

ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE NANTES

ANNÉE 2008

OPHTALMOLOGIE DES OISEAUX DE COMPAGNIE ET DES OISEAUX SAUVAGES

THÈSE
pour le
diplôme d'État
de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement
le 21 janvier 2008
devant
la Faculté de Médecine de Nantes
par

Nathalie NOIRE

Née le 9 février 1981 à Caen (14)

JURY

Président : Monsieur Alain PECHERAU
Professeur à la Faculté de Médecine de Nantes

Membres : Madame Marie-Anne COLLE
Maître de conférence à l'École Nationale Vétérinaire de Nantes

Madame Odile SENECAAT
Maître de conférence à l'École Nationale Vétérinaire de Nantes

Invités :

Monsieur Franck RIVAL
Docteur vétérinaire à la Clinique Vétérinaire de l'Arche, 26000 Valence

Monsieur Didier SCHMIDT-MORAND
Docteur vétérinaire au Centre Hospitalier Vétérinaire Atlantia, 44000 Nantes

CORPS ENSEIGNANT DE L'E.N.V.N.

Directeur : Pierre SAI (Pr)

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PATHOLOGIE		
Patrick Nguyen – Professeur		
NUTRITION et ENDOCRINOLOGIE	Patrick NGUYEN (Pr) Henri DUMON (Pr)	Brigitte SILIART (Pr) Lucile MARTIN (MC)
PHARMACOLOGIE et TOXICOLOGIE	Marc GOGNY (Pr) Martine KAMMERER (Pr) Jean-Dominique PUYT (Pr)	Hervé POULIQUEN (Pr) Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Chantal THORIN (PCEA)
PHYSIOLOGIE FONCTIONNELLE, CELLULAIRE et MOLECULAIRE	Lionel MARTIGNAT (MC) Jean-Marie BACH (MC)	Philippe BLANCOU (MC) Vanessa LOUZIER (MCC)
ANATOMIE PATHOLOGIQUE	Monique WYERS (Pr) Yan CHEREL (Pr) Frédérique NGUYEN (MC)	Jérôme ABADIE (MC) Marie-Anne COLLE (MCC)
PATHOLOGIE GENERALE-MICROBIOLOGIE et IMMUNOLOGIE	Jean-Marc PERSON (Pr) Jean-Louis PELLERIN (Pr)	Hervé SEBBAG (MC) Emmanuelle MOREAU (MC)
LANGUES	Marc BRIDOU (PLEA)	
DEPARTEMENT DE SANTE DES ANIMAUX D'ELEVAGE ET SANTE PUBLIQUE		
Christine Fourichon – Maître de Conférences		
HYGIENE ET QUALITE DES ALIMENTS	Michel FEDERIGHI (Pr) Bruno LE BIZEC (Pr) Catherine MAGRAS-RESCH (MC)	Eric DROMIGNY (MC) Marie-France PILET (MC) Jean-Michel CAPPELIER (MC)
MEDECINE DES ANIMAUX D'ELEVAGE	Arlette LAVAL (Pr) Catherine BELLOC (MC) Isabelle BREYTON (MC) Allen ROUSSEL (Pr)	Alain DOUART (MC) Sébastien ASSIE (MC) Raphaël GUATTEO (MC)
PARASITOLOGIE GENERALE, PARASITOLOGIE DES ANIMAUX DE RENTE, FAUNE SAUVAGE	Monique L'HOSTIS (Pr) Alain CHAUVIN (Pr)	Albert AGOULON (MC)
PATHOLOGIE INFECTIEUSE – PATHOLOGIE AQUACOLE	Jean-Pierre GANIERE (Pr) Geneviève ANDRE-FONTAINE (Pr) Suzanne BASTIAN-ORANGE (MC)	Nathalie RUVOEN-CLOUET (MC) Guillaume BLANC (MC)
ZOOTECNIE, ECONOMIE	Henri SEEGER (Pr) Jean-Claude LEBOSSE (Pr A) Xavier MALHER (Pr) Nathalie BAREILLE (MC)	François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (MC) Marc ROBERT (MCC)
DEPARTEMENT DE SCIENCES CLINIQUES		
Yves Legeay - Professeur		
ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES	Patrick COSTIOU (Pr) Eric BETTI (MC)	Claire DOUART (MC) Claude GUINTARD (MC)
PATHOLOGIE CHIRURGICALE	Eric AGUADO (MC) Béatrice LIJOUR (MC) Eric GOYENVALLE (MC) Gert NIEBAUER (Pr I)	Olivier GAUTHIER (MC) Delphine HOLOPHERNE (AERC) Olivier GEFFROY (Pr A)
DERMATOLOGIE, PARASITOLOGIE CARNIVORES, EQUIDES, MYCOLOGIE	Patrick BOURDEAU (Pr)	Catherine IBISCH (MC)
MEDECINE INTERNE ET LEGISLATION PROFESSIONNELLE	Yves LEGEAY (Pr) Dominique FANUEL (Pr)	Marion FUSELIER (AERC) Jack-Yves DESCHAMPS (MC)
IMAGERIE MEDICALE	Anne COUROUCE-MALBLANC (MC)	Odile SENECAT (MC)
BIOTECHNOLOGIES ET PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION	Daniel TAINURIER (Pr) Francis FIENI (Pr) Jean-François BRUYAS (Pr)	Lamia BRIAND (MC) Djemil BENCHARIFF (MCC)

Pr : Professeur, Pr A : Professeur Associé, Pr I : Professeur Invité, MC : Maître de Conférences, MCC : Maître de Conférences Contractuel, AERC : Assistant d'enseignement et de recherches, PLEA : Professeur Lycée Enseignement Agricole, PCEA : Professeur certifié enseignement agricole.

A Monsieur PECHEREAU,

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de thèse.
Hommages Respectueux.

A Madame COLLE,

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la direction de cette thèse, et de me guider dans la réalisation de ce travail.

Je lui adresse ma profonde gratitude pour sa bienveillance, et sa grande patience.

Très sincères remerciements.

A Madame SENECAAT,

Qui m'a fait l'honneur de participer au jury de thèse.

Sincères remerciements.

A Monsieur RIVAL,

Qui m'a inspiré ce sujet de thèse et aidé à sa réalisation.

Un grand merci de m'avoir permis de réaliser tous ces stages inoubliables.

Qu'il trouve ici l'expression de ma reconnaissance.

A Monsieur SCHMIDT-MORAND,

Qui me fait l'honneur d'être mon Invité, et qui a mis sa compétence en ophtalmologie au service des oiseaux du centre de soins, et à la relecture de ma thèse.

Très sincères remerciements.

Au Docteur RISI,

Pour sa passion des NAC qu'il nous transmet à l'école, ainsi que pour toutes ses explications et les oiseaux fournis.

Qu'il en soit vivement remercié.

A toute l'équipe de la clinique de l'Arche,

Pour leur chaleureux accueil, leur patience, leurs explications, et surtout pour la confiance qu'ils m'accordent.

Au service d'anatomie pathologique,

Pour avoir toujours très volontiers réalisé mes préparations et coupes histologiques.

A l'équipe du Centre de Soins de l'école,

Pour m'avoir permis de réaliser les énucléations tant recherchées!

Je dédie cette thèse à mon très cher **Papa** qui me manque tant...
Tu m'as transmis ton courage et ta force,
je ferai tout pour que tu restes fier de moi.

A la mémoire de **Papy, Grand-Mère, Tante Gabrielle, Franck...**
Qui prennent soins de moi de là-haut...

A ma Maman, pour ton dévouement, ton amour et ton soutien depuis plus de 26 ans. Merci de m'avoir aidée à prendre les bonnes décisions, de m'avoir convaincue que j'étais capable d'accomplir mes rêves.

A ma grande Zaza, pour ton affection et tes encouragements depuis que l'on est petites, et parce qu'il n'est pas donné à tout le monde d'avoir une sœur aussi extraordinaire !

A ma Mamie, qui, depuis le début, n'a cessé de m'encourager. Merci pour tout ton amour.

A ma Mârraine, car même si tu ne comprends pas mon attirance pour les NAC plutôt que pour les chevaux, saches que tu es la plus géniale des Mârraines !

A Françoise, Ivan et à la famille de Gouville, pour votre tendresse et votre soutien.

Veillez trouver ici, toute ma reconnaissance.

A mon Parrain et à Vincente, car vous vous êtes toujours intéressé à mon travail, et pour ta contribution, Jean, à la recherche bibliographique ! Recevez tout mon amour.

A Mamie et Papi C., je vous remercie pour votre soutien. Veillez trouver, par ce travail, l'expression de toute mon affection.

A Olivier, il n'existe pas de remerciement qui peut exprimer tout ce que j'aurais à te dire. Merci de m'avoir accompagnée pendant ces années d'étude, merci pour ton amour, ta tendresse, ton soutien, ta patience et pour la nouvelle vie qui commence et que nous partageons à deux...

A Manuella, Micheline et Michel, des amis très précieux, qui n'ont eu de cesse de me soutenir et de m'encourager. Mille merci pour votre disponibilité, pour tous les si bons moments que nous avons passés ensemble, ainsi que pour les merveilleuses journées de chasse. Veillez trouver, par ce travail, l'expression de toute mon amitié.

A Benoît, mon voisin chéri, je ne saurai jamais assez te remercier d'être toujours présent, et parce que certains moments de la vie seraient trop difficiles à surmonter sans ton soutien.

A Candy, pour ta gentillesse, ta confiance, ton amitié et pour ton appart' sans qui rien n'aurait été possible à Valence...

A ma p'tite Lnouille, ma confidente, ma pseudo-colloc', ma partenaire de soirées films, de repas improvisés (...), et surtout, à la meilleure des amies que l'on puisse espérer rencontrer !

En mémoire de la soirée Cracottes et de ta patience face aux blagues du week-end !

A Anne, Cléo, Manue, Béa, Anne-So..., pour votre amitié qui m'est si chère ! Fasse la vie qu'on ne se perde pas de vue et que les soirées continuent !

A Aurélie et Guillaume, pour votre amitié si sincère, tous les bons moments partagés au sein de la rue de l'Épéronnière, et pour les bouteilles vides déposées à la porte de notre voisine !

Mais soyons d'accord, s'il n'y avait que des bouteilles, ça irait... Merci pour votre soutien.

A Maître Boule, pour ton soutien et pour nous avoir fait découvrir le Namastay

A Paddy, la plus belle des TouTounes et à **Koka**, mon petit poney Cow-boy !

A Jules, tes biberons et toute ta descendance !

A Vescouille, même si tu fais de l'ombre à ma petite Paddy par ta blancheur (parfois plutôt suspecte...), et que tu t'appropries ses joujoux, l'hôtel « 4 pat' » t'est toujours ouvert !

Aux Filles, les chasseuses les plus performantes ! **A Chester**, pour tes si beaux yeux !

Aux Pitounets, je vous souhaite une vie pleine de bébés !

A Marbocyl, qui a accepté, avec beaucoup de patience, de servir de top modèle !

A Nanouck, Haschley, Vanelle, les **Moumouttes**, les **Lapinous**, car il faut bien se l'avouer, c'est grâce à vous que ma passion a commencé il y a plus de 20 ans !

A tous ceux qui se reconnaîtront : « *La vraie justice, c'est peut-être ça : être capable de dire merci à ceux qui vous ont fait du bien et de ne pas lécher la main de ceux qui vous ont nui* ». Bernard Werber (*Les Thanatonautes*)

TABLE DES MATIERES

Introduction.....	19
Première partie : Anatomie et Physiologie.....	25
I. L'ŒIL ET SES ANNEXES : STRUCTURES ANATOMIQUE ET HISTOLOGIQUE .	27
A. <u>Cadre osseux</u>	27
1) Phylogénèse et ontogénèse : situation et morphologie du bulbe	27
2) Orbite et paroi.....	28
B. <u>Annexes</u>	30
1) Paupières externes, membrane nictitante, et conjonctives.....	30
2) Appareil lacrymal : glandes et canaux.....	31
3) Glande à sel (ou glande nasale).....	32
4) Muscles du bulbe et mouvements oculaires	32
C. <u>L'œil</u>	34
1) Tunique fibreuse ou tunique externe du globe oculaire : cornée et sclère	34
(a) Cornée	34
(b) Sclère.....	35
2) Tunique vasculaire ou tunique moyenne du globe oculaire : iris, corps ciliaire et choroïde	37
(a) Iris.....	37
(b) Corps ciliaires.....	39
(c) La Choroïde	41
3) Chambre antérieure et chambre postérieure du segment antérieur	41
4) Cristallin	41
5) Vitré.....	42
6) Tunique interne du globe oculaire ou rétine	42
7) Peigne	45
(a) Vascularisation du peigne.....	46
(b) Morphologie et types de peignes	46
(c) Fonctions	47
II. PHYSIOLOGIE DE L'ŒIL : MODE DE VIE ET VISION	48
A. <u>Histologie de la rétine ou reflet du mode de vie</u>	48
1) Structure	48
2) Fovéas.....	49
3) Areas.....	51
4) Pigments	51
B. <u>Vision des oiseaux</u>	52
1) Vision binoculaire et vision monoculaire	52
2) Champs visuels.....	53
3) Acuité visuelle.....	53
4) Voies optiques	54
5) Réfraction	55
6) Accommodation	56
C. <u>Vision et comportement</u>	56
1) Vision de couleurs	56
2) Perception des UV	57
3) Sensibilité et vie nocturne/vie diurne	57
4) Comportement.....	58
(a) Vue et Ouïe.....	58
(b) Vue et UV	58
Deuxième partie : Aspects cliniques.....	59
I. LA CONSULTATION PROPREMENT DITE	61
A. <u>Les conditions d'examen</u>	61
1) Préparation de la consultation aviaire.....	61
2) Préparation de la salle d'examen	61
B. <u>Les commémoratifs et l'anamnèse</u>	61
1) Cas des oiseaux sauvages	61

2) Cas des oiseaux de cage et de volière	62
3) Recueil des commémoratifs et de l'anamnèse	62
(a) Commémoratifs	62
(b) Anamnèse	64
C. <u>L'examen général</u>	64
1) Examen à distance	64
2) Examen rapproché	65
(a) Contention	65
(b) Etapes de l'examen rapproché	66
II. LA CONSULTATION OPHTALMOLOGIQUE	67
A. <u>L'examen oculaire</u>	67
1) Évaluation de la vision	67
2) Examen à distance	68
3) Examen rapproché	68
(a) Paupières et structures péri-oculaires	68
(b) Les yeux	68
(c) Examen des réflexes	69
4) Examen des conjonctives et de la sécrétion lacrymale	69
5) Examen du segment antérieur	69
(a) Sclère	69
(b) Membrane nictitante	70
(c) Cornée	70
(d) Chambre antérieure	70
(e) Iris	70
(f) Cristallin	72
6) Examen du segment postérieur	74
B. <u>Les examens complémentaires</u>	75
1) Mesure de la sécrétion lacrymale	75
2) Tests colorants	75
3) Prélèvements oculaires bactériologiques	76
4) Cytologie	77
5) Pression oculaire ou tonométrie	77
6) Radiographie	77
7) Électrorétinographie	77
8) Échographie	78
9) Scanner ou tomomodensitométrie	78
III. CAS CLINIQUES	78
A. <u>Cas clinique n°1</u>	78
B. <u>Cas clinique n°2</u>	81
Troisième partie : Affections oculaires	87
I. TRAUMATISMES	90
A. <u>Traumatismes des paupières</u>	90
B. <u>Traumatismes des conjonctives</u>	90
C. <u>Traumatismes du bulbe</u>	91
D. <u>Traumatismes de la glande lacrymale</u>	91
II. AFFECTIONS BACTÉRIENNES	94
A. <u>Staphylococcose</u>	94
B. <u>Chlamydophilose (zoonose)</u>	95
C. <u>Streptococcose</u>	96
D. <u>Mycobactérioses (zoonose)</u>	97
E. <u>Colibacillose</u>	98
F. <u>Salmonellose (zoonose)</u>	99
G. <u>Haemophilose</u>	100
H. <u>Rouget (zoonose)</u>	100
III. AFFECTIONS VIRALES	101
A. <u>Avipoxvirose ou variole</u>	101
B. <u>Circovirose</u>	103
C. <u>Papillomavirose</u>	104
D. <u>Adénovirose</u>	104

E.	<u>Réoviroses</u>	105
1)	Orthoréovirose.....	105
2)	Orbivirose.....	105
F.	<u>Herpès-virose</u>	106
G.	<u>Paramyxoviroses</u>	107
1)	PMV-1 ou Maladie de Newcastle.....	107
2)	PMV-2.....	108
3)	PMV-3.....	108
H.	<u>Orthomyxovirose (zoonose)</u>	108
IV.	AFFECTIONS MYCOPLASMIQUES.....	109
V.	AFFECTIONS PARASITAIRES.....	110
A.	<u>Arthropodes</u>	110
1)	<i>Cnemidocoptes pilae</i>	110
2)	<i>Ixodes ricinus</i>	111
B.	<u>Protozoaires</u>	111
1)	<i>Trichomonas gallinae</i> et trichomonose.....	111
2)	<i>Toxoplasma gondii</i> et toxoplasmose.....	112
3)	<i>Plasmodium</i> sp et paludisme (Malaria).....	112
C.	<u>Helminthes</u>	113
1)	<i>Thelazia</i> et <i>Ceratospira</i>	113
2)	<i>Oxyspirura mansoni</i> et oxyspirurose.....	113
VI.	AFFECTIONS MYCOSIQUES.....	115
A.	<u>Aspergillose</u>	115
B.	<u>Candidose</u>	116
C.	<u>Cryptococcose (zoonose)</u>	117
VII.	TROUBLES METABOLIQUES.....	118
A.	<u>L'hypovitaminose ou avitaminose A</u>	118
B.	<u>Hypovitaminose E</u>	119
C.	<u>Hypovitaminose B5 (Acide pantothénique)</u>	120
VIII.	INTOXICATIONS.....	120
A.	<u>Plomb et saturnisme</u>	120
B.	<u>Zinc</u>	121
C.	<u>Botulisme</u>	121
D.	<u>Aérosols, vapeurs de chlore, de formol ou d'ammoniaque, fumée de tabac</u>	122
IX.	NEOPLASIES.....	124
A.	<u>Néoplasies des paupières externes</u>	124
B.	<u>Néoplasies de la membrane nictitante</u>	124
C.	<u>Néoplasies du bulbe</u>	124
D.	<u>Néoplasies de l'orbite</u>	125
E.	<u>Néoplasies cérébrales</u>	125
X.	DIVERS.....	127
A.	<u>Cataracte</u>	127
B.	<u>Anomalies congénitales</u>	127
1)	Anomalies congénitales des paupières.....	127
2)	Anomalies congénitales du bulbe.....	128
C.	<u>Dégénérescence cornéenne</u>	128
D.	<u>Rétinopathies</u>	128
E.	<u>Glaucome</u>	128
F.	<u>Enfoncement du globe oculaire</u>	128
G.	<u>Paralysie de la paupière inférieure</u>	128
CONCLUSION.....		131
BIBLIOGRAPHIE.....		135

LISTE DES FIGURES

<i>Figure 1 : illustration de quelques espèces d'oiseaux</i>	23
<i>Figure 2 : différentes formes de globes.....</i>	28
<i>Figure 3 : crâne de Psittacidé.....</i>	29
<i>Figure 4 : transparence de la paupière inférieure.....</i>	30
<i>Figure 5 : paupières nues d'un Ara</i>	30
<i>Figure 6 : place de la glande lacrymale, des paupières et de la membrane nictitante</i>	32
<i>Figure 7 : musculature du bulbe</i>	33
<i>Figure 8 : coupe sagittale de l'œil d'un oiseau</i>	34
<i>Figure 9 : anneau scléral en place sur un globe oculaire</i>	36
<i>Figure 10 : anneau scléral cartilagineux en place dans l'orbite d'un Ara</i>	36
<i>Figure 11 : accomodation exceptionnelle de l'œil du Cormoran</i>	37
<i>Figure 12 : jeune Gris d'Afrique de 4 mois à iris grisâtre</i>	39
<i>Figure 13 : Gris d'Afrique adulte à iris de couleur ivoire.....</i>	39
<i>Figure 14 : coupe histologique de la section médiale d'un œil d'oiseau (HES x2,5).....</i>	40
<i>Figure 15 : photorécepteurs : cône et bâtonnet.....</i>	44
<i>Figure 16 : histologie d'un peigne plissé de Buse (HES x25)</i>	45
<i>Figure 17 : histologie de la rétine en fonction du mode de vie (HES x 25).....</i>	48
<i>Figure 18 : fovéas de rapaces nocturnes et diurnes</i>	50
<i>Figure 19 : adaptation visuelle de la zone centrale de la rétine.....</i>	51
<i>Figure 20 : décussation des voies optiques.....</i>	55
<i>Figure 21 : contention d'un oiseau</i>	66
<i>Figure 22 : les 7 étapes de l'examen à l'aide du transilluminateur de Finoff.....</i>	71
<i>Figure 23 : examen de la chambre antérieure</i>	73
<i>Figure 24 : examen clinique du fond d'œil à l'aide d'un ophtalmoscope indirect.....</i>	74
<i>Figure 25 : fond d'œil normal d'oiseau</i>	74
<i>Figure 26 : test colorant à la fluorescéine</i>	76
<i>Figure 27 : écouvillonnage conjonctival</i>	76
<i>Figure 28 : prolifération des tissus autour du bec et des yeux</i>	79
<i>Figure 29 : même animal, vue des membres postérieurs.....</i>	79
<i>Figure 30 : Cnemidocoptes pilae</i>	80
<i>Figure 31 : application du traitement par injection transcutanée.....</i>	80
<i>Figure 32 : examen à distance</i>	82
<i>Figure 33 : examen rapproché.....</i>	82
<i>Figure 34 : examen oculaire</i>	82
<i>Figure 35 : induction et anesthésie au masque.....</i>	83
<i>Figure 36 : post-opératoire.....</i>	83
<i>Figure 37 : nécrose cutanée.....</i>	84
<i>Figure 38 : pièce anatomique de ce Cacatoès alba</i>	85
<i>Figure 39 : répartition de la flore conjonctivale normale des oiseaux</i>	89
<i>Figure 40 : lésions oculaires suite à des traumatismes palpébraux.....</i>	92
<i>Figure 41 : lésions oculaires suite à des traumatismes conjonctivaux.....</i>	92
<i>Figure 42 : lésions oculaires suite à un traumatisme bulbaire.....</i>	93
<i>Figure 43 : kératite chez une Corneille suite à un traumatisme de la cornée</i>	93
<i>Figure 44 : blépharo-conjonctivite lors de chlamydiafilose</i>	114
<i>Figure 45 : abcès multiples de la membrane nictitante à M. avium chez un Pélican.....</i>	114
<i>Figure 46 : lésions oculaires lors d'avipoxvirose ou de variole.....</i>	114
<i>Figure 47 : tiques sur les paupières d'un Faucon crécerelle</i>	114

<u>Figure 48</u> : lésions de trichomonose	114
<u>Figure 49</u> : lésions oculaires d'aspergillose.....	123
<u>Figure 50</u> : lésions oculaires d'hypovitaminose A.....	123
<u>Figure 51</u> : cécité chez un Ara rouge	123
<u>Figure 52</u> : conjonctivite d'exposition chez un Amazone à front bleu.....	123
<u>Figure 53</u> : kyste sur la paupière supérieure d'un Amazone à front bleu	126
<u>Figure 54</u> : granulome sur la membrane nictitante chez une Perruche callopsitte.....	126
<u>Figure 55</u> : technique chirurgicale de l'énucléation	126
<u>Figure 56</u> : technique chirurgicale de l'éviscération.....	126
<u>Figure 57</u> : techniques chirurgicales des sutures	126
<u>Figure 58</u> : cataracte chez une Perruche catherine.....	129
<u>Figure 59</u> : cataracte chez une Chouette hulotte	129
<u>Figure 60</u> : anophtalmie congénitale chez un Canari.....	129
<u>Figure 61</u> : glaucome chez une Poule	129
<u>Figure 62</u> : synéchies chez un Gris d'Afrique.....	129

Introduction

Nous avons considéré dans cette étude uniquement les oiseaux de compagnie et les oiseaux sauvages ; les oiseaux de filière (poule, pintade, dinde, canard et oie) ont été exclus.

D'un point de vue anatomique, histologique et fonctionnel, l'œil des oiseaux est assez semblable à celui des mammifères. Il présente cependant des variations histologiques et fonctionnelles qui sont liées à son mode de vie. L'œil des oiseaux est extrêmement bien développé et de grande taille. Chaque espèce aviaire possède des yeux adaptés à son milieu de vie, ses mœurs, sa vitesse de déplacement, et à la recherche de la nourriture qui peut être cueillie ou chassée. Les oiseaux ont une vision précise, nécessaire pour informer leur cerveau de leur position en vol et pour donner l'emplacement des objets environnants. Contrairement à l'Homme, les oiseaux voient les couleurs dans l'ultraviolet proche.

Le vaste monde des oiseaux comprend 28 Ordres et plus de 9000 espèces aux modes de vie multiples : terrestres (diurnes ou nocturnes) et aquatiques. La classification des oiseaux reste un sujet délicat à l'heure actuelle car la systématique évolue constamment.

Les **oiseaux de compagnie** (ou oiseaux de cage et de volière) appartiennent essentiellement à trois Ordres^{1,2} :

- les **Passériformes** : 5 familles principales ;
- les **Colombiformes** : 1 famille comportant environ 200 espèces de colombes et pigeons ;
- les **Psittaciformes** : 3 familles et plus de 300 espèces.

Dans l'Ordre des **Passériformes**, cinq familles sont principalement rencontrées en consultation : les **Estrélidés** ou « Petits exotiques » avec le Diamant mandarin, le Padda (...), les **Fringillidés** regroupés en 3 classes : canaris de couleur, canaris de chant et canaris de posture, les **Ploceïdés** qui regroupent les veuves (la Veuve géante du Cap, la Veuve en feu, la Veuve de paradis, la Veuve royale...) et les tisserins (le Tisserin villageois, le Tisserin à front noir, le Tisserin masqué...), les **Sturnidés** et les **Timalidés** avec le Mainate religieux, le Merle métallique, le Rossignol du Japon (...) (*Figures 1a-c*).

L'Ordre des **Colombiformes** est représenté par une famille, les **Columbidés**, parmi lesquels nous retrouvons la Tourterelle d'Europe, la Tourterelle Turque, la Colombe diamant (*Figures 1d et 1e*).

L'Ordre des **Psittaciformes** regroupe trois familles : les **Psittacidés** avec les petits Psittacidés (Perruche ondulée, Perruche calopsitte, Inséparables à face rose) et les grands Psittacidés (Perroquet du Sénégal ou Youyou du Sénégal, Gris d'Afrique (ou Gris du Gabon), Amazone à front bleu, Ara ararauna), les **Loridés** avec le Lori des Moluques, le Loriquet de Swainson, et les **Cacatoidés** avec le Cacatoès rosablin et le Cacatoès à huppe blanche (*Figures 1f-j*).

Parmi les **oiseaux sauvages**, nous distinguerons les rapaces et les oiseaux marins. Les **rapaces** sont des oiseaux carnivores. Ils possèdent donc un équipement caractéristique : bec supérieur rabattu en pointe devant le bec inférieur, et des serres. Ils sont classés en deux Ordres^{3,4} :

- les **Falconiformes** ou rapaces diurnes : 5 familles ;
- les **Strigiformes** ou rapaces nocturnes : 2 familles.

Dans l'Ordre des **Falconiformes**, nous retrouvons cinq familles : les **Cathartidés** ou famille des vautours du nouveau monde avec les condors, les urubus et sarcoramphe (Condor de Californie, Condor des Andes, Urubu noir, Urubu à tête rouge, Urubu à tête jaune, Grand Urubu, Sarcoramphe roi), les **Accipitridés** (Buse, Vautour, Aigle, Autour, Epervier, Milan, Busard), les **Falconidés** (Faucons et espèces apparentées : Caracara, Fauconnet, Crécerelle...), les **Sagittaridés** (une seule espèce : le Messager sagittaire ou secrétaire), et les **Paudionidés** (une seule espèce : le Balbuzard) (*Figures 1k-n*).

Dans l'Ordre des **Strigiformes**, deux familles sont représentées : les **Strigidés** (hiboux, chouettes et espèces apparentées : Hibou Petit-duc, Moyen-duc, Grand-duc, Hibou des marais, Chouette chevêche, Chouette hulotte...) et les **Tytonidés** (espèces de Chouettes effraie et de Phodiles) (*Figures 1o-q*).

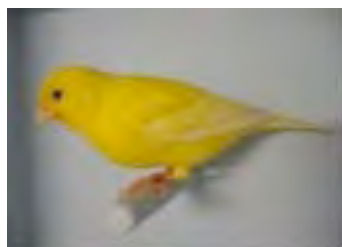
En général, les yeux des rapaces diurnes et nocturnes sont de grande taille et spécialisés en fonction de leur mode de vie. Dans ce groupe hétérogène d'oiseaux chasseurs, la vue est vitale puisqu'ils doivent repérer leurs proies de loin, même si la visibilité est médiocre.

Parmi les **oiseaux aquatiques**⁵, nous distinguons deux Ordres : l'Ordre des **Ansériformes** avec le Cygne, le Canard, et l'Oie (mais ces deux derniers sont exclus de notre étude), et l'Ordre des **Anhimidés** avec le Kamichis et le Chaunas.

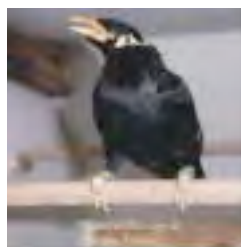
Les **oiseaux marins** ou **oiseaux plongeurs**^{5,6} visent et pêchent en nageant sous l'eau. Ce sont des oiseaux qui tirent tout ou une partie de leur alimentation de la mer bien que certaines espèces ne s'y alimentent que de façon très marginale. La plupart des oiseaux marins appartiennent à l'Ordre des **Ciconiformes** comprenant 8 familles ; parmi ceux-ci, notons le Cormoran, le Goéland, la Mouette, le Pélican, le Fou de Bassan... Dans l'Ordre des **Coraciformes**, nous retrouvons le Martin-pêcheur (*Figures 1r-t*).



(a) : Diamant mandarin



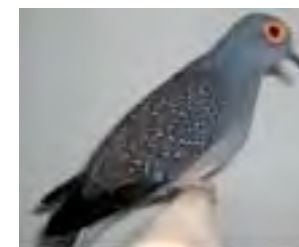
(b) : Canari



(c) : Mainate religieux



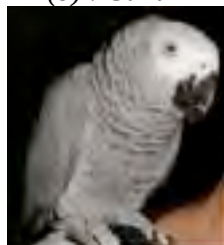
(d) : Tourterelle Turque



(e) : Colombe diamant



(f) : Perruche calopsitte



(g) : Gris d'Afrique



(h) : Ara ararauna



(i) : Cacatoès rosablin



(j) : Cacatoès à huppe blanche



(k) : Urubu à tête rouge



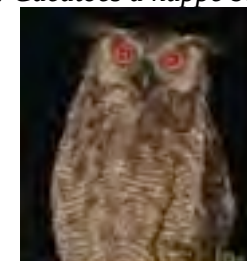
(l) : Busard de Buffon



(m) : Caracara à tête jaune



(n) : Balbuzard pêcheur



(o) : Grand-duc d'Amérique



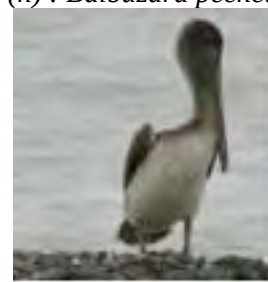
(p) : Chouette hulotte



(q) : Chouette effraie



(r) : Mouette rieuse



(s) : Pélican brun



(t) : Martin-pêcheur

Figure 1 : illustration de quelques espèces d'oiseaux⁷

**Première partie :
Anatomie
et
Physiologie**

I. L'ŒIL ET SES ANNEXES : STRUCTURES ANATOMIQUE ET HISTOLOGIQUE

L'œil, délimité par un cadre osseux, comprend le bulbe oculaire et ses annexes : paupières, conjonctives, appareil lacrymal, et musculature des paupières et du bulbe.

A. Cadre osseux

1) Phylogenèse et ontogenèse : situation et morphologie du bulbe

Les yeux des oiseaux sont caractérisés par leur **volume** élevé. En effet, ils sont volumineux à la fois par rapport à la **taille totale de l'animal** mais aussi par rapport à celle **de la tête** et donc de l'encéphale⁸. Par exemple, le rapport entre le poids de l'œil et le poids de la tête chez l'Homme est de 1%, chez le Hibou adulte de 7% et chez le Hibou jeune de 12%.

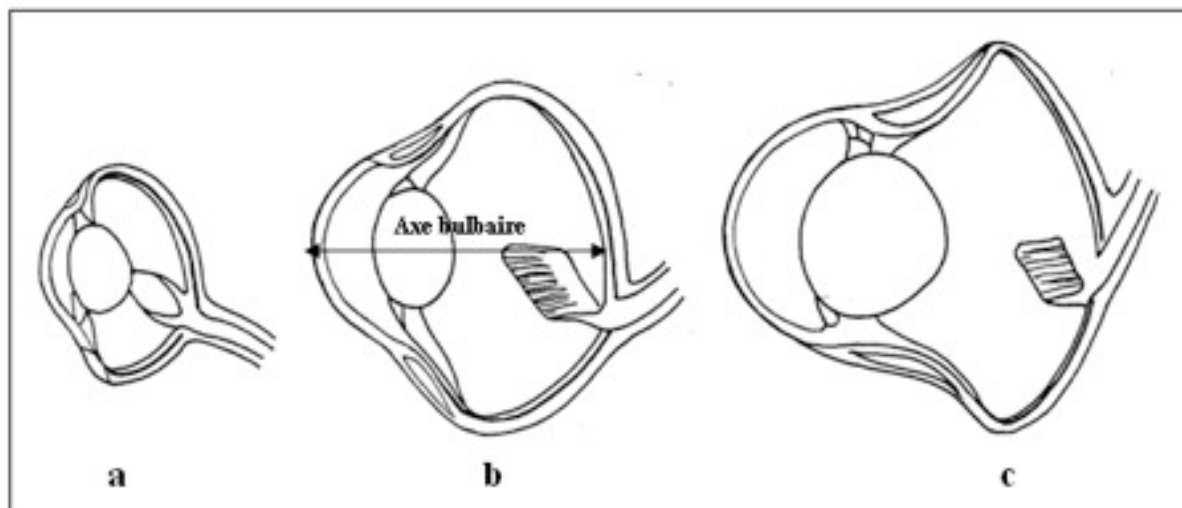
Les yeux des oiseaux sont situés latéralement ou frontalement selon la forme de la tête. Ils sont très frontaux chez les rapaces nocturnes et plus latéraux chez les oiseaux diurnes. Chez les rapaces, qu'ils soient diurnes ou nocturnes, l'angle que font entre eux les deux axes optiques est souvent voisin de 90°⁹. Les yeux des espèces diurnes apparaissent petits pour l'observateur en raison de la faible ouverture palpébrale, mais le segment postérieur du globe, et donc de la rétine, est en réalité élargi¹⁰.

L'adaptation à la vie nocturne, chez les rapaces, se marque par l'accroissement du volume des yeux, à un tel point que la taille des deux yeux est nettement supérieure à la taille de l'encéphale. Cette adaptation à la vie nocturne est surtout caractérisée par l'importance de la longueur bulbaire axiale^a. Une grande longueur bulbaire axiale permet à l'œil d'avoir un maximum de photorécepteurs et donc de recevoir l'image avec une meilleure définition mais l'expose à des traumatismes fréquents. Ainsi, les oiseaux à longueur bulbaire axiale réduite ne peuvent se guider qu'à la lumière du jour⁴.

On peut décrire schématiquement **trois formes de bulbe oculaire** chez l'oiseau^{8,10} :

- **le type aplati** (le plus fréquent) : oiseaux diurnes avec une tête étroite (ex : Colombiformes) (*Figure 2a*) ;
- **le type globuleux ou conique** : oiseaux diurnes avec une tête large (ex : Falconiformes) et un cristallin lenticulaire (*Figure 2b*) ;
- **le type tubulaire** : oiseaux nocturnes (ex : Strigiformes) avec un cristallin sphérique et une chambre antérieure profonde (*Figure 2c*) ;

^a Longueur bulbaire axiale : diamètre de l'œil de la cornée à la rétine (cf. Figure 2b).



(a) type aplati (cygne) (b) type globuleux (aigle) (c) type tubulaire (hibou)

Figure 2 : différentes formes de globes¹⁰

L'œil des oiseaux est composé de deux segments de taille très différente séparés par le cristallin. **Le segment antérieur** est de taille inférieure au segment postérieur en particulier pour l'œil de type conique. Il est composé d'une **chambre antérieure**, qui varie en fonction du milieu de vie, elle-même constituée des paupières, des conjonctives, de l'appareil lacrymal, de la cornée plus ou moins bombée, des corps ciliaires, du cristallin de faible convexité antérieure, et d'une **chambre postérieure** composée des corps ciliaires, de l'iris et du cristallin. Les deux chambres communiquent entre elles par la fente pupillaire. L'humeur aqueuse remplit ces deux chambres. Elle est de composition chimique similaire à celle des mammifères. **Le segment postérieur** est quant à lui composé de la rétine avec ses pigments visuels, de la choroïde, de la sclère, du vitré, du peigne et du nerf optique.

Le bulbe lui-même a une grande rigidité. La sclère est renforcée antérieurement, dans la portion du bulbe qui n'est que partiellement protégée par l'orbite, par un anneau scléral osseux formé de **dix à dix-huit os (ou osselets) scléaux pneumatisés** et étroitement imbriqués. Une lame cartilagineuse, qui se superpose à l'anneau scléral osseux dans son quart postérieur et vers l'intérieur du bulbe, rigidifie le reste de la sclère.

2) Orbite et paroi

L'orbite est une cavité destinée à loger le bulbe oculaire et certaines de ses annexes. Elle est formée de l'association de plusieurs os pneumatisés et protège incomplètement l'œil, augmentant ainsi le risque de traumatismes. La grande taille des yeux des oiseaux nécessite une grande taille de l'orbite, ce qui entraîne un déplacement caudal de l'encéphale.

L'orbite est formée d'une **entrée et de trois parois** (Figure 3). **L'entrée de l'orbite** est pratiquement circulaire. Elle est limitée par un rebord saillant dont la partie dorsale (ou bord supra-orbitaire) est formée caudalement par l'os frontal et rostralement par l'os lacrymal dont les processus latéro-caudal et dorso-caudal, prolongés par un cartilage, sont fortement

développés chez les Falconiformes mais réduits chez les Strigiformes. La partie ventrale (ou bord infra-orbitaire) est fermée par l'os zygomatique. **Les parois de l'orbite** sont :

- **la paroi dorsale** régulière et concave constituée par l'os frontal ;
- **la paroi médiale** ou septum interorbitaire est une fine lame osseuse, plane, commune aux deux orbites qu'elle sépare. Ce septum est formé caudalement par la fusion des deux ailes du présphénoïde, de l'os sphénoïde, et rostralement par la lame perpendiculaire de l'ethmoïde ;
- **la paroi ventrale**, plus complexe, n'est que partiellement osseuse. Caudalement, elle est constituée par le processus orbitaire de l'os temporal, puis par le processus orbitaire de l'os carré. Rostralement, cette paroi se termine par le processus lacrymal ventral de l'os lacrymal. Entre les deux, le ligament mandibulaire large vient compléter l'orbite.

A la jonction des **parois médiale et ventrale** se trouve caudalement le foramen optique grossièrement ovale qui laisse passer le nerf optique. A proximité immédiate, ventralement, trois petits foramen s'ouvrent depuis la cavité crânienne pour les nerfs oculomoteur, trochléaire et la branche ophtalmique du nerf trijumeau.

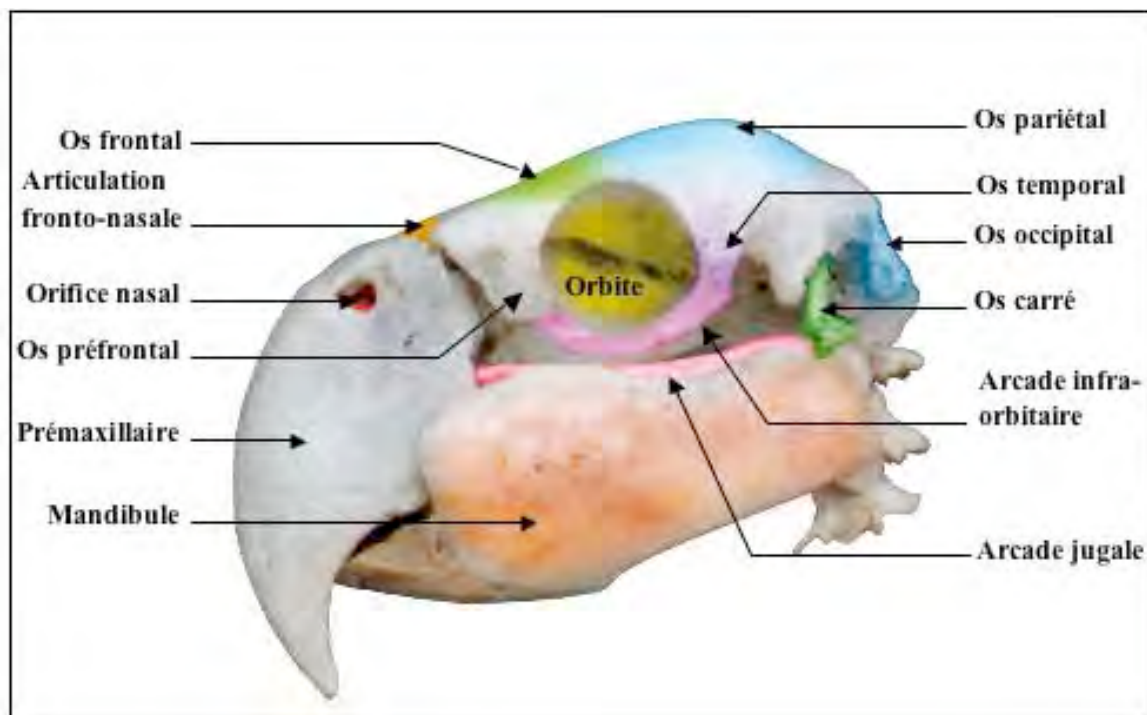


Figure 3 : crâne de Psittacidé¹¹

Seule la cupule postérieure du bulbe est totalement protégée. Chez les rapaces nocturnes, en avant de cette cupule et de l'os scléral, les deux tiers du segment postérieur de l'œil sont laissés sans autre protection que la peau. L'œil des rapaces diurnes (Falconiformes), est généralement protégé en plus par un processus de l'os lacrymal prolongé par un cartilage qui forme ainsi une arcade au-dessus du bulbe. Mais cette protection n'existe pas chez le Balbuzard pêcheur, et chez les Cathartidés comme le Condor¹².

B. Annexes

Les annexes sont composées des paupières, de l'appareil lacrymal, de la glande à sel chez les oiseaux marins et des muscles du bulbe. Les glandes tarsales (de Meibomius) sont absentes chez les oiseaux.

1) **Paupières externes, membrane nictitante, et conjonctives**

L'œil aviaire possède trois paupières. Les paupières supérieures et inférieures se déplacent verticalement, et la membrane nictitante (ou troisième paupière) se déplace horizontalement.

Chez les oiseaux, à l'exception du Hibou et à la différence des mammifères, la paupière inférieure est toujours plus grande, plus mobile et plus transparente que la paupière supérieure (*Figure 4*). La paupière supérieure est quant à elle plus épaisse⁸. Toutes deux prennent appui à leur base sur l'orbite osseuse. Elles peuvent être recouvertes de **petites plumes**, de **filoplumes** (plumes réduites à un rachis filiforme, à l'allure d'un poil, portant parfois quelques barbes très fines à leur extrémité) comme chez la Perruche¹³ ou bien elles peuvent être **pratiquement nues** comme les paupières ventrales des Strigiformes et du Ara (*Figure 5*). Chez ce dernier, les paupières peuvent parfois avoir quelques filoplumes. La paupière ventrale possède en son centre un cartilage de forme grossièrement ovale. Ce cartilage est surtout bien développé chez les rapaces diurnes, il fait sailli sur la face conjonctive de la paupière.



Figure 4 : transparence de la paupière inférieure



Figure 5 : paupières nues d'un Ara

(Photos Dr F.RIVAL)

Trois muscles permettent leurs mouvements :

- **le releveur de la paupière supérieure**, innervé par le nerf oculomoteur ;
- **l'abaisseur de la paupière inférieure** ;
- **l'orbiculaire des deux paupières** .

Ces deux derniers sont innervés par le nerf mandibulaire.

La **membrane nictitante** est très mobile et se déplace très rapidement sur la cornée, à partir d'une ligne de départ dorso-nasale, et dans une direction ventro-temporale. Elle permet la protection de la cornée. Les balayages répétés répartissent les larmes sur la cornée, chassent les éléments étrangers (poussières...). Les muscles de la membrane nictitante sont constitués

du **pyrimalys** et du **quadratus**, issus tous deux du pôle postérieur de l'œil¹⁴. Le quadratus forme une sorte de poulie à travers laquelle le pyrimalys redirige ses forces le long d'un tendon de grande taille¹³. Ces muscles permettent de fermer la membrane nictitante sans bouger la paupière inférieure mobile. La membrane nictitante est transparente, ainsi les oiseaux peuvent garder les yeux ouverts pendant le vol. Elle évite le dessèchement de la cornée puisqu'elle étale le film lacrymal en plein vol sans que l'oiseau ait besoin de fermer ses paupières. Ce rôle explique la faible fréquence des clignements palpébraux chez les oiseaux¹⁵. De même, elle protège l'œil pendant le plongeon pour que l'oiseau aquatique (tel qu'un Martin-pêcheur) puisse continuer à viser un poisson¹⁶.

La membrane nictitante forme une poche dans laquelle les canaux de la glande de Harder vident leurs sécrétions pour lubrifier les paupières et nettoyer la cornée. Lors de la rétraction de la membrane nictitante, les poussières et les fluides sont emmenés dans l'angle médial des paupières et passent dans le conduit lacrymo-nasal, ou bien sont expulsés dans le canthus interne¹³.

2) Appareil lacrymal : glandes et canaux

L'œil aviaire possède habituellement deux types de glandes productrices de larmes (*Figure 6*):

- la **glande lacrymale** proprement dite, de petite taille, située en position inférieure et latérale ;
- la **glande de Harder**, ou **glande de la membrane nictitante**, dont le canal lacrymal s'ouvre sous la membrane nictitante.

La **glande lacrymale** est plate, allongée et proche de la marge caudale de l'œil, légèrement en dessous de l'équateur. Elle est recouverte de tissus conjonctif et se trouve au bord latéro-ventral de l'orbite. Elle est de petite dimension et serait même absente chez le Hibou Grand-Duc et le Grand-duc d'Amérique. Ses sécrétions débouchent dans le sac conjonctival du canthus latéral de l'œil par des canaux microscopiques, à la face bulbaire de la paupière inférieure.

La **glande de la membrane nictitante** est la glande la plus grande et la plus développée de l'orbite. Elle est de forme irrégulière ou en forme de botte. Elle débute sur la face antéro-médiale de l'œil, et se termine très caudalement contre le bulbe, sur son bord médio-ventral. Elle n'est pas visible sur une vue latérale. Sa sécrétion muqueuse est déversée par un conduit qui s'ouvre entre la membrane nictitante et le bulbe oculaire¹³. La glande de Harder contient des amas de tissu lymphoïde jouant un rôle dans les défenses immunitaires de l'œil¹⁵.

Un **système de drainage** collecte les sécrétions lacrymales par deux points lacrymaux, placés à proximité de la commissure palpébrale médiale, dans deux canalicules lacrymaux. Le point le plus large est généralement placé sur la paupière supérieure et le second, sur la paupière inférieure. Puis, ces deux canalicules se joignent en un conduit lacrymo-nasal plus vaste qui passe à travers la paroi médio-dorsale du sinus infra-orbitaire, et s'ouvre dans la cavité nasale au dessus de l'extrémité rostrale des choanes^{15,17,18}.

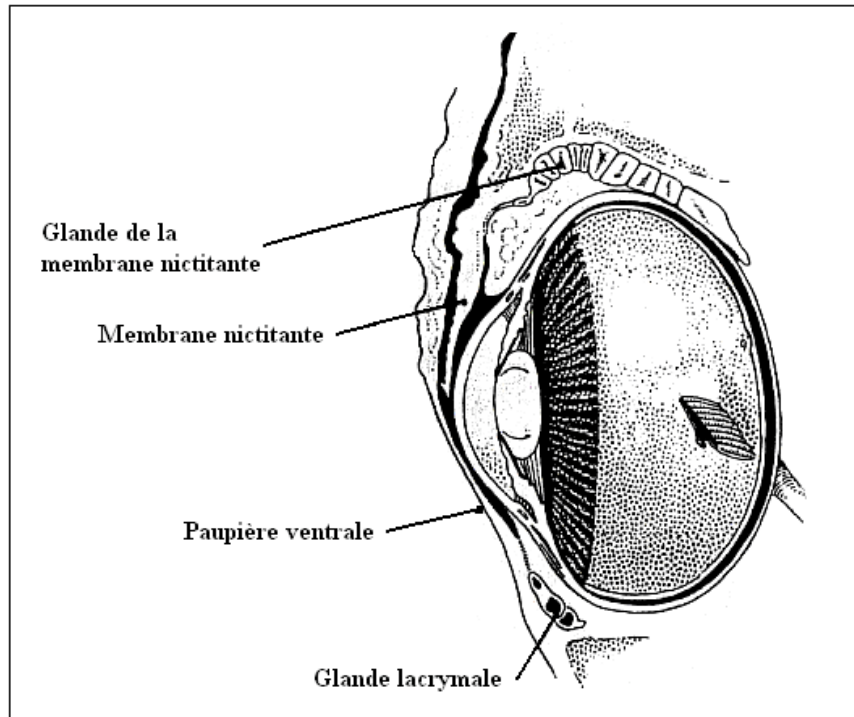


Figure 6 : place de la glande lacrymale, des paupières et de la membrane nictitante¹⁷

3) Glande à sel (ou glande nasale)

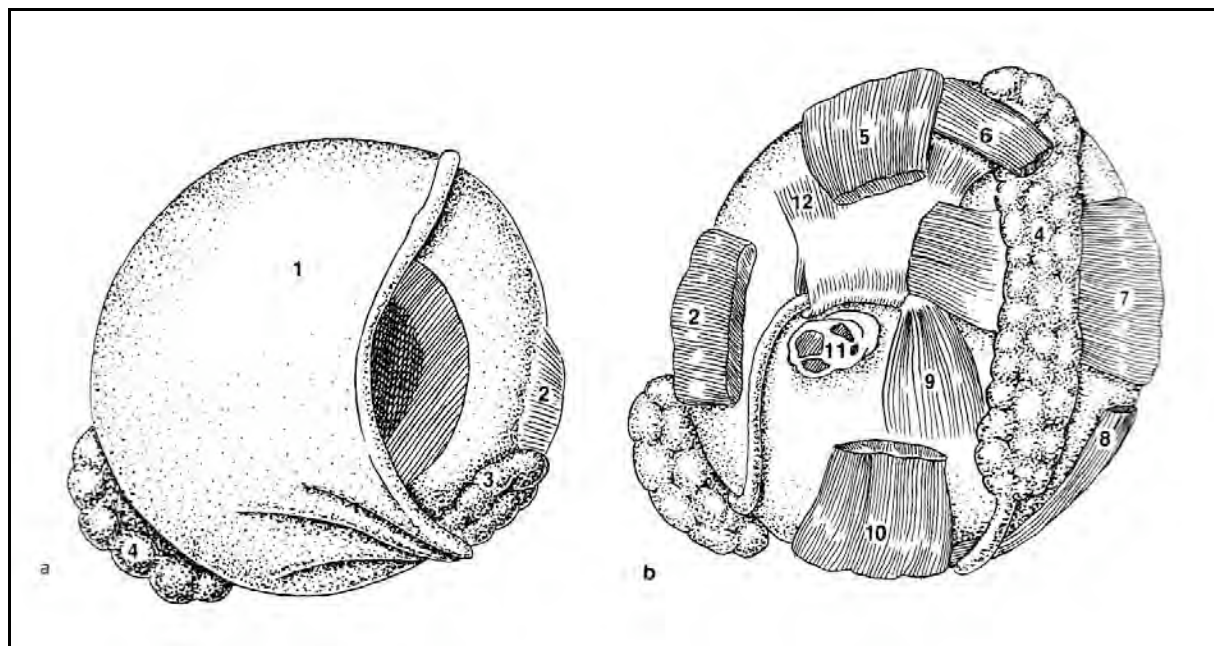
Cette glande est présente chez les oiseaux marins et chez certains oiseaux comme la Perruche ondulée. Elle leur permet d'éliminer le sel absorbé après consommation d'une eau salée¹⁵.

Elle est allongée dorso-médialement au globe oculaire. Le canal de cette glande ovoïde, jaunâtre perce l'os frontal et entre dans la cavité nasale où les solutions salées hypertoniques sont éliminées.

4) Muscles du bulbe et mouvements oculaires

On distingue six muscles assurant les mouvements de l'œil¹⁷ (*Figure 7*) : **quatre muscles droits (dorsal, ventral, médial et latéral)** et **deux muscles obliques (dorsal et ventral)**.

Ces muscles sont moins développés que chez les mammifères car le globe oculaire occupe une grande partie de l'orbite¹⁹. Chez les rapaces nocturnes, le globe, énorme, occupe toute l'orbite, et la sclère osseuse est soudée aux parois par un tractus fibreux¹⁶.



(a) vue antérieure du globe oculaire

(b) vue postérieure du globe oculaire

Figure 7 : musculature du bulbe²⁰

(1) membrane nictitante (2) muscle droit latéral (3) glande lacrymale (4) glande de la membrane nictitante (5) muscle droit dorsal (6) muscle oblique dorsal (7) muscle droit médial (8) muscle oblique ventral (9) muscle pyramidalis (10) muscle droit ventral (11) nerf optique (12) muscle quadratus.

Le muscle droit dorsal est innervé par la branche dorsale du nerf oculomoteur ; les muscles droit ventral, droit médial et oblique ventral sont innervés par la branche ventrale de ce nerf ; le muscle oblique dorsal est innervé par le nerf trochléolaire et le muscle droit latéral par le nerf abducens. Ces muscles ont une amplitude très faible du fait du peu d'espace existant entre l'orbite et le globe, mais les mouvements des yeux existent bien⁴.

Les mouvements oculaires des oiseaux ne sont ni synchrones ni symétriques ; un œil peut rester fixe alors que l'autre bouge : ce sont des **mouvements indépendants**. Des **mouvements de la tête** permettent de compenser les mouvements limités du globe. Des mouvements extrêmes de la tête sont alors remarquables : 270° chez certaines chouettes, ce qui rend les mouvements des yeux superflus. On remarque alors un port de tête et des mouvements spécifiques : le geste est petit, vif, voire même saccadé. Les yeux eux-mêmes, lorsqu'ils peuvent bouger, ont ces mêmes mouvements courts et précis^{16,21}.

C. L'œil

La paroi du globe oculaire se compose de trois tuniques : externe, moyenne et interne (Figure 8).

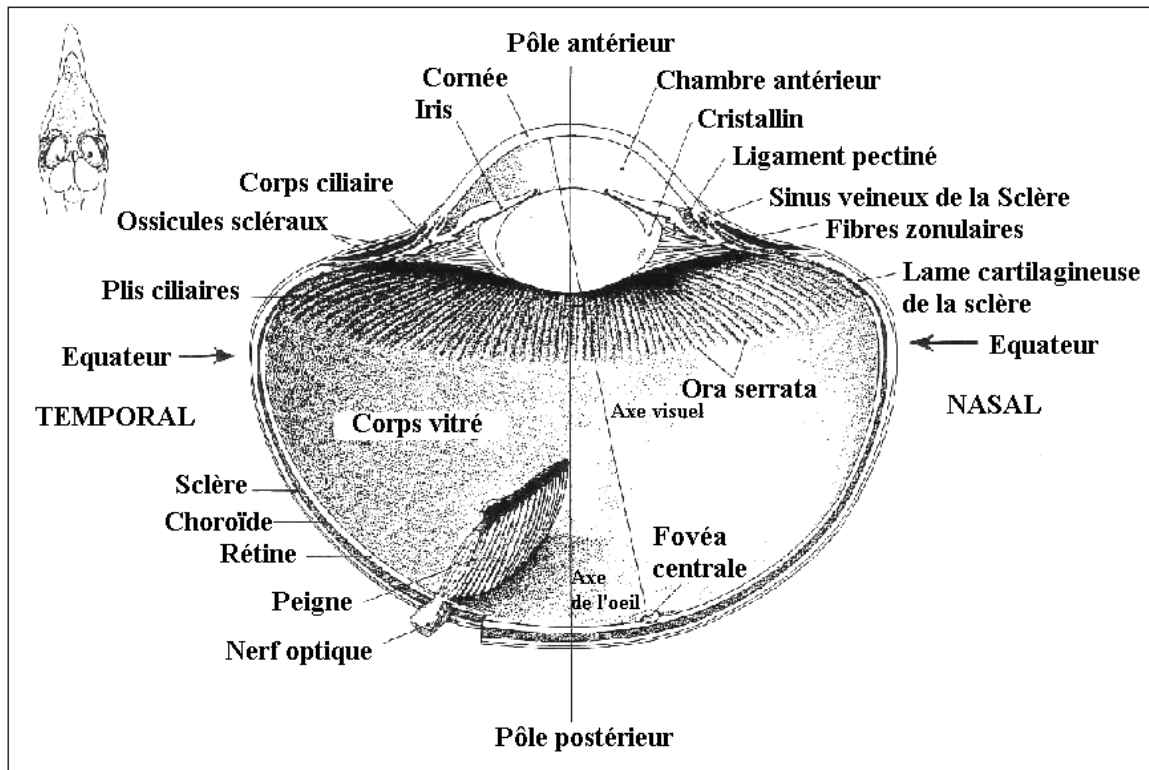


Figure 8 : coupe sagittale de l'œil d'un oiseau¹⁷

1) Tunique fibreuse ou tunique externe du globe oculaire : cornée et sclère

La tunique externe correspond à une enveloppe fibreuse qui recouvre la totalité du globe oculaire et se différencie en cornée à l'avant et, en sclère à l'arrière.

(a) Cornée

La **cornée** fait partie, avec le cristallin, du système optique. C'est le premier dioptré du système optique de l'œil. La cornée, même si elle est toujours au contact de l'humeur aqueuse sur sa face postérieure, peut soit avoir de l'air sur sa face antérieure (milieu aérien, cas de la plupart des oiseaux), soit de l'eau et de l'air (cas des oiseaux plongeurs). Ainsi, lorsque la lumière traverse le milieu aquatique quand les oiseaux plongeurs sont sous l'eau, la cornée tend à être plus plate, alors que les animaux aériens présentent une cornée plus bombée (passage de la lumière de l'air dans l'eau).

La cornée des oiseaux, comme celle des mammifères, est transparente, incolore et avasculaire. Sa courbure peut être modifiée chez l'oiseau grâce aux contractions du muscle ciliaire (muscle de Crampton), situé dans la tunique moyenne, qui tire en arrière la région du limbe. Ce phénomène constitue un mécanisme supplémentaire d'accommodation. La cornée est recouverte d'un film protecteur : le film lacrymal. Les oiseaux nocturnes sont équipés d'une cornée de grande taille car ils ont besoin d'une grande image pour mieux voir en basse luminosité, alors que les oiseaux diurnes ont une cornée beaucoup plus petite. Chez beaucoup d'oiseaux diurnes, la cornée a une puissance de réfraction plus grande que celle du cristallin.

La structure histologique de la cornée est comparable à celle des autres vertébrés. Elle est constituée, de l'extérieur vers l'intérieur^{4,9,22} :

- **d'un épithélium stratifié non kératinisé** de deux à quatre couches de cellules épithéliales ;
- **d'une membrane basale antérieure acellulaire**, ou **membrane de Bowman**, homogène composée de fibres de collagène ;
- d'une substance propre : **le stroma**, lamellaire en superficie, fibrillaire vers l'intérieur ;
- **d'une membrane de Descemet** postérieure, très mince ;
- **d'un épithélium unicellulaire** ou endothélium.

(b) Sclère

La sclère est le « squelette » de l'œil : elle joue le rôle d'une enveloppe protectrice. C'est une couche de fibres de collagène, dense, blanche, opaque, peu vascularisée, dont l'épaisseur est variable et non proportionnelle à la taille de l'œil (*Figure 14*).

Au niveau de la **sclère**, une structure osseuse, appelée anneau scléral et composée de 10 à 18 très petits **os scléaux pneumatisés**, encercle l'œil (*Figures 9 et 10*). Il s'agit d'une particularité anatomique des oiseaux. Ces osselets, de forme variable suivant les espèces, forment un cercle et s'imbriquent les uns sur les autres. Ils renforcent ainsi la rigidité du globe oculaire et des corps ciliaires et ils peuvent résister aux déformations du globe oculaire lors de la contraction des muscles ciliaires. Ces osselets s'étendent du limbe jusqu'à l'équateur. Cette formation est concave chez les rapaces qui ont des yeux tubulaires, et plate ou légèrement convexe chez les autres. Les muscles ciliaires peuvent s'insérer sur ces osselets. La sclère des rapaces est solidement fixée au périoste de l'orbite, et rend ainsi difficile toute énucléation^{4,10,14,15}.

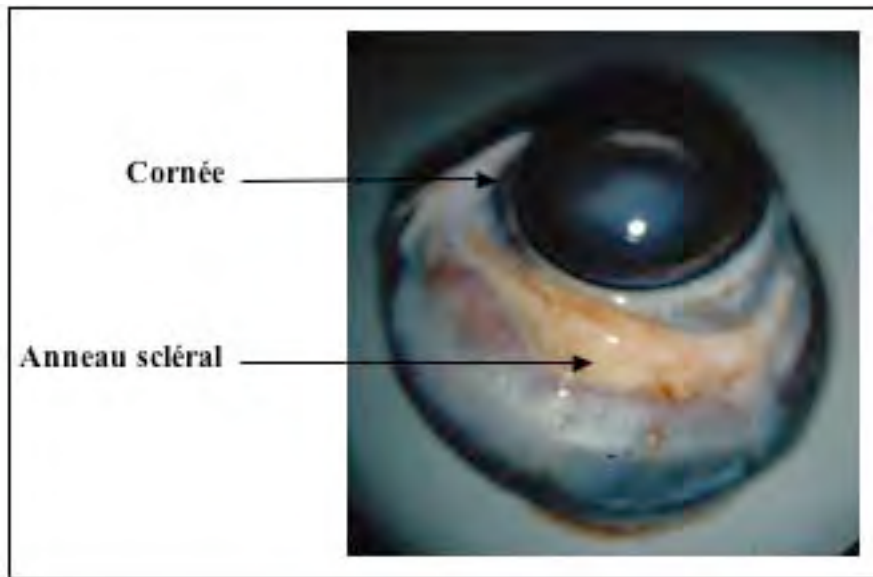


Figure 9 : anneau scléral en place sur un globe oculaire

(Photo Dr D.SCHMIDT-MORAND)

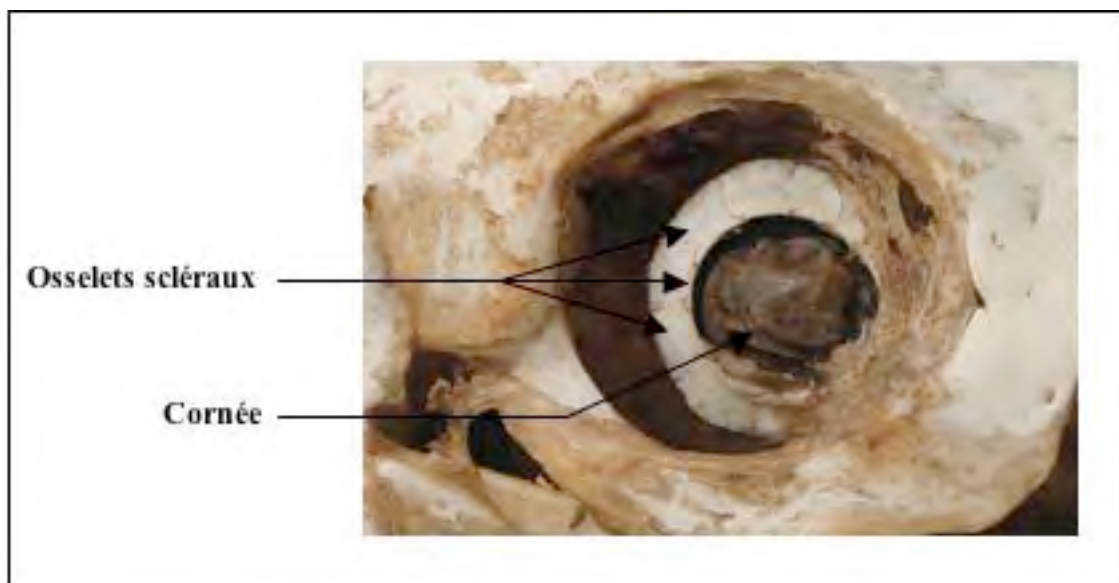


Figure 10 : anneau scléral cartilagineux en place dans l'orbite d'un Ara

(Pièce anatomique Dr F.RIVAL)

Par ailleurs, une **lame cartilagineuse**, située postérieurement et vers l'intérieur du bulbe, qui se superpose à l'anneau scléral osseux et rigidifie tout le reste du globe en renforçant la sclère dans toute sa partie caudale. Un passage criblé est laissé, temporo-ventralement au pôle postérieur, pour le nerf optique (foramen optique). La sclère se terminant là, chez les rapaces diurnes, par un tout petit os entourant le nerf. Contrairement à beaucoup d'autres oiseaux, les rapaces ne possèdent pas d'ossification sclérale postérieure^{9,18}.

A proximité de la jonction scléro-cornéenne, se trouve le sinus veineux scléral accolé à la surface interne de la sclère, dans la chambre antérieure. C'est un vaisseau large et aplati qui se divise en deux canaux secondaires.

2) Tunique vasculaire ou tunique moyenne du globe oculaire : iris, corps ciliaire et choroïde

La tunique vasculaire est composée de trois parties distinctes : l'iris, le corps ciliaire et la choroïde.

(a) Iris

Tous les vertébrés ont devant leur cristallin un diaphragme : l'iris. L'iris est composé de **deux bords** : un bord pupillaire (le plus interne) et un bord ciliaire (le plus externe), et de **deux faces** : une face antérieure et une face postérieure^{17,22}.

Sur la face antérieure, on trouve deux anneaux séparés par une ligne sinueuse ou collerette :

- **le grand anneau de l'iris** : situé en périphérie, il possède de nombreuses stries ;
- **le petit anneau de l'iris** : radiaire, avec des cryptes beaucoup plus petites. Dans sa partie moyenne s'ajoutent des rides circulaires : ce sont des réserves mécaniques d'allongement.

La face postérieure est composée de rides qui se poursuivent par les vallées ciliaires.

L'iris recouvre les marges du cristallin (*Figure 14*) et sa contraction-dilatation fait varier le diamètre et la forme de la pupille. La pupille constitue une lacune circulaire en contraction et en dilatation chez tous les oiseaux. La pupille des oiseaux peut se fermer volontairement ce qui leur permet, avec le myosis, d'augmenter la profondeur de champ et de compléter la mise au point : le nombre de plans nets est d'autant plus grand que le diaphragme est petit. Ainsi le Perroquet fait varier de nombreuses fois sa pupille pour observer nettement la main qui s'approche avec une cacahuète¹⁶.

Chez les oiseaux plongeurs, le sphincter irien est si puissant que l'iris peut déformer le cristallin, alors très mou, en se contractant. En effet, les oiseaux marins transforment leur cristallin lenticulaire (de la vision aérienne, pour viser et plonger) en cristallin sphérique (de la vision aquatique, pour nager et chasser sous l'eau)¹⁶ (*Figure 11*).

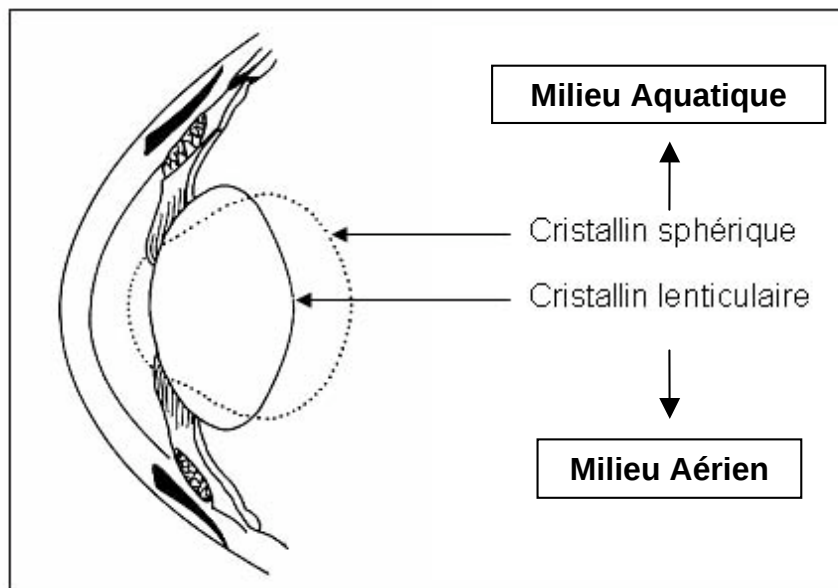


Figure 11 : accommodation exceptionnelle de l'œil du Cormoran¹⁰

La musculature de l'iris est striée et volontaire chez les oiseaux. Deux muscles sont décrits dans l'iris des oiseaux⁹ :

- **le muscle sphincter irien** constitué de fibres musculaires striées pour la contraction. Ce muscle, bien développé chez les rapaces diurnes, s'étend de la racine de l'iris au bord pupillaire. Il est réduit à quelques faisceaux circulaires dissociés chez les rapaces nocturnes ;
- **le muscle dilatateur de la pupille** est formé par un myoépithélium radiaire.

Chez le Grand-duc d'Amérique et la Buse à queue rousse, l'organisation de l'iris est plus complexe avec²³ :

- **trois composantes circulaires**: un myoépithélium, un anneau musculaire lisse, et un muscle strié ;
- **deux composantes radiaires** : un myoépithélium bien développé et quelques fibres striées.

Un réflexe pupillaire direct est présent mais, il n'existe pas de réflexe pupillaire indirect à la lumière chez les oiseaux, en raison d'une complète décussation des fibres, au niveau du chiasma optique.

HJ. Dieterich et col¹⁵. ont démontré, chez le Perroquet Gris d'Afrique, la présence de cellules musculaires lisses et de cellules myoépithéliales dans ces muscles, qui permettent une dilatation pupillaire durable et une régulation précise des mouvements pupillaires. Chez le Pigeon, la présence d'un second muscle dilatateur non strié est décrit²⁴.

L'iris est toujours pigmenté dans sa face postérieure. En revanche, c'est la face antérieure qui donne la couleur de l'iris par ses très nombreux pigments. La couleur vive de l'iris de nombreux rapaces est due à une couche de cellules chromatophores qui recouvrent une couche mélanoblastique réduite. Chez la Chouette hulotte et la Chouette effraie, cette couche de mélanoblastes est directement visible, donnant la couleur sombre ; l'iris a alors une épaisseur de deux tiers inférieure à celle des oiseaux nocturnes à iris clair⁹. La coloration varie selon les **espèces** et selon l'**âge**.

L'iris des rapaces nocturnes est particulièrement chatoyant, orange chez le Hibou Moyen-duc, le Hibou Grand-duc. Il présente diverses teintes de jaunes chez les rapaces diurnes et nocturnes. Par exemple, le jeune perroquet gris d'Afrique a un iris foncé (*Figure 12*), gris bleuté ensuite, puis de plus en plus jaune avec les ans (*Figure 13*). Il ne semble pas que l'on puisse suivre l'âge chez aucun rapace européen par la variation de la couleur de l'iris pour distinguer le jeune adulte de l'adulte moyen et celui de l'adulte âgé comme chez les Accipiters américains²⁴.



Figure 12 : jeune Gris d'Afrique de 4 mois à iris grisâtre



Figure 13 : Gris d'Afrique adulte à iris de couleur ivoire

(Photos Dr F.RIVAL)

Enfin, il peut exister des différences de couleur irienne selon le **sexe**. Ceci est vrai chez les oiseaux à dimorphisme sexuel très marqué. Ainsi, le Cacatoès a un iris noir alors que la femelle a un iris orange à brun foncé²⁵.

(b) Corps ciliaires^{9,17}

Le corps ciliaire, accolé à la sclère, s'étend du bord antérieur de la rétine à la base de l'iris (*Figure 14*). Dans toute sa largeur, la surface interne du corps ciliaire est plissée et dessine des procès minces, longs, très nombreux et irréguliers. Ces **procès ciliaires** s'attachent à la capsule antérieure du cristallin et s'accolent à l'iris. Ils occupent toute la zone ciliaire et fusionnent souvent les uns aux autres. Les corps ciliaires sécrètent l'humeur aqueuse que l'angle irido-cornéen draine sur 360° au travers du trabéculum.

Des **fibres zonulaires** fines et très nombreuses partent des procès ciliaires postérieurement et vont se fixer à la capsule du cristallin. Etant donné la proximité et le contact des procès ciliaires avec la capsule du cristallin, les fibres zonulaires de cette région sont courtes ou fusionnées au niveau de la zone de contact.

Antérieurement, le corps ciliaire se détache de la sclère et forme le sinus cilioscléral, diverticule de la chambre antérieure. Un fin réseau trabéculaire occupe cet espace et relie la base de l'iris à la cornée, formant ainsi le ligament pectiné de l'angle irido-cornéen qui joue un rôle dans l'accommodation.

Histologiquement, le corps ciliaire est le prolongement de la rétine et de la choroïde. De la rétine, il conserve, vers l'intérieur, une couche simple de cellules allongées et, vers l'extérieur, la couche de cellules pigmentaires. De la choroïde, il perd vite l'épaisse structure vasculaire pour garder une lame conjonctive lâche enrichie, par rapport à la choroïde, de nombreuses fibres élastiques.

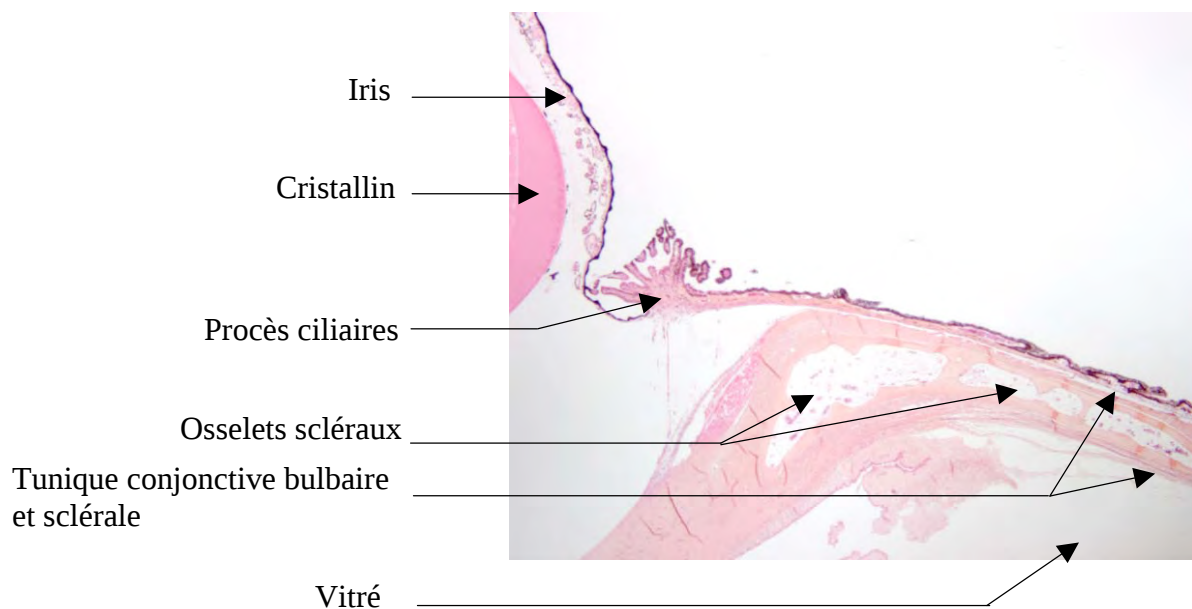
Entre le corps ciliaire proprement dit et la sclère, on distingue deux muscles ciliaires tous deux striés chez l'oiseau¹⁷ :

- **le muscle cornéen antérieur** (anciennement muscle de Crampton) prend son origine sur la sclère à la hauteur de l'incurvation de l'anneau scléral osseux et se termine à la base de la cornée. Il est plus large chez la Chouette et le Hibou, plus petit chez les oiseaux aquatiques et absent chez le Cormoran ;

- **le muscle cornéen postérieur** (anciennement muscle de Brücke) prend son origine antérieurement à la rétine et postérieurement à la lame fibreuse du corps ciliaire et il s'insère sur la sclère, postérieurement au précédent. Il agit sur le cristallin. Il est large chez le Cormoran.

Ils participent tous les deux à l'accommodation, le premier muscle a une action sur la cornée en modifiant son incurvation, et le second sur le cristallin.

Des **fibres radiaires** sont également présentes chez quelques espèces d'oiseaux. Ces fibres sont des subdivisions des muscles cornéens antérieur et postérieur et elles s'intercalent entre eux. Ces fibres sont parfois qualifiées de **muscle de Müller**, mais selon Rochon-Duvigneau, ce ne sont que des fibres à orientation radiales qui ne méritent pas le nom de muscle. Chez les rapaces diurnes, les deux muscles et les fibres radiaires sont bien développés. Chez les nocturnes, le muscle cornéen antérieur est bien développé, et le postérieur réduit.



*Figure 14 : coupe histologique de la section médiale d'une Buse variable (HES x2,5)
(Photo M.A. COLLE, ENVN)*

(c) La Choroïde⁹

Elle fait suite au corps ciliaire, postérieurement à l'ora serrata (zone de transition entre les deux rétines) qui en constitue la limite au niveau de l'équateur du bulbe. Sa face externe est étroitement appliquée à la sclère et sa face interne à la rétine.

La choroïde ou couche vasculaire est épaisse et pigmentée et contient de nombreux vaisseaux sanguins. Le corps ciliaire joue un grand rôle dans le maintien de la pression intraoculaire¹³.

La choroïde est constituée de quatre couches, de l'extérieur vers l'intérieur :

- **la lame supra choroïde** constituée d'une structure mince lâche formée de fibroblastes et de fibres de collagènes contenant des cellules pigmentaires ;
- **la lame vasculaire** abritant de gros vaisseaux sanguins suspendus par des lamelles conjonctives pigmentées ;
- **la choriocapillaire** formée d'un réseau de capillaires provenant des vaisseaux de la couche précédente et qui a un rôle essentiel dans la nutrition de la rétine ;
- **la lame basale** sur laquelle repose la rétine.

3) Chambre antérieure et chambre postérieure du segment antérieur

Ces deux chambres sont séparées par l'iris et limitées en arrière par le cristallin.

La **chambre antérieure** se situe entre la cornée et l'iris. Cette chambre est profonde car la cornée est fortement bombée et le cristallin de faible convexité antérieure. L'espace cilio-scléral agrandit encore cette chambre.

La **chambre postérieure** est limitée par le corps ciliaire, le cristallin et l'iris.

Les deux chambres du segment antérieur communiquent entre elles par la fente pupillaire. L'humeur aqueuse remplit ces deux chambres. Elle est de même composition chimique que celle des Mammifères.

4) Cristallin

Le cristallin est une lentille biconvexe, **transparente**, qui peut subir de légères déformations nécessaires à l'accommodation visuelle, sous l'action des muscles striés ciliaires. Il est placé au contact et en arrière de l'iris¹⁵ (*Figure 14*). Le cristallin des rapaces nocturnes est bombé sur ses faces antérieures et postérieures, tandis que celui des oiseaux diurnes est peu convexe antérieurement et légèrement plus convexe postérieurement.

Le cristallin des oiseaux, de consistance plus molle que celui des mammifères, est constitué de deux parties séparées par une vésicule : une **partie centrale** formée de fibres concentriques et une **partie périphérique** ou **bourrelet annulaire**, dans lequel les fibres sont plus grandes et disposées radialement. Le bourrelet, dont la présence est spécifique des oiseaux, est formé d'une seule couche de cellules hautes et constitue un anneau équatorial peu épais chez les rapaces nocturnes et beaucoup plus épais chez les rapaces diurnes ce qui donne la forme relativement aplatie au cristallin de ces oiseaux. Le rôle de ce bourrelet annulaire est encore discuté : rôle accommodateur ou rôle essentiellement métabolique ? Un rôle dans l'accommodation expliquerait la différence de son développement entre rapaces nocturnes et diurnes⁴. Entre la masse centrale du cristallin et le bourrelet annulaire se trouve la **vésicule du cristallin** considérée naguère comme un artéfact, remplie d'un liquide de nature protéique.

Elle contribue à la mollesse d'ensemble du cristallin et par là, semble-t-il, à la rapidité de l'accommodation.

5) Vitré

Le vitré est une masse gélatineuse **incolore** occupant le segment postérieur. Il est situé entre le cristallin, l'iris, les corps ciliaires et la rétine sur laquelle il adhère fortement. Il contribue à l'équilibre de la pression intra-oculaire et au maintien de la coaptation de la rétine contre la choroïde¹⁵. Il adhère fortement à la rétine. En son sein, se retrouve une fente dans laquelle se loge le peigne qui s'y accole à son sommet par des fibrilles.

6) Tunique interne du globe oculaire ou rétine^{9,18,26,27}

Chez les vertébrés, la rétine résulte d'une évagination du cerveau embryonnaire (les vésicules optiques) et les photorécepteurs dérivent du neuroderme. L'embryogenèse de la rétine explique que cette dernière comprenne une couche de cellules réceptrices mais aussi un ensemble de neurones équivalents à une structure cérébrale et capables d'opérations d'intégration. C'est certainement la rétine qui reflète le mieux l'adaptation au mode de vie.

La rétine tapisse la face interne du segment postérieure du globe oculaire, et correspond à la tunique nerveuse de l'œil. Elle recouvre la choroïde par sa face externe et sa face interne est en contact avec le corps vitré auquel elle adhère par les fibres vitréennes. La partie sensorielle de la rétine se termine au niveau de l'ora serrata, située derrière l'anneau scléral. Bien que pigmentée, la **rétine aveugle** s'étend sur le bord de la pupille, les corps ciliaires, sur la face postérieure de l'iris et sur la *pars plana* (zone de transition entre l'ora serrata et les corps ciliaires). La **rétine visuelle** comprend une couche pigmentaire et une couche nerveuse beaucoup plus épaisse. La rétine des oiseaux est **avascularisée**, de couleur rougeâtre ou grise.

En position ventro-temporale, la rétine possède une structure originale, le **peigne**, qui est plissé, pigmenté, et richement vascularisé (cf. partie 1/IC5). L'entrée du **nerf optique** se situe dans le quadrant inférieur de la rétine, au niveau de la papille optique, cachée par le peigne.

Histologiquement, on reconnaît dix couches dans la rétine des oiseaux comme chez les vertébrés. De l'extérieur vers l'intérieur :

- l'**épithélium pigmentaire** : plus ou moins pigmenté selon l'endroit où l'on se situe dans la rétine. Il est constitué d'une seule couche de cellules polygonales dont les expansions cytoplasmiques entourent les cellules visuelles. Ces franges sont un peu moins développées et le pigment moins abondant chez les rapaces nocturnes que chez les diurnes. Cet épithélium est responsable du métabolisme des photorécepteurs ;
- la **couche de cellules photoréceptrices** qui abrite le corps des bâtonnets et des cônes ;
- la **membrane limitante externe** formée par le sommet des cellules gliales de Müller ;
- la **couche des grains externes** constituée par les noyaux des cellules photoréceptrices ;
- la **couche plexiforme externe** où se font les jonctions synaptiques entre les cellules photoréceptrices et les cellules bipolaires et horizontales ;

- la **couche de grains interne** formée par les noyaux des cellules bipolaires, horizontales et amacrines, et une couche horizontale des noyaux des cellules gliales de Müller ;
- la **couche pléxiforme interne** où se font les jonctions synaptiques des cellules bipolaires et amacrines avec les cellules ganglionnaires ;
- la **couche de cellules ganglionnaires** ;
- la **couche des fibres du nerf optique** représente les axones des cellules ganglionnaires ;
- la **membrane limitante interne** est formée par la base des cellules gliales.

L'épithélium pigmentaire est formé de cellules à villosités, créant ainsi des logettes pour les éléments photosensibles : les pigments. Il assure la protection, l'alimentation, et le nettoyage des disques qui dégénèrent.

Les membranes limitantes internes et externes délimitent la zone nerveuse de l'œil. Ce sont les cellules gliales qui permettent de maintenir une cohésion au sein de cette zone. Les cellules photoréceptrices y sont très nombreuses, les cellules bipolaires, un peu moins nombreuses et les cellules ganglionnaires, encore moins nombreuses. Les axones partent de ces dernières cellules pour former le nerf optique.

Les photorécepteurs, cônes et bâtonnets, contiennent des pigments photosensibles, légèrement différents selon le type de photorécepteurs (cônes et bâtonnets ne sont pas sensibles à la même lumière). Ils transforment les radiations lumineuses en influx nerveux. L'intégration du stimulus visuel se fait comme chez les mammifères : le stimulus est perçu par des cellules photoréceptrices, il est transmis aux cellules bipolaires puis aux cellules ganglionnaires, tandis que les cellules horizontales et les cellules amacrines permettent la sommation et la modulation des informations. Les cellules gliales, qui vont de la membrane limitante externe à la membrane limitante interne ont un rôle de soutien et de communication avec les autres cellules rétinienne.

Les photorécepteurs, cônes et bâtonnets, ont une structure commune : un segment externe photosensible relié au segment interne par un cil de connexion (*Figure 15*).

- **Le segment externe** contient les pigments photosensibles, placés sur des petits disques fabriqués par le photorécepteur. Ces petits disques contiennent de la rhodopsine et d'autres pigments. Ce segment est beaucoup plus long sur les bâtonnets.

- **Le segment interne** possède un haut pouvoir métabolique. Il est constitué d'une partie riche en mitochondries, appelé élément ellipsoïde, et d'un élément myoïde qui mobilise, grâce à ses fibres contractiles, les photorécepteurs, le noyau et le complexe synaptique. Cet élément myoïde exerce une traction du photorécepteur sur son segment externe et le fait sortir des villosités pigmentées de l'épithélium pigmentaire rétinien. Ainsi, en vision diurne, le myoïde des cônes se contracte et celui des bâtonnets se relâche, les laissant dans l'épithélium pigmentaire rétinien. On assiste au phénomène opposé en vision nocturne. Une **couche terminale** est constituée de synapses complexes au niveau des cônes, mais elle est rudimentaire au niveau des bâtonnets.

Le cône apparaît plus sophistiqué par sa taille, et son nombre plus élevé de mitochondries. Mais, d'un point de vue phylogénétique, le cône est pourtant la cellule de base. Il s'est progressivement transformé en bâtonnet, permettant ainsi l'adaptation à la vision nocturne.

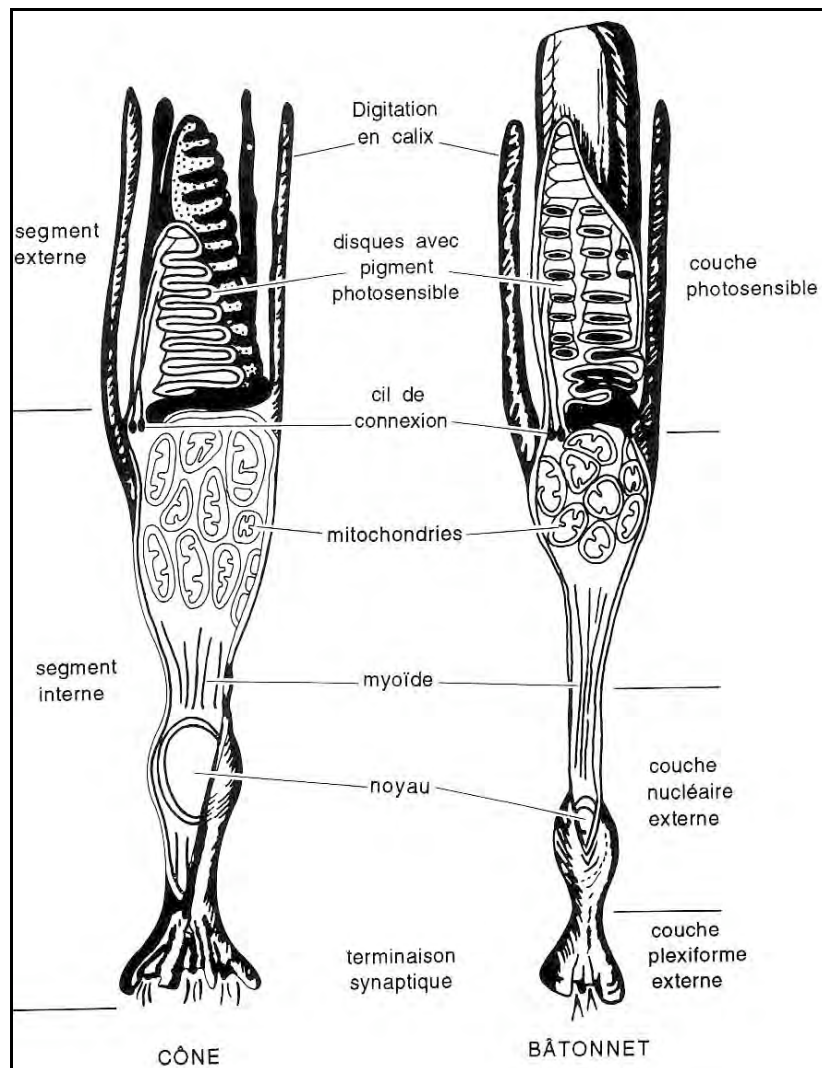


Figure 15 : photorécepteurs : cône et bâtonnet¹⁶

- Les **cônes** perçoivent les lumières fortes : ils fonctionnent le jour et composent en majorité la rétine des oiseaux diurnes et en partie celle des autres. Les cônes permettent la vision des couleurs. Quatre types de cônes sont observés chez l'oiseau : **cône double**, **cône simple de la voie externe**, **cône direct** et **cône oblique**. Les doubles cônes ont été décrits chez la Chouette chevêche, le Milan royal. Il semblerait que ces doubles cônes aient un rôle dans la détection de la lumière polarisée selon une analyse des propriétés optiques des gouttelettes lipidiques. Les cônes se trouvent en plus grand nombre chez les oiseaux que chez les mammifères, ce qui leur permet de bénéficier d'une acuité visuelle^a plus performante. Ils sont beaucoup plus nombreux et plus gros chez les rapaces diurnes que chez les nocturnes²⁸.

Les cônes des oiseaux présentent des **gouttelettes lipidiques** généralement pigmentées, situées entre les segments externes et internes. Ces gouttelettes sont du diamètre des cônes correspondant. Elles sont de couleurs variées chez les oiseaux de compagnie : jaunes, rouges, orangées ou incolores, en général vives chez les diurnes : pourpre, rubis, orange, jaune vert, vert vif, pour le Milan royal, plus pâles chez les nocturnes : jaune pâle pour le Hibou Grand-duc. Les oiseaux nocturnes ont très peu de gouttelettes mais aussi très peu de cônes.

^a Acuité visuelle : mesure du pouvoir de résolution, c'est-à-dire la capacité de former des images distinctes de deux objets rapprochés. (cf. partie 1/II/B3)

Le rôle des gouttelettes n'est pas complètement élucidé, mais selon King¹⁸, ces gouttelettes interposées entre la lumière incidente et les pigments visuels, auraient un rôle de filtre optique et augmenteraient le contraste. Elles serviraient de filtre chromatique bien que des rapaces diurnes n'ont pas de gouttelettes dans leurs cônes.

- Les **bâtonnets** perçoivent les lumières faibles. Ils fonctionnent la nuit. Ils équipent la rétine des oiseaux nocturnes et en partie celle des autres. Les bâtonnets ne permettent pas la vision des couleurs. Ils sont responsables de la sensibilité visuelle, c'est-à-dire la capacité d'apprécier de faibles intensités lumineuses.

7) Peigne ^{9,27,29}

Le peigne est un organe intra-oculaire propre aux oiseaux, fortement pigmenté, très vascularisé, issu de la choroïde, et raccordé à la rétine au point aveugle (*Figure 16*). La base du peigne repose sur le disque du nerf optique, qu'il masque ainsi presque entièrement et qui le projette en avant dans le vitré où il est soumis à de petits mouvements ondulatoires. Il est constitué d'une membrane avec de nombreux plis, dirigés vers le centre du globe oculaire. Sa taille et sa forme varient en fonction des espèces. Le peigne est composé exclusivement de capillaires et de cellules stromales pigmentées extravasculaires. Il est délimité par une fine lame basale qui est en continuité avec la membrane limitante interne de la rétine. Il ne possède ni tissu musculaire, ni tissu nerveux.

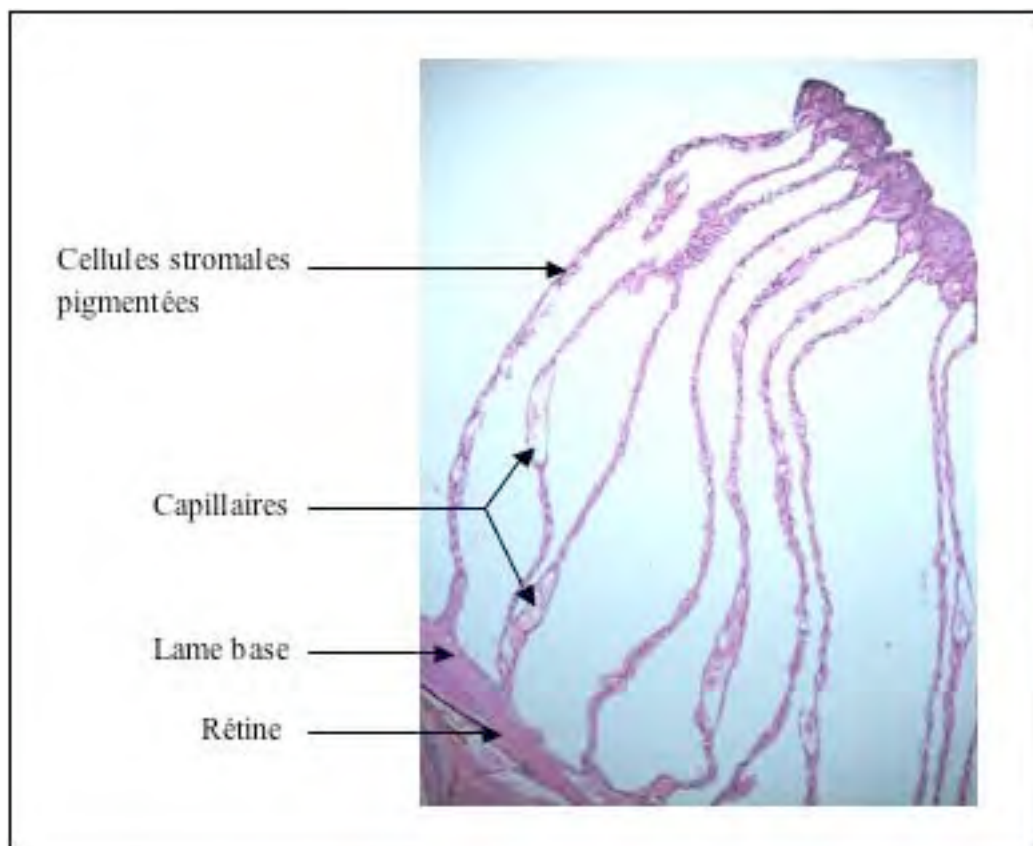


Figure 16 : histologie d'un peigne plissé de Buteo variable (HES x25)
(Photo M.A. COLLE, ENVN)

(a) Vascularisation du peigne

La vascularisation du peigne est indépendante de celle de la choroïde. A la base du peigne se trouve l'artère du peigne qui est une ramification de l'artère ophtalmique temporale. Elle forme une artère centrale qui traverse toute la longueur du peigne puis se divise en artériole pour chacun des plis du peigne. Les artérioles se prolongent ensuite par un réseau de capillaires. Les capillaires sont ensuite drainés par des veinules dirigées parallèlement aux artérioles qui s'ouvrent dans une veine marginale à la base du peigne. Cette dernière est drainée par la veine du peigne, qui est une ramification de la veine ophtalmique temporale.

(b) Morphologie et types de peignes

Trois types morphologiques de peignes sont décrits : conique, empenné et plissé.

- Peigne conique : ce type de peigne est seulement décrit chez le Kiwi (Apterygidae). Il ressemble aux cônes papillaires des reptiles. Il provient de la base du disque optique circulaire d'où il sort en forme de trompette. Ce cône de couleur foncée (brun-noir) se dirige ensuite dans le vitré presque jusqu'au cristallin ;

- Peigne empenné : on le retrouve chez l'Autruche, le Rhéas, et les Tinamous. Il est vertical et central ; il provient d'un disque optique linéaire. Sa surface est recouverte de structures ressemblant à des plumes ;

- Peigne plissé : il s'agit du peigne le plus commun, rapporté dans la plupart des familles d'oiseaux. Sa base se situe au niveau d'un disque optique linéaire. Il prend ensuite la forme d'un accordéon plissé qui se termine au niveau apical par une crête pigmentée ou par un pont tissulaire (sauf chez les hiboux et les chouettes). Sa morphologie diffère entre les espèces. En effet, la longueur, la largeur, la hauteur, la forme, le nombre de plis et leur organisation ainsi que la pigmentation varient d'une espèce à une autre (*Figure 16*).

La taille du peigne et le nombre de plis sont indépendants de la taille de l'œil. En revanche, ces deux paramètres sont directement corrélés à l'acuité visuelle et à la luminosité. Les oiseaux diurnes actifs, qui ont une acuité visuelle élevée et une perception monoculaire, possèdent en général un peigne plus large et plus plissé, alors que les espèces nocturnes, qui ont une vision plus faible, ont un peigne plus petit et de morphologie plus simple. La longueur du peigne varie entre un demi à un tiers du plus grand diamètre de l'œil. Les oiseaux chantant ainsi que le Corbeau ont le plus grand nombre de plis (30 chez ce dernier), les oiseaux nocturnes sont ceux qui en possèdent le moins. On dénombre 4 à 8 plis chez les Strigiformes et une vingtaine chez les Falconiformes. En général, les rapaces diurnes ont des peignes plus grands et plus plats que les rapaces nocturnes⁴. Chez la perruche, le peigne est composé de 9 plis et mesure 2 mm de long à sa base, 1 mm de haut et environ 0,5 mm d'épaisseur¹³.

(c) Fonctions

Les rôles du peigne font depuis de nombreuses années l'objet de multiples controverses.

- Nutrition : il s'agit de la théorie la plus ancienne et la plus acceptée. Le peigne agirait comme un organe nutritif apportant de l'oxygène et des nutriments à la rétine. Sa richesse en capillaires ainsi que sa surface d'absorption très élevée grâce aux plis et à sa localisation proche de la rétine avasculaire renforcent cette hypothèse de fonction nutritive. De plus, les fluides peuvent circuler du vitré dans le peigne. Selon Wingstrand et Munk (1965)²⁷, lorsque l'on supprime le réseau artériel du peigne, le peigne dégénère complètement ainsi que la couche de la rétine au contact du corps vitré, ce qui est en accord avec la fonction de nutrition du peigne. Au contraire, Brach (1975)²⁷, explique qu'il n'y a pas de conséquence histologique sur la rétine suite à la destruction du peigne.

- Sécrétion : une fonction sécrétrice a été attribuée aux cellules stromales du peigne puisque des glycosaminoglycanes ont été détectés comme produits de sécrétion.

- Régulation de la pression intraoculaire : la production de fluides libérés dans le vitré par le peigne suggère son intervention dans la régulation de la pression intraoculaire. Cette fonction est normalement attribuée aux corps ciliaires qui produisent l'humeur aqueuse.

- Absorption de la lumière : cette fonction serait due à la forte densité en pigments mélaniques des cellules stromales. Le peigne absorberait en partie les réflexions internes qui interfèrent avec la production d'une image claire.

- Vision : quelques auteurs pensent que le peigne interviendrait dans la perception des mouvements. L'ombre du peigne sur la rétine, qui n'est jamais symétrique, influencerait les réponses de la rétine en augmentant sa sensibilité à la perception des mouvements. De plus, Thomson (1928-1929)²⁷ suggère que le peigne et son ombre participerait à l'orientation de l'oiseau dans l'espace en agissant comme un instrument de mesure pour estimer une position et les mouvements du soleil.

Le peigne serait également impliqué dans une activité de thermorégulation ainsi que dans le maintien de l'équilibre acido-basique^{13,15,30}.

II. PHYSIOLOGIE DE L'ŒIL : MODE DE VIE ET VISION

A. Histologie de la rétine ou reflet du mode de vie

1) Structure ^{9,27}

La structure histologique de la rétine des diverses espèces d'oiseaux est le reflet de leur mode de vie, en particulier le mode de vie diurne ou nocturne. Nous avons examiné des coupes histologiques de la rétine d'une Buse variable (rapace diurne) et d'une Chouette hulotte (rapace nocturne)⁴ (Figure 17).

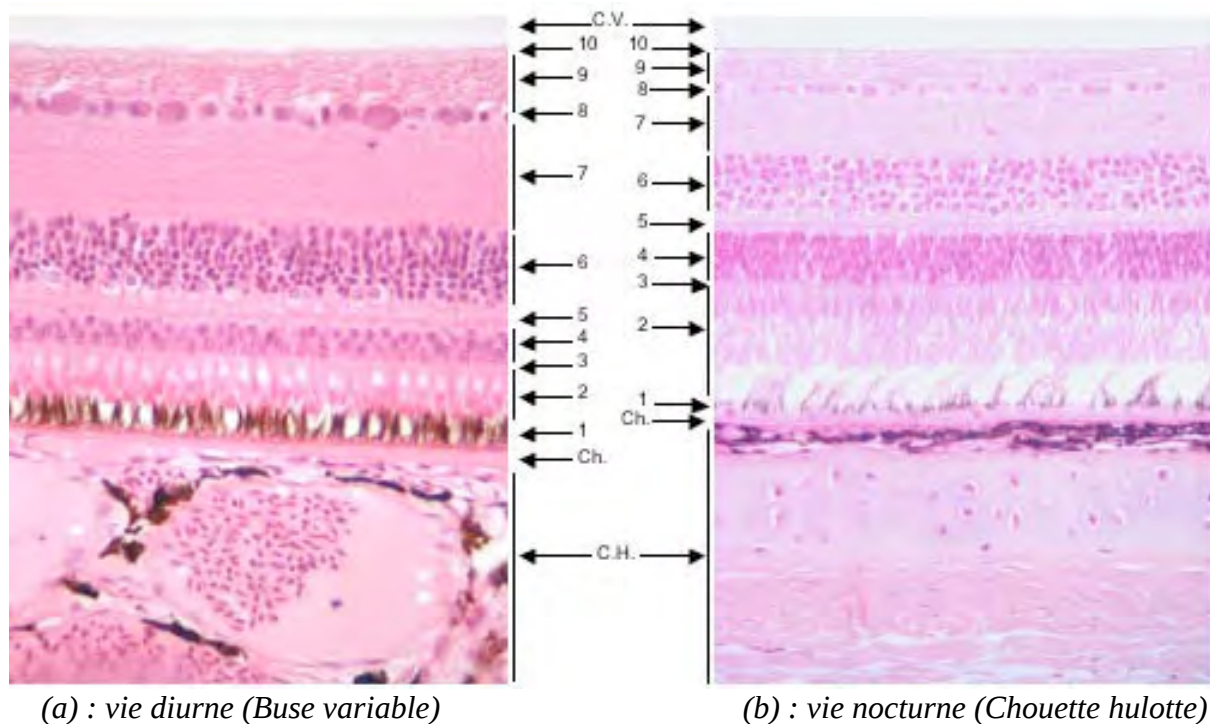


Figure 17 : histologie de la rétine en fonction du mode de vie (HES x 25)

(1) : épitélium pigmentaire (2) : couches de photorécepteurs (3) : membrane limitante externe (4) : couche nucléaire externe (5) : couche plexiforme externe (6) : couche nucléaire interne (7) : couche plexiforme interne (8) : couche de cellules ganglionnaires (9) : fibres nerveuses optiques (10) : membrane limitante interne.
(C.V.) : corps vitré (C.H.) : cartilage hyalin (Ch.) : choroïde.

(Photos M.A. COLLE, ENVN)

La rétine adaptée à des **mœurs diurnes** présente les caractéristiques suivantes :

- un épithélium pigmentaire avec des franges très longues qui isolent les segments externes des photorécepteurs ;
- ces franges sont surchargées de pigments ;
- les photorécepteurs sont surtout constitués par des cônes ce qui entraîne une faible densité de la couche des noyaux de la couche nucléaire externe ;
- le nombre des cellules photoréceptrices étant plus faible, la couche plexiforme est aussi plus mince puisqu'il s'agit d'une couche synaptique ;
- les autres couches internes sont épaisses avec un grand nombre de noyaux des cellules ganglionnaires ;
- la couche des fibres nerveuses est élevée. Ces deux dernières couches expliquent le peu de sommation de l'influx nerveux, donc une grande performance dans l'acuité visuelle.

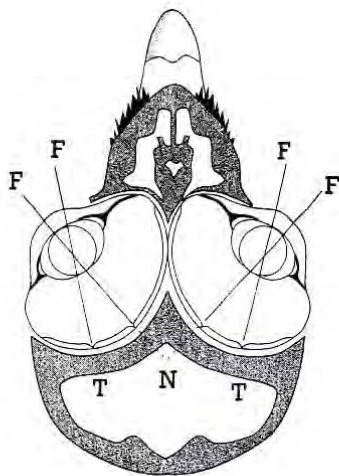
La rétine adaptée à la **vie nocturne** présente les caractéristiques suivantes :

- un épithélium pigmentaire avec des villosités moins longues ;
- la charge de pigments est plus faible ;
- la couche de noyaux externe est plus épaisse car les bâtonnets sont beaucoup plus nombreux ;
- les couches correspondant aux noyaux des cellules d'association sont plus minces ;
- le nombre de noyaux des cellules ganglionnaires est moins élevé, ce qui entraîne une moindre épaisseur de la couche des fibres nerveuses. L'acuité visuelle perd alors en performance, au contraire des rétines adaptées à la vision diurne.

2) Fovéas ²⁶

La fovéa, zone centrale de la macula (tâche jaune pâle), correspond à une zone d'amincissement de la rétine où la résolution est maximale, c'est-à-dire où la vision des détails est la plus précise. Elle permet une meilleure acuité visuelle puisque les segments externes reçoivent directement la lumière sans que celle-ci n'ait à traverser les couches rétinienne les plus internes. Elle est située dans le prolongement de l'axe optique de l'œil. La fovéa est peuplée quasi uniquement de cônes ; et c'est dans cette zone que la majeure partie de l'appréciation des couleurs est réalisée. Les bâtonnets sont répartis sur la rétine périphérique. Dans la fovéa, chaque cône bénéficie d'un circuit propre et transmet seul son signal aux couches corticales optiques du cerveau (ce qui n'est pas le cas pour le reste de la rétine). La fovéa est l'adaptation par excellence à l'acuité visuelle.

Les oiseaux à vision monoculaire ont une seule fovéa centrale. Chez plusieurs oiseaux (rapaces, hirondelles, colibris), il existe deux fovéas dans chaque œil, l'une, située temporalement au peigne qui sert pour la vision binoculaire, et l'autre, située médialement, joue un rôle pour la vision monoculaire : ces oiseaux sont particulièrement bien équipés pour chasser en plein vol (*Figure 18*). En plus de ces deux fovéas, les oiseaux de proie diurnes possèdent une area linéaire qui les rejoint. Il s'agit, sans doute, d'une possibilité d'amélioration de l'acuité visuelle.



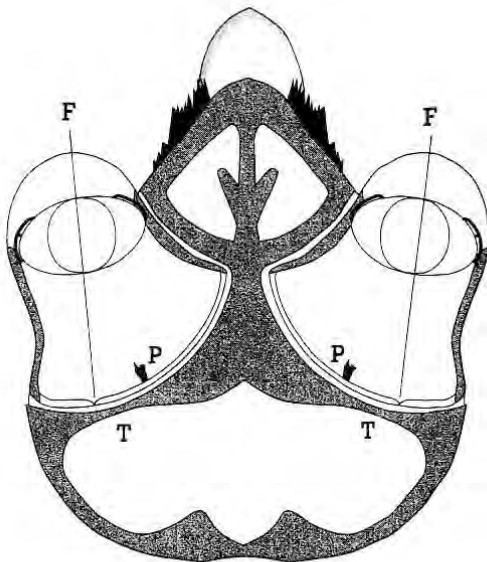
*Coupe horizontale de la tête
d'un rapace diurne.*

F : Fovéa

T : Fovéa temporale

N : Fovéa nasale

P : Peigne



*Coupe horizontale de la tête
d'un rapace nocturne.*

Figure 18 : fovéas de rapaces nocturnes et diurnes⁴

Les oiseaux diurnes, dont les yeux sont positionnés plus latéralement, ont une vision binoculaire restreinte à la zone située devant leur bec. Les objets situés dans cette région peuvent former des images sur les deux fovéas latérales (ou temporales) simultanément. La fovéa qui se trouve près du centre de la rétine, c'est à dire la fovéa centrale (ou nasale), est toujours plus dense en cônes et correspond à la vision monoculaire latérale. Sur les fovéas centrales ne peuvent se former simultanément les images d'un même objet, c'est pourquoi on appelle aussi la fovéa centrale : **fovéa monoculaire**. Cela explique probablement pourquoi les oiseaux penchent la tête quand ils regardent quelque chose attentivement.

Les rapaces nocturnes ne possèdent que des fovéas latérales peu différenciées, moins creusées, moins denses en cellules photoréceptrices avec une prédominance de bâtonnets

voire, peut-être, une absence de cônes chez certaines espèces. Leur vision binoculaire est caractérisée par une acuité visuelle faible et par une sensibilité élevée.

3) Areas

Quelques oiseaux diurnes ne possèdent pas de fovéa dans leur rétine. Une zone spécialisée : l'area centrale fait alors office de fovéa et permet la vision du détail. Une area correspond à un épaississement local de la rétine. La couche nucléaire et la couche ganglionnaire sont plus épaisses que dans le reste de la rétine, et les cônes sont plus nombreux, plus longs et plus minces. Il n'y a pas de circuit privilégié comme dans les fovéas. La densité cellulaire de toutes les couches de la rétine y est plus élevée. Les oiseaux possèdent souvent plusieurs areas. Les oiseaux diurnes, réputés pour avoir les areas les plus perfectionnées, peuvent avoir jusqu'à trois areas distinctes. On peut ainsi observer **l'area centrale** (ou **area principale**), **l'area temporale** ou **l'area horizontale** (joignant une area centrale à une area temporale)²⁷.

L'area centrale (encore appelée area centrale, area nasale ou area postérieure) se situe légèrement au dessus et du côté nasal du peigne (ou du nerf optique). La seconde area ou area temporale est aussi appelée area antérieure (ou area excentrique) car elle occupe une position plus latérale ou position excentrique par rapport au nerf optique. La forme de ces deux area est ovale ou circulaire, alors que la troisième area (ou area horizontale) a la forme d'un long ruban de longueur variable étendu horizontalement, qui peut rejoindre les areas centrale et latérale³¹. (Figure 19)

Macula et Fovea	Area centrale
o Zone plus mince	o Zone plus épaisse
o Concentration absolue en cônes	o Concentration plus marquée en cônes
o Cellules ganglionnaires très nombreuses (en périphérie de la fovéa)	o Cellules ganglionnaires plus nombreuses
o Circuit totalement privilégié	o Pas de circuit privilégié

Figure 19 : adaptation visuelle de la zone centrale de la rétine¹⁶

4) Pigments^{26,27}

Les photorécepteurs possèdent dans leurs segments externes un pigment photosensible (ou photopigment), indispensable à leur fonctionnement. Un pigment a une absorption maximale pour une partie du spectre. Ce pigment est situé sur des petits disques empilés, fabriqués à la base du photorécepteur. Un repli de la membrane plasmique prend la forme d'un disque, migre petit à petit vers l'extérieur, et est évacué vers l'épithélium pigmentaire qui phagocyte le disque usé ayant perdu ses propriétés visuelles. Le pigment semble ainsi se déplacer à la surface de ces disques, et être en plus grande concentration à l'extérieur de la membrane plasmique de chacun de ces disques.

La **rhodopsine**, ou pourpre rétinien, est le pigment le plus fréquemment rencontré chez les vertébrés. Elle est spécifique des bâtonnets. Ces pigments se décolorent à la lumière et déclenchent alors des impulsions neuronales qui créent l'influx transmetteur de

l'information vers le cerveau. Les cônes contiennent les pigments responsables de la vision en couleur. Il en existe trois types spécialisés pour absorber les zones bleue, verte et jaune-rouge du spectre. Il existe aussi des pigments visuels sensibles à la lumière ultraviolette.

B. Vision des oiseaux

1) Vision binoculaire et vision monoculaire ^{16,26}

L'association de deux yeux possédant leur propre champ visuel crée trois zones : la zone de vision binoculaire, la zone de vision monoculaire et la zone aveugle. *Exemple* : le Pigeon a une zone de surveillance très large, avec des yeux très latéraux (vision binoculaire étroite: 10°, monoculaire large: 135° et zone aveugle étroite : 60°). Cette zone aveugle existe surtout derrière et dessous le pigeon, ce qui est utilisé par le faucon pour l'attaquer en plein vol, en piqué par derrière, pour remonter en plein sous le ventre de sa victime afin de le saisir. Les yeux du Faucon sont en revanche très frontaux pour permettre une bonne visée et un bon calcul en fonction des altitude et des vitesses respectives (vision binoculaire large : 60° ; monoculaire étroite: 50° et zone aveugle large : 200°).

Quand un oiseau est capable d'accommoder^a un objet avec les deux yeux simultanément, alors il possède un champ binoculaire de vision. Mais si la lumière émanant d'un objet n'atteint qu'un seul œil, la vision est dite monoculaire.

La vision binoculaire intervient pour la perception de la profondeur et de la distance. Elle permet à l'animal de localiser les objets dans l'espace avec une grande précision. La vision binoculaire possède une **perception tridimensionnelle, stéréoscopique** (perception du relief à partir de deux images planes) alors que la vision monoculaire ne perçoit que les **paramètres bidimensionnels**. On appelle **acuité stéréoscopique** la disparité binoculaire^b la plus faible que l'on est capable de déceler. Cette disparité est extrêmement faible. Sa principale fonction est de déceler un **camouflage**. Ainsi, un prédateur avec une bonne acuité visuelle pourra détecter un animal camouflé puisque ce dernier ne sera jamais dans le même plan que son environnement.

Bien que cette vision présente des avantages, beaucoup d'oiseaux voient le monde avec un seul œil. En effet, chaque œil a un champ visuel d'environ 180°, ce qui correspond à une **vision panoramique**. L'animal n'est aveugle que dans un petit secteur en arrière de la tête, mais il lui suffit de faire pivoter légèrement sa tête pour pouvoir détecter un prédateur. L'étendue du champ panoramique est déterminée par la forme de l'œil, de la tête, et par la position de l'œil dans la tête. Par conséquent, les champs binoculaires et panoramiques varient à l'inverse l'un de l'autre. Les oiseaux ayant des yeux frontaux ont des champs binoculaires beaucoup plus larges que les oiseaux dont les yeux sont latéraux. La tendance à la frontalité et l'accroissement du champ binoculaire au dépend d'un champ panoramique est le fait de beaucoup d'oiseaux prédateurs tels que les rapaces (Falconiformes), dont le champ binoculaire

^a **Accommoder** : modifications oculaires adaptatives permettant d'assurer la netteté des images pour des distances différentes de vision.

^b **Disparité binoculaire** : indicateur de perception de profondeur par le décalage horizontal entre les deux images rétiniennes d'un même objet.

varie de 30 à 50°. Les oiseaux ayant des yeux latéraux (spécialement les oiseaux chanteurs) possèdent un champ binoculaire restreint.

Par conséquent, la vision frontale prédomine chez les prédateurs, alors que leurs proies ont des yeux latéraux. Les prédateurs ont besoin de viser pour tuer, et ce avec précision : la vision binoculaire est alors obligatoirement développée, avec des yeux frontaux, et en conséquence, une zone aveugle arrière importante. Quant aux oiseaux capturés, il leur faut avant tout un grand périmètre de surveillance, avec une vision panoramique, des yeux très latéraux privilégiant la vision monoculaire.

2) Champs visuels ^{4,21,28}

Le champ visuel est l'ensemble de l'espace vu par un œil. Les champs visuels sont liés à la forme des yeux et à la position de ceux-ci dans le crâne. La plupart des oiseaux ont une tête étroite avec des yeux très latéraux comme le Pigeon ou le Canari. Ils développent ainsi un champ visuel total très large mais leur champ binoculaire est très faible. Par exemple, les rapaces diurnes, dont les yeux sont latéraux, ont un champ visuel total d'environ 250° dont 50° est binoculaire. Quant aux rapaces nocturnes, leurs yeux presque frontaux leur permettent un champ binoculaire plus important (70°). En revanche, la forme tubulaire de leurs yeux diminue le champ visuel de chaque œil puisque celui-ci est d'environ 110°. Ils ont donc une bonne vision binoculaire avec deux régions restreintes pour la vision monoculaire. Pour compenser leur champ visuel limité, leur cou est extrêmement mobile comme nous l'avons déjà vu. Le champ visuel total de l'Homme est de l'ordre de 200°, et celui du Chat est d'environ 280°.

Des études très précises, conduites sur la Chouette hulotte par Martin²⁸ ont montré que le champ visuel binoculaire de cette espèce s'arrêtait au niveau des plumes de la face et que la projection du bec se situait en dehors du champ visuel. Le secteur aveugle de cet oiseau est de 159°.

3) Acuité visuelle ^{16,18,21,29,32-34}

On appelle acuité visuelle la mesure du **pouvoir de résolution**, c'est-à-dire la **capacité de former des images distinctes de deux objets rapprochés**.

L'acuité visuelle est influencée par des **facteurs anatomiques** tels que la taille de l'œil, la densité en cellules photoréceptrices (encore appelé finesse du grain de la rétine) en particulier en cônes, par le degré de convergence entre cônes et cellules ganglionnaires (une cellule ganglionnaire fait relais pour un ou plusieurs cônes), et l'existence de fovéa.

Les cônes sont reliés à un grand nombre de cellules bipolaires. Ce peu de sommations est à l'origine, chez les oiseaux diurnes (oiseaux de compagnie et rapaces diurnes) d'une bonne perception du détail, et donc d'une baisse de la sensibilité. Au niveau de la fovéa, chaque cône est relié à une seule cellule ganglionnaire, il n'y a pas de sommation. L'acuité (ou la perception du détail) est donc maximale, du fait de la présence de ces circuits privilégiés. Quant aux bâtonnets, ils sont connectés à quelques cellules bipolaires, elles-mêmes reliées à un petit nombre de cellules ganglionnaires. Cette sommation élevée, associées à la forte densité de bâtonnets chez les oiseaux nocturnes, augmente la sensibilité de la rétine aux faibles lumières, mais diminue l'acuité visuelle.

L'acuité visuelle des rapaces peut être jusqu'à trois fois supérieure à celle de l'Homme. Par exemple, le Faucon crécerelle, a une acuité deux fois supérieure à celle de

l'Homme⁴. Un millimètre carré de rétine chez une Buse détient un million de cellules visuelles comparé aux 200000 chez l'Homme. De plus, chaque œil possède deux fovéas, c'est-à-dire, deux régions de la rétine avec une plus grande concentration en cellules visuelles, ce qui permet au rapace de déterminer la position exacte de ses proies. L'absence de vaisseaux rétinien augmente la surface relative utile à la rétine¹⁸. Comme nous l'avons déjà dit précédemment, l'œil des rapaces est très grand et occupe toute l'orbite. De l'extérieur, on ne peut voir que la cornée, et comme tout le globe oculaire est enfermé dans le crâne, la taille des yeux est souvent sous-estimée. D'un point de vue fonctionnel, plus l'œil est grand, plus l'image de l'objet sur la rétine est grande, et plus la perception des détails et donc le pouvoir de résolution sont élevés.

Des **facteurs extrinsèques** influencent aussi l'acuité visuelle : la luminosité et le contraste entre l'objet et son fond doivent être tous deux élevés. Ainsi, les rapaces diurnes sont favorisés par leurs mœurs : ils chassent généralement en milieu ouvert et leurs proies se détachent sur un fond végétal ou sur le ciel. La présence de gouttelettes lipidiques dans les cônes augmentent encore ce contraste. Cette acuité permet au Faucon crécerelle d'attaquer des proies aussi petites que des insectes, à partir d'un vol stationnaire à hauteur de la cime d'un arbre. Les rapaces nocturnes ont eux aussi une vue excellente puisque ce sont des chasseurs actifs, surtout à la tombée et pendant la nuit, ainsi ils doivent développer une grande sensibilité à la lumière. C'est pour cette raison que les yeux des espèces volant la nuit sont grands, profonds et pratiquement cylindriques. Ils ont de grands cônes, larges et incurvés ainsi qu'un cristallin transparent de grande taille et de distance focale réduite permettant l'entrée d'un maximum de lumière. Leur rétine est composée de beaucoup plus de bâtonnets que de cônes. Les bâtonnets permettent la vision lors de basse luminosité alors que, pour les cônes, la luminosité doit être élevée. Ainsi, beaucoup de rapaces nocturnes peuvent voir dans des conditions de jours cent fois plus basses que le minimum requis pour les yeux humains. Certaines espèces de rapaces nocturnes avec des habitudes d'oiseaux diurnes ont une rétine avec des cônes fonctionnels. Ainsi, leur capacité à distinguer les couleurs est relativement bonne même si elle leur est d'aucune utilité la nuit.

Si l'acuité visuelle des prédateurs diurnes est supérieure à celle de l'Homme, ceci n'est vrai qu'en lumière du jour. Lorsque la luminosité décroît, leurs performances visuelles photoniques sont bien moindres⁴.

4) Voies optiques ^{4,26,33}

Les axones des cellules ganglionnaires convergent tous vers la papille du nerf optique pour traverser la lame criblée de la sclère et sortir vers l'extérieur de l'œil. Ils s'enveloppent alors de leur gaine de myéline pour former le nerf optique. Au niveau du chiasma, certaines fibres subissent une décussation pour aboutir du côté opposé à l'œil (contralatéral), alors que les autres fibres restent du même côté (ipsilatéral) (*Figure 20*). Les fibres de la rétine nasale subissent une décussation totale et passent dans le cortex opposé, alors qu'une partie des fibres de la rétine temporale reste ipsilatérale. Les voies optiques pénètrent alors dans les hémisphères cérébraux droit et gauche, en priorité dans les corps genouillés, sièges des centres visuels primaires. Ainsi, l'œil gauche est connecté à l'hémisphère droit et vice versa. Le cerveau ne possède pas qu'une seule région optique mais plusieurs, chacune spécialisée dans un aspect différent de la vision : la détection de la forme, de la couleur, de l'intensité et du mouvement. Bien que toutes ces zones soient interconnectées, la détérioration d'une zone du cerveau peut n'affecter que certains paramètres de la vision.

La quantité des fibres qui ne subissent pas de décussation est proportionnelle à l'importance de la vision binoculaire. Ainsi, chez les oiseaux diurnes possédant des yeux latéraux (granivores...) et une vision binoculaire peu développée, la plupart des fibres se croisent au niveau du chiasma (*Figure 20a*). On peut alors dire que la décussation est totale chez ces oiseaux. En revanche, les oiseaux nocturnes ont des yeux frontaux et une vision binoculaire très développée, la décussation des fibres optiques est moins élevée (*Figure 20b*).

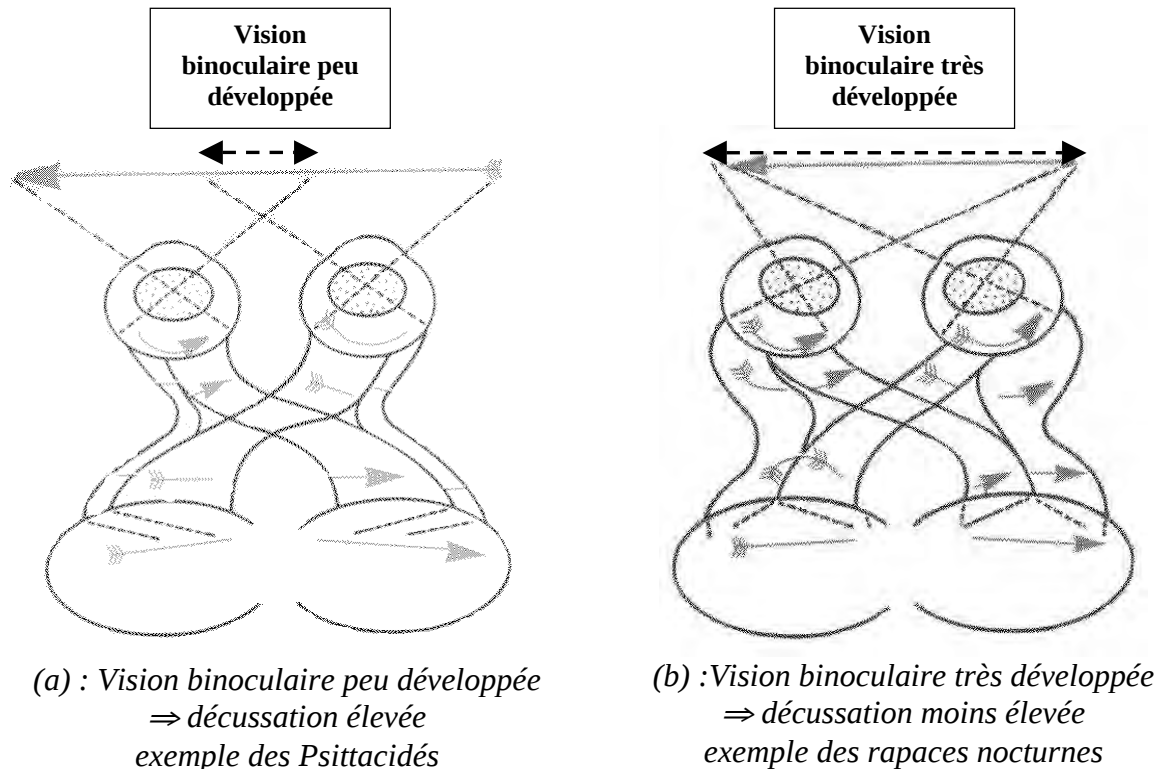


Figure 20 : décussation des voies optiques³³

5) Réfraction

La membrane nictitante des oiseaux marins joue le rôle d'une lentille de réfraction. Elle est plus transparente que celle des oiseaux non marins et possède en son centre une fenêtre totalement transparente.

La membrane nictitante des oiseaux plongeurs posséderait un indice de réfraction élevé, ce qui les aiderait à compenser la perte de réfraction quand l'indice devient négatif à l'entrée dans l'eau, mais ceci semble controversé.

6) Accommodation ^{27,30,31}

L'accommodation désigne les modifications oculaires adaptatives permettant d'assurer la **netteté des images** pour des distances différentes de vision.

Les oiseaux peuvent accommoder rapidement grâce à la souplesse de leur cristallin. La plupart des oiseaux ont une gamme d'environ 20 dioptries^a, ce qui représente le double du maximum d'accommodation d'un homme de 20 ans. Les oiseaux marins, spécialement le Cormoran, ont la plus grande gamme d'accommodation : 50 dioptries. En revanche, les oiseaux nocturnes accommodent le moins : 2 à 4 dioptries.

Plusieurs phénomènes sont impliqués dans l'accommodation : la modification du rayon de courbure de la cornée (**accommodation cornéenne**), et la déformation du cristallin (**accommodation lenticulaire**). Ces deux phénomènes sont sous l'action du muscle ciliaire strié qui se sépare en trois branches: le muscle cornéen antérieur, le muscle cornéen postérieur et les fibres radiales. Ces muscles provoquent des changements de courbure de la lentille et de la cornée.

L'accommodation cornéenne met en jeu le muscle cornéen antérieur puisqu'il s'insère aux marges de la surface interne de la cornée. Chez les oiseaux nocturnes et le Faucon, le muscle cornéen postérieur est peu développé. Le muscle cornéen antérieur, qui tire sur la jonction scléro-cornéenne et accroît ainsi la courbure de la cornée en son centre est le plus utilisé. Lors d'accommodation, l'animal peut passer d'une vision de loin à une vision de près. Pour cela, les fibres radiales (ou muscle de Müller) se contractent et le muscle cornéen postérieur se relâche ce qui bombe le cristallin. Ou alors, lors d'accommodation, l'animal peut passer d'une vision de près à une vision de loin. Les fibres radiales se dilatent et le muscle cornéen postérieur se contracte ce qui aplatit le cristallin. La plupart des oiseaux sont eumétropes, c'est à dire qu'au repos, leur accommodation se fait à l'infini. En revanche, chez les **oiseaux marins**, la cornée ne réalise que très peu d'accommodation sous l'eau, elle utilise ainsi une action combinée des muscles sclérocornéaux et du muscle du sphincter irien. Ces muscles déforment ainsi le cristallin qui fait saillie par la pupille augmentant d'autant sa courbure.

L'accommodation lenticulaire intéresse le muscle cornéen postérieur qui s'insère sur la sclère. Les oiseaux diurnes utilisent les muscles cornéens postérieurs pour plaquer le corps ciliaire contre le cristallin ce qui augmente la courbure de celui-ci.

C. Vision et comportement

1) Vision de couleurs ^{4,15,31,35-37}

La vision de la couleur correspond à la capacité de distinguer et reconnaître des lumières de longueurs d'ondes différentes.

Les oiseaux diurnes ont une vision **trichromatique**, très proche de celle de l'homme ; les pigeons semblent bénéficier d'une vision **pentachromatique**. La vision trichromatique est liée à la présence de cônes spécialisés pour chacune des trois couleurs fondamentales : bleu, vert, rouge. Les cônes sont sensibles aux fortes intensités lumineuses, les bâtonnets assurant essentiellement une vision crépusculaire. La vision en couleur est une fonction généralement

^a Dioptrie : unité de vergence homogène à l'inverse d'une longueur

remplie par les cônes et n'est possible que durant le jour. Le mécanisme de la vision en couleur exige de ces récepteurs une sensibilité différente aux longueurs d'ondes. C'est le cas des récepteurs possédant des photopigments qui absorbent la lumière de façon préférentielle à certaines longueurs d'ondes. Des hypothèses de **tétrachromie** pour certains oiseaux diurnes sont proposées. Elles se basent sur l'analyse de la combinaison entre la sensibilité des cônes et **l'effet de filtre** sur les **gouttelettes huileuses**. En effet, beaucoup de récepteurs contiennent des gouttelettes huileuses brillamment colorées. Elles se situent entre le pigment photosensible et la lumière.

Il existe cinq type de gouttelettes huileuses de couleurs différentes. Ces couleurs dépendent de la présence, ou du mélange, de différents **caroténoïdes** : rouge, orange, jaune verdâtre, pâle et transparent. Le spectre de sensibilité des cônes des oiseaux résulte d'une relation entre la spectre de transmission de gouttelettes huileuses et le spectre d'absorption des pigments visuels. Ainsi, les oiseaux peuvent augmenter le nombre de leurs canaux chromatiques en variant les combinaisons entre les gouttelettes huileuses et les pigments des cônes.

Un autre phénomène augmente la complexité de la perception des couleurs chez les oiseaux : il s'agit de **l'hétérogénéité de la répartition des gouttelettes huileuses** sur la rétine. Chez le pigeon, par exemple, la partie dorsale de la rétine (également appelé champ rouge) contient une région plus riche en gouttelettes rouges que le reste de la rétine. Cette particularité anatomique est rapportée chez les oiseaux pratiquant le vol en piqué (le Fou de Bassan). Il est probable que ces différences reflètent des modes différents de vision en couleur.

Les rapaces nocturnes, et notamment les hiboux, sont **dichromates** ou bien encore **trichromates anormaux** car, bien que leur rétine possède les trois types de cônes, l'un des trois fonctionne mal.

2) Perception des UV ^{4,15,31,34-37}

Une autre particularité de nombreux oiseaux réside dans le fait qu'en lumière extérieure, ils peuvent être sensibles à des ultraviolets de courtes longueurs d'ondes, ou UVA (320 à 680 nm), non perceptibles par l'Homme.

Les UVA traversent le cristallin aviaire incolore (alors que la coloration du cristallin, chez l'Homme, bloque le franchissement des UV) et arrivent au niveau de la rétine. A ce niveau, les UV sont, pour la plupart, filtrés au niveau des cônes, équipés d'une gouttelette huileuse chargée en pigments caroténoïdiens. Mais certains cônes sont spécialisés dans les UV de basses longueurs d'ondes (360 à 420 nm) : ils sont équipés d'une gouttelette huileuse non pigmentée qui laisse passer les UVA, permettant par conséquent, d'imprégner le cône. Celui-ci transmet ensuite l'influx au cerveau. Les oiseaux ont aussi des cônes supplémentaires avec un maximum de sensibilité pour les trois gammes de spectres visibles par les humains (450 à 480 nm, 510 à 540 nm et 565 à 620 nm).

3) Sensibilité et vie nocturne/vie diurne ^{4,27}

La sensibilité visuelle désigne l'aptitude à distinguer des luminosités différentes.

La sensibilité visuelle de différents oiseaux a été bien étudiée. Il ressort de ces études que la Chouette hulotte a une sensibilité visuelle cent fois supérieure à celle du Pigeon et deux à cinq fois supérieure à celle de l'Homme. Lorsque l'on compare l'image sur la rétine d'une

lumière chez la chouette et le pigeon, on remarque que la différence est principalement due au fonctionnement de la rétine et non pas aux propriétés optiques de chaque œil.

Le seuil minimal de **sensibilité visuelle scotopique** (forme particulière que prend la vision dans des conditions de faible éclairage) de la Chouette hulotte, espèce strictement nocturne, déterminée par des tests comportementaux chez deux individus, est en moyenne de $0,56 \cdot 10^{-6} \text{ cd/m}^2$. Celui de la Chouette chevêche, espèce nettement crépusculaire pouvant même avoir une activité diurne, déterminé par électrorétinographie, est de $0,5 \cdot 10^{-6} \text{ cd/m}^2$, ce qui correspond à la luminosité d'un sous-bois par une nuit sans étoile sous nos latitudes. Cette sensibilité est légèrement meilleure que celle de l'Homme dans les mêmes conditions, mais elle n'est pas toujours suffisante la nuit en sous-bois pour la Chouette hulotte²⁷. Souvent, cette dernière ne peut distinguer au mieux que de grosses branches. L'audition est alors un complément indispensable.

4) Comportement ^{2,4,34,36}

(a) Vue et Ouïe

La vision n'est pas toujours essentielle à la prédation des rapaces diurnes. Ces derniers peuvent utiliser l'ouïe pour repérer une proie cachée dans la végétation. Ils chassent « au son ».

En règle générale, plus l'altitude du vol est élevée, plus le rapace se sert de sa vision. Inversement, les animaux qui chassent à basse altitude se servent davantage de l'audition. Les espèces qui peuvent chasser en utilisant simultanément vision et audition sont avantagées. Ces oiseaux adaptent alors la hauteur de leur vol aux conditions de prédation.

Les rapaces nocturnes ont une bonne sensibilité rétinienne. La population de bâtonnets est nombreuse. Ils sont donc parfaitement adaptés à la vision en basse luminosité. Malgré cela, l'audition joue aussi un rôle non négligeable dans la prédation. La Chouette effraie est capable de détecter une proie dans l'obscurité totale, en se servant uniquement de l'audition. En fait, d'autres paramètres interviennent dans l'analyse du comportement et sont variables suivant l'espèce considérée. En effet, malgré l'association de ces deux sens, l'animal ne peut pas se déplacer en toute circonstance. La parfaite connaissance de son lieu de vie, due à une grande sédentarité de la Chouette effraie, serait l'élément déterminant dans sa faculté de mouvement dans des conditions où les sens auraient atteint leurs limites.

(b) Vue et UV

Grâce à la perception des UVA, les oiseaux peuvent faire des distinctions de couleurs du plumage chez leurs partenaires par réfraction de ces radiations, et reconnaître ainsi le **dimorphisme sexuel**, là où l'homme ne peut rien différencier visuellement. Par exemple, la femelle Diamant mandarin utilise la réflexion des UV pour juger de l'attraction des mâles, alors que l'œil humain ne peut distinguer le mâle de la femelle.

Les poussins utilisent la réflexion des UV de la peau de leur corps et de l'intérieur de leur bec pour faire signe à leur parents. Il semble que l'oisillon qui réfléchit le plus d'UV soit celui qui possède le meilleur système immunitaire. Les oiseaux utilisent aussi les UV pour chasser. En effet, le Faucon crécerelle utilise la réflexion des UV de l'urine d'un mulot pour le repérer³⁶. La perception des UV permet aussi aux oiseaux de juger de l'état de **maturité d'un fruit**, en fonction de la réfraction de la lumière sur la cire protectrice qui le recouvre extérieurement, ou encore de repérer des larves d'insectes sur un feuillage. Ces oiseaux possèdent une **vision quadrichromatique** (bleu, vert, rouge et ultraviolets).

Deuxième partie : Aspects cliniques

I. LA CONSULTATION PROPREMENT DITE

La consultation ophtalmologique nécessite au préalable une consultation de médecine générale qui permet, entre autre, le recueil des commémoratifs et de l'anamnèse³⁸.

A. Les conditions d'examen^{2,39}

1) Préparation de la consultation aviaire

Lorsque le propriétaire arrive à la clinique, la cage doit être couverte d'un tissu épais et opaque afin d'éviter tout stress à l'animal. Les oiseaux y sont très sensibles et peuvent même en mourir. Une pièce d'attente dédiée aux propriétaires d'oiseaux est préférable. Elle doit être exempte d'autres animaux, chauffée et éclairée par une lumière douce afin de ne pas accroître le stress de l'animal qui vient de subir le transport, souvent précédée d'une capture plus ou moins mouvementée.

2) Préparation de la salle d'examen

Préalablement à l'accueil du client et de son oiseau, il est utile de prendre quelques dispositions comme de vérifier que toutes les issues (fenêtres, portes, trappes...) sont fermées. Il faut aussi s'assurer qu'il n'y a pas de récipient ouvert contenant des liquides toxiques ou corrosifs, d'espaces morts entre un meuble et le mur susceptibles de retenir prisonnier l'oiseau qui s'est échappé. Les baies vitrées attirent l'oiseau : des traumatismes graves (voire la mort) sont possibles. La présence d'un rideau diminue ce risque.

La possibilité d'obscurcir momentanément la pièce facilite la capture des petits oiseaux tels que les passereaux. Le matériel doit être prêt afin faciliter le déroulement de la consultation.

B. Les commémoratifs et l'anamnèse

1) Cas des oiseaux sauvages^{40,41}

Les rapaces examinés sont le plus souvent sauvages et l'anamnèse est très réduite. Certains éléments peuvent éventuellement être recueillis : lieu et circonstances de la capture, temps écoulé entre la capture et la présentation de l'animal. Dans la pratique, il est fréquent que ces simples éléments, qui peuvent aider à déterminer l'étiologie du trouble, manquent car l'oiseau est amené par un intermédiaire et non par la personne l'ayant découvert dans la nature.

On déterminera l'espèce du patient. Pour cela, on peut utiliser des guides d'identification. Cette démarche est importante pour la conduite de l'examen, le pronostic de

survie à l'état sauvage, les conseils hygiéniques... Pour les oiseaux à dimorphisme sexuel, on établira le sexe. La classe d'âge peut être déterminée par le plumage (chez le jeune : présence de duvet, parfois attitude de quémandage de nourriture, et surtout par l'aspect muqueux et non corné de l'intérieur du bec, ou par la couleur de l'iris), (cf. partie 1/IC2a).

En cas de consultation d'un rapace de fauconnerie ou de zoo, on recueillera auprès du propriétaire les informations classiquement demandées lors de consultation de tout animal domestique (âge, date d'acquisition, origine, antécédents pathologiques...).

2) Cas des oiseaux de cage et de volière ^{39,42,43}

La consultation commence toujours par un entretien téléphonique avec le propriétaire de l'oiseau. Cet entretien permet de déterminer l'objet de la consultation et de demander au propriétaire d'apporter l'oiseau dans sa cage habituelle, non nettoyée du matin même. Cela permet d'examiner les fientes de l'animal ainsi que son régime alimentaire.

La cage de l'oiseau est placée sur la table de consultation, en hauteur. Si l'oiseau est présenté dans une boîte de transport, il est préférable de l'installer dans une cage d'observation ou d'hospitalisation, ou éventuellement sur un perchoir pour les perroquets apprivoisés afin que l'on puisse l'observer dans les meilleures conditions. On évitera d'élever la voix, ainsi que toute manipulation et tout geste brusque pendant que l'on recueille les commémoratifs, pour que l'oiseau s'acclimate à la salle de consultation.

3) Recueil des commémoratifs et de l'anamnèse ^{8,20,25,39,42-45}

Cette étape de l'anamnèse et des commémoratifs est primordiale lors de la consultation aviaire puisque, chez l'oiseau, les symptômes sont déterminés tardivement par le propriétaire. Le but de cette étape est de connaître l'environnement dans lequel vit l'animal, mais aussi son hygiène de vie, son alimentation, et les liens qu'il partage avec ses propriétaires. Ceci nous permet de juger rapidement si les conditions de vie sont correctes ou non.

L'examen attentif des circonstances d'apparition du trouble oculaire est essentiel. « L'appétit est-il conservé ? », « l'oiseau présente-t-il des signes cliniques généraux ? » sont des questions primordiales.

(a) Commémoratifs

Le recueil des commémoratifs comprend des généralités sur l'oiseau, ses conditions d'élevage, et enfin, son alimentation et son abreuvement.

Généralités sur l'oiseau :

- Famille/Genre/Espèce ;
- âge ;
- sexe ; méthode de sexage réalisée (dimorphisme sexuel, ADN, endoscopie) ;
- date et âge d'acquisition ;
- lieu d'acquisition : élevage professionnel/familial, importation, animalerie ;
- élevage en captivité ou capturé dans son milieu naturel ;
- élevage à la main ou par ses parents ;
- a-t-il appartenu à d'autres propriétaires auparavant ?
- reçoit-il des médicaments en ce moment ?

- a-t-il déjà été examiné par un vétérinaire ?
- est-il identifié (bague fermée à la patte ou transpondeur électronique) ?
- statut vaccinal ;
- s'il s'agit d'une femelle, a-t-elle déjà pondu ?

Conditions d'élevage :

Lieu de vie :

- à l'intérieur ou à l'extérieur ?
- conditions de logement : parc, volière, cage, perchoir ;
- cage : classique ou hors sol ; emplacement dans la maison et par rapport à la source de lumière ;
- volière : emplacement par rapport aux courants d'air, au soleil ;
- dimension de la cage ou de la volière ;
- matériaux de la cage, de la mangeoire, de l'abreuvoir ;
- sol, litière ;
- aménagement : perchoirs, jouets... ;
- perchoirs : diamètre, forme, position ;
- temps passé en dehors de la cage si l'oiseau a l'occasion de sortir ;
- pièces où il a accès ;
- est-il exposé à des toxiques tels que la fumée de cigarette ou l'émanation de produits chimiques (solvants, peinture...) ?

Ambiance :

- **chauffage** : Quelle est la température de la pièce de vie ? La pièce est-elle chauffée ? Si oui, quel est le type de chauffage ? Présence d'un thermostat pour contrôler la température ?
- **éclairage** : naturel ou artificiel ? Exposition ou non à la lumière solaire directe ? Intensité et fréquence de l'éclairage, type de lumière artificielle utilisée ? Extinction de toutes les sources lumineuses la nuit ? A quelle heure l'oiseau reçoit-il les premiers rayons de soleil ? Combien d'heures par jour est-il éclairé ?
- **hygrométrie** ;
- **entretien** : fréquence de nettoyage de la cage, du sol de l'abreuvoir, de la mangeoire, produits utilisés.

Vie sociale :

- isolé ou avec d'autres oiseaux ?
- présence d'animaux de compagnie dans la maison ?
- combien de personnes vivent dans la maison ?
- comportement vis à vis des propriétaires, des animaux ?
- degré d'apprivoisement : supporte-t-il la contention, d'être sur les épaules ?
- parle-il ? Si oui, combien de mots ?

Alimentation et abreuvement :

Alimentation :

Les affections observées résultent, le plus souvent, d'erreurs d'alimentation et il est capital d'insister d'emblée sur ce point auprès du propriétaire.

- **ration de base** : composition, quantité, fréquence des repas (à volonté ou fractionnée), lieu de conservation ;
- **compléments** : composition, quantité, fréquence, vitamines ou minéraux ;
- préparation des aliments : fruits lavés ou coupés ?
- quantité d'aliment consommée par jour ?

- attitude par rapport à l'aliment : l'oiseau trie, ingurgite, délaisse la nourriture ? Baisse ou hausse de l'appétit ?

Abreuvement :

- source d'eau ? Contient-elle des additifs ? Qualité de l'eau ?
- quantité ingérée ;
- l'eau est-elle changée régulièrement ? A quelle fréquence ?
- y a-t-il une augmentation ou une diminution de la prise de boisson ?

(b) Anamnèse

Il s'agit ici de recueillir les antécédents médicaux et l'historique de la maladie.

Antécédents pathologiques :

Il est essentiel de connaître le passé médical du patient, les analyses et/ou traitements entrepris auparavant. Il faut savoir si de nouveaux oiseaux ont été récemment acquis et maintenus à proximité de l'oiseau ou directement introduits avec lui, car ces nouveaux arrivants peuvent être porteurs inapparents de maladies.

Historique de la maladie :

- date d'apparition des symptômes ;
- symptômes d'appel : activité, soif, appétit, excréments, régurgitations, vocalisations, poids, attitude sur le perchoir, au repos, position des ailes, difficultés respiratoires ;
- évolution ;
- a-t-il reçu des traitements antérieurs ?
- est-ce contagieux ?
- modifications récentes de l'environnement ? Changement de place, arrivée d'un nouvel oiseau, changement d'alimentation ou d'eau ?

Dernière mue :

- date ;
- a-t-elle été complète ?
- fréquence des mues ?
- combien de temps a duré sa dernière mue ?
- plumage modifié dernièrement ?

C. L'examen général ^{15,25,39,40,44-46}

Le temps nécessaire au recueil des commémoratifs et de l'anamnèse a permis à l'oiseau de récupérer, en partie, des émotions liées au transport et au changement de milieu de vie.

1) Examen à distance

Pour l'examen à distance, il est nécessaire d'éviter les bruits et les stimulations qui maintiendraient l'oiseau alerte et masqueraient les symptômes. L'idéal serait de pouvoir l'observer sans qu'il s'en rende compte. Il faut être attentif aux bruits anormaux qu'il peut

émettre : toux, éternuement, bruits trachéaux, plaintes, mais également, à l'absence d'émission de son habituels (chants, gazouillis...).

Les symptômes courants qui laissent présager une atteinte grave doivent être détectés:

- oiseau prostré, tassé sur son perchoir, ou couché au fond de sa cage ;
- oiseau « en boule » (comportement qui traduit une limitation des déperditions de chaleur) ;
- yeux mi-clos, clignements fréquents des yeux ;
- plumage ébouriffé ;
- tête en arrière, sur l'épaule ou tête sous l'aile ;
- ailes tenues écartées du corps ou ailes tenues basses ;
- frissons : indice d'hypothermie ;
- battements de queue calqués sur le rythme respiratoire, polypnée, dyspnée ;
- jetage nasal ;
- souillure des plumes cloacales par des selles ;
- abdomen dilaté ;
- vomissements ;
- mauvais aspect des plumes, signes de picage ;
- masses anormales ;
- boiterie ;
- troubles nerveux, par atteinte de l'encéphale ou de la moelle épinière, attitudes et comportement anormaux, perte d'équilibre ;
- troubles du comportement.

2) Examen rapproché

Un examen général rapproché minutieux doit être entrepris avant de s'intéresser à l'œil.

(a) Contention

Pour les **oiseaux sauvages**, le danger vient du bec et surtout des serres. Les éperviers et les faucons se placent sur le dos et se défendent avec leur serres ; les nocturnes claquent du bec pour impressionner. Les méthodes de contention sont à adapter en fonction du comportement de l'animal et de l'espèce. Les oiseaux de fauconnerie n'ont plus aucune crainte de l'homme et peuvent être plus agressif que les oiseaux sauvages. Certaines espèces, telles que les buses et les milans, restent prostrées et faciles à saisir. Les oiseaux calmes peuvent être maintenus à main nue ou bien être enroulés dans une serviette. Dès que possible, l'oiseau sera aveuglé avec une serviette ou un capuchon de fauconnerie.

Les oiseaux élevés à la main se perchent facilement sur notre main. Notre pouce maintient doucement l'extrémités des serres (*Figure 21a*). Pour les **oiseaux de volière**, on utilise un filet pour les capturer. Pour les **oiseaux de cage de petite taille** (15-100 g), la capture se fait à main nue ou à l'aide d'une serviette en papier. Ils sont ensuite maintenus couchés dans la paume de la main, les doigts repliés autour de lui pour l'emprisonner. L'annulaire et l'auriculaire bloquent la queue. Pour ceux de **taille moyenne** (100-1000 g) et ceux de **grande taille** (>1000 g), on utilise une serviette de taille adaptée. Il faut ensuite tenir fermement la tête entre le pouce et l'index. Puis, au milieu des plis du tissu, on recherche les pattes pour les saisir l'une après l'autre et les rapprocher pour les immobiliser au niveau des cuisses (*Figure 21b*).

Pour l'examen de la tête seulement (cas de l'examen ophtalmologique), il suffit de la faire émerger de la serviette qui est enroulée autour du corps du patient. On la maintient alors entre le pouce et le majeur, l'index se place au sommet du crâne (*Figure 21c*). Il est souvent judicieux, afin de limiter le stress de l'animal et pour réaliser un certain nombre d'examen, de placer l'oiseau sous **anesthésie à l'isoflurane**.



(a) : contention des petits Psittacidés



(b) : contention dans une serviette



(c): maintien de la tête entre le pouce, l'index, et le majeur

Figure 21 : contention d'un oiseau

(Photos Dr F.RIVAL)

(b) Etapes de l'examen rapproché

Pour les **oiseaux sauvages**, il s'agit surtout **d'évaluer les dégâts**. On recherche des lésions dues aux chocs. Quelque soit l'espèce, on observe :

- **le plumage et la peau** : stade de croissance des plumes, absence de plumes, intégrité physique ou non, leur coloration, la présence de parasites, la présence de « stress-lines » ou lignes de défaut (ces lignes correspondent à la disparition de rangées de barbeles tout le long d'une barbe, sur certaines plumes, et révèlent une affection concomitante à la formation de la plume, mais qui peut encore perdurer)¹⁵. On examine la qualité de la peau, sa souplesse, l'existence de croûtes, de lésions inflammatoires, de masses anormales, de parasites, d'une déshydratation ;

- **la tête** : observation du crâne, des conduits auditifs (présence de sang, croûtes, pus), des yeux et des paupières, des globes oculaires, la région péri-orbitaire, les narines, les cires, le bec. Il existe un nystagmus physiologique chez l'oiseau, lorsqu'on manipule la tête de haut en bas, ou d'un côté à l'autre. Son absence signe l'existence de lésions nerveuses. L'examen de la cavité buccale peut présenter quelques difficultés, on examine la langue, les choanes, le palais et le pharynx. Une anesthésie générale doit être entreprise pour réaliser un examen plus approfondi ;

- **le cou** : on examine la trachée par transillumination ;

- **l'entrée de la poitrine** : on examine le jabot visuellement puis par palpation douce. On peut y détecter un goître ou un lipome ;

- **les ailes** : on les étire en les éloignant du corps avec beaucoup de précautions, l'une après l'autre, dans leur axe de déploiement normal. On observe alors l'état du plumage. Pour les oiseaux sauvages, on recherchera des fractures, des hématomes, des lacérations, des exsudations ou de la nécrose ;

- **la poitrine** : on observe l'état d'embonpoint musculaire ou de maigreur, par palpation des muscles pectoraux. Cette palpation renseigne sur l'état physique de l'oiseau. Par exemple, une asymétrie des muscles pectoraux indique qu'une seule aile est fonctionnelle. Une auscultation cardiaque et bronchique peut être pratiquée au niveau costal ;

- **l'abdomen** : les plumes peuvent être souillées par du sang ou des selles. Chez les petits passereaux, après les avoir placés sur le dos, dans le creux de la main, il suffit de souffler horizontalement sur les plumes ventrales, vers la tête de l'oiseau, pour dégager momentanément la paroi abdominale. Cela permet d'apprécier rapidement la paroi abdominale : à l'état normal, la paroi abdominale laisse apparaître, par transparence, les anses intestinales et parfois, débordant de manière pathologique, la ligne sternale, les lobes hépatiques hypertrophiés. Dans d'autres circonstances, la paroi abdominale peut être épaissie, dépourvue de plumes, congestionnée... Chez les gros passereaux et les Psittacidés, on peut examiner l'abdomen en mouillant légèrement les plumes et en les écartant sur le côté ;

- **le dos** : l'oiseau est maintenu à plat ventre et on examine l'état du plumage et de la peau ;

- **le cloaque** : on surveille la présence de lésions d'aspect anormal: papillome, congestion, œdème... ;

- **la queue** : on examine l'état des rectrices, la présence de plaies suite au picage ;

- **les pattes** : comme pour les ailes, les pattes sont prudemment dégagées du système de contention puis étirées. On observe alors l'emplumement, les écailles et la qualité des ongles ;

- **la pesée** : la pesée doit être systématique et mesurée au gramme près ;

- **les fientes** : l'observation des fientes dans le carton de transport (volume, couleur, texture, odeur) est un bon indicateur de l'état général de l'animal.

II. LA CONSULTATION OPHTALMOLOGIQUE

L'examen des yeux est fondamental pour tout oiseau présenté à la consultation pour des blessures traumatiques, car les traumatismes résultent souvent d'une mauvaise vision.

A. L'examen oculaire ^{2,8,11,38,41,47-49}

1) Évaluation de la vision

L'évaluation de la vision se réalise en deux étapes : la première étape consiste à observer l'oiseau sans contention, et la seconde permet l'examen des réflexes. L'examen des réflexes est peu pratiqué en clientèle, et sera détaillé dans la partie sur l'examen rapproché (cf. partie 2/ II/ A3). Deux possibilités s'offrent au clinicien afin d'évaluer la vision de l'oiseau sans contention. La première possibilité est de tester la vision de l'oiseau par la prise de nourriture. Mais cette technique n'est pas fiable, car un rapace sauvage, ou un oiseau de compagnie, ne mange qu'exceptionnellement en présence d'un observateur. Il ne se met à manger, en général, que plusieurs jours après le début de sa captivité. L'anorexie persistante n'est pas rare chez un oiseau lors d'affection générale⁴¹. La seconde possibilité consiste à

observer l'attitude de l'oiseau lorsqu'il est laissé libre dans une pièce close, sans fenêtre, sans recoin et de dimension restreinte (afin de faciliter la capture de l'animal). Un oiseau voyant fixe l'observateur et tente de fuir. Dans ces circonstances, un oiseau aveugle est effrayé par le moindre bruit. L'oiseau malvoyant marche sur place, en tournant en rond autour de son axe vertical, ou s'envole dans n'importe quelle direction, et se cogne contre les parois. Souvent, d'ailleurs, ces deux séquences se succèdent. L'oiseau aveugle ou malvoyant peut aussi ne pas voler, et hésiter à se percher. Le clinicien peut renouveler cette évaluation à distance en plaçant l'oiseau dans une cage qu'il ne connaît pas, afin d'apprécier à nouveau son comportement.

2) Examen à distance

L'examen à distance permet d'évaluer la symétrie des yeux et des annexes, leur aspect, leur taille, leur position dans les orbites, l'éventuelle présence de sécrétions oculaires ou d'un nystagmus (la faible amplitude des mouvements du bulbe dans l'orbite rend cependant celui-ci discret), la taille des fentes palpébrales, et le mouvement des paupières (blépharospasme ou non).

3) Examen rapproché (*Figure 23a*)

(a) Paupières et structures péri-oculaires

- **les paupières** sont-elles mobiles, symétriques, tuméfiées, dépigmentées, congestionnées, collées par un jetage oculaire ?
- **état des plumes péri-oculaires** : sont-elles absentes (tombées), emmêlées ? Un épiphora^a éventuel est-il présent, quel est son aspect ? Un blépharospasme est-il à être diagnostiqué (car un épiphora est souvent accompagné d'un blépharospasme) ? Lors d'épiphora, on constate souvent que les ailes ou l'épaule sont humides, car l'oiseau se frotte les yeux pour nettoyer les écoulements oculaires ;
- y a-t-il des **croûtes**, des **pustules**, des **lésions cutanées** ou de **cicatrices** autour des yeux ?
- **le globe oculaire** est-il bien en place ? Des globes oculaires enfoncés traduisent une déshydratation ;
- **les sinus infra-orbitaires** sont-ils déformés ? Une déformation de la région péri-orbitaire est visible si les sinus sont lésés.

(b) Les yeux

- **la cornée** est-elle transparente, trouble, ulcérée ?
 - **l'iris** est-il de couleur normale, ou bien flou, en myosis ou en mydriase ;
 - **le cristallin** est transparent s'il est sain, mais il peut devenir opalescent lors de différentes affections.
- Les capacités de vision de l'oiseau peuvent également être jugées par les réponses aux réflexes.

^a Épiphora : écoulement anormal de larmes. Il est toujours de couleur claire chez l'oiseau.

(c) Examen des réflexes

Les réflexes sont peu réalisés en règle générale, car ils sont peu fiables étant donné la frayeur de l'animal.

- Clignement à la menace :

Contrairement aux carnivores, ce test n'est pas fiable chez les oiseaux. En réponse à un geste de menace, l'oiseau peut faire un mouvement d'attaque, de rotation de la tête, ou bien rester sans aucune réaction, et ce, quelques soient ses capacités visuelles.

- Réflexe photomoteur :

Ce test n'est pas significatif chez l'oiseau. En effet, des oiseaux contrôlent volontairement leur diamètre pupillaire indépendamment de la luminosité grâce aux fibres musculaires striées de l'iris.

- Réflexe palpébral :

Il consiste à toucher délicatement, à l'aide d'un coton-tige, le canthus médial et le canthus latéral de l'oeil. Lorsque le coton-tige touche une paupière, cela doit provoquer la fermeture des paupières. Selon Murphy, les paupières principales se ferment imparfaitement, mais la membrane nictitante balaye complètement la cornée évitant ainsi le dessèchement de la cornée.

- Réflexe cornéen :

Il consiste à toucher délicatement la cornée à l'aide d'un coton-tige. L'attouchement de la cornée entraîne la fermeture des paupières ou la mobilisation de la nictitante.

L'examen des réflexes palpébral et cornéen ont peu de valeur sémiologique car les oiseaux, le plus souvent terrorisés, sont aréactifs. Ils permettent de déterminer la présence ou non d'un trouble neurologique, d'une paralysie ou d'affections virales. Ils sont, en revanche, très fréquemment réalisés pour le contrôle de la profondeur de l'anesthésie, comme chez les carnivores.

4) Examen des conjonctives et de la sécrétion lacrymale

Pour l'examen des **conjonctives**, on vérifie la couleur normalement rosée, la brillance, la mobilité par rapport au bulbe (*Figure 23b*). On notera l'éventuelle présence d'une congestion, d'un chémosis, d'un hématome sous conjonctival (les hématomes sont de couleur verte à cause de la biliverdine). La sécrétion lacrymale peut être mesurée à l'aide du **test de Schirmer** (cf. partie 2, II/B/1)

5) Examen du segment antérieur

(a) Sclère

Son examen est encore plus limité que chez les carnivores, car elle est totalement masquée par la conjonctive bulbaire non transparente. Les vaisseaux scléraux et épiscléraux ne sont pas visibles.

(b) Membrane nictitante

On examine sa **couleur** : de claire à modérément opaque selon les espèces. Son déplacement doit être rapide sur la cornée. Il ne faut pas oublier de soulever son bord libre afin de vérifier l'absence de corps étranger qui serait à l'origine d'irritation et d'inflammation. Dans ce cas, on utilise un anesthésique local (Oxybuprocaine-NovésineND) pour faciliter sa manipulation (car elle est fragile et bouge rapidement).

Remarque : les anesthésiques locaux sont assez toxiques, on ne les utilise que pour la réalisation de petits examens oculaires rapides.

(c) Cornée

La cornée doit être transparente et humide. On peut observer ponctuellement des défauts lors de cicatrices, ou de manière plus étendue lors d'œdème. La régularité de sa surface et sa brillance sont affectées lors d'ulcère, de kératite ou de dystrophie.

Un système grossissant muni d'une source lumineuse tels qu'un **ophtalmoscope direct**, que le **système grossissant de l'otoscope** ou qu'une **lampe à fente portative KOWA** (ou **biomicroscope**), utilisée **en fente ou sans fente**, permet de mieux examiner sa surface (*Figures 23c,d,e,f*). En éclairage diffus (sans fente) et faible grossissement, le biomicroscope permet l'observation globale de structures antérieures comme la cornée. En éclairage direct (en fente), on observe la cornée en coupe. Le biomicroscope est utilisé en fente large puis en fente étroite, au faible puis au fort grossissement. Il permet de localiser des lésions de la cornée ainsi que leur profondeur. Le **test de Schirmer** est intéressant en cas d'aspect terne de la cornée. Sa valeur est diminuée en cas de baisse de la sécrétion lacrymale. Les ulcères peuvent être mis en évidence par des **test colorants** : fluorescéine ou vert de lissamine (cf. partie 2/II/B/2).

(d) Chambre antérieure

Une chambre antérieure saine est optiquement vide. On l'examine à l'aide d'une **lumière focalisée latérale**, ou d'une **lampe à fente en fente**, et on recherche la présence de dépôts tels que du sang (hyphéma) ou de pus (hypopion), et on détermine sa profondeur (*Figures 23c et 23f*). La mesure de sa **pression** est possible avec un tonomètre (cf. partie 2/II/B/5).

(e) Iris

On l'examine à l'aide soit d'un système grossissant (casque grossissant) et d'une **lampe-stylo**, soit d'un **transilluminateur de Finoff**, d'une **lampe à fente**, ou éventuellement d'un **ophtalmoscope direct** (+15 dioptries) (*Figures 23c,g,h*).

Avec le **transilluminateur de Finoff**, on réalise l'examen en 7 étapes (*Figures 22 et 23g,h*). À défaut du transilluminateur de Finoff, on peut réaliser ces étapes en utilisant un système grossissant associé à une lampe-stylo que l'on déplace.

Ordre chronologique de l'examen	Direction de l'illumination	Direction de l'examen	Position de l'examineur
1	Frontale	Frontale	Fixe
2	45°	Frontale	Fixe
3	Latérale	Frontale	Fixe
4	Latérale	Latérale (= gonioscopie)	Fixe
5	En mouvement	Frontale	Fixe
6	En mouvement	Balayage	En mouvement
7	Illumination par l'oreille	Frontale	Fixe

Figure 22 : les 7 étapes de l'examen à l'aide du transilluminateur de Finoff^{a1}

La **lampe à fente portative KOWA** (ou **biomicroscope**) permet un examen fin des structures oculaires. Comme pour les carnivores, l'examen en fente permet d'apprécier l'intégrité de l'iris. Une **loupe binoculaire** peut rendre l'examen plus facile pour les petits oiseaux. On observe alors si l'iris est de coloration normale et homogène, et si les deux iris sont de la même couleur. On examine l'ouverture pupillaire : sa régularité est altérée lors d'uvéite. Un iridodonésis^a peut être observé, des synéchies antérieures (avec la cornée) ou postérieures (avec le cristallin) seront éventuellement notées.

L'observation du cristallin et du fond d'œil nécessite la dilatation de l'iris. L'iris des oiseaux est innervé par des fibres somatiques efférentes, et non par le système parasympathique comme chez les mammifères, puisque la musculature irienne est essentiellement composée de fibres musculaires lisses. Par conséquent, pour dilater la pupille, l'utilisation de substances parasympatholitiques, comme l'atropine ou la tropicamide, est inefficace. Plusieurs techniques peuvent être utilisées :

- bromure de vécuronium (NorcuronND) : il s'agit d'un curarisant que l'on instille localement : une goutte de produit dilué à 0,8 mg/ml dans du NaCl à 0,9 %, puis une seconde goutte deux minutes plus tard. Ce produit est peu efficace car il traverse difficilement la cornée.

- d-tubocurarine à 3% : Cette molécule passe très peu la barrière cornéenne. Elle doit donc être injectée directement dans la chambre antérieure (injections intra-camérales de 0,01-0,02 ml) pour que l'effet mydriatique s'instaure. Cette méthode, très efficace, s'utilise presque uniquement chez les rapaces, car seul leur volume oculaire permet un tel site d'injection. Cette technique est déconseillée en raison des risques encourus de blessure des structures intraoculaires (hyphéma, augmentation de la pression intraoculaire, passage de la flore conjonctivale à l'origine d'uvéite). Pour Korbel⁸, ce procédé est à utiliser en cas d'uvéite avec myosis, pour limiter les formations de synéchies.

- anesthésie générale de l'oiseau à l'isoflurane : on obtient une mydriase spontanée par relâchement des muscles de l'iris. Cette anesthésie peut se pratiquer au masque, par

^a Iridodonésis : tremblements anormaux de l'iris provoqués lors de petits mouvements de l'œil.

intubation trachéale ou par dérivation respiratoire et perfusion du sac aérien abdominal en cas d'obstruction des voies respiratoires supérieures. Cette dernière technique consiste en une perfusion rétrograde du système des sacs aériens avec le mélange classique isoflurane-O₂. Si l'animal peut subir cette anesthésie, cette technique est très pratique car l'oiseau ne bouge pas et l'examen oculaire s'en trouve facilité et plus précis.

Remarque : au cours d'une anesthésie, il est normal d'observer un aplatissement de la cornée et de la chambre antérieure, le tout rentrant dans l'ordre au réveil. Il faut simplement éviter, au cours de l'intervention, toute pression sur le globe oculaire.

(f) Cristallin

Le cristallin s'observe directement par la **lampe à fente en fente** (*Figure 23f*). On évalue sa transparence, et sa position : luxation ou cataracte traumatiques chez les oiseaux sauvages.



(a) : examen rapproché



(b) : examen des conjonctives



(c) : ophtalmoscope direct



(d) : système grossissant de l'otoscope



(e) : lampe à fente, sans fente



(f) : lampe à fente, avec fente



(g) : 3ième temps de Finoff



(h) : 4ième temps de Finoff

Figure 23 : examen de la chambre antérieure

6) Examen du segment postérieur^{8,47,50,51}

Le **fond d'œil** est délicat à réaliser chez les oiseaux étant donné la petite taille de la chambre antérieure (*Figure 24*). L'iris est dilaté avec les molécules citées précédemment. Différents instruments peuvent être utilisés : un **ophtalmoscope direct** ou **indirect**, ou un **rétinographe**. Les meilleurs résultats sont obtenus à l'aide d'un ophtalmoscope indirect avec des lentilles de 30D pour les grands rapaces, 40D ou 60D pour les petits rapaces, 78D pour les grands Psittacidés (becs crochus type perroquets et perruches) et pigeons, et 90D pour la plupart des petits oiseaux (canaris, perruches ondulées).

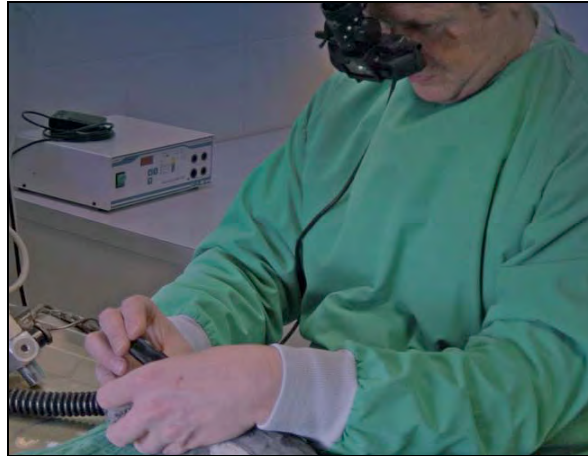


Figure 24 : examen clinique du fond d'œil à l'aide d'un ophtalmoscope indirect
(Photo Dr F.RIVAL)

Le **vitré** doit être clair et doit combler tout le segment postérieur. Un vitré opalescent ou avec des synéchies doit faire suspecter une inflammation. La **rétine** des oiseaux est grise avec différents degrés de pigmentation (légèrement rouge chez les perroquets). On peut aussi distinguer les fovéas. Lors de l'observation du fond d'œil, une hémorragie du segment postérieur ou un décollement rétinien peuvent être décelés. Différentes causes peuvent être citées : un traumatisme, une infection fongique ou bactérienne, une tumeur ou, par exemple, la toxoplasmose chez le canari.

Le **peigne** est très pigmenté et apparaît très foncé. Il est bien visible, avec l'ophtalmoscope indirect ou avec le rétinographe, dans la partie ventro-latérale de la rétine. On évaluera sa forme, sa taille, sa couleur (*Figure 25*). Des déchirures et des hémorragies peuvent notamment être décelées. Au cours de l'examen du peigne, le pouce ou l'index posé sur la partie dorsale du globe permettra de sentir les pulsations rythmiques de cet organe.

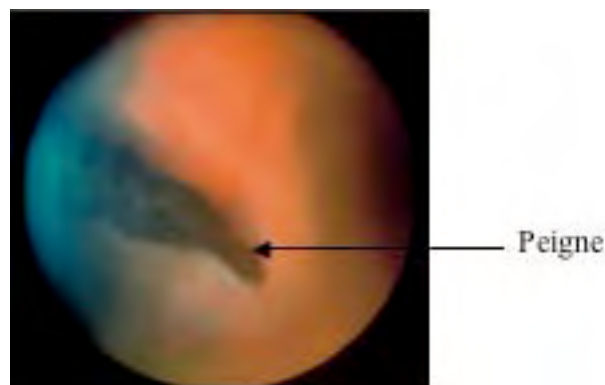


Figure 25 : fond d'œil normal d'oiseau

(Photo Dr F.RIVAL)

L'examen du fond d'œil est indispensable et ne doit pas être négligé, surtout lors d'un trouble du système nerveux central ou d'un traumatisme, principalement chez les oiseaux sauvages. En effet, cet examen a une valeur pronostic chez ces oiseaux⁵¹. Les rapaces nocturnes peuvent être relâchés borgnes, car ils chassent à l'oreille. Ils ont peu besoin de leur vision binoculaire. Quant aux rapaces diurnes et aux oiseaux marins chasseurs (Cormoran, Fou de Bassan...), s'ils présentent des lésions oculaires, ils doivent être euthanasiés, car ils ne peuvent chasser sans leur vision binoculaire.

Remarque : chez les rapaces, suite à un choc, l'oreille peut être touchée. Un examen oculaire approfondi doit alors être entrepris car une hémorragie de l'oreille est généralement accompagnée d'hémorragie du fond d'œil et de troubles visuels.

B. Les examens complémentaires

1) Mesure de la sécrétion lacrymale ^{8,47,52}

Afin d'évaluer la **sécrétion lacrymale**, on utilise le **test de Schirmer**. Ce **test** est relativement imprécis et rarement réalisé, mais il peut être utile en cas de kérato-conjonctivite sèche. Il est toujours réalisé avant toute instillation oculaire, afin de ne pas fausser les résultats. Selon Willis⁴⁷, les valeurs sont de $8 \pm 1,5$ mm pour les plus grands Psittacidés, et de 4 ± 1 mm pour les petits perroquets et les passereaux. Les bandelettes utilisées sont les mêmes que pour les carnivores, mais on prendra soin de diminuer au préalable la largeur de la bandelette de 6 à 2 mm pour une meilleure efficacité. On l'introduit ensuite entre la cornée et la paupière inférieure. La méthode du fil imbibé de rouge de phénol peut aussi être utilisée. Ce test consiste à appliquer sur la cornée le fil qui va absorber les larmes et changer de couleur à leur contact. Cette méthode n'a qu'une valeur qualitative sur la production ou non de larmes.

2) Tests colorants ^{2,8,38}

Le **test à la fluorescéine** se pratique de la même manière que chez les mammifères. Il permet de révéler les ulcérations cornéennes et leurs extensions. La fluorescéine peut être employée sous sa forme sodique en solution à 0,5% unidose ou sous forme de bandelettes. Elle colore le stroma cornéen en vert après pénétration, à la faveur d'un défaut épithélial (*Figures 26a et 26b*).



(a) : application de la fluorescéine



(b) : coloration de la cornée suite à ce test

Figure 26 : test colorant à la fluorescéine

(Photos Dr F.RIVAL)

Le test au **vert de lissamine** permet de visualiser, en vert émeraude, les cellules mortes ou dégénérantes des surfaces conjonctivales ou cornéennes.

3) Prélèvements oculaires bactériologiques ^{2,8,47}

Les prélèvements oculaires sont réalisés avant toute instillation oculaire (collyre antibiotique, tests colorants...) à l'aide **d'écouvillons** ou de **cytobrosses stériles** préalablement humidifiés avec du sérum physiologique stérile. Il est préférable d'instiller une goutte d'anesthésique local 15 à 20 secondes avant de réaliser le prélèvement. On prendra soin de retirer tout excès de produit. L'écouvillon doit être délicatement appliqué contre les conjonctives avec un mouvement de rotation (*Figure 27*). On peut aussi réaliser des prélèvements de cornée, mais ceux-ci doivent être prélevés au centre et en périphérie de la lésion oculaire.



Figure 27 : écouvillonnage conjonctival

(Photo Dr F.RIVAL)

Il faut bien sûr confronter les résultats de la bactériologie de l'écouvillonnage avec les résultats de l'examen clinique.

Remarque : la flore conjonctivale est normalement composée de bactéries Gram positives (+), en majorité des *Staphylococcus spp.* et des *Corynebacterium spp.* La présence de bactéries Gram négatives (-) est, en général, pathologique. Le nombre de bactéries Gram négatives dans le prélèvement détermine s'il y a ou non infection.

4) Cytologie ^{8,47}

La cytologie permet une approche diagnostique des phénomènes infectieux ou inflammatoires, principalement lors de conjonctivite ou d'ulcères cornéens. On utilise pour cela la **spatule de Kimura**. On racle la conjonctive à l'aide de cette spatule, et on étale le prélèvement sur une lame. Après séchage de la lame, les colorants habituels sont employés.

5) Pression oculaire ou tonométrie ^{8,15,47}

Pour mesurer la pression oculaire, l'anesthésie de l'œil à l'aide d'un collyre de tétracaïne 1% est indispensable. On utilise soit la tonométrie **par aplanissement (TonopenND)**, soit la tonométrie **par rebond (Tono VetND)**. Le **Tonopen** ou **Tfono Vet** donne des résultats très précis et fiables. Selon Willis⁴⁷ les valeurs normales se situent entre 9,2 et 16,3 mm de Hg et selon André¹⁵, elles sont comprises entre 9 et 22 mm de Hg. Pour les oiseaux dont la cornée mesure 9 mm ou plus, la mesure est précise et fiable ; en revanche, pour les oiseaux de petite taille, dont la cornée mesure entre 5 et 9 mm, cette valeur est plus imprécise. Les valeurs ne sont pas fiables pour les perruches ondulées et les plus petits oiseaux (cornée de moins de 5 mm).

Il existe une alternative pour estimer la pression oculaire : on appuie doucement sur la cornée anesthésiée avec un écouvillon humide et tiède. Une cornée saine doit se creuser de 1 à 2 mm. En cas d'hypotension (souvent associée à une uvéite), la cornée s'incurve d'un plus grand degré. L'hypertension oculaire peut aussi être estimée avec cette méthode, mais les résultats doivent être confrontés aux autres indicateurs ophtalmologiques de glaucome.

6) Radiographie ⁴⁷

La radiographie du crâne est une méthode appropriée pour l'examen de l'orbite, mais aussi du globe oculaire lui-même, du fait de l'existence des anneaux scléraux osseux (mais ces derniers sont peu visibles). Plusieurs incidences peuvent être utiles pour déceler la présence de fractures, de lésions inflammatoires ou de processus néoplasiques.

7) Électrorétinographie ^{4,8,53}

L'électrorétinographie évalue **l'état fonctionnel de la rétine** et donc des photorécepteurs. Elle est destinée à enregistrer l'activité électrique de la rétine après une stimulation lumineuse. Cet examen a surtout été pratiqué sur la poule et les rapaces. Les indications de l'électrorétinographie sont le diagnostic de la dégénérescence des photorécepteurs de la rétine et l'évaluation du fonctionnement de la rétine avant intervention chirurgicale d'une cataracte. Il en est de même lors de toute anomalie du fond d'œil laissant supposer une altération fonctionnelle.

8) Échographie ^{15,47}

L'échographie est utilisée en complément de la radiographie, afin d'obtenir un diagnostic plus précis. L'anesthésie de l'animal n'est pas indispensable. L'utilisation de sondes de très petites taille est nécessaire. Il faut noter que les anneaux osseux scléaux sont à l'origine d'artéfacts. Cet examen permet, par exemple, de visualiser une possible luxation du cristallin, une hémorragie du vitré, des lésions du peigne (visible seulement à l'échographie), ainsi que des abcès ou des tumeurs.

9) Scanner ou tomodensitométrie ^{15,51}

La tomodensitométrie est une méthode coûteuse et délicate. Une contention est nécessaire, elle est obtenue par tranquillisation de l'oiseau (anesthésie à l'isoflurane). Le scanner permet, par exemple, de quantifier les structures saines ou pathologiques de la rétine lors de maladies dégénératives de la rétine, de diagnostiquer une possible luxation du cristallin, une hémorragie du vitré...

Les recherches sur le scanner et l'échographie ont été menées en particulier par KORBEL ⁴⁷, aux Etats-Unis, sur des rapaces nocturnes et des pigeons. Contrairement à ce qui se passe avec un examen optique direct, l'opalescence du cristallin n'est pas un obstacle à l'examen du segment postérieur.

III. CAS CLINIQUES

A. Cas clinique n°1

Anamnèse :

Une perruche appartenant à des particuliers est présentée en consultation pour des croûtes autour des yeux et du bec. Elle cohabite dans une volière avec une autre perruche qui ne présente pas de lésion.

Examen clinique :

Il s'agit d'une perruche ondulée, qui présente des croûtes sur le bec et sur les pattes. La perruche frotte fréquemment son bec sur les barreaux de sa cage, ce qui témoigne d'un **prurit** avéré (*Figures 28 et 29*).

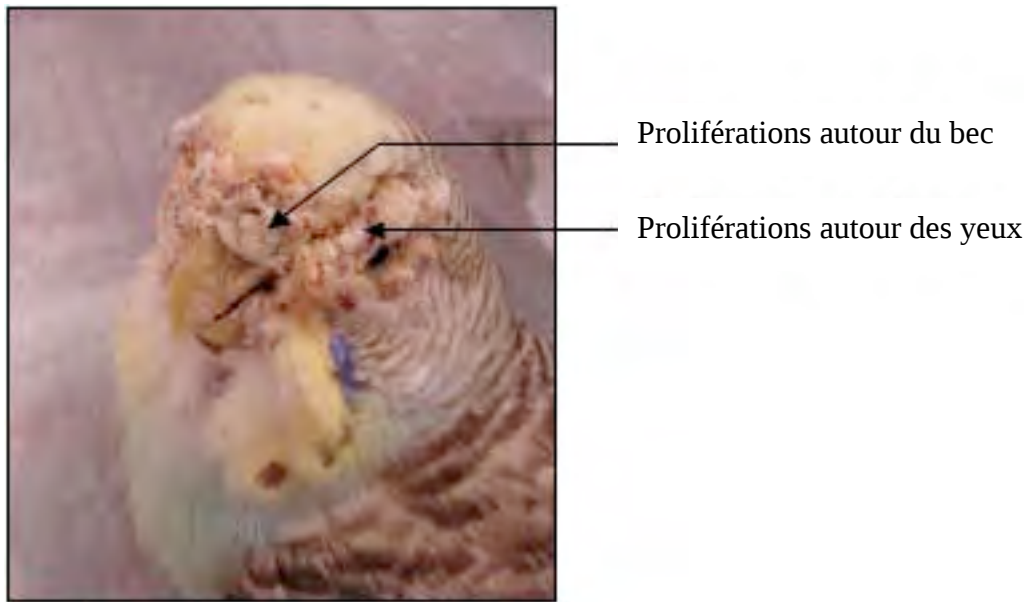


Figure 28 : prolifération des tissus autour du bec et des yeux

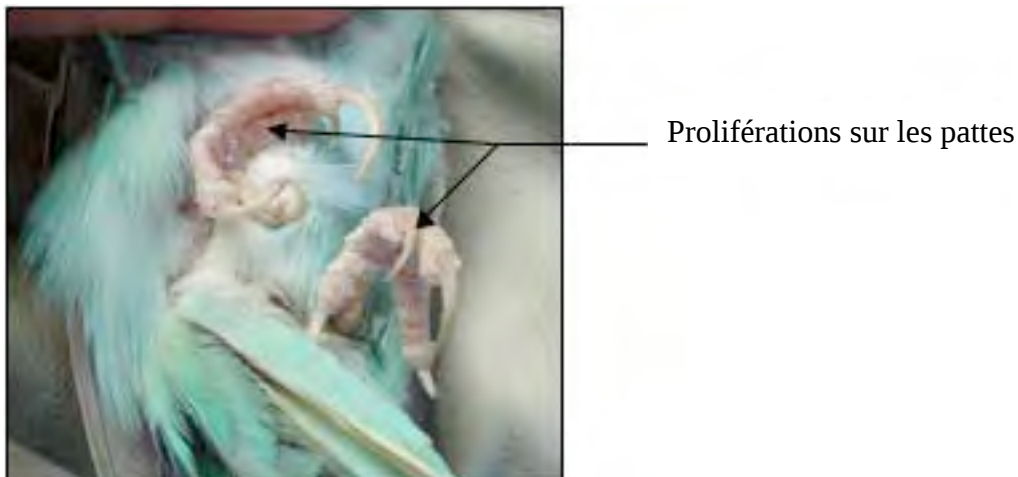


Figure 29 : même animal, vue des membres postérieurs

(Photos Dr F.RIVAL)

L'examen clinique nous permet de détailler les lésions :

- les commissures du bec et la cire sont couvertes de croûtes blanchâtres et friables ;
- la texture du bec est modifiée, la corne prend un aspect poreux, criblé de petites perforations ;
- le contour des yeux est également atteint ;
- en examinant les pattes, nous retrouvons les mêmes modifications au niveau des écailles : celles-ci sont soulevées, couvertes d'un enduit croûteux, en « mie de pain » ;
- la palpation des muscles pectoraux n'indique aucun amaigrissement. Malgré le handicap causé par la déformation de son bec, la perruche continue à se nourrir.

Hypothèses ^{2,15,20,43,54,55} :

Concernant la croissance exubérante du bec, le **diagnostic différentiel** doit envisager :

- la gale du bec ;
- les sinusites chroniques ;
- les traumatismes.

La **gale du bec** est fortement suspectée au vu des symptômes cliniques très évocateurs avec notamment la présence de ces lésions en « mie de pain »^{54,55}.

Examens complémentaires :

Un **raclage** des zones croûteuses est effectué et examiné au microscope optique : un parasite est mis en évidence, ce qui permet de confirmer l'hypothèse de **gale du bec** par l'acarien ***Cnemidoptes pilae*** (Figure 30).

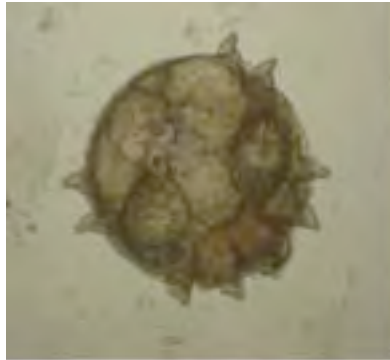


Figure 30 : *Cnemidoptes pilae*

(Photo Dr F.RIVAL)

Traitement :

Le traitement doit concerner **tous les oiseaux en contact** avec cette perruche. Ceci en raison de la grande contagiosité, et de l'immunodépression possible due aux symptômes.

Le traitement consiste en une application répétée à 10 jours d'intervalle d'**ivermectine** : **Ivomec pour on bovinND** Il s'agit d'un antiparasitaire destiné aux bovins, utilisé dans ce cas hors AMM. L'application se fait à l'aide d'un coton-tige, ou d'un écouvillon stérile plongé dans la solution ou d'une seringue. Dans notre cas, nous avons appliqué une goutte à l'aide d'une seringue sur la **membrane alaire**. La membrane alaire correspond à un petit triangle délimité par le corps de l'oiseau, les os de l'aile et le bord de l'aile lorsque l'aile de l'oiseau est étirée (Figure 31).



Figure 31: application du traitement par injection transcutanée

(Photo Dr F.RIVAL)

Un apport de **vitamines et d'acides aminés soufrés** : **OcévitalND**, est utile pour accélérer la régénération des phanères.

Un **nettoyage soigneux de la cage** est recommandé aux propriétaires, les perchoirs changés, les abreuvoirs et mangeoires nettoyés régulièrement pour limiter la possibilité de réinfestation.

Pronostic : Excepté si l'oiseau est présenté trop tardivement en consultation, le pronostic de la gale du bec et des pattes est bon. Toutefois, une réinfestation est toujours possible.

Suivi : J10

Les lésions ont réduit mais il reste des croûtes sur les commissures des lèvres, les pattes et sur les yeux. On réalise donc une seconde injection d'ivermectine.

B. Cas clinique n°2

Anamnèse :

Un Cacatoès alba (*Cacatua alba*) âgé de 8 mois est présenté à la consultation pour un œil enflé. Le propriétaire a remarqué une nette dissymétrie entre les deux yeux, apparue progressivement sur plusieurs semaines. L'évolution de cette lésion est constante. L'animal est gêné dans sa vision, dans ses déplacements et semble légèrement affaibli.

Examen clinique :

Si l'examen à distance est relativement aisé, pour l'examen rapproché une contention plus importante est nécessaire, car il s'agit d'un oiseau d'élevage élevé par les parents et non pas à la main. L'oiseau est placé dans une serviette et tenu par un aide. Tous les examens ophtalmologiques classiques peuvent alors être pratiqués.

EXAMEN A DISTANCE :

L'examen clinique à distance met en évidence une **exophtalmie^a** marquée de l'œil gauche. On n'observe ni écoulement oculaire, ni jetage nasal (*Figure 32*).

EXAMEN RAPPROCHE :

Une **tuméfaction périoculaire** régulière et circulaire intéressant toute la région orbitaire est notée. La région ventrale semble néanmoins plus volumineuse que la région dorsale. Une **rétropulsion** permet d'apprécier une masse compacte derrière le globe oculaire (*Figure 33*). L'oiseau n'a pas de strabisme.

EXAMEN OCULAIRE (Figure 34) :

- la **vision** est conservée ;
- le **réflexe photomoteur** est présent mais ralenti ;
- la **sécrétion lacrymale** est normale ;
- la **cornée** est normale, sans kératite d'exposition ;
- les **structures oculaires profondes** sont normales.

^a Exophtalmie : déplacement du globe oculaire vers l'avant.



Figure 32 : examen à distance



Figure 33 : examen rapproché



Figure 34 : examen oculaire

(Photos Dr F.RIVAL)

Examen complémentaire :

Une **radiographie** est effectuée afin de repérer une éventuelle anomalie de la région orbitaire. On constate une **densité plus élevée de l'orbite gauche** en vue de face.

Hypothèses diagnostiques :

Le diagnostic d'**affection rétrobulbaire** est posé. Comme chez les carnivores domestiques, plusieurs causes peuvent être à l'origine de cette affection.

Les **trois causes principales** sont :

- un abcès ;
- une tumeur ;
- un hématome (en raison de la couleur violacée de la lésion).

La radiographie confirme la présence d'une **masse rétrobulbaire**. Chez l'oiseau, comme nous l'avons évoqué plus haut, on ajoutera l'hypothèse d'une sinusite infraorbitaire. Cette dernière est rapidement exclue car l'oiseau ne présente ni signe respiratoire, ni jetage. La tuméfaction est localisée en arrière du globe. Dans le cas d'une sinusite infraorbitaire on observerait un gonflement situé en périphérie de l'œil. Il ne reste donc que trois causes : abcès, tumeur ou hématome. Au vu de l'âge de l'oiseau, une infection semble plus probable. C'est pourquoi, nous décidons de pratiquer un traitement chirurgical immédiat.

Traitement :

Une intervention à des fins diagnostique et thérapeutique est proposée. Il s'agit d'explorer la zone rétrobulbaire.

PREMIERE INTERVENTION :

a - Protocole anesthésique

L'état général de l'animal est correct. L'anesthésie est induite et entretenue au masque avec de l'isoflurane, protocole le plus employé à la clinique de l'Arche (*Figure 35*).

b - Voie d'abord

La voie d'abord ventrale est choisie. L'incision est pratiquée largement en dessous de l'œil pour éviter une perforation sclérale. On se retrouve assez rapidement sur un **tissu relativement dur et très adhérent**. **Aucun liquide** ne s'écoule. L'abord est correct, et permet de retirer une bonne partie de ce tissu. Un nettoyage très minutieux et une désinfection locale sont effectués.

Un **prélèvement du tissu anormal**, en vue d'un examen histopathologique et bactériologique, est réalisé. La plaie est ensuite refermée. L'aspect post-opératoire est correct. L'exophtalmie est moins marquée mais encore présente (*Figure 36*).



Figure 35: induction et anesthésie au masque



Figure 36: post-opératoire

(Photos Dr F.RIVAL)

c - Evolution

Le résultat est négatif pour les germes et les mycètes. Quelques jours après l'intervention, on observe une **déhiscence des sutures** et une **nécrose cutanée importante**. L'**exophtalmie** est toujours très marquée. Huit jours après la première intervention, nous décidons de pratiquer une **énucléation**.

DEUXIEME INTERVENTION : L'ENUCLEATION

a – Technique opératoire (cf. énucléation partie 3/IX/D)

L'énucléation est pratiquée avec le même protocole anesthésique. L'intervention est facilitée par l'exophtalmie. On profite de l'opération pour cureter et enlever le maximum de tissu orbitaire anormal.

Le post-opératoire immédiat est satisfaisant. Un traitement **antibiotique** (Marbocyl FDND) et **antalgique** (TolfédineND) est mis en place.

b – Évolution

L'état général de l'oiseau s'aggrave. Il perd l'appétit. En quelques jours, une **nécrose** très importante se produit. Le résultat de l'examen histopathologique est celui d'un **ostéosarcome de l'orbite**. Devant l'évolution de l'animal, son état général, et la nature de la lésion, l'**euthanasie** est pratiquée (*Figure 37*).



Figure 37: nécrose cutanée

(Photo Dr F.RIVAL)

Discussion :

Le diagnostic d'**exophtalmie** est facile à poser. Comme chez les carnivores domestiques, les signes cliniques sont simples à interpréter. On observe une saillie partielle du globe oculaire hors de l'orbite⁵⁶. Il est important d'observer un **éventuel strabisme** pouvant indiquer la présence d'une masse rétrobulbaire. L'examen de choix pour le diagnostic est l'**échographie**. Elle est cependant difficile à réaliser chez l'oiseau. La radiographie est aussi intéressante même si, dans ce cas, d'interprétation difficile.

Chez l'oiseau, il est important de **distinguer l'exophtalmie de la sinusite infraorbitaire**^{8,57}, entité relativement fréquente dans cette espèce. On a, dans ce cas, d'autres signes cliniques associés (sinusite, jetage). Les **autres causes possibles**^{8,49} peuvent être **infectieuses** (bactérienne, virale ou mycosique), **traumatiques**, **tumorales**, ou **métaboliques** (carence en vitamine A). Des **abcès de la glande lacrymale** sont le plus souvent observés. Les **traumatismes** sont fréquemment à l'origine d'hématomes rétrobulbaires, en particulier chez les oiseaux vivant en groupe⁵⁸. La **carence en vitamine A** se manifeste par une xérophtalmie^a et un gonflement périorbitaire et conjonctival. Un examen clinique approfondi

^a Xérophtalmie : affection des yeux se traduisant par un assèchement de la conjonctive et de la cornée.

associé à des examens complémentaires (biopsie, culture, radiographie) permet d'affiner le diagnostic²⁰.

L'œil des oiseaux est volumineux et de **nombreux tissus** peuvent être à l'origine de néoplasies : tumeurs primitives ou métastatiques (cf. partie 3/VIII). Les **tumeurs extraoculaires**, comme cet ostéosarcome de l'orbite, sont très peu décrites. Chez les carnivores, les tumeurs de l'orbite sont aussi plus rares que celles des tissus mous⁵⁶.

L'ostéosarcome existe chez les oiseaux. La localisation la plus courante est la partie **proximale ou distale des os longs** (radius, humérus, fémur, tibiotarse, tarsométatarse). Des **localisations moins fréquentes** (côtes, phalanges, crâne, orbites) sont également rapportées. Ce type de tumeur engendre fréquemment des **métastases dans les poumons, le foie, les reins, les ovaires et les autres os**. Chez l'oiseau, le virus de la leucose/sarcome pourrait être à l'origine de cette tumeur²⁰.

Dans notre cas, l'âge d'apparition de la tumeur est précoce et la tumeur est très envahissante (*Figure 38*). On peut y remarquer la prolifération du tissu tumoral, responsable de l'exophtalmie, au fond de l'orbite.



Figure 38: pièce anatomique de ce Cacatoès alba

(Photo Dr F.RIVAL)

Troisième partie : Affections oculaires

Les troubles oculaires et péri-oculaires reconnaissent de multiples causes : traumatismes, corps étrangers (poussières, végétaux...), carences nutritionnelles, bactéries, virus, champignons, parasites, tumeurs... De très nombreux troubles orbitaires et oculaires sont en relation étroite avec l'existence de troubles respiratoires.

La classification des affections oculaires peut être présentée par **étiologie** (traumatique, bactérienne, virale, parasitaire, congénitale, tumorale, métabolique ou infectieuse et non-infectieuse), par **localisation** (structures annexielles, cornée, uvée...) ou par **symptôme** (déformation, congestion, pus, épiphora...). Nous avons choisi de classer les affections oculaires par étiologie, les photos privilégiant soit la localisation, soit les signes cliniques. Les affections décrites concernent en majorité les Psittacidés, oiseaux les plus courants en clientèle.

La flore oculaire normale est composée essentiellement de bactéries Gram positives, de quelques Gram négatives en fonction des espèces et de champignons. *Chlamydomphila* n'est jamais un germe normal de la flore oculaire (Figure 39).

Famille d'Oiseaux	Gram + en % des bactéries	Gram – en % des bactéries	Agents fongiques en %
Ansériformes	56	44	11
Coraciformes	100	0	0
Falconiformes	94	6	36
Psittaciformes	86	14	9

Figure 39: répartition de la flore conjonctivale normale des oiseaux²⁰

Pour chaque groupe d'affection (bactérienne, virale...), une classification des agents pathogènes est effectuée : les plus rapportés en clinique sont traités en premiers, les derniers sont les moins fréquents. Les prédispositions raciales sont notées lorsqu'elles existent. Les symptômes affectant l'œil apparaissent en caractères gras. Seuls les diagnostics différentiels concernant l'œil sont évoqués.

I. TRAUMATISMES ^{3,8,20,49,59,60}

Les oiseaux sauvages sont victimes de traumatismes dus le plus fréquemment aux collisions avec des voitures, mais aussi aux plombs de chasse. Ces oiseaux arrivent souvent polytraumatisés, déshydratés, en état de choc car plusieurs jours avant la présentation de l'animal peuvent s'être écoulés. Les traumatismes des oiseaux de cage et de volière concernent souvent les animaux vivant à deux ou en groupe dans un même espace vital. Les traumatismes des yeux et des annexes sont communs chez les oiseaux en cage, en période de reproduction (attaque des mâles), ou lors de surpopulation (attaque des oiseaux entre eux). Les lésions oculaires résultent de ces phénomènes d'attaque ou de leurs conséquences (chute, plaie, choc contre un obstacle...), ou d'une mauvaise manipulation lors de la capture de l'animal. Les traumatismes sont probablement les vraies urgences ophtalmiques rencontrées en clientèle.

A. Traumatismes des paupières

Ce sont principalement des **plaies** (*Figure 40a*), des **lacérations**, des **oedèmes**, des **blépharites**^a (*Figure 40b*), ou des **hématomes** (*Figures 40c et 40d*). En cas de blépharite, les paupières sont gonflées, congestionnées, avec des croûtes et des chutes de plumes périphériques. Les yeux sont souvent tenus mi-clos, l'oiseau se frotte la face contre les barreaux pour soulager son prurit local, et aggrave ainsi ses lésions. Une **inflammation** de la membrane nictitante se diagnostique par la perte de transparence de ses tissus, la présence de placards fibrineux ou purulents, de nodules, très souvent associés à des battements répétés ou à la ptose de cette membrane.

Lors de **traumatisme palpébral**, il est très important de ne pas sous-estimer la gravité de la blessure. Une perforation sclérale, ou un enfoncement des osselets scléraux doit être suspecté si, lors de l'examen clinique, la chambre antérieure est plus enfoncée que l'œil adelphe. Un examen approfondi sous anesthésie générale permet d'éliminer ou de confirmer ces hypothèses.

Lors de **traumatisme de la membrane nictitante**, des sutures sont souvent nécessaires, car la membrane nictitante joue un rôle majeur dans la répartition du film lacrymal. La chirurgie se réalise à l'aide de fils résorbables, sans perforation de cette membrane, afin d'éviter tout frottement du fil contre la cornée.

B. Traumatismes des conjonctives

Il faut se méfier des corps étrangers (telles que les graines) car ils peuvent être à l'origine d'irritation des conjonctives, et donc de **conjonctivites** (*Figure 41a*). Les conjonctives sont les principales voies d'entrée des agents pathogènes. Les conjonctivites évoluent souvent avec des **blépharites** (blépharo-conjonctivite) (*Figure 41b*) ou avec des **kératites** (kérato-conjonctivite) (*Figure 41c*). On peut observer un **chémosis**^b, une muqueuse congestionnée, un **épiphora**, un **jetage séreux, muqueux** ou **muco-purulent**, un **blépharospasme** et parfois une **procidence de la membrane nictitante**.

^a Blépharite : inflammation des paupières externes.

^b Chémosis : œdème de la conjonctive.

C. Traumatismes du bulbe

Les traumatismes de la cornée sont à l'origine de **kératite**. Les signes cliniques sont principalement la douleur : **blépharospasme** et **photophobie**. La cornée peut subir une **opacification** locale ou généralisée, une **érosion**, une **ulcération** perforante ou non. Une **exophtalmie**, suite à un traumatisme, est fréquente. Le globe oculaire est augmenté de volume avec parfois, un recouvrement incomplet, voire impossible, de la cornée par les paupières augmentant les risques de kératite.

Les **traumatismes perforants** peuvent engendrer :

- une **perforation cornéenne** (*Figure 42a-c*) ;
- une ulcération de la cornée ;
- une **uvéïte** : iris flou, avec possibilité de myosis, hyphéma, hypopion ou changement de coloration ;
- un **hypopion** ;
- un **hyphéma** (*Figure 42d*) ;
- une **luxation du cristallin** ;
- une **rupture de la capsule cristallinienne** ;
- un **glaucome** ;
- une **cataracte** : aspect blanchâtre du cristallin ;
- des **traumatismes sur les osselets scléraux** (enfouissement par exemple) ;
- un **décollement rétinien** ;
- une **rétinite** ;
- une **cécité** (si la cécité est totale, l'oiseau limite ses déplacements, refuse de voler, se cogne ; il peut tout de même se diriger dans un espace non modifié tel que sa cage) ;
- une **hémorragie** dans le segment postérieur, avec le peigne pour point de départ.

En cas d'**exophtalmie**, des pommades antibiotiques, ou des corticoïdes injectables (mais pendant un temps très court) peuvent être employés. En cas d'échec médical, l'énucléation doit être envisagée.

Le test à la fluorescéine permet de diagnostiquer la présence d'ulcères. Les soins des **ulcères** varient en fonction de leur importance. Plusieurs techniques chirurgicales peuvent être employées : kératotomie superficielle ou ponctiforme, mise en place d'un volet conjonctival, blépharorrhaphie^a (mais elle est parfois mal supportée), ou la suture de cornée, s'il y a perforation. La suture de la membrane nictitante au canthus latéral de l'œil ou sous la paupière est difficile à cause des mouvements volontaires de la membrane nictitante qui peuvent déchirer les sutures.

D. Traumatismes de la glande lacrymale

Il s'agit essentiellement de **dacryocystite**^b : la sécrétion lacrymale est modifiée. Toute absence de sécrétion lacrymale peut entraîner l'apparition d'une **kératite sèche** (*Figure 43*).

^a **Blépharorrhaphie** : suture partielle ou totale du bord libre des paupières externes.

^b **Dacryocystite** : inflammation des glandes lacrymales.



(a): Plaie palpébrale chez un Gris d'Afrique, suite à une morsure d'un congénère (Dr F.RIVAL)



(b): Blépharite, œdème et hématome palpébral suite à un traumatisme chez une Buse variable (Dr E.RISI)



(c): Hématome conjonctival suite à un traumatisme chez une Perruche ondulée (Dr F.RIVAL)



(d): Hématome palpébral et conjonctival suite à un traumatisme chez un Youyou du Sénégal (Dr F.RIVAL)

Figure 40 : lésions oculaires suite à des traumatismes palpébraux



(a): Conjonctivite chez un Canari (Dr F.RIVAL)



(b): Blépharite infectieuse chez un Canari (Dr F.RIVAL)



(c): Kératoconjonctivite chez une Perruche callopsitte (Dr F.RIVAL)

Figure 41 : lésions oculaires suite à des traumatismes conjonctivaux



(a): Perforation de l'œil chez un Gris d'Afrique (Dr F.RIVAL)



(b): Ulcère cornéen et uvéite chez un Gris d'Afrique (Dr F.RIVAL)



(c): Ulcères visibles au test à la fluorescéine positif chez une Buse (Dr E.RISI)



(d): Hyphéma chez une Chouette hulotte (Dr E.RISI)

Figure 42 : lésions oculaires suite à un traumatisme bulbaire



Figure 43 : kératite chez une Corneille suite à un traumatisme de la cornée (Dr E.RISI)

II. AFFECTIONS BACTÉRIENNES

De très nombreuses bactéries sont retrouvées chez les oiseaux. Elles ne sont pas toutes pathogènes, la plupart appartiennent à la flore normale de l'animal. En revanche, les bactéries pouvant développer un pouvoir pathogène nécessitent souvent des circonstances favorissantes (baisse de l'état général, coup de froid...). Ces germes potentiellement pathogènes peuvent être portés par l'oiseau sain (portage asymptomatique), sans pour autant déclencher d'affection, à condition qu'ils ne soient pas en trop grand nombre et que l'oiseau soit en parfaite santé. Dans le cas contraire, des bactéries opportunistes peuvent se développer, et être responsable d'un état pathologique. Elles sont alors la cause primaire de l'affection et sont présentes en grande quantité en culture pure. Mais, le plus souvent, les bactéries sont les causes secondaires d'une maladie préexistante¹⁵.

Afin de mettre en évidence ces germes, on doit les isoler et les identifier¹⁵. Pour cela, on réalise des prélèvements en respectant les règles d'asepsie (cf. partie 2/II/B1). La cytologie et la bactériologie sont indispensables. La leucocytose et la monocytose peuvent aussi être indicatives d'une infection par les Gram négative.

De très nombreux troubles péri-oculaires (sinusite...) et oculaires (conjonctivite, kératite, blépharite, uvéite) sont associés à la présence de troubles respiratoires, et plus particulièrement de sinusite infra-orbitaire.

A. Staphylococcose ^{8,15,20,59-62}

Le genre *Staphylococcus* comprend plusieurs espèces dont certaines sont pathogènes pour les oiseaux. La plupart des staphylocoques font partie de la flore normale des oiseaux. Ce sont des coques Gram positive, immobiles, et relativement résistantes dans le milieu extérieur ; la plupart des désinfectants sont inefficaces. Il s'agit principalement de surinfections secondaires par des staphylocoques. En revanche, ces bactéries peuvent profiter d'une baisse d'immunité pour devenir pathogènes. *S. aureus* est la plus pathogène, mais *S. hyicus*, *S. epidermis*, *S. haemolyticus* sont également virulentes.

Les staphylocoques sont à l'origine d'une **forme septicémique** (ou **forme aiguë**) avec comme principaux symptômes une mort subite, de la mortalité embryonnaire, de l'apathie, des boiteries des doigts et des œdèmes des extrémités. Dans la **forme subaiguë**, les staphylocoques sont responsables de dermite gangréneuse (œdème et hémorragie sous-cutanée), ainsi que des abcès omphaliques, articulaires, et osseux... Les principaux symptômes oculaires sont surtout une **conjonctivite** et une **blépharite**.

Le diagnostic nécessite la mise en culture sur milieu spécifique puis l'identification du germe. Une antibiothérapie adaptée est employée après réalisation d'un antibiogramme.

B. Chlamydophilose (zoonose) ^{8,15,20,49,59,60,63-65}

Chlamydophila psittaci est une bactérie ubiquitaire avec de fortes capacités infectieuses. Elle peut infecter aussi bien les oiseaux, les mammifères domestiques que l'homme. Les oiseaux domestiques et sauvages peuvent héberger cette bactérie : les Psittacidés sont résistants (en particulier le cacatoès), les Passériformes y sont sensibles (Canari, Padda...), et aussi les Columbides, les Gallinacés, les Palmipèdes, de même que les moineaux, les mouettes et les rapaces. Sa répartition est quasi-mondiale. En France, on dénombre quelques cas isolés chez des animaux fragilisés, dans les élevages ou chez des particuliers (perroquets, perruches). La présence de *Chlamydophila psittaci* est démontrée chez les oiseaux d'élevage (Canard, Pigeon, Autruche...). Cette bactérie se transmet par la toux, les éternuements, les fientes, les aérosols (lors de mouvements ou de manipulations diverses d'animaux), par l'intermédiaire d'insectes piqueurs (poux...), mais aussi par ingestion de graines ou d'eau souillées par des excréments contaminés. La transmission au poussin dans l'œuf est possible mais rare. Les jeunes au nid (système immunitaire immature) sont plus sensibles que les adultes. Ils peuvent se contaminer au contact des selles des parents, ou par le lait de jabot. Le sang, les sécrétions oculaires et nasales des oiseaux affectés sont également des matières infectantes.

Les signes cliniques varient en fonction de la virulence de la souche. La **forme silencieuse** de la maladie est la plus fréquente. Aucun signe clinique n'est présent chez l'oiseau porteur, mais ils peuvent se déclarer à l'occasion d'une maladie concomitante. Quatre à 40% des oiseaux pourraient être des porteurs inapparents chroniques (en particulier les perruches ondulées, les callopsittes et les inséparables). Dans la **forme suraiguë** (où les souches les plus virulentes interviennent), la mort est rapide, sans signes préalables, et le plus souvent chez les jeunes oiseaux. La **forme aiguë** fait intervenir des souches très virulentes. Les symptômes peuvent coexister, ou encore, avoir lieu séparément.

Symptômes oculaires :

- **conjonctivite** ;
- **blépharo-conjonctivite** (Figure 44);
- **kérato-conjonctivite** ;
- **larmes jaunâtres à verdâtres**.

Autres symptômes :

- évolution générale de septicémie : oiseau en boule, abattu, fiévreux, hypothermie, tremblements, léthargie, amaigrissement... ;
- troubles respiratoires : polypnée, dyspnée, râles, coryza, éternuements, jetage nasal séro-muqueux... ;
- troubles digestifs : diarrhée de couleur citron vert à chartreuse ;
- troubles urinaires : polyurie, coloration jaune verdâtre ;
- troubles reproducteurs : mortalité embryonnaire, baisse de ponte.

La mort survient en 5 à 15 jours.

Dans la **forme chronique** de la maladie, les oiseaux sont infectés par des souches modérément virulentes.

Symptômes oculaires :

- **conjonctivite occasionnelle**;
- **épiphora** ;
- **uvéite antérieure** ;

Une **kérato-conjonctivite seule**, parfois récurrente, a été signalée chez des petites Perruches moines australiennes, des pigeons, et chez des canards.

Autres symptômes :

- troubles respiratoires : dyspnée, coryza, toux, éternuements, jetage nasal ;
- troubles reproducteurs : diminution du taux de fertilité, d'éclosabilité, avec mortalité embryonnaire, morbidité et mortalité accrues chez les jeunes (perruches ondulées, callopsittes) ;
- troubles nerveux : torticolis, tremblements, convulsions.

Les oiseaux non traités meurent en quelques semaines. Les oiseaux traités sont cliniquement guéris, ils deviennent des porteurs inapparents, excréteurs temporaires de l'agent pathogène.

Le diagnostic peut être réalisé par cytologie (calques de muqueuse conjonctivale), culture, test ELISA (détection des antigènes), test BELISA (détection des anticorps), par l'association de ces deux tests, par PCR, ou encore par le test SpeedND Chlam de BVT (test basé sur l'immunochromatographie ou l'immunomigration). Le diagnostic différentiel s'établit avec des affections bactériennes (salmonellose...) et virales (herpèsvirose, paramyxovirose...) du fait de l'absence de symptômes pathognomoniques. On envisagera donc l'intervention de salmonelles, de paramyxovirus, d'herpèsvirus mais aussi de la possibilité d'association de ces agents avec *Chlamydophila psittaci*. Le traitement nécessite l'emploi de tétracyclines pendant au moins 45 jours (chlortétracycline, oxytétracycline, doxycycline, cette dernière convient le mieux pour un traitement par voie orale), de quinolones (enrofloxacin ou marbofloxacin) pendant au moins quatre semaines, ou encore par des macrolides (azithromycine, clarithromycine).

Pour la prophylaxie, l'antibiothérapie préventive de masse est à déconseiller car elle entraîne la création de souches résistantes. Des mesures générales de prévention pour les oiseaux d'ornement existent : contrôle sanitaire à l'importation des Psittacidae (certificat sanitaire), surveillance et détection de la maladie chez les oiseaux vivants, traitement antibiotique préventif ou curatif en fonction de la valeur des animaux ou de leur finalité, et dans certains cas, élimination des animaux malades. Il est aussi conseillé d'améliorer l'hygiène générale : nettoyage et désinfection des cages et des accessoires (chlorure de benzalkonium par exemple), lutte contre les insectes... Il n'y a pas, à l'heure actuelle, de vaccin disponible contre la chlamydophilose.

C. Streptococcose ^{7,12,17,55-57}

Les streptocoques sont des coques Gram positive, ubiquistes, très résistantes dans le milieu extérieur. Ce germe se transmet par voies orale, respiratoire et verticale. Les oiseaux les plus concernés sont ceux vivant dans de mauvaises conditions d'hygiène, en immunodépression ou touchés par une affection virale. Les streptocoques peuvent entraîner une septicémie, de la diarrhée, une gêne respiratoire et une mort rapide pour la **forme aiguë** de la maladie. Pneumonie (surtout chez les Passériformes), arthrite et **conjonctivite** sont les symptômes de la **forme chronique**.

Le germe est mis en évidence après isolement sur milieu spécifique et identification, à partir d'un prélèvement de foie ou d'encéphale. Là encore, le traitement nécessite une antibiothérapie (ampicilline, enrofloxacin, marbofloxacin...) par voie parentérale. Un apport de vitamines permet l'amélioration de l'état de santé de l'oiseau.

D. Mycobactérioses (zoonose) 8,15,20,49,59,60,66-68

Les mycobactéries sont des bâtonnets de taille variable, non capsulés. Elles sont aérobies strictes et très résistantes. Elles restent virulentes plusieurs mois dans les cages et les volières, et plusieurs années dans le sol. Elles ne sont pas éliminées par l'alcool, les acides et la dessiccation. Les Psittacidés paraissent résistants aux mycobactérioses. Les mycobactéries sont classées en deux populations :

- les mycobactéries tuberculeuses : *M. tuberculosis* peut être détecté sur les perroquets (Amazones, Gris d'Afrique) qui vivent au contact d'un humain souffrant de tuberculose (transmission cutanée).
- les mycobactéries non tuberculeuses ou mycobactéries atypiques : elles appartiennent au complexe *Mycobacterium avium intracellulare*. Ce complexe regroupe *M. avium* et *M. intracellulare* (qui est proche de *M. avium*). Les passereaux (Canari, tisserins) sont sensibles à ces mycobactéries atypiques. La tuberculose aviaire est une maladie contagieuse, commune à l'homme et à de nombreuses espèces animales, domestiques ou sauvages. Cette maladie ne se rencontre pratiquement plus dans les élevages industriels des pays développés. Elle se limite essentiellement aux exploitations traditionnelles de volailles. Elle peut toucher aussi les oiseaux sauvages.

La mycobactériose aviaire se localise surtout au niveau du tube digestif. La transmission de la maladie a lieu à la suite d'ingestion de selles ou d'urine contaminées, d'aliments souillés par les fientes d'oiseaux malades. Chez les oiseaux, la contamination par voie aérienne est possible (mucosités nasales...), et serait à l'origine d'une infection pulmonaire primitive. La transmission verticale existe, mais n'a pas de conséquence puisque la bactériémie supprime la ponte. Les vers et les escargots, peuvent jouer le rôle de vecteur mécanique. Toutes sortes de stress (surpopulation, défaut d'éclairage, manque d'hygiène...) sont des facteurs favorisant les mycobactérioses. Lors d'un traumatisme oculaire, il est fréquent de constater leur présence par colonisation secondaire des lésions.

Les mycobactéries atypiques sont à l'origine de multiples symptômes oculaires, mais aussi de divers symptômes localisés ou généralisés.

Symptômes oculaires :

- **conjonctivite** pouvant prendre un aspect granulomateux : **conjonctivite granulomateuse** ;
- **chémosis** ;
- **exophtalmie** ;
- **épiphora** ;
- **nodules au niveau des paupières, abcès** (*Figure 45*) ;
- **kératite** (surtout si la membrane nictitante est atteinte : **kératite d'exposition**).

Les mycobactéries créent rarement des lésions sur le globe oculaire. En revanche, un petit granulome a été identifié histologiquement sur le peigne de l'œil d'un perroquet, alors qu'aucune affection oculaire n'était visible extérieurement.

Autres symptômes :

- septicémie : oiseau en boule, plumage terne, diarrhée, dyspnée, paralysie... ;
- amaigrissement progressif ;
- diarrhée chronique rebelle à tout traitement classique ;
- Polyuro-Polydypsie (PUPD) ;
- anémie, ictère ;
- boiterie, arthrite ;

- nodules sur la langue, le palais en cas de localisation buccale ;
- excroissances sur la peau (rares) ;
- granulomes sur les conjonctives, des oreilles, la commissure du bec ;
- ...

L'évolution de la maladie se fait sur plusieurs semaines, voire plusieurs mois, et dépend de la gravité et de l'étendue des lésions.

Le diagnostic est fondé sur les critères épidémiologiques (évolution lente, élevage fermier), clinique (cachexie, boiterie, diarrhée), et nécropsique. Il peut être confirmé par une analyse bactériologique des lésions, par tuberculinisation ou par sérologie (ELISA, séro-agglutination). Le diagnostic différentiel doit permettre d'éliminer la coligranulomatose, la salmonellose et la présence d'une tumeur. En raison de l'accroissement des souches antibiorésistantes et des risques encourus par l'homme (surtout par l'intermédiaire des Psittacidés), il est préférable d'euthanasier l'oiseau lorsqu'une mycobactériose disséminée est confirmée. Le traitement est basé sur l'association de plusieurs antibiotiques, sélectionnés après la réalisation d'un antibiogramme, pendant plusieurs mois, voire plusieurs années. Sa réussite dépend du statut immunitaire de l'oiseau. L'infection ne peut être jugulée que si l'on associe des méthodes offensives d'hygiène des volières et des locaux. Tout contact des oiseaux de cage avec les oiseaux sauvages doit être évité. Aucune vaccination n'est disponible. La prophylaxie met en œuvre certaines mesures d'hygiène : ne pas loger des oiseaux dans des locaux ayant été préalablement fréquentés par des volailles, désinfecter à la chaux et aux superphosphates les terrains suspects, nettoyer les instruments et les locaux à l'eau de javel, aux phénols...

E. Colibacillose ^{8,15,20,49,59-61,69}

Escherichia coli, bactérie Gram négative, est la plus commune des entérobactéries des oiseaux. Elle comporte de nombreux sérotypes ; seuls certains d'entre eux sont pathogènes, les autres sont saprophytes. Il est encore difficile de savoir à l'heure actuelle, si sa présence est normale ou non dans le tube digestif des oiseaux. Dans tous les cas, elle doit être en grande quantité pour entraîner une affection. Elle se transmet par voie digestive, respiratoire et par l'œuf, lors de manque d'hygiène, de surpopulation, de stress, d'aliments contaminés ou d'avitaminose A. Les oiseaux présentant une immunodéficience, ou ayant reçu un traitement antibiotique au préalable, sont prédisposés à cette affection.

Aucune spécificité d'espèce n'est rapportée. Les symptômes sont très variables, et dépendent de la localisation du germe. *Escherichia coli* peut aussi s'associer à d'autres agents pathogènes tels que des mycoplasmes, des bactéries, ou des virus... Elle est le plus souvent à l'origine d'une septicémie, mais des formes localisées (à l'œil par exemple) sont aussi possibles, et peuvent y faire suite.

Symptômes oculaires :

- **conjonctivite, blépharite, kératite ;**
- **uvéite ;**
- **panophtalmie ;**
- **hypopion et/ ou hyphéma ;**
- **épiphora ;**
- **exsudat de matériel fibrineux dans la chambre antérieure.**

Des détachements et atrophie de la rétine, ainsi qu'une lyse du cristallin ont été décrits⁶⁹.

Symptômes de la forme septicémique :

- mort subite (surtout chez les passereaux) ;
- léthargie, abattement, somnolence ;
- anorexie ;
- polyurie ;
- troubles respiratoires : rhinite, dyspnée ;
- troubles nerveux possibles ;
- décès rapide.

Symptômes des autres formes localisées :

- entérite localisée (diarrhée avec déshydratation et amaigrissement) ;
- atteinte de l'appareil respiratoire supérieur : sinusite, coryza ou rhinite (primaire ou associée à une infection profonde de l'organisme) ;
- atteinte de l'appareil reproducteur : ovarite, salpingite, baisse de ponte, stérilité ;
- arthrite.

Les jeunes, dont le système immunitaire est encore immature, peuvent aussi être atteints de colibacillose. Ils présentent un retard de croissance, des diarrhées, un abdomen distendu, et une peau mouillée par des suées. Ils souillent et humidifient le nid. Une autre forme de colibacillose existe chez les jeunes canaris au nid : la coligranulomatose. Les jeunes respirent difficilement, s'amaigrissent et des nodules, renfermant l'agent pathogène, sont visibles.

Le traitement nécessite l'administration d'antibiotiques (céphalexine, enrofloxacin, marbofloxacin...) par voie parentérale et *per os*, un antibiogramme préalable est souhaité. Il est aussi conseillé d'utiliser des lactobacilles aviaires pour rétablir le pH intestinal et une flore intestinale correcte. La vaccination des oiseaux de filière et des oiseaux marins est possible pour quelques sérotypes. L'amélioration des conditions environnementales, de l'hygiène et de la conservation des aliments semble être la meilleure solution pour préserver la flore intestinale.

F. Salmonellose (zoonose) 8,15,20,49,59-61,69

Les salmonelles sont des bactéries Gram négative, flagellées, et très résistantes dans le milieu extérieur (plus de 2 ans) où elles peuvent s'y multiplier et s'y développer. Elles appartiennent à la famille des Entérobactéries. Plus de 2000 espèces de salmonelles sont reconnues et près de cinquante sérotypes ont été isolés chez une centaine d'oiseaux : *S. typhimurium*, *S. enteridis*, *S. paratyphi*... La voie de contamination des oiseaux est généralement orale (aliment ou boisson souillés) ; la transmission verticale à l'embryon est possible. La propagation par des porteurs inapparents n'est pas négligeable : selles d'oiseaux porteurs (surtout les oiseaux sauvages), de rongeurs, de l'homme... Les facteurs prédisposants sont les mauvaises conditions d'hygiène et de qualité des aliments et de la boisson, le parasitisme intestinal, la surpopulation... La salmonellose affecte toutes les espèces d'oiseaux. Les oiseaux sans caecum, tels que les pigeons et les Psittacidés, y sont cependant plus sensibles. En effet, la flore caecale s'oppose partiellement à l'installation des salmonelles.

Plusieurs formes sont décrites dans la salmonellose : une **forme inapparente** qui touche fréquemment les oiseaux sauvages, réservoirs de la maladie, une **forme suraiguë** caractérisée par une septicémie foudroyante, où l'oiseau est prostré, en boule, avec des ailes tombantes, et une **gène respiratoire**, et des **formes subaiguës à chroniques** avec des signes

non spécifiques (isolement, yeux mi-clos, anorexie, PUPD, amaigrissement, léthargie), une diarrhée jaune verdâtre parfois teintée de sang, des marbrures congestives sur la peau de l'abdomen, une atteinte du système nerveux central avec des phases d'excitation et de dépression, de l'arthrite, et une atteinte de l'appareil reproducteur (salpingite, ovarite, orchite, mortalité embryonnaire...). Dans la forme chronique, des **symptômes oculaires** sont présents en cas de forte dose infectante : **conjonctivite**, **panophtalmie**, et **iridocyclites**^a.

Le diagnostic se réalise par isolement puis identification du germe à partir de prélèvements de selles. Un examen sérologique n'est utile que si les oiseaux ont développé des anticorps, ce qui n'est pas le cas chez les porteurs inapparents.

Le traitement nécessite là aussi l'utilisation d'antibiotiques (enrofloxacin, marbofloxacin...) et de lactobacilles. Un antibiogramme est conseillé avant d'entreprendre tout traitement. Les formes avec signes nerveux et les formes chroniques ne semblent répondre à aucun traitement. Afin de limiter tout problème de santé publique, tous les porteurs sains détectés devront être traités. La prophylaxie fait appel à une meilleure hygiène, aussi bien au niveau de l'environnement que de l'alimentation, et à l'élimination des rongeurs. Une quarantaine doit être réalisée avant toute entrée d'un nouvel oiseau. Un auto-vaccin peut être distribué dans l'eau de boisson des oiseaux dans les élevages atteints de salmonelle.

G. Haemophilose ^{15,20,59,60}

Haemophilus sp est une bactérie Gram négative, qui se développe chez les oiseaux présentant des troubles respiratoires. Ces bactéries sont à l'origine d'un coryza : **conjonctivite**, sinusite et aérosacculite.

La clindamycine permet de soigner l'oiseau.

H. Rouget (zoonose) ^{8,15,20,59-61}

L'agent responsable du rouget est *Erysipelothrix rhusiopathiae*, une bactérie Gram positive. Le rouget est une affection qui atteint fréquemment les oiseaux aquatiques et les oiseaux mangeurs de poissons ; il est rarement signalé chez les oiseaux de cage. Cette bactérie est très résistante dans les sols humides, les eaux de bassin peu profondes, et aussi dans l'eau de mer. La transmission se réalise par voie digestive lors de mauvaise hygiène, d'humidité trop élevée ou d'infections concomitantes.

Cette bactérie cause généralement une mort soudaine. Des signes cliniques peuvent être observés : léthargie, faiblesse, anorexie, tête tombante avec des yeux mi-clos. Parfois, des **larmes verdâtres** peuvent apparaître, associées à une dyspnée et à un écoulement nasal. Une arthrite a également été rapportée.

Les meilleurs prélèvements pour isoler le germe et confirmer le diagnostic sont le foie et la rate. Le traitement fait appel aux antibiotiques.

^a Iridocyclite : inflammation aiguë ou chronique de l'iris et des corps ciliaires.

III. AFFECTIONS VIRALES

Les virus sont des micro-organismes composés d'ADN ou d'ARN, qui parasitent les cellules vivantes de leur hôte afin de s'y développer. On distingue deux types de virus : les virus enveloppés, généralement peu résistants dans le milieu extérieur, et les virus nus, très résistants.

A. Avipoxvirose ou variole ^{8,15,20,49,59,60,70-72}

Les avipoxvirus sont de grands virus à ADN, enveloppés et très résistants dans le milieu extérieur (2 à 8 semaines dans les glandes salivaires de moustique, 18 mois dans des éléments organiques desséchés). Ils ont la capacité de se recombinaison facilement. Ces virus forment des corps d'inclusion intracytoplasmiques ou « corps de Bollinger » dans les cellules épithéliales, respiratoires et digestives (cavité buccale). Les lésions sont pathognomoniques. La variole peut infecter diverses espèces d'oiseaux de cages et de volières. Le plus concerné est le **Canari**, également divers passereaux, le Mainate, les Psittacidés (surtout l'Amazone à front bleu), et la Perruche ondulée. La Perruche callopsitte et le Cacatoès sont résistants à ce virus. Différentes souches virales peuvent s'attaquer préférentiellement à certaines espèces d'oiseaux de compagnie, mais toutes sont considérées comme des variantes de *Poxvirus avium*. Chez les Psittacidés, par exemple, on observe plusieurs souches de ce virus : la souche amazone, la souche inséparable et la souche perruche ondulée. La transmission se produit en général lors de piqûres d'insectes hématophages (moustique, acariens, poux). La transmission directe d'oiseau à oiseau (batailles avec plaies cutanées) et la transmission verticale sont possibles. Le virus ne peut pas pénétrer dans un épithélium intact. En général, l'infection se limite à la portion traumatisée de l'épithélium, mais une virémie avec dissémination à différents organes peut se produire. Les facteurs qui contrôlent cette virémie ne sont pas connus à ce jour. Les jeunes oiseaux sont plus sensibles au virus car leur système immunitaire est immature.

Le poxvirus est une cause fréquente d'affections oculaires. Les signes cliniques dépendent de la virulence de la souche virale. La variole peut évoluer selon différentes formes : cutanée (la plus commune chez les Passériformes), humide (ou diphtérique), respiratoire (ou septicémique), et tumorale. Seules les formes cutanée et humide sont à l'origine de symptômes oculaires. Ces signes oculaires sont précoces et apparaissent 10 à 14 jours après l'infection.

Symptômes oculaires (Figures 46a et 46b) :

- **lésions papuleuses et chute des plumes du pourtour des yeux, dépigmentation périoculaire ;**
- **blépharite ;**
- **épiphora ;**
- **masses caséuses au niveau des sacs conjonctivaux résultant d'infections bactériennes secondaires ;**
- **exsudation séro-purulente ;**
- **formation de croûtes qui peuvent oblitérer les paupières ou les empêcher de se fermer ;**

- **conjonctivite ;**
- **providence de la membrane nictitante ;**
- **kératite et / ou uvéite ;**
- **kératite ulcéralive chronique dans les cas sévères, avec néovascularisation cornéenne, panophtalmie, perforation de la cornée et symblépharon^a ;**
- **et finalement, ophtalmophtisie.**

La **forme cutanée** ou « **Dry Pox** » se caractérise par la présence de lésions papuleuses et déplumées autour du bec, des narines et parfois au niveau des membres. Ces lésions prolifératives, caractéristiques de la variole, sont jaunâtres et souvent recouvertes de fausses membranes caséuses, puis de croûtes. Ces papules renferment un liquide séro-purulent, et peuvent atteindre la cavité buccale et le pharynx. Chez les perroquets gris d'Afrique, l'infection se stabilise au stade oculaire, mais elle peut évoluer en coryza, et guérir en quelques semaines. Cette forme cutanée s'observe essentiellement chez les canaris ainsi que chez les Psittacidés (Amazone).

La **forme humide** ou « **Wet Pox** » développe des vésicules blanchâtres au niveau des muqueuses digestives (langue), respiratoires (trachée, sacs aériens), le larynx et le pharynx. Ces vésicules sont constituées de zones fibrineuses grises à brunes et caséuses. L'oiseau présente alors des symptômes de dyspnée, d'asphyxie ainsi que des difficultés pour prélever et avaler la nourriture. L'oiseau est abattu, en boule.

Le type amazone est responsable, chez cet oiseau, de coryza et de **lésions oculaires**. Ces lésions commencent par la sècheresse des paupières, qui se recouvrent ensuite de **croûtes** et d'**exsudats, collant les paupières entres elles**. Puis, les infections secondaires sont à l'origine de **kératites**, suivies par des **ulcérations**, et par la **perforation du globe**.

Lorsque les lésions atteignent la cavité buccale, l'oiseau devient anorexique, et maigrit. Les surinfections bactériennes ou fongiques peuvent exacerber les signes cliniques. L'évolution est favorable dans ces deux formes de la variole si elles sont traitées rapidement. Les oiseaux guérissent après plusieurs semaines d'évolution, et semblent protégés de toute nouvelle infection pendant au moins huit mois. Le diagnostic différentiel doit être envisagé avec des lésions de gale cnémidoptique, des blessures, et avec une avitaminose A (pour la forme humide). Le diagnostic de certitude et histopathologique est réalisé par la mise en évidence histologique des corps d'inclusion de Bollinger. Aucun traitement spécifique n'est proposé à ce jour. Si le malade ne présente pas de forme septicémique et résiste à la virémie, les défenses immunitaires de l'oiseau seront renforcées par un apport en vitamine A. Les traitements topiques et systémiques à base d'antibiotiques et d'antifongiques permettent de traiter les surinfections. Les soins locaux, à base de pommade antibiotique large spectre ou d'une solution à 2 ou 3% de mercurochrome, peuvent être appliqués sur les lésions externes. Une manipulation douce des plaies est conseillée afin de ne pas les faire saigner. Lorsque les croûtes sont sèches, elles peuvent être détachées délicatement. Les lésions buccales peuvent être curetées avec de la glycérine iodée. En cas de formes graves, la réhydratation et le gavage de l'oiseau est nécessaire si celui-ci est de taille suffisante. Si la variole est décelée tôt, un traitement à la vitamine A permet de limiter la gravité de l'infection. L'homéopathie peut aussi être tentée¹⁵. Des séquelles peuvent persister avec des **cicatrices sur les paupières**, une **kératite chronique secondaire**, un **symblépharon**, une **uvéite**, une **énophtalmie**, ou un **épiphora chronique** par occlusion du point lacrymal. La vaccination est le seul moyen de contrôler la variole des oiseaux, mais aucun vaccin spécifique n'est commercialisé en France depuis l'arrêt en 1999 du vaccin destiné aux canaris (le vaccin n'ayant pas d'AMM pour le

^a Symblépharon : adhérence des conjonctives palpébrales à la cornée.

canari a dû être arrêté à cause d'une étroitesse du marché et donc d'un non retour sur investissement) . Une autre alternative de prophylaxie est de donner, pendant une semaine, un traitement homéopathique à base de Diphtherotoxinum 15 CH dans l'eau de boisson. Dans tous les cas, tout oiseau nouvellement acquis doit subir une quarantaine.

B. Circovirose ^{8,15,20,59,60,70,73}

L'agent responsable de cette maladie, *Psittacine circovirus 1*, est un virus nu, composé d'un simple brin d'ADN. Il est très résistant aux désinfectants et à la chaleur, et persiste plusieurs mois dans les locaux. Le circovirus est responsable de la « maladie du bec et des plumes » ou PBFD (Psittacine Beak and Feather Disease). Ce syndrome est caractérisé par une dystrophie, puis une perte symétrique des plumes, associées à une déformation du bec et à de nombreuses lésions internes, entraînant généralement la mort des jeunes oiseaux. Cette affection concerne les Psittacidés (surtout le Gris d'Afrique et le Cacatoès), plus d'une quarantaine d'espèces de Psittacidés peuvent héberger ce virus. La transmission est principalement horizontale au contact des plumes, et verticale au travers de la coquille. La maladie est progressive, avec des rémissions temporaires. La majorité des oiseaux en contact avec ce virus l'élimine par le biais de leur système immunitaire, mais lorsque celui-ci est défaillant, la maladie se déclare. Les signes dépendent de l'âge d'infection des oiseaux.

On décrit trois formes cliniques : suraiguë, aiguë et chronique. Seule la forme chronique peut affecter les yeux. Cette forme est la plus classique, et affecte en général les oiseaux de moins de 3 ans. Lorsque l'on observe les plumes autour des yeux, de la tête et sur le corps, on remarque l'absence de poudre de kératine et un bec très brillant. Cette poudre est produite par la destruction de certaines plumes (principalement chez le cacatoès), elle ternit le bec, et la couleur du plumage devient grisâtre. Ensuite, on peut remarquer des lésions caractéristiques de **dysplasie des plumes de contour**, puis celles de la queue, de la crête pour toucher l'ensemble du plumage. Cette dysplasie des plumes est visible par la déformation de leur hampe, les plumes paraissent tordues, déformées, avec des strictions circulaires par endroit ainsi que des hémorragies pulpaire. On n'observe plus de remplacement des plumes et les oiseaux peuvent devenir « chauves » et déplumés. Les **paupières présentent des plumes déformées avant de devenir complètement nues**. Des lésions du bec sont fréquentes avec des déformations de la maxille qui s'allonge de façon anormale (hyperkératose). Des fractures transverses ou longitudinales sont alors possibles, ainsi que la nécrose de la voûte palatine.

L'examen histologique de jeunes plumes ou l'examen hématologique permet de diagnostiquer la maladie. Aucun traitement spécifique n'est connu. L'eau de boisson peut être supplémentée en vitamines. Les oiseaux positifs à la PBFD doivent être maintenus dans un environnement sans stress et isolés des autres oiseaux, étant donné la forte contagiosité de la maladie.

C. Papillomavirose ^{8,15,20,49,59,60,70,74}

Le papillomavirus appartient à la famille des *Papovavirus*. Ce virus est nu, et constitué de deux brins d'ADN. Les Psittacidés et les passereaux (Petit exotique, Canari...) sont sensibles à ce virus. Les papillomavirus sont spécifiques d'espèces chez les mammifères, mais cette spécificité d'hôte a seulement été suggérée chez les oiseaux¹⁵. Le papillomavirus est à l'origine de lésions sèches **verruqueuses** ou **papillomateuses**, au niveau des doigts et des pattes. Elles sont rares au niveau de la face. Il s'agit de tumeurs épithéliales bénignes (papillomes) localisées sur la peau et les muqueuses. Ces **verrues** peuvent avoir différentes localisations : **paupières**, ailes, doigts, commissures des lèvres (...), et provoquer une gêne locale : gêne respiratoire, difficultés à déféquer, **difficultés à fermer les paupières**... On les observe au niveau des muqueuses, principalement cloacales, mais aussi buccales et digestives. On note aussi la présence de lésions suggestives de papillomavirus sur le tube digestif, surtout au niveau de la jonction cutanéomuqueuse du cloaque. La présence de **lésions prolifératives** sur la tête et les **paupières** a été décrite chez un Perroquet Gris d'Afrique Timneh²⁰. Un papillomavirus a été diagnostiqué par microscopie électronique dans les biopsies d'un Gris d'Afrique atteint de **blépharo-conjonctivite prolifératrice** associée à des lésions cutanées. Chez le Ara, les lésions verruqueuses sont de couleur blanchâtre à rosâtre avec un aspect fragile, et saignent facilement lors de la manipulation de l'oiseau.

Le diagnostic ne peut être confirmé que par un examen histopathologique des lésions. La cryothérapie et l'exérèse chirurgicale sont les méthodes de choix pour le traitement, mais les papillomes récidivent fréquemment. Les interventions chirurgicales sont délicates car elles peuvent créer des lésions encore plus délabrantes que celles qui existent déjà.

D. Adénovirose ^{8,15,20,49,59,60,70}

Le réovirus est un virus non enveloppé, à double brin d'ADN, appartenant à la famille des *Adenoviridae*. Ils sont rarement à l'origine d'affections. Les oiseaux peuvent être porteurs, sans exprimer de forme clinique. En revanche, un stress ou tout autre facteur favorisant peut déclarer la maladie. Ce virus a été isolé chez des Inséparables, la Perruche, le Loriquet, et chez divers perroquets. Il est principalement excrété dans les fécès. La transmission a lieu principalement par voie orale, et dans les élevages, la transmission par l'œuf joue un rôle important dans la dissémination de l'agent pathogène, une transmission par inhalation est suspectée. Les symptômes décrits résultent d'une insuffisance hépatique, d'une insuffisance pancréatique, d'une détresse respiratoire avec des râles trachéaux. Dans certains cas, des troubles nerveux, une diarrhée, un abattement important et une **conjonctivite marquée** sont observés.

Le diagnostic peut être réalisé soit par examen histopathologique avec la mise en évidence de corps d'inclusion intra-nucléaires basophiles, soit par isolement du virus à partir de fécès, ou de prélèvement pharyngien, rénal ou hépatique. Il n'est pas rare de retrouver accidentellement cet agent dans les reins ou le foie d'un oiseau mort d'une autre cause. Le traitement repose sur des soins conservateurs similaires à ceux des poxvirus.

E. Réoviroses ^{8,15,20,59,60,70}

La famille des *Reoviridae* est composée de trois genres : les *Orthoreovirus*, les *Orbivirus* et les *Rotavirus*. Seuls les deux premiers sont à l'origine de symptômes oculaires.

1) Orthoréovirose

L'agent responsable de l'orthoréovirose est un virus non enveloppé, à double brin d'ARN, très résistant aux désinfectants. Il est présent mondialement et affecte surtout le poulet, le canard, le faisand, le pigeon, et les rapaces. Il a aussi été détecté chez les Psittacidés (Perroquet Gris d'Afrique, Inséparables, Cacatoès...), et chez les Petits exotiques. L'excrétion du virus a lieu par voie fécale. L'ingestion de particules virales est probablement le mode de transmission majeur, bien que la voie respiratoire soit possible. Chez les oiseaux en bonne santé, l'infection est latente, mais peut se déclencher lors d'une immunodépression.

Symptômes oculaires :

- **pupille fixe et dilatée ;**
- **hémorragies rétinienne suivies d'uvéites ;**
- **hypopyon ;**
- **exsudats fibrineux dans les chambres antérieure et postérieure.**

Autres symptômes :

- amaigrissement ;
- troubles digestifs (diarrhée...) ;
- polydipsie ;
- troubles respiratoires ;
- incoordination.

Les signes cliniques varient en fonction des espèces infectées. Chez le Pigeon, les signes cliniques les plus fréquents sont une diarrhée et une dyspnée. Le virus est surtout retrouvé dans le cloaque, plus occasionnellement dans l'appareil respiratoire. Les Fringillidés présentent une hépatomégalie sévère qui peut être visible à l'œil au travers de la peau.

La présence du virus est diagnostiquée par microscopie électronique, après mise en culture de prélèvements (écouvillons du cloaque, prélèvement du contenu du rectum ou d'organes infectés). Les vaccins utilisés chez les poulets sont inefficaces chez les Psittaciformes à cause de la variabilité antigénique du virus. L'utilisation de chlorhexidine dans l'eau de boisson des Perroquet Gris d'Afrique pendant une trentaine de jours réduit la transmission du virus dans les grands groupes. Aucun effet secondaire n'a été observé suite à cette exposition²⁰.

2) Orbivirose

Ce virus est transmis par les insectes tels que le culex, le phlébotome ou la tique. Un orbivirus a été isolé chez une Perruche ondulée et une Perruche calopsitte^{15,20}. Elles souffraient de dyspnée, de photophobie, et avaient un plumage ébouriffé, avant qu'elles ne succombent à la maladie.

F. Herpès virose 8,15,20,59,60,70,75

Les herpèsvirus sont des virus à ADN, enveloppés et peu résistants dans le milieu extérieur (moins de 3 jours). Ils ne sont, en général, pas spécifiques d'un hôte ou d'un tissu. En revanche, certains herpèsvirus sont particulièrement bien adaptés à leur hôte : herpèsvirus responsable de la trachéite virale de l'Amazone, herpèsvirus du Diamant de Gould, ou herpèsvirus à l'origine de la laryngo-trachéite virale du Canari... Les herpèsvirus induisent, le plus souvent, des infections latentes et persistantes, de plusieurs semaines à toute la vie de l'oiseau, avec des périodes irrégulières de recrudescence et d'excrétion. La transmission verticale du virus est confirmée pour l'herpèsvirus des perruches ondulées. La transmission par inhalation de particules virales est possible, mais elle se réalise surtout par ingestion des selles contaminées émises par les oiseaux. Ces virus infectent les cellules lymphoïdes (lymphocytes B ou T), puis les cellules épithéliales (peau, muqueuses) et enfin les cellules nerveuses. Les symptômes oculaires ne sont pas présents dans toutes les herpès viroses. Ils sont décrits principalement dans la laryngo-trachéite virale du Canari, dans la trachéite des amazones, et dans l'herpès virose des diamants de Gould.

Laryngo-trachéite virale du Canari : difficultés respiratoires aiguës (bruits respiratoires, expectoration de mucus plus ou moins hémorragique et les oiseaux secouent la tête pour expulser ce mucus), **jetage purulent oculo-nasal**, **blépharo-conjonctivite**, affaiblissement, cyanose des muqueuses et mort par asphyxie. Cette affection concerne surtout le Canari, et sa transmission est exclusivement par voie aérienne. Le diagnostic peut être réalisé par précipitation des anticorps dès 8-10 jours post-infection, ou bien par la présence d'inclusions dans l'épithélium respiratoire lors d'examen histopathologique. Mais la confirmation de la maladie nécessite l'isolement du virus.

Trachéite des amazones : elle se traduit par des troubles respiratoires caractérisés par un **jetage oculo-nasal**, des râles respiratoires, des crépitements, de la toux, une dyspnée et une respiration bec ouvert. Cette affection peut se développer sur un mode suraigu, aigu, ou chronique. Des surinfections bactériennes secondaires peuvent compliquer les symptômes. Le diagnostic est orienté par la clinique. Le virus est isolé après mise en culture d'un écouvillon trachéal ou pharyngé. Le traitement est à base d'aciclovir *per os*, pour limiter l'extension de la maladie. Ce produit est particulièrement néphrotoxique, une attention particulière doit y être apportée, car ce traitement doit être administré pendant une longue période pour éviter les rechutes.

Herpès virose des diamants de Gould : cette affection ne touche que les Fringillidés, en particulier le diamant de Gould. Les symptômes oculaires sont marqués par une **blépharo-conjonctivite**, les **paupières enflées** et **oedémateuses** peuvent **se coller avec les conjonctives**. De **croûtes** peuvent être observées **sur la fente palpébrale**. Les oiseaux deviennent apathiques, affaiblis, amaigris, et présentent des difficultés respiratoires (dyspnée). La mort survient en quelques jours. L'examen histopathologique permet la confirmation du diagnostic clinique.

G. Paramyxoviroses ^{8,15,20,59,60,70,76}

On dénombre 9 sérotypes différents du Paramyxovirus. Ils proviennent de mutations à partir d'un virus initial, ou bien de modifications du virus de départ lors des passages successifs chez les animaux. Ce sont des virus enveloppés, très résistants dans le milieu extérieur. Le virus est excrété dans les selles des oiseaux infectés. La transmission s'effectue par voie respiratoire, oculaire ou digestive. Le virus peut aussi traverser la coquille, et ainsi infecter et tuer l'embryon. Il existe beaucoup de porteurs inapparents, excréteurs temporaires. Les 9 sérotypes, PMV-1 à PMV-9, se répartissent chez différents hôtes. Nous nous intéresserons à PMV-1, PMV-2 et PMV-3, car ce sont les seuls à l'origine de symptômes oculaires.

1) PMV-1 ou Maladie de Newcastle

La maladie de Newcastle intéresse les oiseaux aquatiques, mais aussi les Colombiformes et les Psittaciformes (Gris d'Afrique, Amazone, Cacatoès). La virulence, et donc les symptômes, varient selon les espèces considérées, la voie d'inoculation, le statut immunitaire, le stress, les maladies concomitantes.

Symptômes oculaires :

- **conjonctivite** ;
- **mydriase** ;
- **trouble de la vue** (l'oiseau picore à côté de ses graines).

Un **hydroblépharon unilatéral** a été décrit chez un pigeon infecté par le PMV-1.

Autres symptômes :

- abattement, somnolence ;
- troubles respiratoires aigus : dyspnée, bruits respiratoires (mucosités dans le tractus respiratoire supérieur) ;
- jetage muco-purulent ;
- polydypsie ;
- troubles digestifs : diarrhée verdâtre, anorexie, vomissements ;
- troubles nerveux par atteinte du système nerveux central : mouvements anormaux de la tête, torticolis, convulsions, tremblements, paralysie des ailes, opisthotonos... ;
- mort (elle peut aussi être brutale, sans symptôme préalable).

En début de maladie, les anticorps ne sont pas décelables. Le diagnostic repose sur l'isolement viral par mise en culture, à partir d'écouvillons du cloaque, de selles ou de jetage si l'oiseau est excréteur. La PCR peut aussi être utilisée en début de maladie. Après 7 à 10 jours, le virus peut ne plus être isolé. Des tests sérologiques sont préconisés. Ils donnent des résultats beaucoup plus rapides mais des faux positifs sont fréquents car l'oiseau a pu être en contact récemment avec le virus sans pour autant en être porteur, ou il a pu être vacciné (bien que les titres en anticorps soient bien plus faibles qu'après infection). La sérologie est principalement employée pour vérifier la réponse immunitaire post-vaccinale de l'oiseau. Le diagnostic différentiel s'établit avec la chlamydophilose, la salmonellose, la réovirose... La maladie de Newcastle n'est jamais associée à une sinusite, ce qui est un point important pour le diagnostic différentiel. Il n'existe pas de traitement spécifique. Lorsqu'il est possible de réhydrater et d'alimenter l'oiseau, la guérison peut survenir après une convalescence de deux ou trois mois. Il est primordial de surveiller l'importation des oiseaux de cage et de volière sensibles à cette maladie et de leur faire respecter une quarantaine stricte.

2) PMV-2

Paramyxovirus Yucaipa infecte les Psittacidés tel que le Gris d'Afrique. Il est à l'origine de **conjonctivite** et de sinusite.

3) PMV-3

Ce sérotype atteint les passereaux et de nombreux Psittacidés (Néophème, Inséparables, Cacatoès, Gris d'Afrique...). Il est composé de deux types : le type dinde et le type psittacidés. Seul ce dernier type nous intéresse car il entraîne l'apparition de troubles oculaires.

Symptômes oculaires :

- **conjonctivite** ;
- **uvéite** ;
- **hémorragie rétinienne au niveau du peigne** ;
- **dépôts fibrineux dans la chambre antérieure.**

Autres symptômes :

- troubles digestifs (diarrhée...) ;
- troubles respiratoires ;
- troubles nerveux : tremblement, opisthotonos, marche sur le cercle... ;
- troubles pancréatiques : émission de selles volumineuses.

Le taux de mortalité est variable, la morbidité est élevée.

H.Orthomyxovirose (zoonose) ^{8,15,20,59,60,69,70}

Les virus *influenza* de type A (Orthomyxovirus) sont les agents responsables de la grippe aviaire. Ce sont des virus enveloppés à ARN, qui survivent environ deux semaines dans le milieu extérieur. Ce virus est doté d'une forte variabilité antigénique, qui résulte soit d'une dérive antigénique, soit de l'apparition de nouveaux sous-types. Le virus est excrété dans les selles, et les sécrétions oculaires et respiratoires. Ce virus atteint les oiseaux sauvages mais aussi les oiseaux de cage (passereaux, Psittacidés...). Les oiseaux migrateurs jouent un rôle majeur dans la dissémination du virus. La transmission est due à un contact étroit entre oiseaux et les chaussures ou vêtements contaminés de l'Homme, ou avec des aliments contaminés par des selles d'oiseaux sauvages⁶⁹.

La maladie peut rester longtemps inapparente. Lorsqu'elle se déclare, on observe des affections respiratoires (trachéite, sinusite), un abattement, une anorexie, une diarrhée, et des troubles nerveux (ataxie, convulsion). Une baisse de ponte, une mortalité élevée et une **conjonctivite folliculaire** sont rapportées. Les symptômes oculaires sont marqués par un **épiphora**.

Le diagnostic clinique différentiel s'établit avec la chlamydophilose et la mycoplasmosse. Le diagnostic de certitude repose sur l'isolement et l'identification du virus à partir d'écouvillonnage cloacal ou laryngo-trachéal chez les oiseaux vivants, et à partir de prélèvement de poumons, de foie, de rate ou d'encéphale chez l'oiseau mort.

IV. AFFECTIONS MYCOPLASMIQUES ^{8,15,20,49,59}

Les mycoplasmes sont des micro-organismes dépourvus de parois, vivant dans le milieu extérieur. Le principal germe en cause est *Mycoplasma gallisepticum*. Certains Psittacidés, comme la perruche ondulée, semblent plus sensibles aux mycoplasmes. Un contact étroit entre oiseaux est nécessaire pour la transmission de la maladie. Le germe est excrété par les sécrétions respiratoires et génitales. Les mycoplasmes sont à l'origine de troubles respiratoires non spécifiques et de symptômes oculaires.

Symptômes oculaires :

- **conjonctivite séreuse à sérofibrineuse ;**
- **blépharo-conjonctivite ;**
- **épiphora et exsudats inflammatoires conduisent parfois à un ankyloblépharon^a ;**
- **kératite ;**
- **nécrose de l'œil.**

Des complications peuvent apparaître suite au frottement de l'animal contre ses barreaux : lésion des paupières et conjonctivites dues aux infections bactériennes secondaires. Les mycoplasmes sont aussi considérés comme responsables de la « conjonctivite de la perruche callopsitte », même si sa pathogénie n'est pas encore bien élucidée.

Symptômes respiratoires :

- respiration bruyante avec de petits râles ;
- détresse respiratoire ;
- sinusite infra-orbitaire ;
- coryza ;
- trachéite ;
- exsudat muqueux nasal et sinusal ;
- aéro-sacculite.

On note aussi une baisse de ponte et une morbidité élevée. La mortalité a surtout pour origine les surinfections bactériennes secondaires, comme *E. Coli*.

Le diagnostic clinique différentiel doit être réalisé principalement avec la chlamydophilose. Le diagnostic de certitude nécessite la mise en culture des mycoplasmes. On effectue le prélèvement au niveau des premières voies respiratoire (pharynx, choanes) sur oiseau vivant, et, sur oiseau mort, on les réalise au niveau des sacs aériens et des poumons. L'identification peut se faire par PCR ou par test ELISA. Les antibiotiques permettent aux oiseaux de se rétablir, mais l'élimination du mycoplasme est, quant à elle, beaucoup plus délicate à obtenir. Les antibiotiques tels que la doxycycline, l'enrofloxacin, les tétracyclines (...) peuvent être employés. Les tétracyclines et l'enrofloxacin sont conseillées chez les Psittacidés du fait de la similitude des symptômes avec la chlamydophilose.

^a Ankyloblépharon : adhérence du bord libre des deux paupières.

V. AFFECTIONS PARASITAIRES

Les oiseaux vivant en volière sont les plus concernés par les affections parasitaires puisqu'ils sont au contact du sol et de divers hôtes intermédiaires spécifiques ou non : oiseaux sauvages, oiseaux nouvellement importés, acariens, insectes... Afin de limiter la présence de parasites, il faut éliminer les causes favorisantes : le manque d'hygiène, la malnutrition, la surpopulation... Les oiseaux sauvages, capturés dans la nature, sont souvent à l'origine des affections parasitaires. Même s'ils ne présentent pas de symptômes lors de leur capture (symbiose de l'oiseau et du parasite), le stress du voyage ou les carences alimentaires peuvent être à l'origine d'un affaiblissement des défenses immunitaires des oiseaux porteurs. Ils peuvent alors extérioriser leur parasitose et la transmettre aux oiseaux non préparés à ce parasitisme lors de leur importation.

Les affections parasitaires de l'oeil (arthropodes, helminthes ou protozoaires) restent le plus souvent localisées. En revanche, si la pression parasitaire est élevée, l'infection peut se généraliser.

A. Arthropodes

1) *Cnemidocoptes pilae* ^{8,15,20,49,54,55,59,61}

(cf. cas clinique n°1)

L'acarien le plus fréquemment rencontré sur les Psittacidés est *Cnemidocoptes pilae*. Les perruches ondulées sont les plus touchées, mais l'affection existe chez tous les Psittacidés et Passériformes. Cet agent est responsable de la gale, maladie caractérisée par des lésions **hyperplasiques** au niveau des yeux, du bec et des pattes. L'affection peut être latente et passer inaperçue, ou bien se déclarer lors d'un stress ou d'une immunodépression. Les jeunes oiseaux sont plus sensibles que les adultes, et il semble que certains individus soient génétiquement prédisposés à cette parasitose. La maladie est très contagieuse et la transmission se réalise par contact direct. Les acariens sont identifiés après raclage des tissus prolifératifs et observation au microscope.

Le **cycle évolutif** de cet ectoparasite se déroule en surface et dans l'épaisseur de l'épiderme. Il y a typiquement une prolifération des tissus autour du bec. La gale se traduit par une **atteinte croûteuse** au niveau du bec, des narines, des paupières, associée à une **blépharite** avec parfois une extension aux pattes, au pourtour de l'anus et au croupion. Les tunnels creusés dans ces tissus prolifératifs donnent une apparence caractéristique en **rayons de miel**. Chez les passereaux et le Canari en particulier, l'atteinte des pattes peut donner lieu à des proliférations volumineuses et invalidantes. On peut même parfois rencontrer, lors de gale sévère, la **chute d'un ou plusieurs doigts**. Dans les cas avancés, l'oiseau ne peut plus se percher à cause du blocage des articulations interdigitées.

Le diagnostic est clinique et microscopique à partir d'un raclage cutané profond. Des parasites adultes, des œufs et des larves peuvent être mis en évidence. Un traitement individuel est idéal lorsqu'il est possible. Il s'agit d'une application percutanée sur la membrane alaire d'ivermectine, à renouveler deux à trois fois, à environ 10-15 jours d'intervalle, ou une fois par semaine, pendant un mois. La moxidectine est aussi utilisable par

voie percutanée, deux fois, à dix jours d'intervalle chez la perruche ondulée. Dans le **cas de graves déformations** du bec, des **parages réguliers** doivent être effectués pour rectifier la forme du bec et éliminer les zones friables. Plusieurs mois sont parfois nécessaires pour que le bec de l'oiseau se renouvelle et retrouve un aspect normal. Les croûtes au niveau des pattes peuvent être délicatement retirées après les avoir ramollies à l'eau tiède savonneuse. De l'huile minérale est ensuite appliquée sur les pattes. Les oiseaux vivant avec des oiseaux malades doivent être traités préventivement.

2) *Ixodes ricinus* ^{15,20,49,59}

Ixodes ricinus est un acarien ectoparasite qui passe une partie de son cycle sur la peau de mammifères, d'oiseaux et de reptiles (*Figure 47*). L'infestation concerne surtout les oiseaux marins. On peut le rencontrer sur les paupières des oiseaux, mais son site de prédilection est le menton. Il est à l'origine d'une **blépharite**, d'un **prurit** et d'une **conjonctivite palpébrale**.

B. Protozoaires

1) *Trichomonas gallinae* et trichomonose ^{15,20,59}

Trichomonas gallinae est un protozoaire possédant quatre flagelles. Cette parasitose concerne principalement les Colombidés et le Canari, mais elle peut s'observer chez les oiseaux de cage tels que les Petits exotiques, la Perruches ondulées, l'Amazone, les Inséparables... La transmission s'effectue par contact direct ou par l'intermédiaire d'aliments ou d'eau de boisson contaminés. Le jeune au nid peut aussi être contaminé lors du nourrissage parental, par le lait de jabot.

Symptômes oculaires : **blépharite** et **conjonctivite**. (*Figures 48a et 48b*)

Autres symptômes :

- diarrhées ;
- bâillements ;
- claquements de dents ;
- amaigrissement ;
- cavité buccale : plaques séro-nécrotiques, jaunâtres, épaisses, plus ou moins étendues ;
- morbidité.

Le diagnostic clinique différentiel doit éliminer la candidose et la variole. Chez l'oiseau vivant, le diagnostic s'effectue par la recherche du parasite dans des écouvillons oesophagiens. Sur oiseau mort, le diagnostic est difficile car les parasites meurent quelques minutes après le décès de l'oiseau, ils ne sont alors plus détectables. Le traitement repose sur le ronidazole ou le métronidazole.

2) *Toxoplasma gondii* et toxoplasmose ^{15,20,49,59,61}

Ce parasite a été retrouvé chez les canaris, plus rarement chez des Psittacidés (Perruche ondulée, Lori) et chez le Mainate. *Toxoplasma gondii* a été identifié dans l'œil et le système nerveux central de canaris aveugles. L'oiseau se contamine en mangeant les ookystes libérés par le chat dans ses selles. Les symptômes se déclarent principalement à la faveur d'une baisse d'immunité.

Symptômes oculaires :

- **conjonctivo-kératite ;**
- **iridocyclite ;**
- **cécité ;**
- **panophtalmie ;**
- **névrite optique ;**
- **décollements de rétine ;**
- **myosite périorbitaire.**

Autres symptômes :

- troubles du système nerveux : marche sur le cercle, ataxie, nystagmus... ;
- troubles respiratoires : dyspnée ;
- troubles digestifs : anorexie, diarrhée.

Le diagnostic s'établit par sérologie, examen histopathologique ou cytopathologique de prélèvements de foie ou de rate. L'examen histopathologique oculaire permet l'observation d'une chorioretinite dans laquelle peuvent être observés des tachyzoïtes. Le traitement nécessite l'administration de pyriméthamine, de sulfaquinoxaline ou de diclarzuril.

3) *Plasmodium* sp et paludisme (Malaria) ^{15,20,59}

Le paludisme touche essentiellement les passereaux (moineaux, canaris, mainates...). Cette affection semble très rare chez les Psittacidés. Les canaris y sont très sensibles, ainsi ils sont utilisés pour l'étude expérimentale de cette parasitose. Cette affection est présente dans les zones humides et chaudes. La transmission a lieu à l'occasion de piqûres de moustique, du genre *Culex*, ou *Aedes*, qui transporte le parasite dans sa salive. Les oiseaux immunodéprimés ou les jeunes sont plus sensibles à l'infection.

Symptômes oculaires : blépharite.

Autres symptômes :

- décès rapide ;
- poussées fébriles ;
- somnolence ;
- plumage hérissé ;
- respiration difficile ;
- diarrhée.

Le diagnostic se réalise à l'aide d'un frottis sanguin coloré (Giemsa). Le traitement ne permet pas une disparition totale du parasite. De la choloquine peut être ajoutée à l'eau de boisson pendant 15 jours.

C. Helminthes

Les nématodes oculaires rapportés sont: *Oxyspirura*, *Thelazia*, et *Ceratospira*. Ils vivent à la surface de l'œil des oiseaux.

1) *Thelazia* et *Ceratospira* ^{15,20,49,59,61,77}

Ils se logent entre le globe oculaire et la membrane nictitante. L'hôte intermédiaire de *Thelazia* est habituellement la mouche. La femelle *Thelazia* dépose le premier stade larvaire sur la conjonctive, puis les larves sont ensuite ingérées par les mouches adultes qui se nourrissent des sécrétions lacrymales de l'oiseau.

Symptômes uni ou bilatéraux:

- **spasmes palpébraux** ;
- **légère conjonctivite**.

D'autres symptômes peuvent être présents. En effet, *Thelazia* a été identifié dans l'œil d'un perroquet du Sénégal qui présentait, unilatéralement, un **épiphora**, un **blépharospasme** et une **photophobie**.

2) *Oxyspirura mansonii* et oxyspirurose ^{15,20,49,59,61}

Oxyspirura mansonii se rencontre chez les passereaux (moineaux, mainates...), et chez les Psittacidés (cacatoès...), vivant en Asie, en Afrique, ou en Australie. *Oxyspirura* semble commun dans les yeux des Cacatoès. Un hôte intermédiaire, le Cafard (*Pycnoscelus surinamensis*), absorbe l'œuf du parasite lors d'un repas de selles d'oiseau porteur, puis, le cafard est ingéré par un oiseau. La larve migre alors du jabot dans le sac conjonctival ou sous la membrane nictitante, par l'intermédiaire du canal lacrymo-nasal.

Symptômes :

- **conjonctivite** ;
- parfois un **épiphora** prononcé ;
- **dacryocystite** ;
- **chémosis** ;
- **irritation** (avec **blépharospasme**) de la membrane nictitante ;
- **prurit** de la région oculaire.

Le traitement se réalise en deux temps : application par voie transcutanée d'ivermectine pour tuer les vers, puis rinçage de l'œil au sérum physiologique pour les éliminer.



Figure 44 : blépharo-conjonctivite lors de chlamydophilose
(Dr F.RIVAL)



Figure 45 : abcès multiples de la membrane nictitante à *M. avium* chez un Pélican
(Dr F.RIVAL)



(a): bléharite très prononcée , épiphora et lésions papuleuses de la variole chez un Canari
(Dr F.RIVAL)



(b):masse caséuse au niveau des sacs conjonctivaux chez une Buse variable
(Dr E.RISI)

Figure 46 : lésions oculaires lors d'avipoxvirose ou de variole



Figure 47 : tiques sur les paupières d'un Faucon crécerelle (Dr E.RISI)



(a): blépharite chez un Canari
(Dr E.RISI)



(b): blépharite et conjonctivite sévère chez un Canari (Dr E.RISI)

Figure 48 : lésions de trichomonose

VI. AFFECTIONS MYCOSIQUES

Seules les mycoses généralisées, qui ont une étendue viscérale ou hématologique, sont à l'origine d'affections oculaires non spécifiques.

A. Aspergillose ^{15,20,59,78-80}

L'aspergillose est une mycose redoutable chez les oiseaux. En effet, le diagnostic est souvent posé trop tardivement. L'agent étiologique le plus couramment isolé est *Aspergillus fumigatus* ; *A. glaucus* ou *A. flavus* sont également rencontrés. Cette mycose opportuniste s'installe lors d'une baisse de l'état général, d'un affaiblissement des défenses naturelles, d'administration de corticoïdes à dose immunosuppressive, d'une antibiothérapie excessive, de mauvaises conditions d'entretien (accumulation de fèces dans la cage...), de stress (transport, ventilation défectueuse...). Ce champignon se développe essentiellement sur des milieux d'origine végétale, des aliments pollués, en présence d'une humidité et d'une température excessives. L'aspergillose n'est pas une affection contagieuse, il n'y a pas de transmission direct entre oiseaux. Les oiseaux se contaminent en inhalant des spores présentes dans leur milieu de vie. Les oiseaux de compagnie sont les plus affectés.

Aspergillus fumigatus cause fréquemment des détresses respiratoires résultant de bronchopneumonie et d'aérosacculite granulomateuses. Les symptômes n'ont rien de pathognomoniques et, très souvent, ne se déclarent qu'en fin d'évolution. Deux formes sont reconnues : aiguë et chronique. La **forme aiguë** évolue de préférence chez les jeunes oiseaux sauvages ou les Psittacidés immunodéprimés, après inhalation d'une grande quantité de spores. Elle se traduit par une dyspnée sévère, une PUPD, une cyanose des muqueuses et une anorexie. La dissémination aérologène et hématogène entraîne la formation de micronodules tout au long des poumons, des sacs aériens, des viscères et de la cavité coelomique. La mort survient en moins d'une semaine. La **forme chronique est plus commune**. Les symptômes dépendent du lieu de colonisation des champignons, bien que l'appareil respiratoire soit le plus souvent atteint.

Symptômes oculaires :

- **abcès aspergillaires** (Figure 49a) ;
- **kérato-conjonctivite** (Figure 49b) ;
- **écoulement blanc** au niveau des sacs conjonctivaux (surtout chez les jeunes oiseaux) ;
- **déformations osseuses** (par ostéomyélite lors de colonisation osseuse).

D'autres lésions telles qu'une **blépharite** et une **dermatite** aspergillaire ont été diagnostiqués sur un rapace. Le réflexe palpébral est alors incomplet du fait de la présence de lésions érodées, croûteuses et épaissies sur la paupière inférieure⁷⁹.

Autres symptômes :

- diminution de l'appétit, diarrhée, PUPD, amaigrissement, fatigue ;
- l'oiseau ne siffle plus ou ne parle plus (surtout en cas d'atteinte du syrinx ou de la trachée) ;

- atteinte respiratoire : dyspnée sévère, tachypnée, crises d'asphyxie, formation de granulomes à la bifurcation trachéale dans le syrinx ;
- atteinte du système nerveux : convulsions, paralysie, développement de granulomes aspergillaires dans le cerveau ;
- atteinte nasale : localisation uni ou bilatérale du champignon dans l'appareil respiratoire supérieur (sinus ou cavité nasale), les cavités se combleraient d'une masse jaunâtre, et compacte (granulome aspergillaires) ;
- atteinte osseuse : ostéomyélite (os longs surtout) ;
- atteinte cardiaque : myocardite fongique possible ;
- atteinte cutanée : hyperkératose, folliculite exsudative, déformation des hampes des plumes.

Le diagnostic de l'aspergillose peut être effectué par culture, radiographie, sérologie, hématologie, électrophorèse, endoscopie, ou encore par biopsie. Le diagnostic différentiel doit être envisagé avec la chlamydophilose et la tuberculose. Le traitement dépend de la localisation et de l'étendue des lésions. De nombreux médicaments peuvent être utilisés : l'itraconazole (le plus efficace, administré lors d'un repas riche en lipides), l'amphotéricine (en cas d'aspergillose grave, en IV), le fluconazole, l'énilconazole (applications locales), le clotrimazole (applications locales ou fumigation), le terbinafine (*per os* ou en nébulisation). Des nébulisations sont fréquemment réalisées lorsque la période de détresse respiratoire est terminée. Un curetage chirurgical des granulomes aspergillaires au niveau des sacs aériens peut être envisagé. En plus des traitements, il est nécessaire de placer l'animal au chaud, sous oxygène, de le réhydrater et de le gaver car ils sont souvent très affaiblis. Le nettoyage des cages et des locaux ayant abrité ces oiseaux devra être réalisé avec des aérosols d'énilconazole.

B. Candidose ^{15,20,49,59,61}

La levure responsable de la candidose aviaire, *C. albicans*, est un germe opportuniste, qui affecte le plus souvent le tractus digestif. Cette mycose concerne aussi bien les passereaux (Canari, Diamant de Gould) que les Psittacidés (Calopsitte, Perroquets) et les oiseaux prédateurs. *C. albicans* est un hôte normal du tube digestif des oiseaux. La candidose se déclenche lors d'un déséquilibre de la flore intestinale (après un traitement prolongé aux antibiotiques, surtout aux tétracyclines, ou suite à un changement de pH intestinal), lors d'une baisse de l'immunité, d'un stress, d'une hypovitaminose A, de malnutrition, de gavage avec du matériel mal entretenu, ou lors d'immaturité du système immunitaire (les jeunes perruches calopsittes semblent prédisposées). La candidose se présente sous deux formes : une forme respiratoire et une forme digestive. Seule la forme respiratoire est à l'origine de symptômes oculaires.

Symptômes oculaires : dépôts blanchâtres sur les conjonctives et la cornée.

Autres symptômes :

- troubles digestifs : inappétence, régurgitation, stase au niveau du jabot ou compaction de la nourriture (le jabot est souvent le point de départ de l'infection), jabot épais à la palpation, amaigrissement progressif, diarrhée, gêne à la préhension et déglutition des aliments, maldigestion (graines entières dans les selles) ;

- troubles buccaux : jetage épais aux commissures du bec, halitose, présence de plaques blanchâtres, bec anormal, nécrose de la langue (on remarque, chez les ratites, que la nécrose s'étend sur la partie supérieure du bec) ;
- troubles nerveux possibles consécutifs à des lésions d'encéphalomalacie .

Le diagnostic est réalisé par la mise en culture de la levure et observation au microscope optique à partir d'écouvillons de lésions, ou du produit de lavage du jabot. Les levures doivent être trouvées en grand nombre dans les cultures pour être à l'origine de l'affection. Le diagnostic différentiel doit éliminer l'avitaminose A et la trychomonose. Le traitement nécessite l'utilisation d'antifongiques : nystatine, fluconazole, kétoconazole, itraconazole, ou terbinafine. En cas de candidose grave avec évolution systémique, le fluconazole est le produit de choix. L'association nystatine-fluconazole est utilisée pour les candidoses digestives. Un gel de miconazole peut être appliqué, à l'aide d'un coton-tige, sur les lésions. Dans tous les cas, un supplément en vitamine A est conseillé.

C. Cryptococcose (zoonose) ^{15,20,59}

La cryptococcose est une **zoonose** dangereuse pour l'homme. L'isolement de l'agent responsable de cette mycose, *Cryptococcus neoformans*, est fréquent dans les selles des pigeons et des Psittacidés. Ce champignon est saprophyte chez les oiseaux. La contamination se réalise par l'intermédiaire du sol, au contact des selles d'oiseaux porteurs. Les oiseaux immunodéprimés y sont plus sensibles.

Symptômes oculaires :

- **iridocyclite** ;
- une forme rétrobulbaire, responsable d'**exophtalmie**, a été décrite.

Autres symptômes :

- abattement ;
- anorexie ;
- diarrhée ;
- troubles respiratoires : sinusite, rhinite, aérosacculite ;
- troubles nerveux centraux.

Le diagnostic est essentiellement nécropsique. Le germe peut être mis en évidence par culture de prélèvements, ou par des examens cytologiques, sérologiques ou histopathologique. Le traitement des oiseaux malades risque de créer des porteurs inapparents. Le traitement est à base de fluconazole *per os*, ou de clotrimazole en nébulisation (cf. traitement de l'aspergillose).

VII. TROUBLES METABOLIQUES

Les troubles métaboliques concernent principalement les oiseaux en captivité ne recevant pas une alimentation équilibrée. Les symptômes oculaires d'origine métabolique se rencontrent principalement lors de déficits vitaminiques A, E ou B5. Les vitamines A et E sont impliquées dans les réponses immunitaires. Tout déficit vitaminique peut être à l'origine d'une moindre résistance aux infections. Un supplément multivitaminique doit être prescrit aux oiseaux ayant reçus un long traitement aux antibiotiques. La giardiose et la coccidiose interfèrent avec l'absorption intestinale des vitamines ; un complément vitaminique est alors à administrer. Les excès et les défauts d'apports vitaminiques sont à l'origine de nombreux troubles. Un équilibre des doses à administrer doit être recherché. Pour cela, certains **complexes vitaminiques commerciaux** peuvent être utilisés (OcévitalND, par exemple). Ils sont administrés sur un morceau de fruit ou dans l'eau de boisson. Celle-ci doit être bue dans les 2 ou 3h, sinon les vitamines perdent leur efficacité.

A. L'hypovitaminose ou avitaminose A ^{15,20,49,59,61}

La vitamine A est synthétisée dans le foie à partir de pigments caroténoïdes fournis par l'alimentation. Elle joue un rôle important comme cofacteur dans la vision. Elle constitue un élément essentiel en agissant sur la croissance et la protection des épithéliums (peau, systèmes respiratoire, digestif et reproducteur). Elle intervient également dans de nombreuses réactions métaboliques et immunitaires. Les besoins sont estimés de 2000 à 4000 UI/ kg d'aliment.

Toutes les affections altérant les fonctions hépatiques peuvent entraîner une diminution de la capacité de stockage et de sa mobilisation de la vitamine A. L'hypovitaminose A provient le plus souvent d'une carence alimentaire en cette vitamine chez le Perroquet Gris d'Afrique, le Cacatoès et l'Amazone nourris exclusivement avec un régime riche en cacahouètes et en graines de tournesol. L'avitaminose A prédispose à une candidose.

L'hypovitaminose A est associée à une **métaplasie squameuse des épithéliums**.

Symptômes oculaires :

- lorsque la métaplasie des muqueuses atteint l'œil, on observe une **exophtalmie** mais aussi une obstruction des glandes lacrymales d'où la présence d'une **kératite sèche** ;
- **conjonctivite** ;
- accumulation de **matériels caséux** sous l'œil (*Figure 50a*) ;
- **xérophtalmie** ;
- **gonflement périorbital** (*Figure 50b*) ;
- **blépharite** ;
- **dacryocystite**^a.

Symptômes cutanés :

- sécheresse de la peau, dermatose, hyperkératose, ulcération au niveau des pattes, pododermatite ;
- picage.

Symptômes respiratoires :

^a Dacryocystite : inflammation des glandes lacrymales.

- lorsque la métaplasie atteint le syrinx, elle peut être à l'origine de l'obstruction de la trachée ;
- coryza, sinusite infra-orbitaire, granulome des voies respiratoires ;
- dépigmentation et inflammation des papilles choanales.

Symptômes digestifs :

- la métaplasie peut entraîner l'obstruction des glandes salivaires, des renflements sous la langue ;
- pustules blanches dans la bouche, l'œsophage, le jabot.

Autres symptômes :

- renflements autour du larynx, ou des mandibules ;
- troubles de la reproduction ;
- néphrite ;
- goutte ;
- PUPD.

Chez les très jeunes oiseaux, l'hypovitaminose A est associée à de la faiblesse, de l'incoordination, de l'ataxie (à distinguer des symptômes entraînés par une hypovitaminose E).

Le traitement repose sur des complexes vitaminiques et un rééquilibrage de la ration qui inclut une source naturelle de bêta-carotènes. Dans les cas avancés d'hypovitaminose A, une supplémentation par voie parentérale de vitamine A est conseillée.

B. Hypovitaminose E ^{15,20,59}

La vitamine E joue un rôle d'antioxydant, assurant ainsi l'intégrité des membranes cellulaires, grâce à son action contre les radicaux libres. Elle est stockée dans le foie ou dans le plasma. Elle agit avec le sélénium : un déficit de l'un ou de l'autre entrave la fonction protectrice des membranes. Elle joue un rôle dans les défenses immunitaires des oiseaux car elle empêche l'oxydation de la vitamine A. La vitamine E est présente sous forme active dans le feuillage de nombreuses plantes (la luzerne par exemple), ou dans les germes de céréales. L'hypovitaminose E est due à un apport insuffisant de cette vitamine par rapport au taux de matière grasse alimentaire. Elle doit être fournie en quantité croissante, proportionnellement au taux de matière grasse. Une attention particulière doit être portée aux oiseaux obèses.

Les symptômes oculaires sont caractérisés par une **paralysie des paupières**.

Les autres symptômes peuvent être :

- paralysie ou parésie ;
- incoordination, tremblements liés à des lésions d'encéphalomalacie ;
- faiblesse musculaire liée à des lésions de dystrophie musculaire ;
- paralysie partielle de la langue ;
- hyperactivité ou inactivité ;
- diminution du taux d'éclosion.

Le diagnostic repose surtout sur les commémoratifs de l'alimentation de l'oiseau. Une supplémentation parentérale en vitamine E est conseillée. Si des lésions irréversibles des muscles et des nerfs sont diagnostiquées, la réponse au traitement risque d'être faible.

C. Hypovitaminose B5 (Acide pantothénique) ^{15,20,59}

L'acide pantothénique est un composant du coenzyme A qui joue un rôle primordial dans le métabolisme des glucides, la synthèse des acides gras, des triglycérides et des phospholipides. Il est, en général, en quantité suffisante dans les graines (céréales).

Symptômes oculaires : **hyperkératose** sur le pourtour des yeux.

Symptômes cutanés :

- mauvais emplumement ;
- dermatites ;
- oedèmes sévères et hémorragies sous-cutanées ;
- hyperkératose autour du bec, des pattes et du cou.

Autres symptômes :

- retard de croissance ;
- ataxie.

De nouveau, les commémoratifs sont majeurs pour l'établissement du diagnostic. On administrera à ces oiseaux des complexes vitaminiques riches en B5.

VIII. INTOXICATIONS

A. Plomb et saturnisme ^{15,20,59}

L'intoxication par ingestion de plomb (ou saturnisme), est fréquente surtout chez les Psittacidés, oiseaux très curieux, laissés en liberté dans les maisons. L'intoxication évolue surtout sur le mode chronique chez les Ansériformes et les oiseaux sauvages, alors qu'elle se développe de façon aiguë chez les oiseaux de compagnie étant donné leur mode de vie.

Symptômes oculaires :

- **alternance rapide myosis-mydriase** ;
- **cécité** par une atteinte du système nerveux central (*Figure 51*).

Autres symptômes possibles :

- dégradation rapide de l'état général, faiblesse (ailes tombantes) ;
- léthargie, dépression ;
- anorexie, amaigrissement rapide ;
- parésie, paralysie ;
- régurgitations ;
- PUPD avec coloration de l'urine en fonction de l'hémolyse ;
- coloration des selles vert-noirâtres ;
- ataxie, trémulations de la tête, convulsions ;
- ...

Le diagnostic peut être établi directement avec le propriétaire qui aura vu son oiseau ingérer du métal. La radiographie apporte, la plupart du temps, la confirmation de l'intoxication car le plomb est radio-opaque. En revanche, l'ingestion de peinture ou de solvants contenant du plomb n'est pas détectable à la radiographie. Le dosage de la plombémie est aussi possible. Le diagnostic différentiel pour l'atteinte oculaire doit être envisagé avec la chlamydophilose et l'intoxication par le zinc. Il n'est pas possible de faire vomir les oiseaux, mais des lavages – vidanges du jabot peuvent être envisagés si le métal vient juste d'être ingéré. Un traitement spécifique à base de chélateurs de métaux lourds peut être utilisé aussi longtemps que le métal est détecté dans l'organisme de l'oiseau. Le Calcium édétat de sodiumND Serb est couramment employé en IM puis *per os*. Des traitements d'appoint peuvent aussi être employés : le sulfate de sodium pour ses propriétés laxatives, ou le diazépam en cas de troubles nerveux sévères. Un traitement homéopathique (*Plumbum*) peut être ajouté aux médicaments précédents. Dans tous les cas, l'oiseau doit être placé au chaud, en couveuse, réhydraté en IM, SC ou *per os* et gavé. Si le métal ingéré est volumineux, un traitement chirurgical peut être entrepris.

B. Zinc ^{15,20,59}

Cette intoxication est souvent sous-estimée, car les oiseaux vivent dans un environnement riche en zinc : grillage galvanisé, dépôts de sels de zinc au niveau des soudures de ce matériau... Les symptômes sont peu pathognomoniques et semblables à ceux du saturnisme. Les signes oculaires sont principalement des **mouvements de la membrane nictitante**.

On constate ici l'importance de recueillir un maximum de renseignements sur le lieu et le mode de vie de l'oiseau. Le zinc étant moins radio-opaque que le plomb, la radiographie est moins fiable. La mesure de la zinguémie doit donc être envisagée. Le diagnostic différentiel doit éliminer une possible chlamydophilose ou une intoxication par le plomb. Le traitement médical emploie le Calcium édétat de sodiumND Serb. La chélation du zinc est plus rapide que celle du plomb. Un traitement chirurgical peut aussi être envisagé si le métal est trop volumineux.

C. Botulisme ^{8,15,20,59}

Le botulisme est une forme d'intoxication qui se déclare lors d'ingestion de neurotoxines produites par *Clostridium botulinum*. Ces toxines sont véhiculées par les aliments avariés, les graines souillées par les cadavres de petits rongeurs, ou par les asticots contaminés lors de leur passage sur les cadavres porteurs du germe. La toxine de type C est responsable de la plupart des intoxications chez les oiseaux. Mais les types A et E, responsables du botulisme humain, sont aussi impliqués chez l'oiseau. Les toxines inhibent la libération de l'acétylcholine. Le botulisme affecte particulièrement les oiseaux aquatiques (Cormoran...) et le Faisan. Cette intoxication est très rare chez les oiseaux de cage.

Symptômes oculaires :

Les toxines sont responsables d'une **ophtalmoplégie interne**. Il s'agit d'une paralysie des muscles de la membrane nictitante: le quadratus et le pyramidalys. Cliniquement, on constatera une **réponse retardée du réflexe pupillaire** lors de stimulations lumineuses, une **procidence de la membrane nictitante** ou occasionnellement, une **mydriase** et une **destruction de cette membrane**. Parfois, une **conjonctivite** peut aussi être observée.

Autres symptômes :

- oiseau en boule ;
- abattement ;
- anorexie ;
- paralysie progressive : les ailes tombent, le cou est plus ou moins tordu, la tête est appuyée sur le sol, la langue est paralysée ;
- perte de plumes ;
- diarrhée ;
- puis mort.

Le diagnostic doit être confirmé par la mise en évidence de la toxine. Un traitement à base d'antitoxine botulinique C, le sulfate de magnésium ou l'hydroxyde d'aluminium peut être tenté.

D. Aérosols, vapeurs de chlore, de formol ou d'ammoniaque, fumée de tabac^{15,20,59}

Ils sont responsables, au niveau oculaire, de **conjonctivite** (*Figure 52*). Ils entraînent aussi des symptômes au niveau de l'arbre respiratoire allant de la sinusite à la mort brutale de l'oiseau.

Les conjonctivites se traitent avec des nettoyages des conjonctives et des applications de pommades ophtalmiques antibiotiques (tétracycline, gentamycine...).



(a): granulome fongique à *Aspergillus fumigatus* chez un Gos-bec (Dr F.RIVAL)

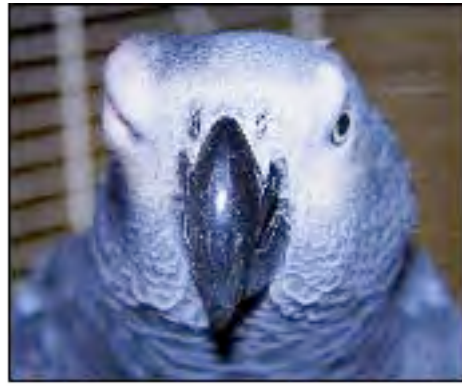


(b): kératite fongique à *Aspergillus fumigatus* chez un Gris d'Afrique (Dr F.RIVAL)

Figure 49 : lésions oculaires d'aspergillose



(a) : accumulation de matériel caséux chez un Gis d'Afrique (Dr F.RIVAL)



(b) : déformation périorbitaire chez un Gis d'Afrique (Dr F.RIVAL)

Figure 50 : lésions oculaires d'hypovitaminose A



Figure 51 : cécité chez un Ara rouge (Dr F.RIVAL)



Figure 52 : conjonctivite d'exposition chez un Amazone à front bleu (Dr F.RIVAL)

IX. NEOPLASIES ^{8,15,20,49,59,61}

Les tumeurs qui affectent l'œil, ses annexes et l'orbite peuvent être primitives ou secondaires (métastatiques). Les lésions se caractérisent généralement par des modifications physiques (type masse), exophtalmie ou buphtalmie. Le diagnostic de certitude nécessite un examen histopathologique afin d'identifier la nature de la tumeur.

A. Néoplasies des paupières externes

- Carcinome épidermoïde ;
- Carcinome à cellules squameuses (forme irrégulière souvent ulcérée en son centre) ;
- Papillome de la muqueuse lacrymale et parfois des conjonctives ;
- Rhabdomyosarcome ou rhabdomyomes des paupières ;
- Cystadénome des paupières (dont l'aspect macroscopique est celui de petits nodules dermiques).

Ces tumeurs doivent être distinguées des kystes (*Figure 53*) et des lipogranulome des paupières (*Figure 54*).

B. Néoplasies de la membrane nictitante

Les néoplasies de la membrane nictitante sont principalement des carcinomes épidermoïdes à cellules basales ou à cellules squameuses.

Le diagnostic différentiel doit être envisagé avec le xanthome de la membrane nictitante. Il ne s'agit pas d'une tumeur, mais d'une accumulation de macrophages, de cellules géantes et de cholestérol. On observe alors un épaissement sous-cutané inflammatoire nodulaire, jaunâtre, plus ou moins ulcéré.

C. Néoplasies du bulbe

- Un épithélioma intraoculaire malin a été décrit chez des Perruches callopsittes²⁰ ;
- Adénome ou adénocarcinome intraoculaire ;
- Mélanome malin.

D. Néoplasies de l'orbite

Parmi les principaux :

- Lymphosarcome orbitaire ;
- Ostéome ou ostéosarcome (cf. *cas clinique n°2*) ;

L'énucléation est souvent le traitement de choix lors de tumeurs bulbaires et orbitaires. Chez les rapaces nocturnes, la technique préconisée est l'éviscération étant donné le volume et le poids de l'œil. En effet, énucléer ces oiseaux déséquilibrerait le port de tête.

Technique de l'énucléation (Dr F. RIVAL, clinique de l'Arche, Valence) (Figures 55a et 55b) :

Les oiseaux ont un nerf optique très court, et tirer sur l'œil peut entraîner un traumatisme grave du cerveau ou une cécité controlatérale. Il faut aussi faire attention à ne pas endommager le septum orbitaire, parfois très mince.

En début d'intervention, il est préférable de perforer le globe afin de diminuer la pression et de mieux visualiser les muscles et les vaisseaux. Le globe oculaire est alors vidé de son cristallin et de son vitré. Puis le globe oculaire est disséqué pour en faciliter l'exérèse. Les marges des paupières sont retirées, ainsi que les tissus conjonctivaux et sécrétants.

Une autre technique consiste à suturer les paupières en premier, puis, à réaliser une excision de ces paupières, à percer l'œil, puis à disséquer autour. Ensuite, on suture, sans traction forte, vaisseaux et nerf optique, avec du fil ou bien avec des clips métalliques. L'œil est alors retiré et les paupières suturées. Le trou volumineux laisse une dépression importante. Des prothèses sont possibles pour palier ce défaut.

Remarque : chez les hiboux, une voie d'abord trans-auriculaire est possible du fait de la grande taille de cette région.

Technique d'éviscération chez les rapaces nocturnes (Dr E. RISI, ENVN) (Figures 56a, 56b et 57) :

La chirurgie commence par une canthotomie latérale, puis par une incision circulaire complète de la cornée (ou kératectomie) pour avoir accès à aux chambres antérieure et postérieure. L'iris, le cristallin, le vitré (et les éventuels hématomes ou hémorragies du vitrés) sont retirés à la pince. On réalise ensuite un rinçage abondant du globe à l'aide d'une solution antiseptique. La sclère et les osselets rigides et volumineux sont laissés en place. On effectue la suture des paupières (après incision de leurs bords libres pour permettre la cicatrisation ou par glissement d'un lambeau cutané).

E. Néoplasies cérébrales

La cécité peut résulter d'une tumeur cérébrale (adénome hypophysaire par exemple) qui comprime les nerfs optiques, ou bien de troubles neurologiques impliquant les différentes voies nerveuses de la vision (rétine, nerf, chiasma, et lobes optiques).



Figure 53 : kyste sur la paupière supérieure d'un Amazone à front bleu (Dr F.RIVAL)



Figure 54 : granulome sur la membrane nictitante chez une Perruche callopsitte (Dr F.RIVAL)



(a) extraction du globe oculaire chez une chouette effraie (Dr E.RISI)



(b) :extraction du globe oculaire chez un canard (Dr F.RIVAL)

Figure 55 : technique chirurgicale de l'énucléation



(a): canthotomie latérale chez une chouette effraie (Dr E.RISI)



(b): incision circulaire de la cornée à sa jonction avec les os scléaux et exérèse du cristallin et du vitré (Dr E.RISI)

Figure 56 : technique chirurgicale de l'éviscération



(a): blépharorrhaphie après incision du bord libre des paupières (Dr E.RISI)



(b): blépharorrhaphie par glissement d'un lambeau cutané (Dr E.RISI)

Figure 57 : techniques chirurgicales des sutures

X. DIVERS

A. Cataracte ^{15,20,49,61,81,82}

La cataracte est une opacification focale ou diffuse du cristallin (cortex, noyau ou capsule) avec perte de vision (*Figures 58 et 59*). Elle est associée chez les oiseaux à des malformations du squelette, des carences nutritionnelles, des anomalies génétiques, des infections, des traumatismes, des toxiques, à la sénilité, et à des affections oculaires telles que l'uvéite ou la dégénérescence rétinienne. La perte de la vision est proportionnelle à l'extension de la cataracte, si l'œil ne souffre pas d'une autre affection intraoculaire sérieuse. Généralement, plus l'opacification est centrale et postérieure au cristallin et plus la perte de vision sera élevée. Si la taille du globe est réduite, les principales causes sont une **microphthalmie congénitale** ou un **phtisis** acquis. Les cataractes séniles sont les plus rencontrées en clientèle, surtout chez les Psittacidés. Il ne faut pas la confondre avec la sclérose cristallinienne qui accompagne normalement le vieillissement du cristallin, sans perte de vision.

Des cataractes héréditaires autosomiques récessives sont décrites chez les canaris Yorkshire et Norwich. Une cataracte hypermûre^a associée à une dégénérescence rétinienne a été décrite chez un mainate. Les luxations antérieures ou postérieures du cristallin atteint de cataracte ont aussi été diagnostiquées. La petite taille des yeux souffrant de cataracte des petits oiseaux de compagnie, associée à une uvéite secondaire empêchent la réussite chirurgicale des opération sur ces espèces. En revanche, l'extraction capsulaire et la phacoémulsification sont possibles sur des yeux de grande taille (rapaces).

B. Anomalies congénitales ^{15,20}

Les anomalies congénitales oculaires sont peu rapportées chez les oiseaux de compagnie.

1) Anomalies congénitales des paupières

- **Cryptophthalmie**^b : les paupières sont absentes et la peau recouvre le globe oculaire. Dans les cas les plus extrêmes, la marge ciliaire n'est pas visible.
- **Symblépharon** (il concerne aussi la membrane nictitante).
- **Lagophthalmie**^c, **entropion**, **ankyloblépharon** et **chute de la paupière inférieure**. Ces anomalies favorisent l'apparition de kératites.

^a Cataracte hypermûre : elle correspond à un cristallin porteur d'une cataracte mûre plus avancée, qui commence à se déshydrater, avec une surface de la lentille très irrégulière. Une cataracte mûre est une cataracte totalement blanche, donc "mûre". Elle apporte un handicap absolu, avec une perception de la lumière encore possible, mais avec une absence des images.

^b Cryptophthalmie : absence uni ou bilatérale de paupières.

^c Lagophthalmie : insuffisance de fermeture palpébrale.

2) Anomalies congénitales du bulbe

Des **microphthalmies**, uni ou bilatérales, ont été décrites ainsi que des **anophthalmies** (*Figure 60*).

C. Dégénérescence cornéenne ^{15,20,49,61}

Des dégénérescences cornéennes ont été diagnostiquées sur des oiseaux de compagnie (incluant des amazones, des perruches ...). La cause reste indéterminée mais cette affection semble le plus souvent liée à des séquelles d'inflammation.

D. Rétinopathies ^{15,20}

Les rétinopathies regroupent les malformations, la dégénérescence, l'inflammation, et le décollement de la rétine. Ces affections sont peu décrites car sous-diagnostiquées.

E. Glaucome ^{15,20,61,83}

Cette affection est très rare chez les oiseaux (*Figure 61*). Le glaucome a été rapporté chez les rapaces, le plus souvent consécutif à un traumatisme. Un glaucome primaire a été diagnostiqué chez un Canari⁸. Le glaucome peut se développer suite à une luxation du cristallin, ou secondairement à une inflammation chronique, avec la formation de synéchies (*Figure 62*).

F. Enfoncement du globe oculaire ^{15,20}

Chez le Ara, un enfoncement de l'œil dans l'orbite, ou « sunken eye disease », est décrit lors de sinusites à la différence des autres oiseaux pour lesquels les paupières sont gonflées, et le globe oculaire est plus volumineux. L'étiologie est à ce jour indéterminée.

G. Paralysie de la paupière inférieure ²⁰

Cette affection idiopathique concerne surtout la Perruche callopsitte, et plus rarement le Cacatoès à huppe blanche. Les signes cliniques sont marqués par la présence d'une kératite d'exposition associée secondairement à un épiphora et à des ulcères cornéens.

Le traitement symptomatique utilise des gels ophtalmiques afin de lubrifier et protéger la cornée. Le traitement chirurgical consiste à réaliser une canthorrhaphie^a latérale pour réduire l'ouverture palpébrale, et ainsi diminuer les risques de kératite d'exposition.

^a Canthorrhaphie : suture partielle du canthus de la paupière afin de diminuer une ouverture palpébrale trop grande.



Figure 58 : cataracte chez une Perruche catherine
(Dr F.RIVAL)



Figure 59 : cataracte chez une Chouette hulotte
(Dr E.RISI)



Figure 60 : anophtalmie congénitale chez un Canari
(Dr F.RIVAL)



Figure 61 : glaucome chez une Poule
(Dr F.RIVAL)



Figure 62 : synéchies chez un Gris d'Afrique
(Dr F.RIVAL)

CONCLUSION

Les oiseaux font partie des Nouveaux Animaux de Compagnie très appréciés du grand public. Les vétérinaires sont de plus en plus sollicités pour des consultations de médecine aviaires, que ce soit pour un oiseau de compagnie présenté par son propriétaire, pour un rapace de fauconnerie ou de zoo, ou pour un oiseau sauvage accidenté. Devant l'engouement des propriétaires pour les animaux d'espèces inhabituelles, la médecine et la chirurgie devraient connaître un développement identique à celui des carnivores domestiques, même si les moyens d'investigation sont encore un peu limités en France.

Bien qu'il existe de nombreuses similitudes entre la consultation de médecine générale des carnivores et celle des oiseaux, cette dernière nécessite au préalable l'acquisition des gestes de contention et de manipulation afin d'éviter tout stress à l'oiseau ; le stress de l'examen clinique pouvant engendrer, à tout moment, la mort de l'animal. Le clinicien trouvera au sein de cette thèse un guide utile au bon déroulement d'une consultation de médecine générale et ophtalmologique aviaire. Le recueil des commémoratifs et de l'anamnèse est une des étapes indispensables de l'examen clinique de l'oiseau puisque la plupart des affections rencontrées en clientèle sont dues à de mauvaises conditions d'entretien.

Lors d'affection oculaire, épiphora et blépharospasme étant les deux signes cliniques les plus fréquemment rencontrés, les motifs de consultation ophtalmologiques doivent être considérés avec beaucoup d'attention. A la différence des carnivores domestiques pour lesquels les lésions oculaires sont très rarement associées à une atteinte générale de l'animal et de son pronostic vital, une grande partie des affections générales retentit au niveau oculaire chez les oiseaux. Ce n'est qu'à la suite d'un examen clinique précis que le vétérinaire pourra juger de l'ampleur de l'affection. Tout oiseau accidenté, en particulier les rapaces, devra subir un examen ophtalmologique complet afin de décider du pronostic de survie.

BIBLIOGRAPHIE

1. ANDRE JP: Carte d'identité. Point vétérinaire 30:107-118, 1999
2. ANDRE JP: Guide pratique des maladies des oiseaux de cage et de volière (ed 1). Paris, Med'Com, 2005, p 256
3. HEIDENREICH M: Birds of Prey: Medicine and Management (ed 1). Oxford, Blackwell, 1997, p 262
4. ROZE M: L'oeil et la vision des rapaces. Point vétérinaire 22:21-29, 1990
5. <http://www.oiseau-libre.net>
6. <http://www.wikipedia.org>
7. <http://www.psittacides.com>
8. KORBEL RT: Avian Ophthalmology - A Clinically-Oriented Approach, in Proceedings, 20th annual conference and expo, New Orleans, Louisiana, USA, pp 335-350
9. ROCHON-DUVIGNEAUD A: Les yeux et la vision des vertébrés. Paris, Masson, 1943
10. CLERC B: Ophtalmologie vétérinaire (ed 2). Point vétérinaire, 1997, p 664
11. RIVAL F: Atlas d'Ophtalmologie des Nouveaux Animaux de Compagnie (ed 1). Vetnac, 2007, p 239
12. MIAILLER F: Atrophie du globe oculaire chez quatre rapaces diurnes. L'Action Vétérinaire 1436:17-20, 1998
13. EVANS HE: Anatomy of the budgerigar, in PETRAK ML, Diseases of cage and aviary birds (ed 2). Philadelphia, Lea and Febiger, 1996, pp 79-162
14. WILLIAMS D: Une aile guidée par un oeil: ophtalmologie des rapaces. Veterinary International 1:10-17, 1993
15. ANDRE JP: Oiseaux de cages et de volières, de la maladie à la bonne santé. Edition réactualisée, non publiée, 2004, p 491
16. SCHMIDT-MORAND D: La vision dans le règne animal. Veterinary International 4:2-32, 1992
17. EVANS HE: Organa Sensoria, in Nomina Anatomica Avium. New-York, Academic Press, 1979, pp 505-532
18. KING D, McLELLAND J: Birds - their structure and function (ed 2). Londres, Baillière Tindall, 1984, p 334
19. KERN TJ: Disorders of special senses, in ALTMAN RB, CLUBB SL, DORRESTEIN GM, QUESENBERRY K, Avian Medicine and surgery (ed 1). Philadelphia W.B. Saunders Compagny, 1997, pp 563-566
20. RITCHIE BW, HARRISON GJ, HARRISON LR: Avian medicine: principles and application (ed 1). Lake Worth, Wingers Publishing, 1994, p 1384
21. COOPER JE: Birds of prey: Health and Disease (ed 3). Oxford, Blackwell, 2002, p 384
22. BACHA WJ, BACHA LM: Color Atlas of Veterinary Histology (ed 2). Ames, Iowa State Press, 2000, p 318
23. OLIPHANT LW, JOHNSON MR, MURPHY CJ, et al: The musculature and pupillary response of the great horned owl iris. Experimental Eye Research 37:583-595, 1983
24. MILLER W, SNYDER A: Telephoto lens system in falconiform eye. Nature 275:127-129, 1978
25. RIVAL F: Communications personnelles, 2007
26. McFARLAND D: Dictionnaire du comportement animal (ed 1). Paris, Robert Laffont, 1990, p 1013
27. MARTIN GR: Eye, in KING D, McLELLAND J, Form and function in birds (ed 1). Londres, Academic Press, 1985, pp 311-373
28. MARTIN GR: The visual field of towny owl. Vision research 24:1739-1751, 1984
29. MEYER DB: Avian physiology (ed 4). New-York, Springer-Verlag, 1986, pp 37-48

30. O'MALLEY B: Clinical anatomy and physiology of exotic species: structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians (ed 1). Philadelphia, Elsevier Saunders, 2005, pp 146-149
31. GUNTURKUN O: Sensory Physiology: vision, in Sturkie's Avian Physiology (ed 5). New-York, Academic Press, 1998, pp 1-19
32. MIAILLER F: Contribution à l'étude de l'ophtalmologie des rapaces, Thèse vétérinaire, Lyon, 1993
33. SCHMIDT-MORAND D: Physiologie de la vision, in Encyclopédie vétérinaire, Ophtalmologie 0800. Paris, Elsevier, 1996, p 8
34. OROSZ SE: The sens of birds: their unique qualities, in 8th European Association of Avian Veterinarians conference, 6th Scientific ECAMS meeting, Arles, France, 24-30 avril 2005, pp 13-18
35. KORBEL RT: Ultraviolet perception in birds, in Proceedings, 20th annual conference and expo, New Orlean, Louisiana, USA, pp 77-81
36. DALTON R: Bird Vision: True Colours. Nature 428:596-597, 2004
37. KORBEL RT: Review on light sources for birds housing under artificial light circumstances, in 8th European Association of Avian Veterinarians conference, 6th Scientific ECAMS meeting, Arles, France, 24-30 avril 2005, pp 7-8
38. RUPLEY AE: Ophtalmic Examination, in RUPLEY AE, Manual of avian practice (ed 1). Philadelphia, W.B. Saunders Company, 1997, pp 134
39. ANDRE JP: La consultation des Psittacidés. Point vétérinaire 28:23-29, 1996
40. BOUGEROL C, FAUBLEE V, ALAMARGOT J: La consultation de l'oiseau sauvage. Point vétérinaire 6:97-100, 1977
41. MURPHY CJ: Raptor ophtalmology. Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian 9:241-258, 1987
42. ANDRE JP: Consultation et chirurgie des oiseaux. Point vétérinaire 31:39-40, 2000
43. QUESENBERRY KE: Prise en charge et épreuves diagnostiques en médecine des oiseaux de cage et de volière. Waltham Focus 4:17-24, 1994
44. DELATTRE G: Les conditions et les particularités de la consultation des oiseaux de cage et de volière, Thèse vétérinaire, Nantes, 2006
45. CAVIGNAUX R: L'oiseau en consultation. L'Action Vétérinaire 1560:17-23, 2001
46. RISI E: Communications personnelles, 2007
47. WILLIS AM, WILKIE DA: Avian Ophtalmology, Part 1: Anatomy, Examination, and Diagnostic Techniques. Journal of Avian Medicine and Surgery 13:160-166, 1999
48. RIVAL F: Analyse, Nac et Anecdotes, in GTV, Bourgogne, France, pp 34-53
49. RIVAL F: Urgences ophtamologiques des oiseaux, in Urgences chez les NAC, Villars de Dombes, pp 95-101
50. KORBEL RT: Le fond d'oeil des oiseaux, in CONGRES ECVO-ESVO-DOK, institute for avian diseases, University Ludwig Maximilian Munich, Oberschleissheim, Allemagne, 10-13 juin 2005
51. KORBEL RT: Disorders of the Posterior Eye Segment in Raptors - Examination Procedures and Findings, in Raptor Biomedicine III including Bibliography of Deseases of Birds of Prey. Lake Worth, Zoological Education Network, 2000, pp 179-194
52. STORY ES: Establishing Normal Tear Production Value in Hispanoilan Amazon Parrots (*Amazona ventralie*), in 8th European Association of Avian Veterinarians conference, 6th Scientific ECAMS meeting, Arles, France, pp 21-22
53. ROZE M, LUCCIANI A, AUPHAN M: L'oeil des rapaces. Approche électrorétinographique et histologique. Ophtalmologie 4:64-68, 1990

54. VIENET V: Gale du bec et des pattes chez une Perruche ondulée. *L'Action Vétérinaire* 1496:11-13, 1999
55. CAVIGNAUX R: Gale du bec et des pattes chez la Perruche ondulée (*Melopsittacus undulatus*). *Revue Exotique*:3-4, 2001
56. JONGH O: Conduite à tenir devant une exophtalmie. *Point vétérinaire* 28:305-320, 1996
57. ANDRE JP: Sinusite infra-orbitaire chez un Perroquet Gris d'Afrique (*Psittacus erithacus*). *Pratique Médicale et Chirurgicale de l'Animal de Compagnie* 35:691-695, 2000
58. RUPLEY AE: Exophtalmos or Periorbital Swelling, in RUPLEY AE, *Manual of Avian Practice* (ed 1). Philadelphia, W.B. Saunders Company, 1997, pp 145-152
59. ALTMAN RB, CLUBB SL, DORRESTEIN GM, et al: *Avian Medicine and Surgery* (ed 1). Philadelphia, W.B. Saunders Company, 1997, p 1070
60. SAMOUR J: *Avian medicine* (ed 1). Philadelphia, Elsevier Saunders, 2000, p 427
61. WILLIS AM, WILKIE DA: Avian Ophthalmology, Part 2: Review of Ophthalmic Diseases. *Journal of Avian Medicine and Surgery* 13:245-251, 1999
62. HALLIWELL WH: Diseases of birds of prey. *The Veterinary Clinics of North America Small Animal Practice* 9:541-568, 1979
63. CLUBB SL: Roundtable on Chlamydiosis from the 1998 Association of Avian Veterinarians Annual Conference *Journal of Avian Medicine and Surgery* 13:45-49, 1999
64. RODOLAKIS A: Les infections à *Chlamydia psittaci*: acquisitions récentes et applications au diagnostic et à l'épidémiologie des chlamydioses aviaires, canines et félines. *Pratique Médicale et Chirurgicale de l'Animal de Compagnie* 28:321-330, 1993
65. TOPOR SV: Compendium of Psittacosis, in Association of Avian Veterinarians Newsletter and Clinical Forum, 1999, pp 1-11
66. ADJOU K: La tuberculose aviaire, aujourd'hui rare en France, n'est toutefois pas à sous-estimer. *La semaine vétérinaire* 1199:46-47, 2005
67. STANZ K, MILLER PE, COOPLEY J, et al: Mycobacterial keratitis in a parrot. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 206:114-124, 1995
68. HAFFAR A: La tuberculose et son possible caractère de zoonose. *Point vétérinaire* 26:45-49, 1994
69. SAIF YM: *Diseases of Poultry* (ed 11). Ames, Iowa State Press, 2003, p 1233
70. McFERRAN JB, McNULTY MS: *Virus Infections of Birds* (ed 1). Amsterdam, Elsevier Health Sciences, 1993, p 640
71. CAVIGNAUX R: Variole dans un élevage de canaris (*Serinus canaria*). *Revue Exotique*:11-13, Printemps 2002
72. GELLY G: La variole des oiseaux de cage et de volière. *Point vétérinaire* 30:27-32, 1999
73. BOUGEROL C, MATIC N: Maladie du bec et des plumes des Psittacidés. Étude de 12 cas cliniques. *Revue de Médecine Vétérinaire* 149:211-216, 1998
74. DOM P, DUCATELLE R, CHARLIER G, et al: Papillomavirus-like infections in canaries (*Serinus canarius*). *Avian Pathology* 22:797-803, 1993
75. <http://www.ivis.org>
76. BAUDIN P: La maladie de Newcastle ou Paramyxovirose chez le pigeon: actualités sur la vaccination. *Point vétérinaire* 25:93-96, 1994
77. BROOKS DE, GREINER EC, WALSH MT: Conjunctivitis caused by *Thelazia sp* in a Senegal Parrot. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 183:1305-1306, 1983
78. MARKS SL, STAUBER EH, ERNSTROM SB: Aspergillosis in an ostrich. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 204:784-785, 1994

79. ABRAMS GA, PAUL-MURPHY J, MURPHY CJ, et al: Aspergillus Blepharitis and Dermatitis in a Peregrine Falcon-Gyr Falcon Hybrid (*Falco perigrinus* x *Falco rusticolus*). Journal of Avian Medicine and Surgery 15:114-120, 2001
80. LOUZIS C, de WAILLY P: Aspergillose chez les oiseaux de cage et de volière. Point vétérinaire 22:43-46, 1990
81. SLATTER DH, BRADLEY JS, VALE B, et al: Hereditary cataracts in canaries. Journal of the American Veterinary Medical Association 183:872-874, 1983
82. BROOKS DE: Avian cataracts. Seminar in Avian and Exotic Pet Medicine 6:131-137, 1997
83. SCHMIDT-MORAND D: Communications personnelles, 2007

OPHTALMOLOGIE DES OISEAUX DE COMPAGNIE ET DES OISEAUX SAUVAGES

RÉSUMÉ :

Les Nouveaux Animaux de Compagnie, dont les oiseaux, connaissent un nombre croissant d'adeptes très demandeurs d'une médecine de pointe analogue à celle développée pour les carnivores. Cet ouvrage a pour but d'apporter au praticien les connaissances et les gestes essentiels nécessaires à la pratique d'une consultation de médecine ophtalmologique aviaire.

Après avoir rappelé en introduction la classification des oiseaux de compagnie et celle des oiseaux sauvages, l'auteur souligne dans la première partie les particularités anatomiques, histologiques et physiologiques de l'œil des oiseaux et de ses annexes. Dans une deuxième partie sont abordés la démarche pratique d'une consultation ophtalmologique aviaire et des cas cliniques. Enfin, la troisième partie, richement illustrée, expose les principales affections oculaires rencontrées en médecine aviaire.

MOTS CLÉS :

Oiseaux/ oiseaux de cage et de volière/ oiseaux sauvages/ rapaces/ oiseaux aquatiques/ œil/ ophtalmologie/ pathologies/ maladies de l'œil/ cas cliniques/ consultation vétérinaire/ examen clinique/ examen oculaire

JURY :

- Président : Monsieur Alain PECHERAU,
Professeur à la Faculté de Médecine de Nantes.
- Rapporteur : Madame Marie-Anne COLLE,
Maître de conférence à l'École Nationale Vétérinaire de Nantes.
- Assesseur : Madame Odile SENECAU,
Maître de conférence à l'École Nationale Vétérinaire de Nantes.
- Invités : Monsieur Franck RIVAL,
Docteur vétérinaire à la Clinique Vétérinaire de l'Arche, Valence.
Monsieur Didier SCHMIDT-MORAND,
Docteur vétérinaire au Centre Hospitalier Vétérinaire Atlantia, Nantes.

ADRESSE DE L'AUTEUR :

Nathalie NOIRE
5 Avenue Jeanne d'Arc
38100 Grenoble