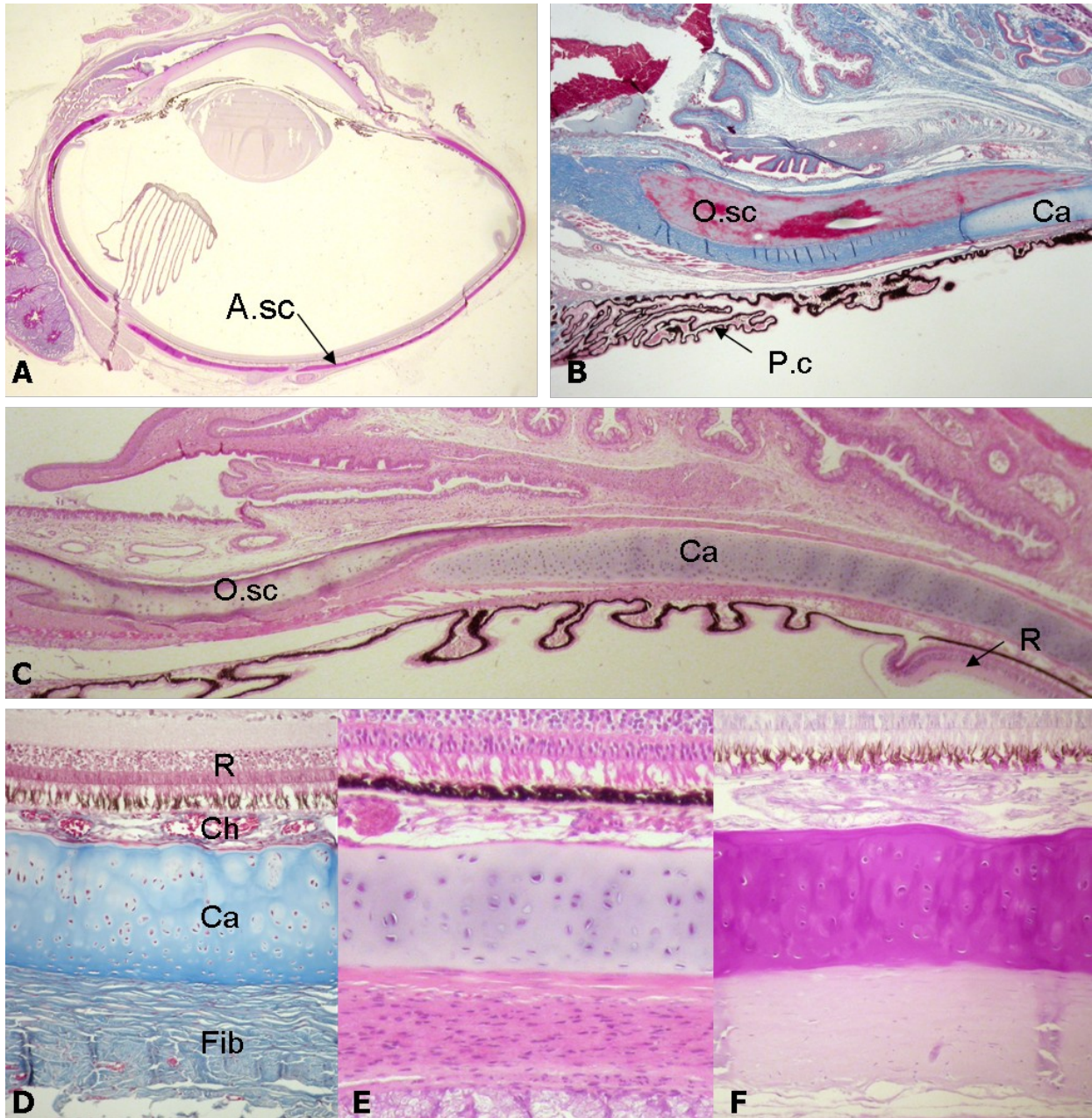


Figure 15 : Sclère; A : Topographie de la sclère (APS X10), B : Ossicules scléaux (TC, X40), C : Jonction cupule-ossicule (HE, X40), D, E, F : Détail de la couche sclérale (couche cartilagineuse et fibreuse) et de ses rapports avec la choroïde et la rétine (TC, HE, APS, X400).

2. Sclère.

La sclère a une organisation très particulière puisqu'elle possède une double structure :

- Une couche interne, formée d'une cupule cartilagineuse régulière, interrompue au niveau de la papille pour le passage du nerf optique en zone ventrolatérale (figure 15.A). Cette caractéristique est bien mise en évidence par la coloration d'un globe complet à l'APS, qui colore le cartilage en rose foncé en raison de sa composante mucopolysaccharidique (figure 15.F). Elle est composée d'un cartilage hyalin, riche en chondrocytes matures. Elle se termine en avant sous les ossicules scléaux qui la renforcent dans cette zone de jonction avec la cornée (figure 15.C).
- Une couche externe, de même épaisseur ou plus fine, composée d'un tissu conjonctif fibreux dense peu vascularisé (figure 15.D et 15.E), évoquant la structure de la sclère des mammifères domestiques et bien coloré en bleu par le trichrome de Masson. Elle se prolonge en avant et entoure l'extrémité de la couche cartilagineuse et les ossicules scléaux.

L'anneau scléral, à la jonction avec la cornée, est composé par les ossicules scléaux. Ce sont de petits os plats se chevauchant régulièrement sur toute la périphérie du globe. Chez le canard, ils ont, en coupe, une forme légèrement concave (concavité vers l'extérieur du globe) s'opposant en résistance à la courbe d'incurvation inverse de la sclère cartilagineuse et de la cornée. Les ossicules et l'extrémité du cartilage sont entourés d'un tissu conjonctif dense qui prolonge la couche externe fibreuse de la sclère (figure 15.B et 15.C).

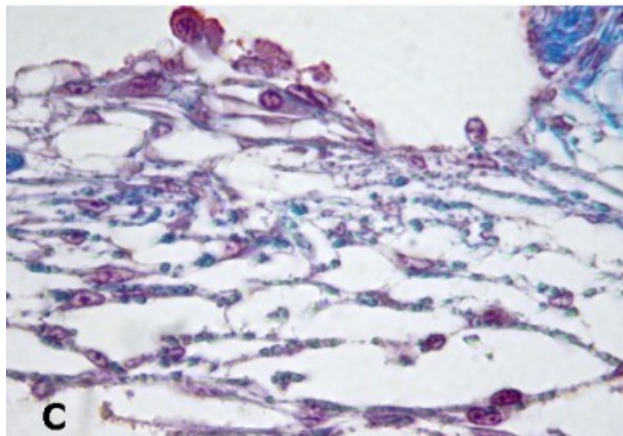
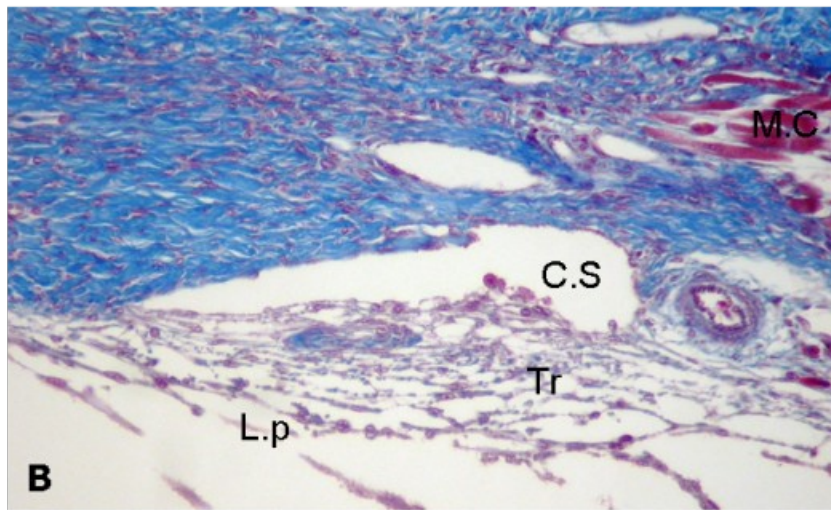
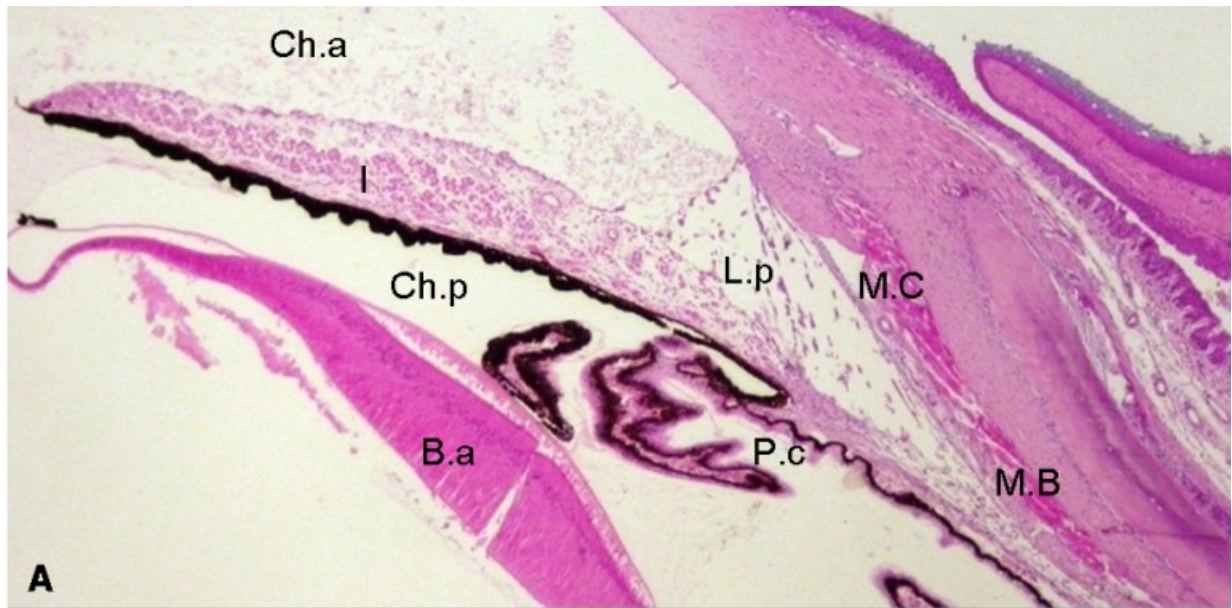


Figure 16 : Topographie de l'angle irido-cornéen; A : Structure générale (HE X40), B : Trabéculum et canal de Schlemm (TC, X200), C : Trabéculum (TC, X400), D : Ligament pectiné (TC, X1000).

D. Angle irido-cornéen

L'angle irido-cornéen est la région du globe qui permet la filtration et le drainage de l'humeur aqueuse vers les plexus veineux puis le secteur sanguin. Dans toutes les espèces, c'est une zone très délicate, contenant un maillage tissulaire très facilement abîmé lors de la technique histologique.

C'est une zone globalement triangulaire à pointe très effilée vers l'arrière, dont la base antérieure s'ouvre entre la naissance de l'iris et la région limbique (figure 16.A). Sa pointe fine s'enfonce vers le corps ciliaire et délimite un espace entre les procès ciliaires et les muscles de Crampton et Brücke (figure 16.A). L'angle irido-cornéen comporte aussi juste au dessus de cet espace triangulaire une lacune vasculaire grossièrement ovalaire, le canal de Schlemm, qui se draine dans les plexus veineux de la sclère (figure 16.B).

En avant l'angle est constitué d'un réseau de fibres délicates ou ligaments pectinés (figure 16.D), ancrées entre la base de l'iris et la zone cornéosclérale. Les premières fibres sont les plus épaisses, constituées de fibres conjonctives (colorées en bleu au trichrome de Masson), et bordées de cellules aplaties, probablement endothéliales dont on visualise surtout les noyaux ovalaires (figure 16.D). Plus en profondeur et vers le plafond de l'angle, en avant du canal de Schlemm, on note un réseau de fibres plus fines, à maillage plus serré, le trabéculum (figure 16.C).

Le canal de Schlemm est situé dans le tissu conjonctif sous le dernier tiers du muscle de Crampton. C'est une lacune optiquement vide, bordée d'un endothélium fin (figure 16.B).

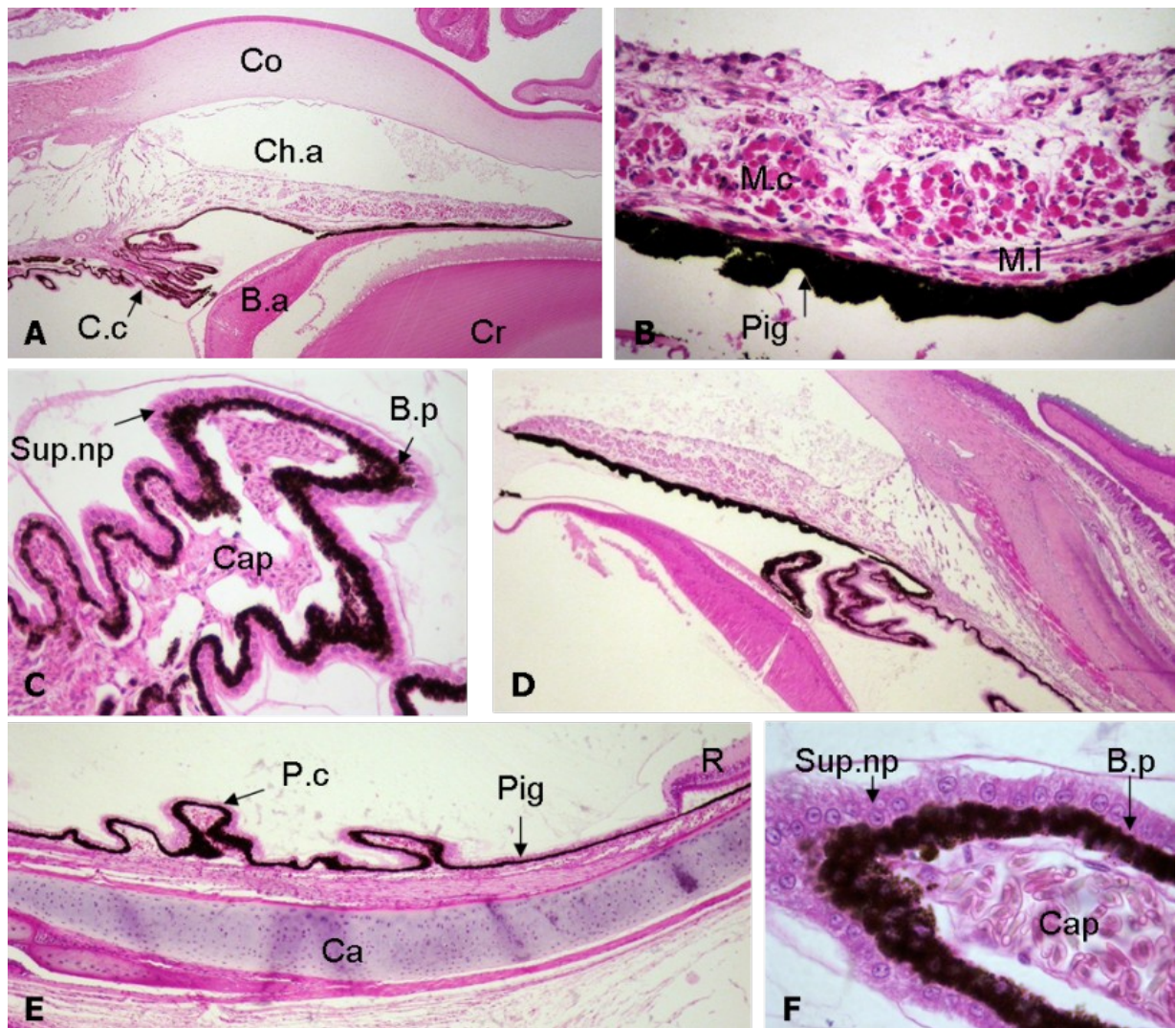


Figure 17 : Iris et corps ciliaires; A : Topographie de l'iris et du corps ciliaire (HE X40), B : Portion moyenne de l'iris avec détail de l'épithélium postérieur bistratifié pigmenté, des muscles constricteurs et dilatateurs de la pupille et du stroma (HE, X400), C : Procès ciliaires avec stroma très vascularisé et épithélium bistratifié (assise pigmentée et non pigmentée) (HE, X40), D : Procès ciliaires, zone de fusion avec la capsule antérieure du cristallin (HE, X40), E : Epithélium pigmenté (HE, X400), F : Procès ciliaires (HE, X1000).

E. Tunique uvéale: iris, corps ciliaires et choroïde

1. Iris

L'iris des oiseaux est au plan histologique relativement semblable à celui des mammifères domestiques. Il est plus épais en périphérie et s'amincit progressivement vers son bord pupillaire (figure 17.A). Il est bordé en avant d'une fine couche de cellules allongées de type fibroblastique. Le stroma irien comporte des faisceaux de fibres musculaires en coupes transversales dans son épaisseur (muscle circulaire constricteur de la pupille) et quelques fibres musculaires longitudinales contre la face postérieure (muscle dilatateur de la pupille) (figure 17.B). Le bord postérieur de l'iris est bordé d'un épithélium très fortement pigmenté apparaissant bistratifié cuboïdal (figure 17.B). Cet épithélium constitue la partie irienne de la rétine aveugle. Il se prolonge après l'*ora ciliaris retinae* par l'épithélium pigmentaire de la rétine (figure 17.E).

2. Corps ciliaires

Les procès ciliaires comportent une partie antérieure faisant directement suite à l'iris, saillante, composée d'un bouquet de procès ciliaires dont certains fusionnent à leur extrémité avec la zone équatoriale de la capsule du cristallin (figure 17.D). Vers l'arrière, les plis sont moins prononcés puis disparaissent reproduisant les zones de *pars plicata* et *pars plana* observées chez les mammifères.

Les procès ciliaires sont bordés d'un épithélium bistratifié cuboïdal (figure 17.C et 17.F) comportent une assise non pigmentée au contact de l'humeur aqueuse et du vitré et une assise pigmentée dans le prolongement de l'épithélium pigmentaire de la rétine (figure 17.E). Le stroma ciliaire est grêle avec un réseau de capillaires sanguins comblés de globules rouges. En profondeur au contact de la sclère on retrouve des faisceaux larges de fibres musculaires (muscles de Crampton et de Brucke) (figure 17.D).

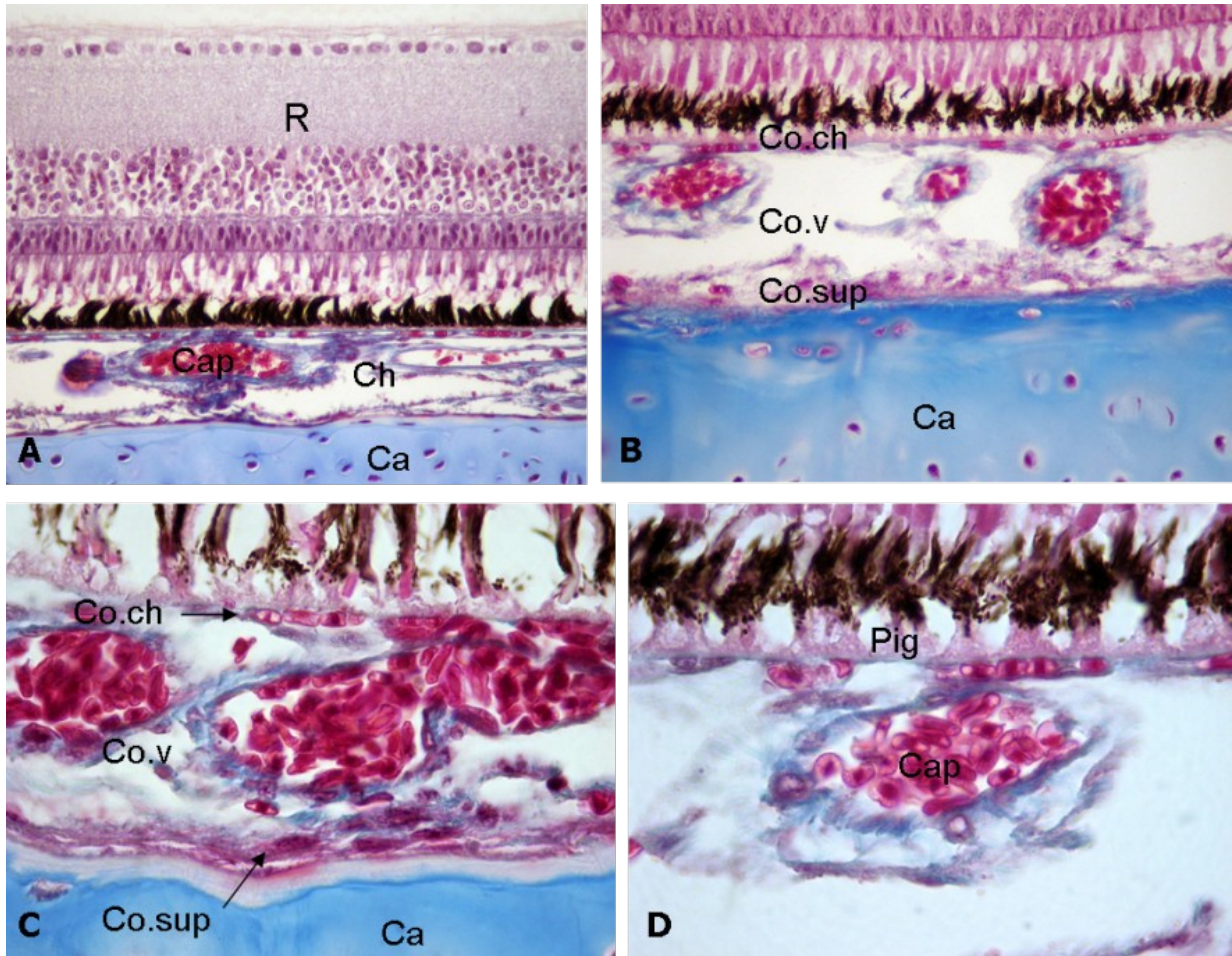


Figure 18 : Choroïde; A : Topographie générale de la choroïde, entre la rétine et la couche cartilagineuse de la sclère (TC, X200), B : Choroïde, couches choriocapillaire, vasculaire et suprachoroïde (TC, X400), C : Choroïde, couches choriocapillaire, vasculaire et suprachoroïde (TC, X1000), D : détail des couches choriocapillaire et vasculaire (TC, X1000).

3. Choroïde

Chez le canard, il n'est pas observé de couche du tapis (*tapetum lucidum*). Comme chez les animaux à pelage totalement blanc (par exemple : les rongeurs de laboratoire), la choroïde du canard de Pékin est entièrement dépourvue de pigments (figure 18.A). Les couches bien identifiables en histologie sont la couche suprachoroïdienne, très mince, de conjonctif à la limite avec le cartilage scléral, la couche vasculaire, la plus épaisse comprenant des silhouettes vasculaires de gros calibre et des lacunes au sein d'un stroma conjonctif de soutien grêle, et la choriocapillaire, couche mince la plus interne en contact avec le pôle basal des cellules de l'épithélium pigmentaire de la rétine (figure 18.B). La paroi des artérioles et veinules de la choroïde est bien mise en relief par le trichrome de Masson (figure 18.C). La choriocapillaire est plus difficile à identifier mais elle est mise en évidence par la présence de globules rouges en file indienne plaqués contre l'épithélium pigmentaire et entourés des prolongements cytoplasmiques des cellules endothéliales des capillaires (figure 18.D). Ces images permettent de comprendre le rôle fondamental de cette suppléance vasculaire, au contact direct de l'épithélium pigmentaire, pour la rétine, totalement avasculaire chez les oiseaux.

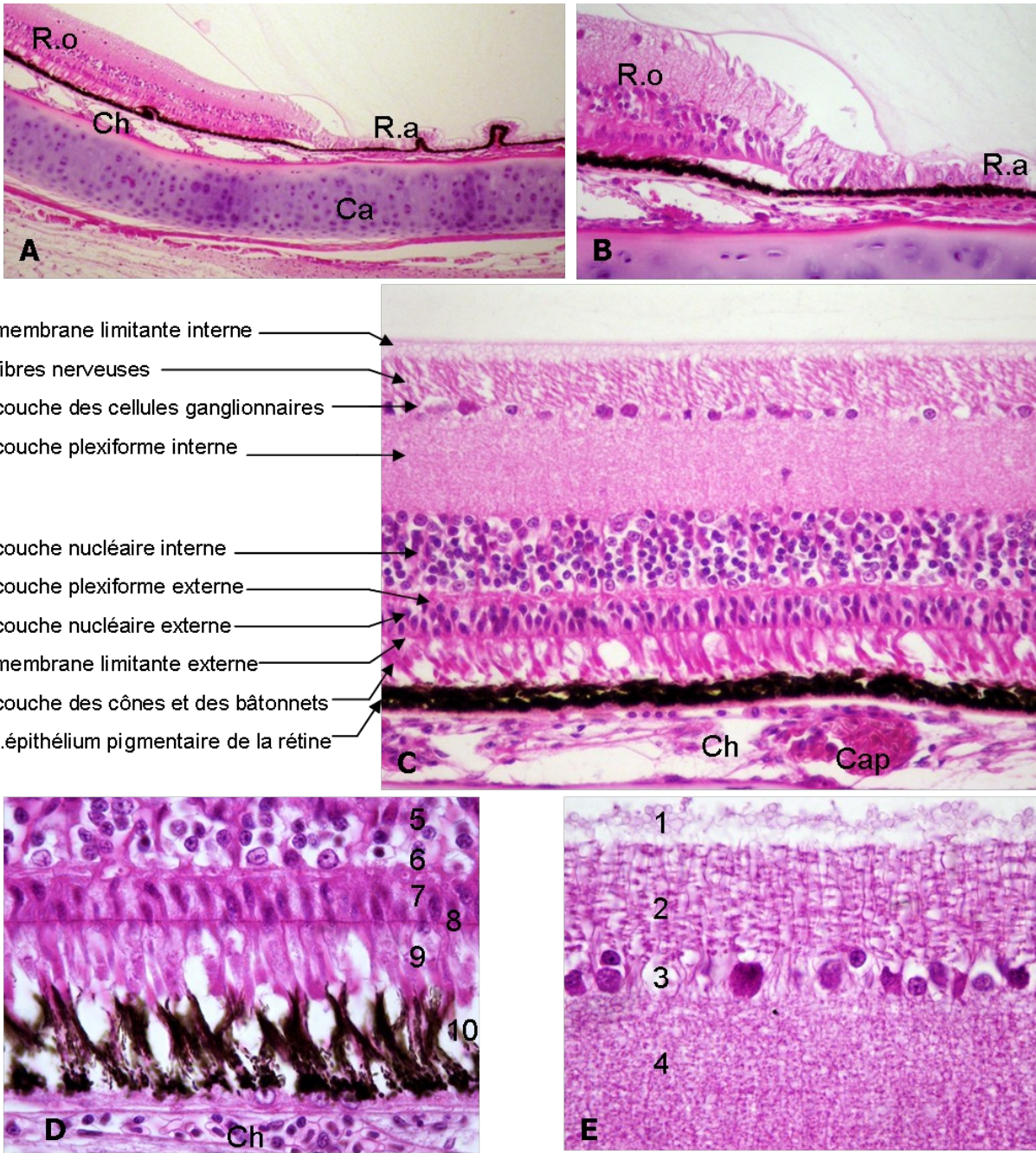


Figure 19 : Rétine; A : *Ora ciliaris* (HE, X100), B : Détail de l'*ora ciliaris* (HE, X400), C : Détail des couches de la rétine et de l'épithélium pigmentaire de la rétine (HE, X400), D : Cônes et bâtonnets au contact des prolongements cytoplasmiques des cellules cylindriques de l'épithélium pigmentaire de la rétine (HE, X1000), E : Couche des cellules ganglionnaire (HE, X1000).

F. Tunique nerveuse: rétine optique et nerf optique

La rétine optique fait suite à la rétine aveugle bordant les corps ciliaires et l'iris (figure 19.A). Elle prend naissance au même niveau que la choroïde. Brutalement à ce point, l'assise externe pigmentée de l'épithélium bistratifié ciliaire donne naissance à l'épithélium pigmentaire de la rétine, et la neurorétine se différencie à partir de l'assise interne non pigmentée de l'épithélium bistratifié ciliaire (figure 19.B).

- L'épithélium pigmentaire de la rétine est un épithélium de type cylindrique composé de cellules hautes et étroites comportant à leur pôle apical des touffes de prolongements cytoplasmiques qui s'entremêlent avec l'extrémité des cônes et bâtonnets (figure 19.C). Le cytoplasme contient de très nombreux granules pigmentaires brunâtres foncés de taille plus importante que ceux observée dans la rétine aveugle, et de forme régulière allongée en petits bâtonnets. Ces granules s'alignent en file indienne dans les prolongements cytoplasmiques apicaux. Les noyaux sont arrondis, en position basale, dans une zone cytoplasmique moins riche en granules pigmentaires (figure 19.D).

- La couche des cônes et bâtonnets est épaisse avec des segments externes bien individualisés et régulièrement répartis, riche en cônes, plus trapus (figure 19.D).

- La membrane limitante externe, presque invisible chez les mammifères est bien individualisée chez le canard même en coloration conventionnelle à l'hémalum-éosine. Elle apparaît comme une couche pointillée située sous les noyaux des cellules des cônes et des bâtonnets (figure 19.D).

- La couche nucléaire externe est composée d'un empilement de deux à trois couches nucléaires, de noyaux arrondi nucléolés (figure 19.D).

- Une fine bande éosinophile, la couche plexiforme externe sépare la couche nucléaire interne de la couche nucléaire externe (figure 19.C).

- La couche nucléaire interne est plus épaisse que l'externe et formée d'une dizaine de couches de noyaux empilés. Ces noyaux des cellules bipolaires sont de plus petite taille et hyperchromatiques (figure 19.C).

- La couche plexiforme interne est épaisse et composée d'une trame filamenteuse éosinophile (figure 19.E).

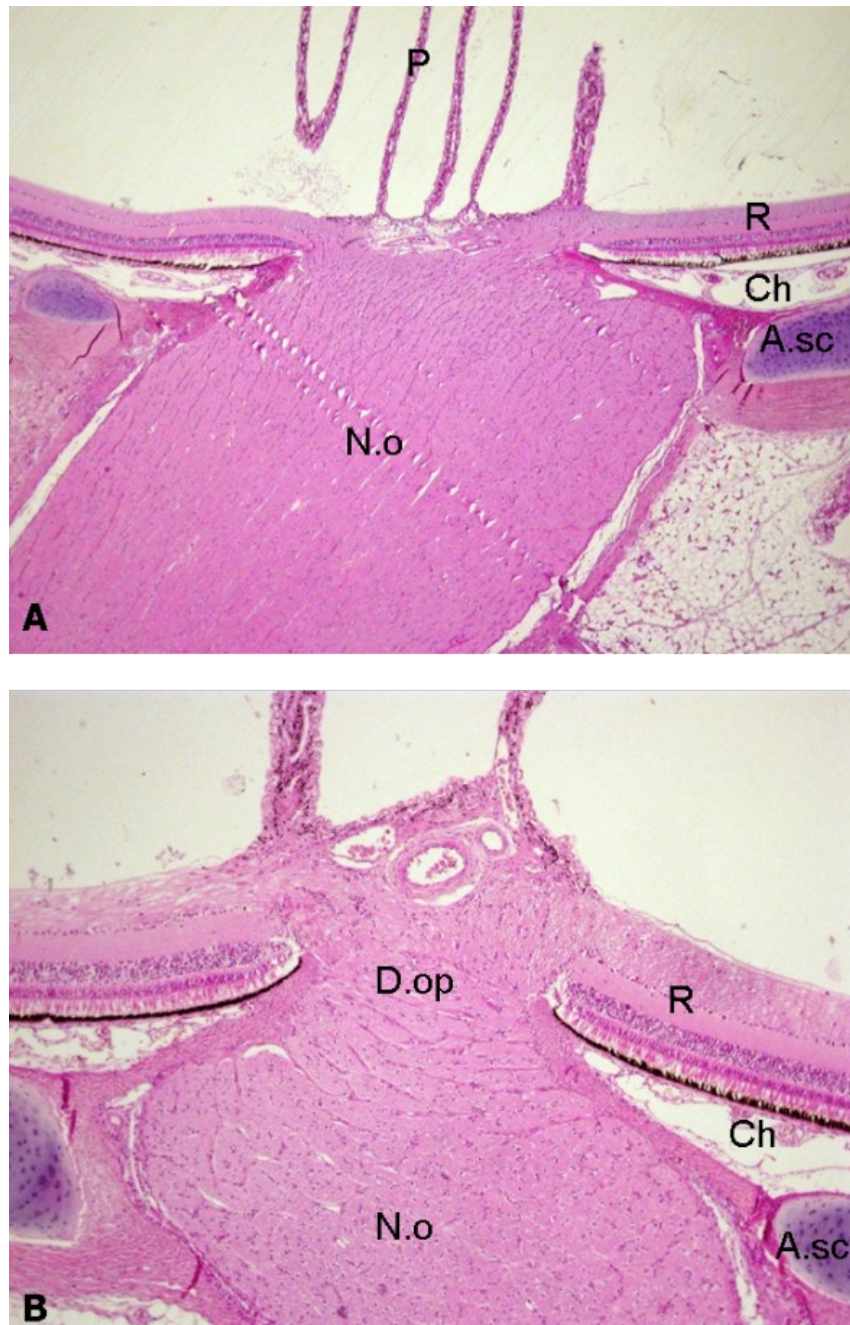


Figure 20 : Nerf Optique; A : Tête du nerf optique : insertion du pecten et passage dans la brèche sclérale cartilagineuse (HE, X40), B : Nerf optique, détail de la vascularisation à l'insertion du pecten (HE, X100).

- La couche des cellules ganglionnaires est fine et procède de l'alignement très régulier et dense de gros noyaux arrondis à nucléoplasme vésiculaire et nucléolés (figure 19.E). Cette couche est notablement plus dense en noyaux que celle des mammifères domestiques.
- La couche des fibres nerveuses est visualisée comme une bande éosinophile claire fine (figure 19.E).
- La membrane limitante interne est un simple filet de condensation éosinophile en bordure du vitré (figure 19.E).

Le nerf optique est au plan histologique relativement semblable à celui des mammifères domestique. Il est fin au niveau du disque optique puis comporte un renflement. Il traverse la couche cartilagineuse au travers d'un orifice arrondi (figure 20.A). Une vascularisation artério-veineuse de gros calibre prend naissance au niveau de la papille, à l'insertion du pecten (figure 20.B).

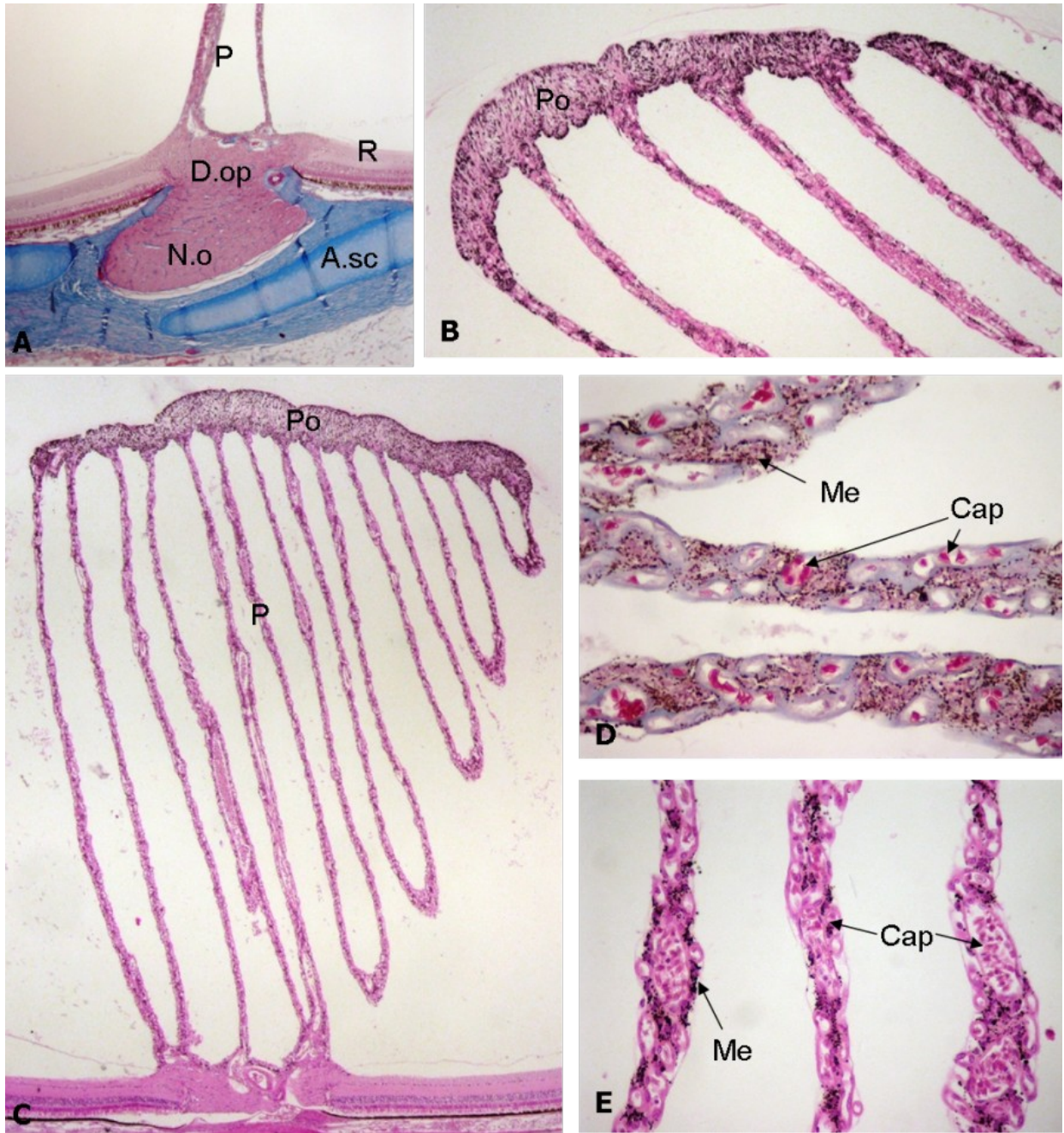


Figure 21: Pecten; A: base du pecten ancré sur la papille optique (TC, X1000), B: Pont du pecten (HE, X100), C: structure en feuillet plissé du pecten (HE, X40), D: structure des feuillets du pecten (HE, X400), E: structure des feuillets du pecten (TC, X400).

G. Pecten

Le pecten est une structure tout à fait originale composée d'un feuillet plissé, pigmenté, très régulier et très vascularisé, déployé dans le corps vitré en arrière du cristallin et ancré sur la papille du nerf optique d'où il reçoit sa suppléance vasculaire (figure 21.A et 21.C). Dans la zone apicale, les feuillets sont reliés entre eux par une bande plus épaisse de tissu pigmenté appelée pont (figure 21.B). Les feuillets, très réguliers et rectilignes, parallèles entre eux, sont constitués d'un très dense réseau de capillaires anastomosés développés au sein d'un stroma de cellules pigmentées (figure 21.D et 21.E).

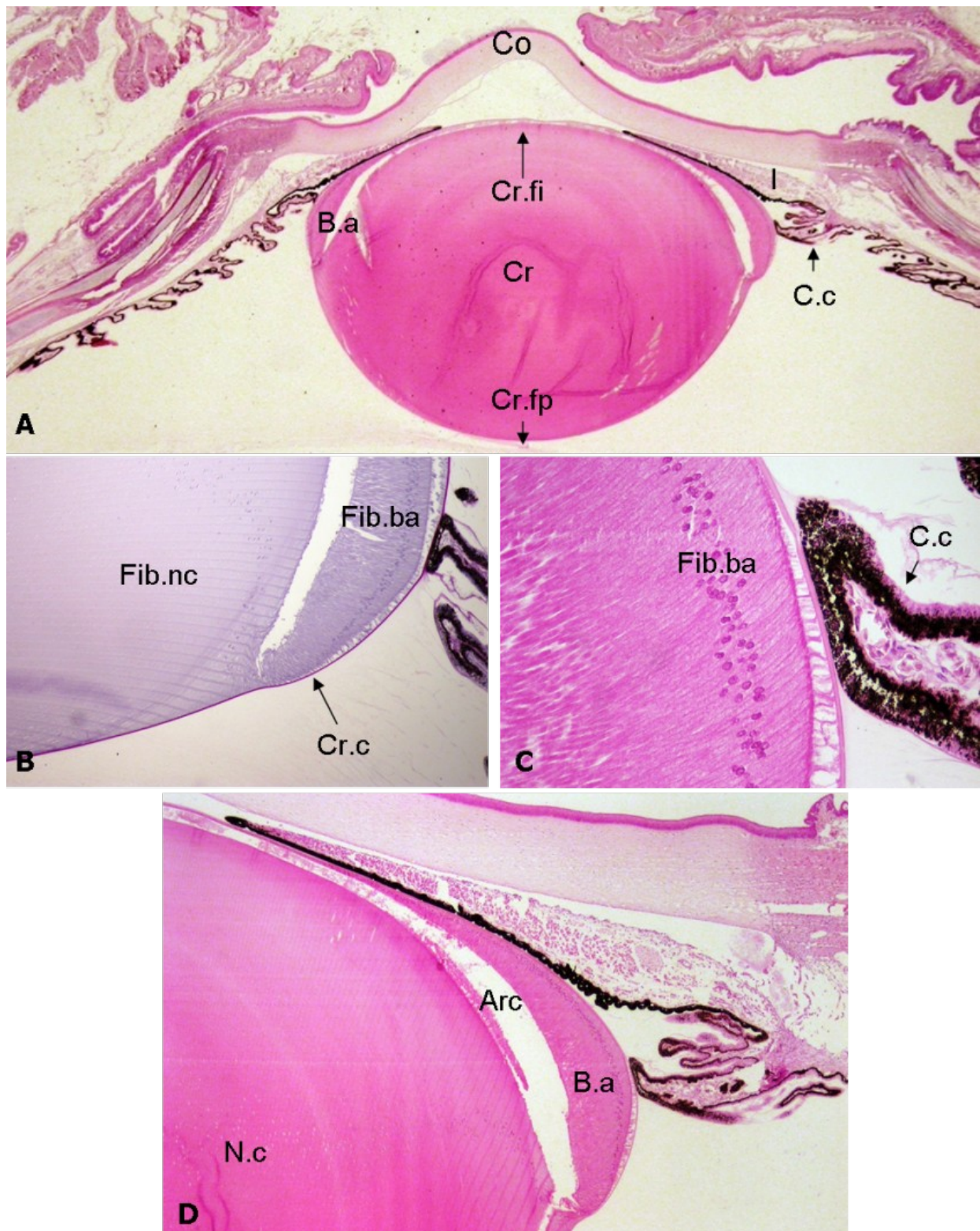


Figure 22: Cristallin; A: Topographie générale du cristallin (HE, X10), B: Cristallin, zone équatoriale et bourrelet annulaire (APS, X40) C: Bourrelet annulaire et fusion d'un procès ciliaire avec la capsule (HE, X40), D: Relations entre le cristallin, l'iris et les procès ciliaires (HE, X100).

H. Cristallin

Le cristallin des oiseaux possède une architecture très particulière, composée de deux éléments emboîtés : le bourrelet annulaire déployé sur le pourtour de l'équateur et un noyau central (figure 22.A).

Le cristallin n'est pas symétrique. Il possède une face antérieure (irienne) plus plate et une face postérieure plus bombée. La périphérie est bordée par une membrane bien marquée à l'APS appelée capsule et équivalente à la cristalloïde des mammifères domestiques (figure 22.A et 22.B).

Le bourrelet annulaire constitue un anneau périphérique dans la zone équatoriale du cristallin. Il est composé de fibres fines et très régulières à disposition radiaire et à noyaux périphériques (figure 22.C). Le centre est composé de fibres orientées parallèlement à l'axe visuel dont on n'identifie que de rares noyaux près du bourrelet annulaire (figure 22.B). Un espace vide de clivage, à composante artéfactuelle, est souvent visualisé entre le bourrelet annulaire et le noyau du cristallin (figure 22.D).

Au niveau de la zone équatoriale, les procès ciliaires viennent fusionner avec la capsule du cristallin (figure 22.C). Sur sa face postérieure, l'iris semble s'adosser à la face antérieure du cristallin (figure 22.D).

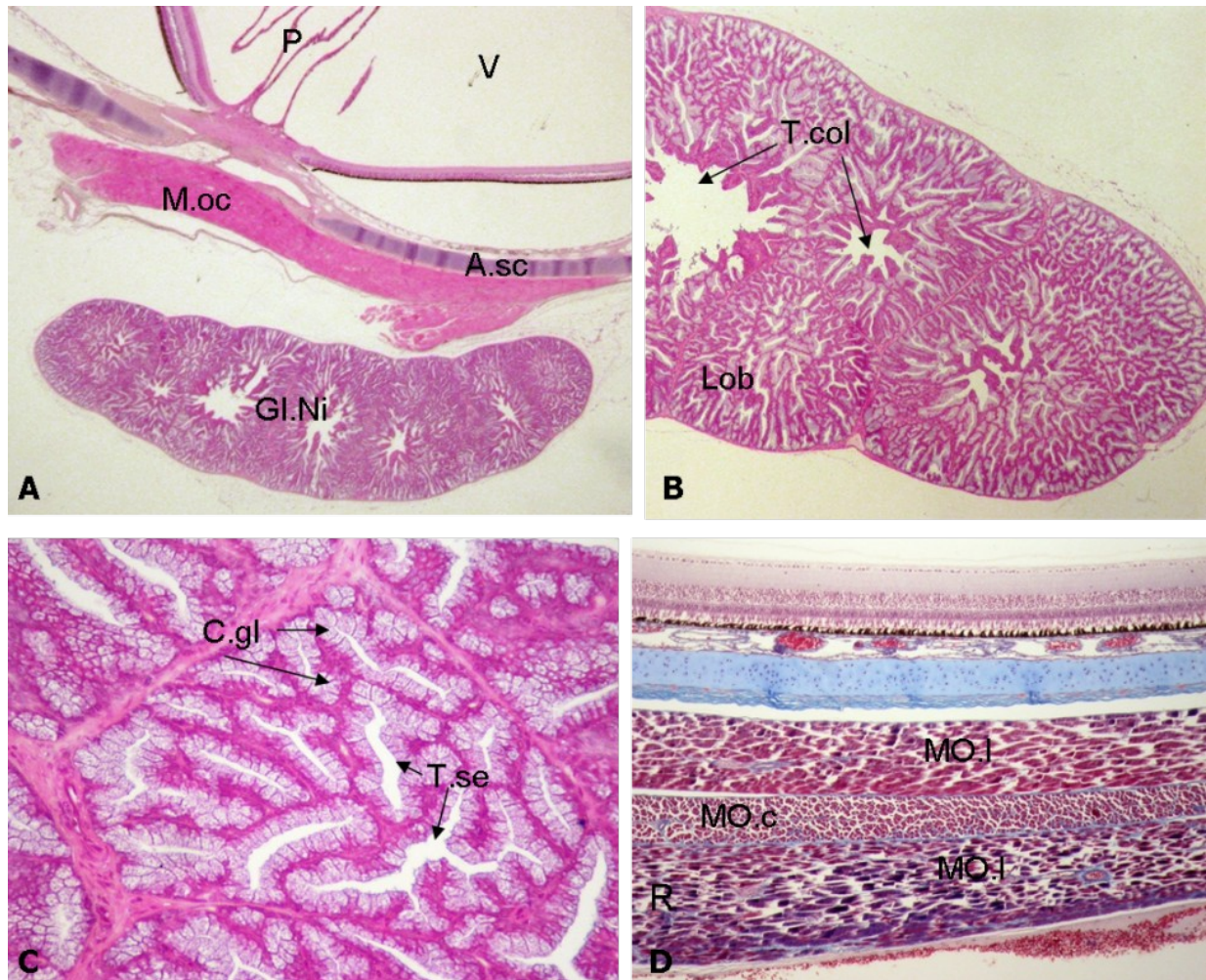


Figure 23 : Structures orbitaires; A : Topographie générale de la glande lacrymale de la membrane nictitante (HE, X10), B : Détails des lobules et canaux collecteurs de la glande lacrymale de la membrane nictitante (HE, X40), C : Tubes sécréteurs bordés de cellules glandulaires (HE, X400), D : Muscles extraoculaires mobilisateurs du globe : couches successives d'orientation différente (TC, X100).

I. Milieux oculaires: humeur aqueuse et corps vitré

Sur les coupes histologiques ces milieux aqueux apparaissent comme des espaces optiquement vides sur l'œil sain. Il s'agit de l'humeur aqueuse des chambres antérieures et postérieures et du vitré dans la chambre du vitré.

J. Structures orbitaires: glande lacrymale et muscles oculomoteurs

Les muscles oculomoteurs apparaissent sur les coupes histologiques au contact de la sclère à laquelle ils sont ancrés, entourés d'un tissu conjonctif adipeux qui sépare parfois certains groupes, et associés à des structures nerveuses de gros calibre. Au sein de chaque faisceau musculaire, les fibres sont homogènes et de même orientation (figure 23.A).

La glande lacrymale de la membrane nictitante est la plus volumineuse et apparaît associée au globe, positionnée au dessus des muscles oculomoteurs dans l'espace orbitaire (figure 23.A). C'est une glande composée de nombreux lobules identiques accolés, de structure tubulaire (figure 23.B). Les tubes sont bordés d'un épithélium simple cylindrique. Les cellules glandulaires possèdent un cytoplasme finement vacuolaire et peu colorable (en hémalum-éosine). Le stroma glandulaire est très grêle et n'a pas montré, sur les animaux de notre étude, d'infiltrat inflammatoire plasmocytaire notable (figure 23.C).

La glande lacrymale orbitaire est de structure histologique similaire à celle de la glande lacrymale de la membrane nictitante, lobulée, avec tubes sécréteurs se déversant dans un canal collecteur.

V. Discussion

En histologie, la qualité de la description est corrélée à la qualité technique des tissus examinés. Or l'œil est un organe particulièrement difficile à couper au microtome en raison de plusieurs éléments :

- tout d'abord sa forme arrondie contenant des cavités « vides ». Si le globe est inclus au complet dans un bloc de paraffine, les cavités oculaires sont vides, rendant impossible l'obtention d'un ruban de paraffine, mais simplement une dentelle plissée qui se déchire et est impossible à étaler. Les globes oculaires sont donc systématiquement ouverts à l'étape de la recoupe, en routine, par une bissection sagittale. Ainsi, lors de l'inclusion en paraffine, les cavités peuvent être remplies de paraffine, ne laissant plus aucun vide.
- L'autre difficulté technique réside dans le fait qu'il est d'autant plus facile de couper un tissu qu'il possède une consistance homogène, identique en tout point. La structure de l'œil, comportant des tissus aussi différents en dureté que l'os des ossicules scléraux, le cartilage scléral ou les délicats replis ciliaires, est un exemple de complexité. La décalcification préalable à l'enrobage en paraffine, habituelle pour l'os, altère énormément la cytologie fine des structures non calcifiées, ce qui rendrait nos coupes de globe oculaire d'oiseau d'une qualité médiocre. Nous avons donc préféré décalcifier délicatement les tissus après l'inclusion en paraffine, juste avant la coupe par un trempage dans le décalcifiant quelques minutes avant de réaliser le ruban de paraffine. Cette décalcification de faible durée n'altère pas les tissus mais reste superficielle et donc n'autorise que quelques coupes avant de retomber sur un tissu calcifié qui crisse et se rompt à la coupe.
- La troisième difficulté technique, non spécifique aux globes d'oiseaux mais commune pour tous est le fait qu'il existe des zones de faible cohésion entre différentes tuniques oculaires et des structures très délicates qui se traduisent sur les coupes histologiques par des clivages ou des déchirements artéfactuels. Ainsi, la rétine est simplement plaquée contre l'épithélium pigmentaire de la rétine mais rien ne lie réellement ces deux couches tissulaires entre elles. Autour du cristallin, les fibres de la zonule sont des filaments tellement délicats qu'ils se

rompent souvent à la fixation du globe, simplement par durcissement et rétraction des tissus. L'angle irido-cornéen est un réseau également très délicat composé d'un réseau de mailles très fines qui a tendance à se déchirer lors de la technique, en s'ouvrant artéfactuellement en une fente plus large et dissociée. La seule spécificité des oiseaux réside dans la difficulté d'obtenir le pecten sous un angle de coupe approprié et sans affaissement de celui-ci, permettant de conserver les replis bien parallèles.

- Une dernière difficulté réside dans le fait que pour obtenir une coupe histologique « idéale », il faut qu'elle soit réalisée dans la zone centrale du globe, passant par le centre du cristallin et l'ouverture pupillaire de façon symétrique, en avant, et par le nerf optique et le pecten, en arrière. Cela suppose de bien se repérer au moment de la réalisation de la bissection sagittale du globe, après la fixation, à l'étape de la recoupe. A cette étape, le cristallin peut se déplacer ou basculer et n'apparaît plus correctement sur les coupes.

Lors de notre étude, nous avons donc travaillé sur un lot de 23 animaux afin de pouvoir obtenir un nombre de lames de qualité technique satisfaisante sur un nombre d'animaux suffisants pour décrire complètement et de façon sûre les structures histologiques de l'œil du canard de Pékin.

Les résultats histologiques de notre étude montrent que le canard de Pékin a un œil assez typique de l'œil d'oiseau. Ce travail nous permet également à travers la description de mettre l'accent sur les particularités de la structure de l'œil des oiseaux, en comparaison avec l'œil des mammifères domestiques. Ces particularités vont être résumées ci-après :

La forme globale de l'œil diffère entre les oiseaux, avec l'œil « aplati » bien illustré chez le canard et l'œil globuleux sphérique des mammifères domestiques, qui présente simplement une région antérieure cornéenne légèrement bombée.

Les paupières sont revêtues d'une peau presque glabre, comportant seulement quelques plumes, alors que chez les mammifères le revêtement cutané palpébral est finement et densément velu. L'extrémité palpébrale ne présente pas de structures pilo-annexielles contrairement aux mammifères domestiques chez lesquels on observe des cils proéminents (chez le chien) sur les 2/3 distaux de la paupière supérieure, et des volumineuses glandes sébacées modifiées, les glandes de

Meibomius, responsables de la sécrétion de la phase lipidique du film lacrymal précornéen.

La muqueuse conjonctivale est constituée en zone palpébrale et nictitante (excepté vers les fornix) d'un revêtement malpighien stratifié non kératinisé ne présentant pas de cellules à mucus ou en faible quantité. Cet aspect est bien mis en évidence par la coloration à l'acide périodique de Schiff. Chez les mammifères domestiques, cet épithélium ne concerne que la marge palpébrale conjonctivale et est remplacé rapidement par un épithélium pseudostratifié cylindrique riche en cellules à mucus. Les cellules à mucus sont par contre retrouvées en très grand nombre au sein d'un épithélium pseudostratifié plutôt cuboïdal dans les deux types d'animaux considérés. La membrane nictitante est plus développée chez les oiseaux chez qui elle recouvre facilement toute la surface cornéenne, mais elle est dépourvue d'armature cartilagineuse comme chez les mammifères domestiques. Son extrémité forme un pli caractéristique en éperon vers l'extérieur, ce qui n'est absolument pas décrit chez les mammifères domestiques. Le rôle de ce pli n'est pas évoqué dans la littérature. L'absence de cartilage et l'organisation du stroma en fibres de collagènes denses assez régulières et peu vascularisées sont certainement en relation avec la nécessité de transparence de la zone centrale de la membrane nictitante pour certains oiseaux durant le vol ou le plongeon. En effet sous l'eau, la membrane nictitante est fermée et protège la surface cornéenne.

La glande lacrymale associée à la membrane nictitante des oiseaux est appelée par certains auteurs glande de Harder. Ce nom apporte une confusion car chez les mammifères domestiques, la glande de Harder est une glande lacrymale distincte de celle de la membrane nictitante, située plus profondément dans l'orbite, et dont le développement est variable selon les espèces. Outre cette confusion possible de part sa dénomination, cette glande de Harder chez le canard de Pékin n'apparaît pas infiltrée par des cellules lymphoplasmocytaires, en tout cas chez les animaux de 3 et 12 semaines d'âge (intervalle d'âge des animaux inclus dans notre étude). Nous ne pouvons donc pas discuter du rôle immunitaire que semble jouer cette glande chez certains oiseaux.

La structure histologique de la cornée est superposable à celle des mammifères domestiques. La couche identifiée comme membrane de Bowman est cependant beaucoup moins distinctement individualisée et nette que celle décrite chez les

primates. Chez le canard de Pékin, elle n'apparaît que comme une condensation discrète du stroma antérieur superficiel.

Une grande originalité structurale réside dans la cupule cartilagineuse sclérale, associée aux ossicules scléaux qui renforcent la sclère en avant de la cupule et permettent ainsi le maintien de la forme particulière du globe face à la pression intraoculaire. En contrepartie, la couche fibreuse dense de la sclère du canard est de moindre épaisseur que celle des mammifères domestiques. Elle représente cependant une protection mécanique plus importante, palliant peut-être en partie la fragilité de l'orbite osseuse, beaucoup plus fine et délicate chez les oiseaux que chez les mammifères domestiques.

L'angle irido-cornéen est de topographie variable entre les différentes espèces de mammifères domestiques. Chez le canard de Pékin, on note un trabéculum très délicat avec un angle très profond, qui s'enfonce très postérieurement sous les procès ciliaires, et une structure lacunaire antérieure, appelée canal de Schlemm. Le canal de Schlemm décrit chez les primates présente une topographie beaucoup plus antérieure, vers la zone limbique, alors que dans notre étude, c'est une lacune située au dessus du trabéculum.

Le corps ciliaire est original chez les oiseaux dans son articulation avec l'angle irido-cornéen. En effet, les muscles ciliaires (de Brücke et de Crampton) sont situés contre les ossicules scléaux et le début du cartilage et sont séparés de ce fait des procès ciliaires par la fente ciliaire. Chez les mammifères domestiques, les muscles ciliaires sont positionnés dans le corps ciliaire, sous l'angle irido-cornéen et en continuité avec les procès ciliaires. Cette différence notable est certainement liée à un fonctionnellement différent de l'accommodation entre les mammifères et les oiseaux.

Le cristallin présente également une structure originale, avec l'existence d'un bourrelet annulaire en région équatoriale, et un espace virtuel entre le noyau cristallinien et ce bourrelet. La cristalloïde semble plus fine que chez les mammifères domestiques, et la consistance du cristallin est moindre. Cette dernière caractéristique est un avantage pour la technique histologique car le cristallin des mammifères domestiques représente souvent un noyau dur et friable central difficile à obtenir sur les coupes histologiques sans artéfacts. La deuxième originalité du cristallin est son ancrage direct avec l'extrémité des procès ciliaires antérieurs, les plus longs. Sur les coupes, on observe une fusion du pôle apical des cellules épithéliales de l'assise non pigmentée des procès ciliaires avec la cristalloïde. Il

semble que les fibres de la zonule soient tout de même conservées, d'après les données de la bibliographie. En histologie, ces fibres trop grêles n'apparaissent pas sur les coupes histologiques, même chez les mammifères domestiques où elles sont bien représentées.

Enfin concernant la rétine, plusieurs éléments diffèrent d'avec la rétine des mammifères domestiques :

- La rétine du canard de Pékin, comme celle de tous les oiseaux est avasculaire, nourrie par diffusion entre la choriocapillaire et les couches externes de la rétine d'une part et entre le pecten, par diffusion dans le vitré, et les couches superficielle de la rétine d'autre part. Le pecten, lamellaire chez le canard, représente donc une structure particulière aux oiseaux, et sa fonction est peut-être plus large que la seule nutrition de la rétine.
- La rétine des oiseaux est dénuée de tapis (*tapetum lucidum*), couche choroïdienne d'origine mais en général associée, au plan fonctionnel avec la rétine.
- Son épithélium pigmentaire est constitué de cellules cylindriques hautes munies à leur pôle apical de fines structures comparables à des microvillosités hautes ou des cils épais, en touffes, contenant des granules pigmentaires alignées et s'insinuant avec l'extrémité des cônes et des bâtonnets. Chez les mammifères domestiques, l'épithélium pigmentaire de la rétine procède d'un épithélium cuboïdal ou aplati, non pigmenté dans la zone du tapis.

Notre étude histologique s'est donc attachée à l'observation, la description et l'illustration détaillées de toutes les structures oculaires de l'œil du canard. Elle nous a permis de constituer à la fois une banque de lames de bonne qualité technique, avec différentes colorations histochimiques et également une banque d'illustrations qui pourront être utile à titre pédagogique pour la formation des vétérinaires spécialisés en ophtalmologie.

VI. Conclusion

L'étude réalisée est une étude morphologique descriptive précise de la structure histologique de l'œil et de ses annexes orbitaires chez le canard de Pékin. L'illustration détaillée des différentes structures permet de constituer un document de référence à usage pédagogique. Les données morphologiques constituent un élément de compréhension de la physiologie oculaire chez les oiseaux, et une base de connaissance nécessaire à l'examen des globes pathologiques.

De plus, cette étude permet d'étudier les aspects morphologiques comparés entre les espèces. Elle montre l'adaptation de chacune des espèces à la fonction visuelle par des réponses structurelles fondamentalement différentes mais efficaces, illustrant une des multiples facettes de la diversité du monde animal.

AGREMENT ADMINISTRATIF

Je soussigné, A. MILON, Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, certifie que

Mr GUERY Emmanuel

a été admis(e) sur concours en : 1999

a obtenu son certificat de fin de scolarité le : 16 Septembre 2004

n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

Je soussignée, Isabelle RAYMOND-LETRON, Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, autorise la soutenance de la thèse de :

Mr GUERY Emmanuel

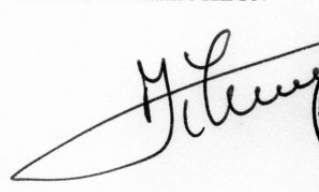
intitulée :

« L'œil du canard : Etude macroscopique et histologique à partir de 46 globes oculaires de canard de PEKIN (*Anas platyrhynchos*)

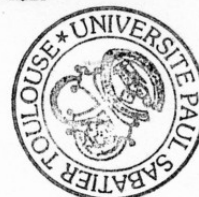
**Le Professeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Docteur Isabelle RAYMOND-LETRON**

**Vu :
Le Président de la thèse :
Professeur François MALECAZE**

**Vu :
Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON**



**Vu le : 24 NOV. 2008
Le Président
de l'Université Paul Sabatier
Professeur Gilles FOURTANIER**



VII. Références bibliographiques

[1] Aughey E and Frye FL

Special Senses (chap. 14)

In: Comparative Veterinary Histology with clinical correlates. Ames: Iowa state university press, 2001, 227-246

[2] Bacha WJ and Bacha LM

The Eye (chap. 19)

In: Color atlas of veterinary histology, second edition. Baltimore – Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins Ed, 2000, 248-260.

[3] [Ehinger B.](#)

Adrenergic nerves in the avian eye and ciliary ganglion.

Z Zellforsch Mikrosk Anat., 1967, 82(4): 577-88.

[4] Güntürkün O

Sensory physiology: Vision (chap. 1)

In: Causey Whittow G (Ed.) Sturkie's Avian physiology, Fifth Edition, San Diego – London: Academic Press, 2000, 1-19.

[5] Hamor RE and Ehrhart EJ

Eye (chap. 17)

In: Eurell JA and Frappier BL. Dellmann's Textbook of Veterinary Histology, Sixth Edition. Ames: Blackwell Publishing, 2006, 350-362

[6] Harcourt-Brown NH

Comparative Ophthalmology

In: ESAVS courses notes, 2001, 19p.

[7] Hodges RD

The Special Senses (chap. 9)

In: Histology of the Fowl. New York: Academic Press, 1974, 525-560

[8] Kare MR and Rogers JG

Sense Organ (chap. 2)

In: Sturkie PD (Ed.). Avian Physiology Third Edition. New York – Berlin: Springer-Verlag, 1976, 29-52.

[9] McLelland J

External features and integument

In: A colour atlas of avian anatomy, Aylesbury: Wolfe publishing Ltd, 1990, 29-32

[10] Michel, H.

Etude anatomique et pathologique de l'œil des rapaces.

Th.: Med.vet. : Toulouse: 1989-TOU 3, 4052.

[11] Nickel R, Schummer A, Seiferle E

Sensory Organ

In: Anatomy of the Domestic Birds (translated by WG Siller et PAL Wight), Berlin – Hamburg: Parey, 1977, 143-155

[12] Randall CJ and Reece RL

Special Sense Organs (chap. 12)

In: Color Atlas of Avian Histopathology. Turin: Mosby-Wolfe Ed, 1996, 213-222

[13] William D

Ophthalmology (chap. 26)

In: Richie BW, Harrison GJ, Harrison LR (Eds). Avian Medicine: principles and application, Lake Worth, Florida: Wingers Publishing Inc, 1994, 673-693.

VIII. Annexes

A. Annexe 1 : coloration à l'Hémalun-Eosine :

PRINCIPE ET OBJECTIFS : coloration bichromique permettant une coloration rosée des composants protéiques et une coloration violacée des acides nucléiques dans les tissus.

MODE OPERATOIRE :

PREMIERE ETAPE : DEPARAFFINAGE

- 5 minutes dans le toluène

SECONDE ETAPE : REHYDRATATION

- 5 minutes dans alcool absolu (API – Toulouse)
- 5 minutes alcool à 95° (API- toulouse)
- 5 minutes sous eau du robinet
- éponger les lames

TROISIEME ETAPE : COLORATION ET MONTAGE

- **1 minute** dans le *colorant hémalun*(colorant nucléaire)
- rincer à l'eau : ajouter 3 gouttes d'ammoniaque et laisser couler l' eau
- nettoyer les contours avec du papier
- **20 secondes** dans le *colorant éosine* ; rincer en faisant des bains rapides
- alcool à 95° décolore l'éosine, laisser assez longtemps si les lames sont trop roses.
- passage à l'alcool absolu
- toluène (ADL- PROCNILAB – LORMONT)

Effectuer le montage des lames avec du baume.

RESULTATS :

Les noyaux sont colorés en bleu et les cytoplasmes sont colorés en rose.

PRODUITS :

hémalun de MAYER réactif de RAL (LABONORD – TEMPLENARDS)

éosine à 2 % : éosine jaunâtre 1 g (LABONORD – TEMPLENARDS)

érythrosine 1 g (LABONORD – TEMPLENARDS)

eau distillée 100 ml.

Annexe 2 : coloration à l'Acide périodique – réactif de Schiff

PRINCIPE et OBJECTIFS :

Réaction permettant de visualiser les groupements alpha glycols des MPS

Processus en deux phrases :

Oxydation par l'acide périodique des glycols ; formation de deux aldéhydes voisins.

Mise en évidence de ces groupes d'aldéhydes par le réactif de Schiff (fushine décolorée).

MODE OPERATOIRE :

1 – Déparaffinage et hydratation

2 – Acides périodique au 1/100 **10 minutes**

3 – Rinçage à l'eau distillée plusieurs fois. Essuyer la lame.

4 – Dans une boîte de Laverant, placer la lame prélèvement vers le bas dans le réactif de Schiff **10 minutes**.

5 – Rinçage à l'eau courante tiède 3 fois ou dans des bains d'eau sulfureuse.

6 – Essuyer la lame. Coloration à l'Hémalun **1 minute**

7- Déshydratation, passage au toluène et montage

RESULTATS :

Substance APS positive colorée en rouge-violacé plus ou moins intense.

B. Annexe 3 : coloration au Trichrome de Masson

PRINCIPE ET OBJECTIFS :

Coloration associant :

une coloration nucléaire par l' hémalum (ou mieux la trioxyhématéine ou l' hématoxyline lente),

une coloration cytoplasmique par un mélange de colorants acides : Fushine acide + ponceau de xylidine;

et une coloration élective du collagène par un autre colorant acide : bleu d'aniline ou vert lumière.

Fait apparaître distinctement les fibres de collagène

MODE OPERATOIRE :

1 – Déparaffinage , hydratation

2 – Coloration nucléaire par l' hématoxyline de Harns préalablement filtrée; lames plongées dans l' hématoxyline **4 minutes** ; les coupes doivent être brunes, pas trop foncées.

3 – rinçage dans deux bains d'eau ordinaire.

4 – plonger les lames dans un bain d'eau légèrement ammoniacquée quelques secondes. Les coupes sont colorées en bleu.

5 – Rincer à l'eau. Nettoyer les lames si nécessaire puis passer dans l'eau distillée.

6 – Coloration des cytoplasmes par le mélange Fushine Ponceau. (1 volume de fushine pour 2 volumes de Ponceau de xylidine)

Plonger les lames **6 minutes** dans le mélange Fushine Ponceau

7 – Rinçage dans 2 bains d'eau ordinaire (surtout pas d'eau distillée)

8 – Mettre dans un bain d'acide phosphomolybdique à 1 % pendant **1 minute à 1 minute et demi**. Ne pas rincer

9 – Coloration du collagène par le bleu d'aniline ou le vert lumière

- **6 minutes** pour le bleu d'aniline

- 5 minutes pour le vert lumière

10 – Rincer à l'eau distillée

11 – passage dans bain d'eau acidifiée à 1 % pendant **1 à 2 minutes** en fonction de l'intensité de coloration, par le bleu d'aniline, souhaitée.

12 – Passer assez rapidement dans des bains successifs d' alcool à 95 ou 100° pour déshydrater. Passage au toluène, monter au baume.

RESULTATS :

Les noyaux sont bleus noirs ou bruns selon le colorant utilisé. Les cytoplasmes sont roses à rouges. Le collagène, le mucus la substance interstitielle du cartilage et de l'os sont bleus ou verts.

PRODUITS :

- Fushine acide : 1 gramme + 100 ml d'eau distillée +0.5 ml d'acide acétique crist.
- Ponceau de xylidine : 1 gramme + 100 ml d'eau distillée + 0.5 ml d'acide acétique.
- Mélange Fushine acide + Ponceau de xylidine : 1 volume de Fushine acide et 2 volumes de Ponceau de xylidine.
- Bleu d'aniline : 1 gramme +100ml d'eau distillée + 0.5 ml d'acide acétique.
- Vert lumière : 1 gramme + 100 ml d'eau distillée+0.5 ml d'acide acétique.

C. Annexe 4 : fixateur de Zenker:

PRINCIPE ET OBJECTIF :

Fixateur de l'œil avec bonne préservation de la rétine et pas de durcissement du cristallin

PREPARATION DU FIXATEUR

Solution mère

Sulfate de zinc heptahydraté : 53g

Biochromate de potassium : 25g

Eau distillée : 1 litre

Au moment de la fixation, rajouter **extemporanément** de l'acide acétique à raison de :

95 ml de solution mère

5 ml d'acide acétique

}

Fixateur prêt à l'emploi

TECHNIQUE DE FIXATION

Pour un œil d'oiseau :

100ml de fixateur prêt à l'emploi pendant *1 heure*

ajouter 50 ml d'eau distillée et laisser *2 heures*

rincer à l'eau courante pendant *2 heures*

alcool à 70° en attente de faire partir le prélèvement pour la technique d'histologie

D. Annexe 5 : Formol à 10% tamponné à la neutralité

PREPARATION POUR **20** LITRES de solution finale

2,0 litres de formaldéhyde à 40% HCHO – (Carlo Erba 30kg - code 415 669)

80g de phosphate monobasique ($\text{NaH}_2\text{PO}_4/\text{H}_2\text{O}$) - (Carlo Erba 30kg - code 480 087)

130g de sodium phosphate dibasique anhydre (NaHPO_4) - (Carlo Erba 30kg - code 480 141)

18 litres d'eau courante

80 ml de soude NaOH à 4N

Préparation de solution de soude 4N :

160g NaOH anhydre en pastilles (Carlo Erba 30kg - code 408 507)

1000 ml d'eau distillée

pH de la solution finale : 7,0

Toulouse, 2008

NOM : GUERY

PRENOM : Emmanuel

TITRE : L'ŒIL DU CANARD : Etude macroscopique et histologique à partir de 46 globes oculaires de canards de Pékin (*Anas platyrhynchos*)

RESUME :

La structure de l'œil des oiseaux présente des différences notables par rapport à celle des mammifères. Ce travail comporte une première partie de synthèse bibliographique englobant les aspects macroscopiques et histologiques trouvés dans la littérature, restreinte et souvent ancienne. La deuxième partie est une étude expérimentale basée sur l'analyse de 46 globes oculaires de 23 canards d'une espèce de canard commune et très largement répartie dans le monde : le canard de Pékin (*Anas platyrhynchos*). Elle illustre les données anatomiques et permet la description histologique précise des différentes structures oculaires dans cette espèce. Le résultat de cette étude est organisé sous forme d'un atlas d'histologie, pouvant servir de base dans la compréhension de la physiologie oculaire des oiseaux et dans l'analyse de globes pathologiques.

MOTS-CLES : OISEAU – CANARD DE PEKIN – ANA PLATYRHYNCHOS – ŒIL – HISTOLOGIE

ENGLISH TITLE: THE DUCK EYE: macroscopic and microscopic study of 23 Pekin duck (*Anas platyrhynchos*) eye.

ABSTRACT:

The eye structure of birds is notably different compared to that of mammals. This first part of this work encompasses a bibliographical synthesis on macroscopic and histological aspects found in the literature (few article rather old). The second part is an experimental study based on the analysis of 46 eyeballs of 23 ducks of common ducks species very widely distributed in the world: the Pekin duck (*Anas platyrhynchos*). It illustrates the anatomical findings and allows the histological precise description of the various eye structures in this species. The results of this study are a histological atlas witch could serve as basic reference for the understanding of the bird eye physiology and for the pathological globe examination.

KEY WORDS: BIRD – PEKIN DUCK – ANA PLATYRHYNCHOS – EYE – HISTOLOGY