République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieure et de la Recherche Scientifique

Université Yahia Farés de Médéa

Faculté des Sciences

Mémoire

Présenté pour obtenir du diplôme de **Master**

En Sciences de la Nature et de Vie

Spécialité : Biologie et Pathologie Cellulaire

Par :

Lahouari Youssra

Blidi Rabéa

Thème :

Etude morphométrique de la rétine chez *Uromatyx acanthinura*

Soutenu publiquement le : 18/06/2023
Devant le jury composé de :

Mr.BENAFERI Nadir	Univ.Médéa	**President**
Melle. SALEM Sabiha	Univ.Médéa	**Encadreur**
Mme KADI Amina	Univ.Médéa	**Examinatrice**

Année universitaire : 2022/2023

Remerciements

En tout premier lieu, nous remercions du plus profond de nos cœurs ALLAH de nous avoir éclairés vers le bon chemin. Nous tenons à remercier nos familles pour leurs apports affectifs et leurs sacrifices. Nous remercions aussi notre encadreur Madame S. SALEM Notre Chère promotrice que nous tenons à remercier pour son encadrement, ses précieux conseils, sa patience, ses encouragements et sa disponibilité ainsi que pour son savoir qu'elle nous a transmis durant notre cursus universitaire.

Nous remercions également le président et les membres du jury qui nous font l'honneur d'accepter de juger notre travail. Sans oublier bien entendu tous les enseignants qui ont contribués par leur savoir et leurs encouragements le long de notre parcours

Au final, nous tenons à remercier toute l'équipe du laboratoire de Biologie pour leurs encouragements.

Dédicaces

Tous d'abord, je veux rendre grâce à Dieu,

C'est ainsi que je dédie ce travail à :

- *Ma très chère Maman pour son encouragement avec toute mon affection*
- *A la mémoire de mon très cher Papa puisse Dieux le tout puissant l'accueillir en son vaste Paradis.*
- *A mes très chers frères Yacine, hamza, Abdelmalek et ma chère sœur et ses enfants et leur marie.*
- *A mon vraie amie Hentabli wissem pour son soutien et ses encouragements*
- *A tous les enseignants de la spécialité pour leurs soutiens. avec lesquels j'ai beaucoup appris.*

youssra

Dédicaces

Tout d'abord, louange à « **Allah** » qui m'a guidé sur le chemin droit tout au long du ma Vie et du travail et m'a inspiré les bons pas et les justes réflexes. Sans sa miséricorde, ce travail n'aura pas abouti .

<u>Je dédie ce modeste travail :</u>

À ma source de bonheur ,

Mes chers parents, « Benmgatel et Mebarka », pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tout au long de mes études Que Dieu les protège .

À mes sœurs précieuses ,

Faiza , Assia , Vous êtes un pilier de force et de soutien dans ma vie .

À mes chers frères ,

Redha , Issam , je vous suis infiniment reconnaissante pour votre soutien indéfectible et votre amour incommensurable .

À le mari de ma sœur ,

Amine , Ton soutien compte beaucoup pour moi

.

À mes amies exceptionnelles ,

Seyfeddine Damouz , Yousra Geuttache ; Madina ; Fatiha et Roumaissa , je suis chanceuse d'avoir vous .

À tous ceux que j'aime … Merci d'être toujours là pour moi

Rabéa

ABREVIATIONS

EPR : Epithélium pigmentaire rétinien

MLE : La membrane limitante externe

CNE : La couche nucléaire externe

CPE : La couche plexiforme externe

CNI : La couche nucléaire interne

CPI : La couche plexiforme interne

CCG : La couche des cellules ganglionnaires

FN : La couche des fibres nerveuses

MLI : La membrane limitante interne

CGM : Les cellules gliales de Müller

CGR : Les cellules ganglionnaires

VEGF: Facteur de croissance de l'endothélium vasculaire

GPCR : Récepteurs couplés aux protéines G

GTP: La guanosine triphosphate

GDP : Le guanosine diphosphate

PDE6 : La phosphodiestérase 6

GMPc : Guanosine monophosphate cyclique

Mg2+ : Ion magnésium

K: Potassium

Na+/Ca2+: Échangeur sodium-calcium

Na+: Ion sodium

Ca2+ : Ion Calcium

RGS9 : Régulateur de la signalisation de la protéine G 9

LRAT : La lécithine rétinol acyltransférase

RDH5 : Le rétinol déshydrogénase 5

RDH8 : Le rétinol déshydrogénase 8

RDH11 : Le rétinol déshydrogénase 11

RDH12 : Le rétinol déshydrogénase 12

IRBP : l'interphotoreceptor retinol binding protein

CRBP-I : cellular retinol binding protein-I

SOMMAIRE

Liste des figures
Résumé

INTRODUCTION

Rappelle bibliographique

I.Introduction..... 10

II. Développement des yeux..... 10

III. Anatomie et la physiologie de l'œil 12

III.1La structure de l'œil..... 12

III.2.Les annexe 16

III.3.Fonction de l'œil 17

IV. La structure Histologique de de la rétine 18

V. Les cellules neurorétiniennes 23

V.1.Les cellules neurales..... 24

V.2.Les cellules gliales 25

VI. Vascularisation rétinienne..... 26

VII. Le pigment visuel 26

1.Les cellules de photorécepteurs 26

2.Les molécules de pigment des photorécepteurs..... 27

3.Structure des pigments visuels et leur absorption optimale de la lumière 27

4.Particularités de la distribution des photorécepteurs dans la rétine 27

5.La vision des couleurs 28

VIII. La photo transduction visuelle des bâtonnets 28

1. Mécanisme d'activation de la photo transduction visuelle 28

2. Mécanisme d'inactivation de la photo transduction visuelle 30

3. Le cycle visuel des rétinoïdes des bâtonnets 31

IX. Les pathologies de l'œil 32

Matériel et Méthodes 34

1.Modèle expérimental..... 34
1.1 Classification Systématique (Grenot, 1976)..... 34
1.2 Lieu de capture 35
1.3 Régime alimentaire 35
1.4 Mœurs et habitat 36
2. METHODE D'ETUDE..... 37
2.1Anesthésie.....37
2.2Dissection et fixation par perfusion 37
2.3Techniques histologiques 38
2.4Inclusion et réalisation du bloc 39
2.5Réalisation et étalement des coupes..... 40
2.6Déparaffinage, coloration et montage des lames..... 40
2.7Morphométrie..... 41
Résultat 42
1-Morphologie du globe oculaire..... 42
2-Structure de la rétine..... 42
3-Organisation de la rétine pendant les deux saisons (printemps et l'hiver) 45
4-Etude morphométrique de la rétine chez *Uromastyx acanthinura* durant la période d'activité physiologique et la latence hivernale 47
Discussion.....49
Conclusion **52**
Références
Les annexes

Liste des figures

Figure 1: Schéma simplifié de la formation de l'œil au cours du développement embryonnaire. 11
Figure 2: Le schéma en coupe sagittale présente l'anatomie de l'œil humain en mettant en évidence les différentes structures 12
Figure 3: Une photographie couleur de rétinographie d'un fond d'œil humain. 15
Figure 4: Anatomie de nerf optique. 17
Figure 5: Une coupe histologique de la rétine révèle sa structure en dix couches distinctes 19
Figure 6: Fonctions récapitulatives de l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR). 20
Figure 7: Structure des photorécepteurs. Cônes et bâtonnets. 21
Figure 8: schéma des cellules rétiniennes illustre la trajectoire de la lumière à travers différentes couches de cellules nerveuses et gliales présentes dans la rétine 26
Figure 9A: Mécanisme d'activation de la phototransduction. 29
Figure 9B : Mécanisme d'inactivation de la phototransductio 31
Figure 10: La rétinite pigmentaire observée à travers un examen du fond d'œil 32
Figure 11: La cataracte se manifeste par une détérioration progressive de la vision, créant l'illusion d'un voile devant les yeux 33
F**igure 12:** Uromastyx acanthinura 34
Figure 13: Végétation au niveau du biotope de *Uromastyx acanthinura.* 35
Figure 14: Terrier du lézard *Uromastyx acanthinura.* 36
Figure 15: Préparation correcte d'un lézard anesthésié pour la perfusion 38
Figure 16: inclusion en paraffine 39
Figure 17: Microtome (Leica RM2125RTS) 40
Figure 18: Illustration de la fonctionnalité du logiciel AxioVision Rel 4.6 utilisé pour les mesures morphométriques des couches rétiennes. 41
Figure 19: Organisation de la rétine en couche chez *Uromastyx acanthinura* 43
Figure 20: Organisation de la couche des photorécepteurs 44
Figure 21: Organisation structurale de la couche des cellules bipolaire (CCB) 44
Figure 22: Organisation de la couche de cellules ganglionnaire (CGG) 45
Figure 23: Structure de la rétine au printemps 46
Figure 24 : Structure de la rétine à l'hiver 46
Figure 25: Epaisseur des différentes couches rétiniennes chez *Uromastyx Acanthinura* 48

Résumé

La rétine d'*Uromastyx acanthiura* présente des adaptations uniques en relation avec l'activité physiologique et la latence saisonnière. Cette espèce montre des variations dans la structure et les caractéristiques de sa rétine en fonction de son rythme d'activité et des changements saisonniers. L'étude examine d'histologie et les variations morphométriques de la rétine chez U.a, en relation avec l'activité physiologique et la latence saisonnière. Des coupes fines de rétines ont été réalisées et colorées avec le violet de crésyl, puis montées selon la technique histologique. L'objectif était de déterminer l'organisation structurelle et histologique des tissus rétiniens, ainsi que de mesurer l'épaisseur des différentes couches. Les résultats ont montré des variations entre les saisons. En hiver, l'épaisseur de la couche épithéliale pigmentaire était plus importante que celle du printemps (36,60 µm vs 19,17 µm), tandis que l'épaisseur de la couche des cellules photoréceptrices était plus élevée au printemps (42,19 µm) qu'en hiver (12,05 µm). De plus, la couche bipolaire était plus épaisse en hiver (138,51 µm) par rapport au printemps (35,06 µm), tout comme les couches plexiformes externe (62,3 µm vs 52,49 µm) et interne (36,72 µm vs 11,93 µm). En ce qui concerne la couche des cellules ganglionnaires, une légère différence d'épaisseur a été observée entre les saisons (12,007 µm au printemps vs 15,58 µm en hiver).Ces résultats suggèrent que la rétine de U.a présente des adaptations adaptatives en réponse aux besoins spécifiques liés à l'activité physiologique et à la latence hivernale.

Mots-clés : *Uromastyx acanthiura*, rétine, variations morphométriques, couches rétiniennes, variations saisonnières.

Abstract

Uromastyx acanthiura retina exhibits unique adaptations in relation to physiological activity and seasonal latency. This species shows variations in the structure and characteristics of its retina based on its activity rhythm and seasonal changes. The study examines the histology and morphometric variations of the retina in U.a, in relation to physiological activity and seasonal latency. Thin retinal sections were prepared and stained with cresyl violet, then mounted using histological techniques. The objective was to determine the structural and histological organization of retinal tissues, as well as to measure the thickness of different layers. The results showed variations between seasons. In winter, the thickness of the pigmented epithelial layer was greater than in spring (36.60 µm vs 19.17 µm), while the thickness of the photoreceptor cell layer was higher in spring (42.19 µm) compared to winter (12.05 µm). Additionally, the bipolar layer was thicker in winter (138.51 µm) compared to spring (35.06 µm), as well as the external (62.3 µm vs 52.49 µm) and internal (36.72 µm vs 11.93 µm) plexiform layers. Regarding the ganglion cell layer, a slight difference in thickness was observed between seasons (12.007 µm in spring vs 15.58 µm in winter). These results suggest that the retina of U.a exhibits adaptive adaptations in response to specific needs related to physiological activity and winter latency.

Key words: *Uromastyx acanthinura*, retina, morphometric variations, retinal layers, seasonal variations.

الملخص

تُظهر شبكية العين Uromastyx acanthiura تكيفات فريدة فيما يتعلق بالنشاط الفسيولوجي والكمون الموسمي. يظهر هذا النوع اختلافات في بنية وخصائص شبكية العين بناءً على إيقاع نشاطه والتغيرات الموسمية. تبحث الدراسة في الأنسجة والتغيرات الشكلية لشبكية العين في الولايات المتحدة ، فيما يتعلق بالنشاط الفسيولوجي والكمون الموسمي. تم تحضير مقاطع شبكية رفيعة وصبغها باستخدام البنفسج الكريزيل ، ثم تم تركيبها باستخدام التقنيات النسيجية. كان الهدف هو تحديد التنظيم البنيوي والنسيجي لأنسجة الشبكية ، وكذلك قياس سمك الطبقات المختلفة. أظهرت النتائج اختلافات بين المواسم. في الشتاء كان سمك الطبقة الظهارية المصطبغة أكبر مما كانت عليه في الربيع (36.60 ميكرومتر مقابل 19.17 ميكرومتر) ، بينما كان سمك طبقة الخلايا المستقبلة للضوء أعلى في الربيع (42.19 ميكرومتر) مقارنة بالشتاء (12.05 ميكرومتر). بالإضافة إلى ذلك ، كانت الطبقة ثنائية القطب أكثر سمكًا في الشتاء (138.51 ميكرومتر) مقارنة بالربيع (35.06 ميكرومتر) ، وكذلك الطبقة الخارجية (62.3 ميكرومتر مقابل 52.49 ميكرومتر) والداخلية (36.72 ميكرومتر مقابل 11.93 ميكرومتر). فيما يتعلق بطبقة الخلايا العقدية ، لوحظ اختلاف طفيف في السماكة بين المواسم (12.007 ميكرومتر في الربيع مقابل 15.58 ميكرومتر في الشتاء). تشير هذه النتائج إلى أن شبكية العين في الولايات المتحدة تعرض تكيفات تكيفية استجابة لاحتياجات محددة تتعلق بالنشاط الفسيولوجي ووقت الاستجابة الشتوي.

الكلمات المفتاحية: Uromastyx acanthinura ، الشبكية ، التغيرات الشكلية ، طبقات الشبكية ، التغيرات الموسمية.

Introduction

L'œil est une fenêtre complexe et fonctionnelle sur le monde extérieur, bien plus que n'importe quelle fenêtre en verre. Il capture, ajuste et convertit la lumière en un code chimique déchiffrable uniquement par le cerveau **(Zhu et *al*., 2012).** La perception d'une image par un individu est étroitement liée à l'intervention de la rétine, qui joue un rôle central dans le traitement de la lumière par l'œil. Cette structure possède plusieurs couches distinctes qui contribuent de manière ordonnée au traitement et à la transmission des signaux visuels. La première couche de la rétine est la couche photoréceptrice , composée de bâtonnets et de cônes sensibles à la lumière. Ces cellules convertissent les informations lumineuses en signaux électrochimiques. Les signaux sont ensuite transmis aux cellules bipolaires situées dans la couche plexiforme externe de la rétine, permettant ainsi la communication entre les différentes cellules rétiniennes, notamment les cellules horizontales et amacrines qui participent au traitement des signaux visuels. Les couches nucléaires et plexiformes internes de la rétine abritent les noyaux des cellules bipolaires et d'autres types de cellules impliquées dans le traitement et la modulation des signaux visuels, assurant ainsi une organisation et une intégration séquentielles des informations visuelles. La couche de cellules ganglionnaires de la rétine contient les corps cellulaires des cellules ganglionnaires, dont les axones forment la couche de fibres nerveuses. Ces fibres convergent vers le disque optique pour former le nerf optique, qui transmet les informations visuelles au cerveau. Cette organisation en couches de la rétine permet un traitement séquentiel et spécialisé des signaux visuels, assurant ainsi une transmission efficace de l'information vers le cerveau pour une perception et une interprétation ultérieures **(Zhu et *al*., 2012).**

Les serpents et les lézards possèdent des systèmes visuels remarquablement adaptables, conçus pour s'ajuster à la diversité des milieux dans lesquels ils évoluent, allant de l'obscurité nocturne à l'éclatante luminosité en plein désert **(Bruno Fonseca Simões, 2019).**

Dans ce travail, nous sommes concentrés sur l'étude de l'espèce *Uromastyx acanthiura*, L'objectif de notre étude d'analyser les caractéristiques structurales de la rétine de ce lézard spécifique, en mesurant précisément l'épaisseur des différentes couches de la rétine , afin de mieux comprendre son adaptation visuelle, son comportement et son habitat. Cette recherche permettra de déterminer si Uromastyx acanthiura possède des capacités visuelles spécifiques pour son adaptation écologique et son mode de vie.

Rappels Bibliographiques

I. Introduction

L'œil est comme une fenêtre sur le monde extérieur, mais avec beaucoup plus de complexité et de fonctionnalité que n'importe quelle fenêtre en verre. Ils captent, ajustent et convertissent la lumière en un code chimique que seul le cerveau peut déchiffrer **(Zhu et *al.*, 2012).**

II.Développement des yeux

Au jour 22 de la gestation (J22) le développement de l'œil commence, lorsque l'embryon humain atteint une taille de 2 mm de long **(Creuzet, n.d.).**

Les principales structures oculaires sont constituées de trois grands sources : l'ectoderme neural forme la rétine, l'ectoderme de surface donne naissance à la lentille et une partie de la cornée, et les cellules de la crête neurale forment la partie centrale de la cornée **(Graw 2010).**

Le développement de l'œil commence par quatre phases qui sont peut-être divisé en quatre étapes principales : La formation du tube neural, la formation de la vésicule optique, l'invagination de la cupule optique à double couche et le développement de la rétine entièrement différenciée **(Wagstaff et *al.*, 2021)**.

a. La formation du tube neural

La formation du tube neural est induite par le développement de la notocorde, une longue tige qui se forme le long de l'axe antéropostérieur de l'embryon **(Larsen et *al.*, 2009).**

b. Formation de vésicules optiques

Au jour embryonnaire 22 (E22), les vésicules optiques dépassent du diencéphale et s'étendent dans l'ectoderme de surface **(Larsen et *al.*, 2009).**

c. L'invagination de la cupule optique

La vésicule optique s'invagine pour former la cupule optique, tandis que le placode lentille se creuse pour former la fosse lentille. Cette dernière se détache de l'ectoderme de surface pour devenir la lentille elle-même. Le mésenchyme entourant le tube neural et la vésicule optique donne naissance à la future choroïde et sclère, avec une couche fibreuse externe et une couche vasculaire interne. La couche fibreuse externe se développe en cornée, tandis que la couche vasculaire interne forme la choroïde et une partie du corps ciliaire **(Wagstaff et *al.*, 2020).**

d. Formation de l'œil et développement de la rétine

Une fois que la structure externe de l'œil est formée, la rétine peut se développer. Deux parties de la rétine se forment : l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR) et la rétine neurale. La rétine neurale est formée par la paroi interne de la cupule optique qui prolifère et se différencie, formant sa structure multicouche. La paroi externe reste une seule couche cuboïdale qui devient l'EPR. Les rétines neurales passent par une phase précoce et une phase tardive de développement, avec différents types de cellules qui se différencient et mûrissent par vagues successives **(Wagstaff et *al*., 2020)**.

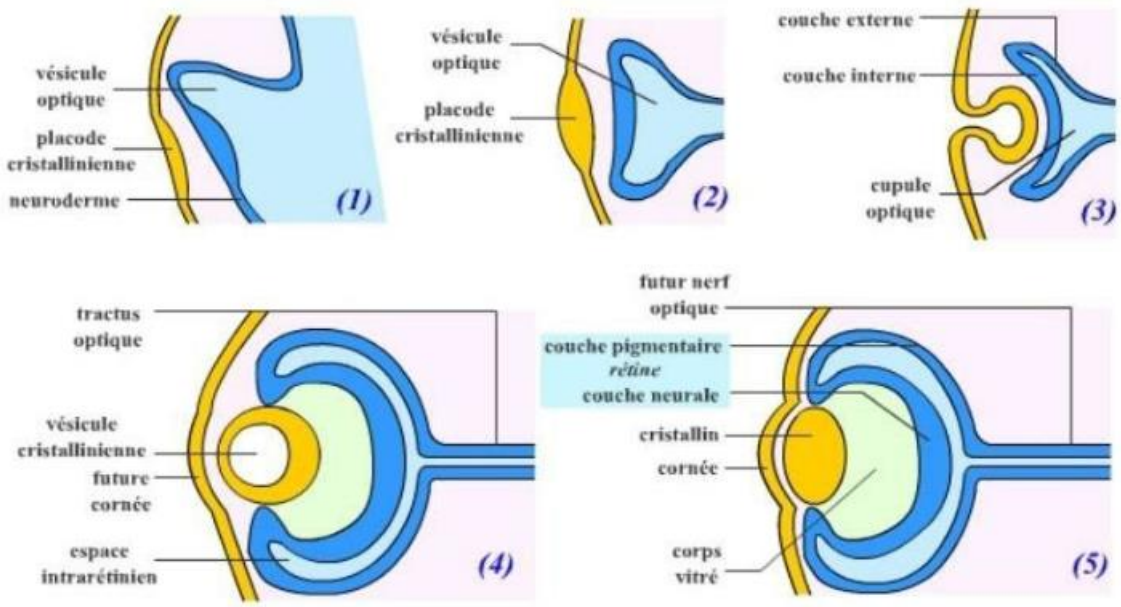


Figure 1: Schéma simplifié de la formation de l'œil au cours du développement embryonnaire.

(1) Bourgeonnement de la vésicule optique à partir du diencéphale**. (2)** et **(3)** Mise en place de la cupule optique et de la placode cristallinienne**. (4)** et **(5)** Mise en place de la rétine et du cristallin (**Bonnet.G et Furelaud.G, 2004**).

III. Anatomie et la physiologie de l'œil

III.1.La structure de l'œil

L'œil est une sphère d'environ 2,5 cm de diamètre avec un volume de 6,5 mL**. (Forrester et *al.*, 2016).** Il est constitué de trois tuniques, trois milieux transparents et deux segments topographiques **(Santalier et *al.*, 2008). (Figure 02)**

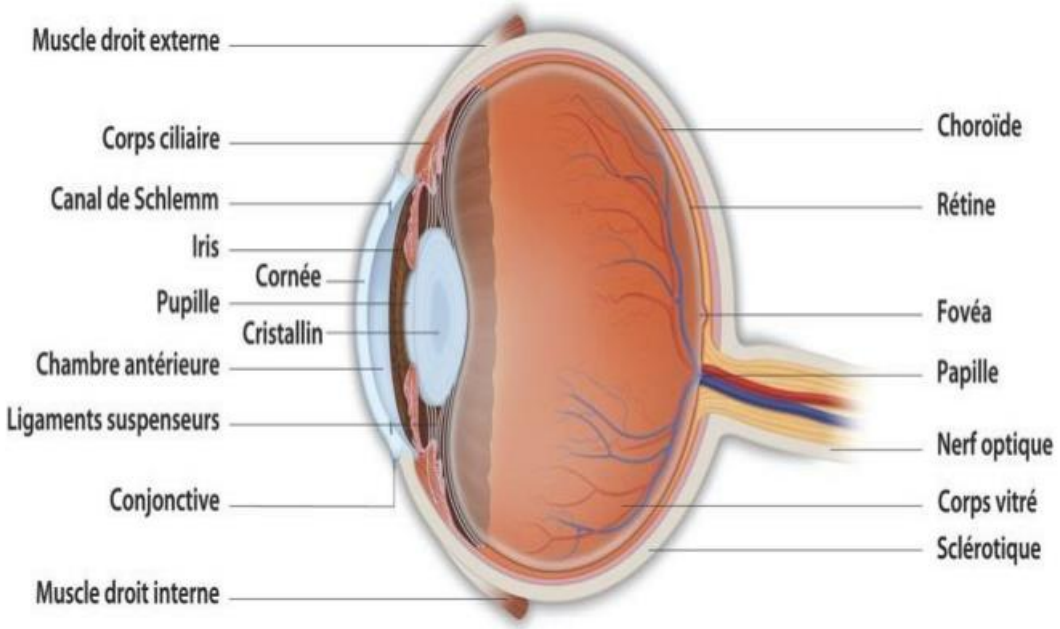


Figure 2: Le schéma en coupe sagittale présente l'anatomie de l'œil humain en mettant en évidence les différentes structures **(Courteix et Sion, 2018).**

Les trois tuniques

1.1 La tunique fibreuse externe (la cornéo-sclérale)

Il se compose de deux parties distinctes : la sclérotique postérieure opaque et la cornée antérieure transparente **(Maggs D et *al.*, 2008).**

- **La sclérotique**

C'est un tissu élastique et dur, dépourvu de vaisseaux sanguins, qui se situe sous la conjonctive et se connecte à la cornée **(Cholkar et *al.*,2013).** La sclérotique joue un rôle essentiel en protégeant le contenu intraoculaire et en maintenant la forme du globe oculaire **(Forrester et *al.*, 2016).**

- **La cornée**

La cornée est une enveloppe transparente qui joue un rôle essentiel dans la vision. Sa structure est caractérisée par la présence de nombreuses fibres de collagène et une teneur en eau relativement élevée, représentant environ 70 % de sa composition. La cornée est également connue pour sa grande sensibilité, en raison de l'abondante innervation provenant de la branche ophtalmique du nerf trijumeau **(Clere 2016)**.

1. 2 La tunique vasculaire moyen (l'uvée)

Qui forme la tunique vasculaire pigmentée de l'œil, se divise en trois régions la choroïde, l'iris et le corps ciliaire **(Kierszenbaum, Validire-Charpy, et Validire 2006)**située entre Sclère et rétine **(Malhotra et *al*., 2011).**

- **L'iris**

L'iris est située dans la partie antérieure du globe oculaire. Il se présente comme un diaphragme percé en son centre par la pupille. Il est formé de muscles lisses, circulaires et radiaires, qui lui permettent, grâce à des dilatations et contractions réflexes, de réguler la quantité de lumière entrant dans l'œil par la pupille. De plus, l'iris est pigmentée, il détermine la couleur des yeux **(Ksiaa et al., 2019).**

- **Le corps ciliaire**

Le corps ciliaire est un anneau de tissu d'environ 5 à 6 mm de large qui s'étend de l'éperon scléral vers l'avant jusqu'à l'ora serrata vers l'arrière **(Forrester et *al*., 2016).**

- **La choroïde**

La choroïde est une membrane vascularisée qui recouvre la sclérotique, tandis que sa partie antérieure forme le corps ciliaire **(Courteix et Sion, 2018).**

La choroïde est généralement composée de cinq couches distinctes : la membrane basale ou membrane de Bruch, la choriocapillaire, le stroma avec deux couches de vaisseaux (la couche de Sattler et la couche d'Haller), et la suprachoroïde.

La membrane de Bruch se situe entre les cellules de l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR) et la choriocapillaire. Elle se compose de cinq couches : la lame basale de l'EPR, la zone de collagène interne, la couche des fibres élastiques, qui est épaisse et poreuse, la couche de collagène externe et la lame basale de la choriocapillaire. La choriocapillaire est une fine

couche de capillaires située immédiatement sous la membrane de Bruch. Elle mesure environ 10 μm d'épaisseur rétrofovéolaire et 7 μm en périphérie. Les parois des vaisseaux sont très minces et présentent de nombreuses ouvertures, principalement du côté de l'EPR. Le stroma est constitué de fibres de collagène et élastiques, de fibroblastes, de cellules musculaires lisses non vasculaires et de mélanocytes adjacents aux vaisseaux choroïdiens. On 5. Trouve également de nombreuses cellules inflammatoires telles que les mastocytes, les macrophages et les lymphocytes.La suprachoroïde est une zone de transition entre la choroïde et la sclère, contenant des fibres de collagène, des fibroblastes et des mélanocytes **(Mathien, 2014).**

En résumé, la choroïde est composée de différentes couches qui jouent un rôle essentiel dans la fourniture de nutriments et d'oxygène à la rétine, ainsi que dans le maintien de la structure et de la fonction de l'œil **(Mathien, 2014).**

1.3 La couche nerveuse interne (la rétine)

- **La rétine**

La rétine, qui est le tissu nerveux spécialisé recouvrant l'arrière et l'intérieur du globe oculaire, présente une structure multicouche et translucide **(Robinett D et *al*., 2008).** Elle s'étend sur une distance d'environ 15 à 16 mm du diamètre interne de l'œil et représente environ 72 % de la surface de la sphère oculaire **(Behar-Cohen F et *al.*, 2020).**

Elle est équipée de photorécepteurs., pour fonction de capturer les rayons lumineux et de transmettre les informations visuelles au système nerveux central. L'espace entre le cristallin et la rétine est occupé par une substance gélatineuse transparente nom de corps vitré. En revanche, l'espace situé en avant du cristallin est la chambre antérieure, qui est remplie d'une autre substance, l'humeur aqueuse **(Courteix et Sion, 2018).**

La rétine est le neuroepithélium fragile qui tapisse la face postérieure de l'œil, adhérant fermement à la tête du nerf optique à l'arrière et à l'ora-serrata à l'avant **(Ophthalmology et al., n.d.)** Divisée en une partie centrale et une partie périphérique **:**

A. Rétine centrale

La partie centrale de la rétine mesure 5-6 mm et comprend la macula, la fovéa et la fovéola **(Creuzot-Garcher et *al*., 2016).** Il présente une organisation allant du centre vers la périphérie :

- **Macula :** a un diamètre de 5,5 mm et se situe entre la papille optique et les arcades vasculaires temporales **(Ophthalmology et *al*., n.d.).**
- **Fovéa :** La zone centrale de la macula, mesure environ 1,5 mm de diamètre et joue un rôle essentiel dans l'acuité visuelle à haute résolution et la perception des couleurs **(Ophthalmology et *al*., n.d.).**
- **La fovéola :** est une dépression centrale située à l'intérieur de la fovéa, avec un diamètre d'environ 0,35 mm **(Ophthalmology et *al*., n.d.).**
- **La parafovéa :** est une zone annulaire d'une largeur d'environ 0,5 mm qui entoure la fovéa **(Ophthalmology et *al*., n.d.).**

B. Rétine périphérique

La rétine en dehors de la macula est appelée rétine périphérique et se divise en différentes régions concentriques. Près des arcades vasculaires temporales se trouve un anneau de 1,5 mm appelé périphérie proche. À l'équateur de l'œil se trouve la rétine équatoriale, suivie de la rétine périphérique. À l'extrême périphérie, on trouve la frontière entre la rétine et la pars plana, connue sous le nom d'ora serrata. La partie postérieure de la base du vitré se situe entre l'ora serrata et l'équateur de l'œil **(Ophthalmology et *al*., n.d.).**

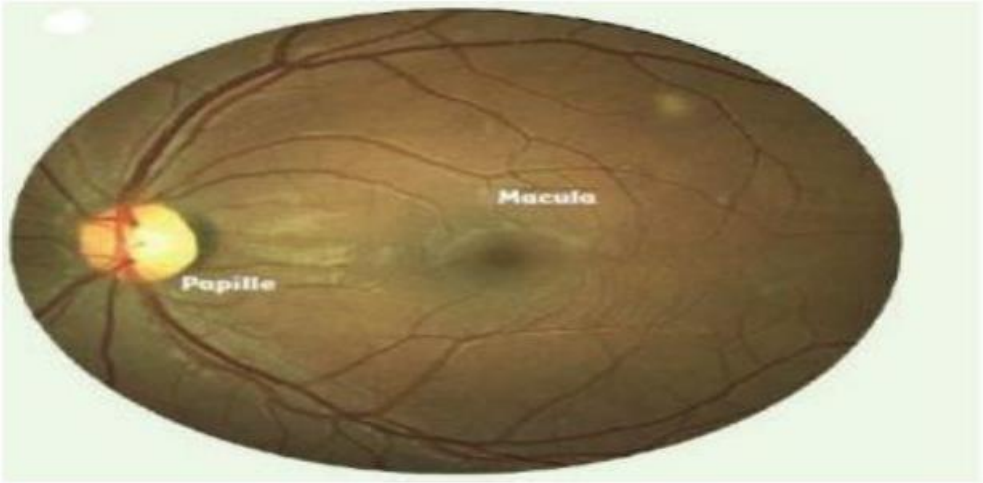


Figure 3: Une photographie couleur de rétinographie d'un fond d'œil humain **(Behar- Cohen et *al*., 2009).**

1.4 Les trois milieux transparents intraoculaires

Permettant le passage des rayons lumineux jusqu'à la rétine **(Ophthalmology et *al*., n.d.)**.

- **L'humeur aqueuse**

L'humeur aqueuse est un liquide transparent sécrété de manière continue. Elle provient du plasma et est riche en vitamine C. Son rôle principal est d'assurer la nutrition du cristallin et de la cornée. Après avoir rempli sa fonction, l'humeur aqueuse est drainée vers la circulation générale, contribuant ainsi au maintien d'une pression intraoculaire normale **(Clere 2016).**

- **Cristallin**

Est une structure transparente, avasculaire, non innervée et biconvexe. Il se trouve derrière la pupille et l'iris, soutenu par les fibres zonulaires du corps ciliaire. La capsule du cristallin régule les échanges passifs de substances métaboliques et de déchets par simple diffusion, en fonction de leur taille et de leur charge. Le cristallin est composé de quatre parties principales : la capsule, l'épithélium, le cortex (masse de cellules fibreuses) et le noyau **(Cholkar et *al*., 2013)**.

- **Corps vitré**

Il s'agit d'un gel transparent, entouré d'une fine membrane, la hyaloïde, qui remplit de la cavité oculaire et tapisse par sa face postérieure (hyaloïde postérieure) la face interne de la rétine **(de France 2021).**

1.5 Les deux segments topographiques

- Classiquement, le globe oculaire est subdivisé en deux régions distinctes, comprenant les structures précédemment décrites **(de France 2021).**

a. Segment antérieure : Cette partie occupe environ un tiers de l'avant de l'œil et est composée de la cornée, de la conjonctive, de l'humeur aqueuse, de l'iris, du corps ciliaire et du cristallin **(Cholkar et *al*., 2013) .**

b. Le segment postérieur : Cette partie occupe la portion restante de l'œil et comprend la sclérotique, la choroïde, la rétine (épithélium pigmentaire rétinien et rétine neurale) ainsi que le corps vitré **(Cholkar et *al*., 2013).**

III.2. Les annexes

Les structures annexes de l'œil englobent les paupières, la conjonctive, l'appareil lacrymal et les muscles oculaires**.** Ces composantes, jouent un rôle essentiel dans la protection des yeux (**Garrity, 2022).**

2.1 Nerf optique

Le nerf optique est créé par la convergence des axones des cellules ganglionnaires au niveau d'une région spécifique de la rétine appelée la papille **(Forrester et *al*., 2016).** Sa taille est d'environ 4 mm de diamètre et sa longueur atteint environ 5 cm. Le nerf optique a pour rôle de transmettre les signaux électriques de la rétine vers le cerveau, où ils seront traités et interprétés comme des informations visuelles. Cette transmission joue un rôle essentiel dans le processus de vision **(Ottaiano, Gomez, and Freddi 2023).**

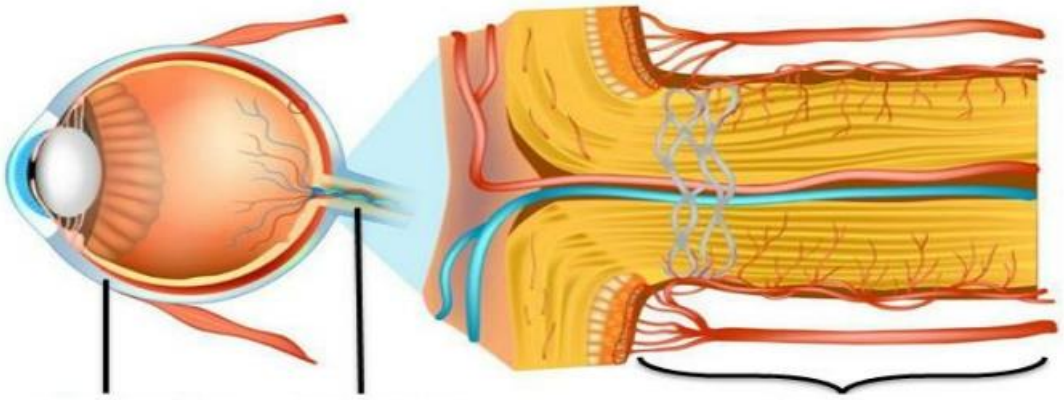


Figure 4: Anatomie de nerf optique **(Adapté d'après :Zone d'ophtalmologie avancée.,2023).**

III.3 Fonction de l'œil

La fonction de l'œil est complexe, avec des structures et des mécanismes qui ajustent en permanence la quantité de lumière, effectuent la mise au point sur les objets et transmettent instantanément des images au cerveau **(Garrity, 2022).**

La vision est la sensibilité sensorielle dédiée à la perception de la lumière et à l'intégration des informationsvisuelles telles que les formes, les couleurs, les mouvements, les textures, les contrastes et les reliefs **(Courteix et Sion, 2018).**

Chez les reptiles, tels que les tortues, les crocodiles, les lézards et les serpents, qui ont des modes de vie différents, ils possèdent tous des mécanismes oculomoteurs, même s'ils les

utilisent à des degrés différents. Les reptiles sont capables d'effectuer une panoplie complète de réflexes oculomoteurs et labyrinthiques impliqués dans le maintien gyroscopique et le champ visuel. Par exemple, de nombreux reptiles gardent leurs yeux alignés horizontalement lorsque la tête s'incline **(Land 2015).**

En ce qui concerne la lumière, l'œil est conçu pour focaliser l'image visuelle sur la rétine avec un minimum de déformation optique. La cornée et le cristallin focalisent la lumière, qui traverse ensuite l'humeur vitrée pour atteindre les photorécepteurs de la rétine. Cesphotorécepteurs transforment l'énergie lumineuse en un signal électrique, qui est ensuite transmis jusqu'au cortex cérébral pour produire la sensation de vision **(Courteix et Sion, 2018).**

IV. La structure Histologique de de la rétine

La rétine est un tissu nerveux formé de dix couches constituées de différents types cellulaires à organisation complexe **(Courteix et Sion, 2018).** Ce dernier composé de deux tissus distincts : la neurorétine, également appelée rétine neurale, et l'épithélium pigmentaire de la rétine (EPR) **(Behar-Cohen et *al*., 2009).** L'EPR est formé d'une couche monocellulaire de cellules épithéliales. La neurorétine est constituée de cellules neuronales et de cellules gliales. Chaque type cellulaire est localisé dans une couche spécifique de la rétine **(Behar-Cohen et *al*., 2009).**

En partant de la couche la plus externe et en allant vers la plus interne, on trouve les couches suivantes **(Figure 5) :**

1. La couche de l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR)
2. La couche des photorécepteurs : cônes et bâtonnet
3. La membrane limitante externe (MLE)
4. La couche nucléaire externe (CNE)
5. La couche plexiforme externe (CPE)
6. La couche nucléaire interne (CNI)
7. La couche plexiforme interne (CPI)
8. La couche des cellules ganglionnaires (CCG)
9. La couche des fibres nerveuses (FN)

10. La membrane limitante interne (MLI)

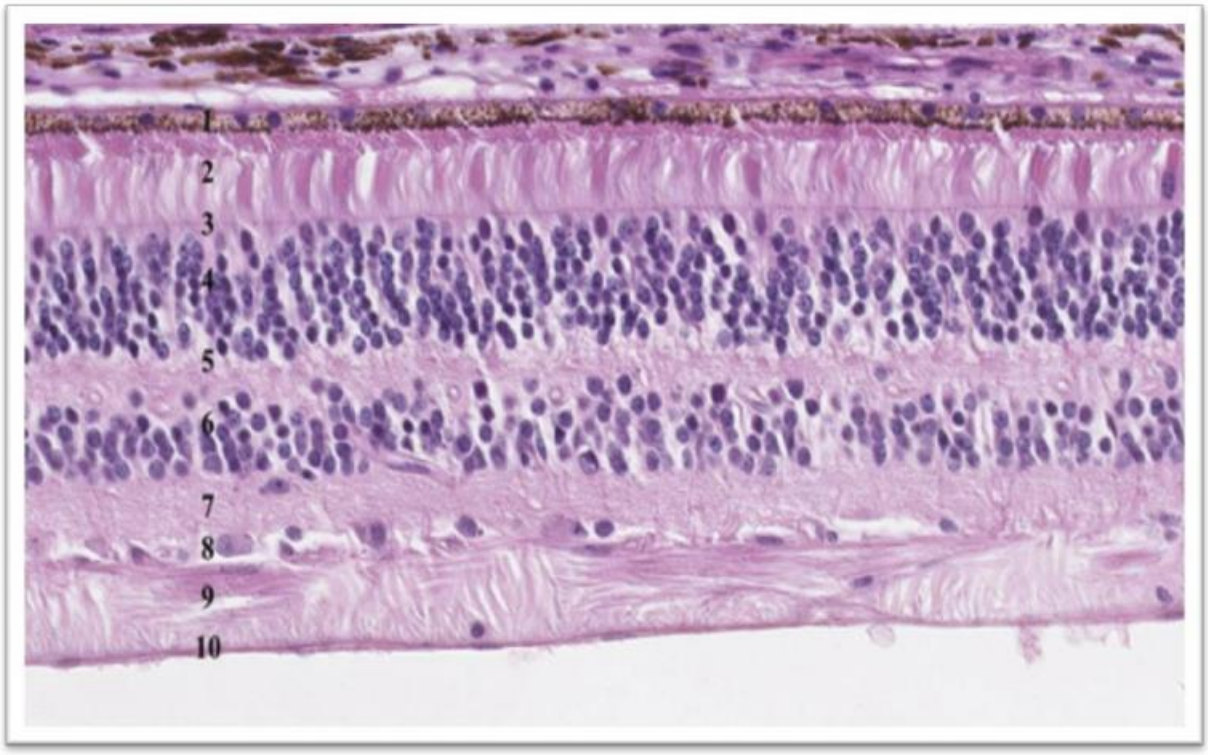


Figure 5: Une coupe histologique de la rétine révèle sa structure en dix couches distinctes

1 : épithélium pigmentaire ; 2 : photorécepteurs ; 3 : membrane limitante externe ; 4 : couche nucléaire externe ; 5 : couche plexiforme externe ; 6 : couche nucléaire interne ; 7 : couche plexiforme interne ; 8 : couche des cellules ganglionnaires ; 9 : couche des fibres ; 10 : membrane limitante interne **(Rapport SFO 2016).**

1. L'épithélium pigmentaire rétinien

L'épithélium pigmentaire rétinien (EPR) est dérivé de l'embryon et provient du neuroectoderme **(Hildebrand et Fielder, 2011).**Est une monocouche de cellules pigmentées faisant partie de la barrière sang/rétine. La membrane apicale de l'EPR est en contact avec les segments externes des photorécepteurs, formant une interaction structurelle complexe. Avec sa membrane basolatérale, l'EPR est adjacente à la membrane de Bruch, qui sépare l'EPR de l'endothélium fenêtré de la choriocapillaire **(Strauss 2005).**

La monocouche d'EPR est un élément essentiel de la rétine, elle possède **:**

- **Le rôle dans la fonction visuelle**

L'EPR assure plusieurs fonctions essentielles pour le bon fonctionnement de la rétine. Il absorbe l'énergie lumineuse concentrée par le cristallin, permettant ainsi la conversion

de la lumière en signaux électriques. il facilite le transport des ions, de l'eau et des produits métaboliques de l'espace sous-rétinien vers le sang, assurant ainsi l'apport de nutriments essentiels aux photorécepteurs, les cellules responsables de la vision **(Strauss 2005).**

- **Cycle visuel, de la phagocytose et de la préservation de la santé rétinienne**

L'EPR joue également un rôle crucial dans le cycle visuel en réisomérisant le rétinol, une forme de vitamine A, pour maintenir l'excitabilité des photorécepteurs. De plus, il est impliqué dans la phagocytose des segments externes des photorécepteurs, éliminant ainsi les débris cellulaires et favorisant la santé rétinienne. L'EPR participe également à la sécrétion de facteurs de croissance qui favorisent la survie des cellules rétiniennes et contribue à maintenir l'intégrité structurale de l'endothélium de la choriocapillaire, une fine couche de vaisseaux sanguins qui nourrissent la rétine **(Strauss 2005).**

- **La régulation ionique et la préservation de l'immunité oculaire**

L'EPR est important dans la régulation de la composition ionique de l'espace sous-rétinien, créant un environnement optimal pour le bon fonctionnement des cellules rétiniennes. Il participe également à l'établissement du privilège immunitaire de l'œil en sécrétant des facteurs immunosuppresseurs, protégeant ainsi la rétine des réactions immunitaires indésirables **(Strauss 2005).**

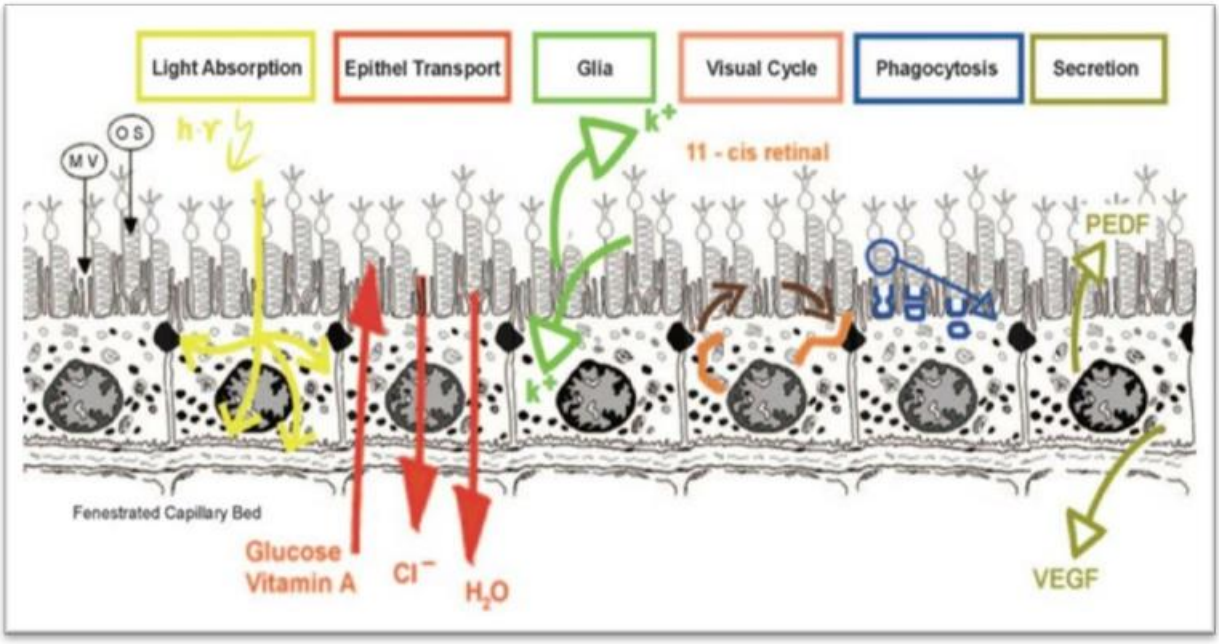


Figure 6: Fonctions récapitulatives de l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR).

PEDF, facteur de croissance dérivé de l'épithélium pigmentaire ; VEGF, facteur de croissance de l'épithélium vasculaire ; Epithel, épithélium **(Strauss 2005).**

2.La couche des photorécepteurs

La couche des photorécepteurs est formée par les extensions des cellules à bâtonnets et à cônes, Chaque cellule photoréceptrice composée de deux segments.

- **Le segment externe**

Constitue la partie sensible à la lumière. Il est formé par des invaginations de la membrane plasmique, créant un arrangement en disques qui sont régulièrement renouvelés et phagocytés par les cellules de l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR) (**Behar-Cohen et *al*., 2020).**

- **Le segment interne**

Abrite la machinerie métabolique et est connecté au segment externe par un cil connecteur. La zone où se trouvent les mitochondries dans le segment interne peut être observée grâce à la tomographie par cohérence optique. Cette structure, est divisée en deux parties distinctes : l'ellipsoïde et la myoïde. **(Behar-Cohen et *al*., 2020 ; Zhu et *al*., 2016).**

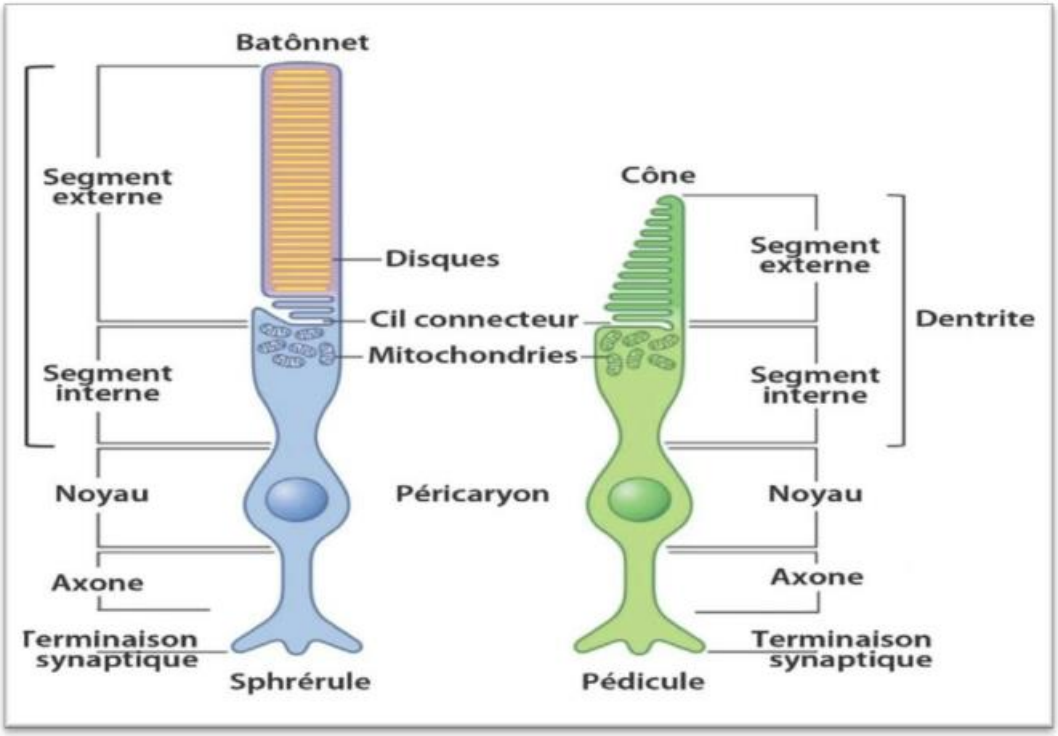


Figure 7: Structure des photorécepteurs. Cônes et bâtonnets **(Courteix et Sion, 2018).**

3.La membrane limitante externe

Il ne s'agit pas d'une membrane véritable, mais d'une structure créée par des complexes jonctionnels entre les cellules de Müller adjacentes ainsi qu'entre les cellules de Müller et les photorécepteurs. L'espace sous-rétinien est un espace potentiel situé entre la barrière hémo rétinienne externe et la membrane limite externe **(Hildebrand et Fielder, 2011).**

4.La couche nucléaire externe

Renferme les noyaux des photorécepteurs **(Behar-Cohen et *al.*, 2009).** Les noyaux des cônes sont légèrement plus volumineux que ceux des bâtonnets et présentent une moindre quantité d'hétérochromatine, ce qui explique leur réactivité réduite aux colorants nucléaires **(Behar-Cohen et *al.*, 2009).**

5. La couche plexiforme externe

La couche plexiforme externe de la rétine est le site où les synapses sont formées entre les photorécepteurs, les cellules bipolaires et les cellules horizontales. Dans la région maculaire, cette couche est plus épaisse et présente une structure en forme de "Z" en raison de la présence des cellules gliales de Müller **(Behar-Cohen et *al.*,2020).**

6. La couche nucléaire interne

La couche nucléaire interne abrite les noyaux de cinq types de cellules différents : les cellules horizontales, les cellules bipolaires, les cellules amacrines, les cellules interplexiformes et les cellules de Müller **(Hildebrand et Fielder, 2011).**

- Les cellules horizontales se situent le long de la limite externe de la couche nucléaire interne, faisant face à la couche plexiforme externe **(Hildebrand et Fielder, 2011).**
- Les cellules amacrines, quant à elles, font face à la couche plexiforme interne **(Hildebrand et Fielder, 2011).**
- Les noyaux des cellules bipolaires, interplexiformes et de Müller se trouvent à des positions intermédiaires **(Hildebrand et Fielder, 2011).**

7. La couche plexiforme interne

Est le site des synapses entre les cellules bipolaires, amacrines et ganglionnaires. Elle est absente dans la région de la fovéa. Une organisation ultra structurale en trois rangées distinctes y est observée **(Behar-Cohen et *al*., 2009).**

8. La couche des cellules ganglionnaires

La couche nucléaire la plus interne de la rétine abrite les noyaux des cellules ganglionnaires et est également le lieu de présence de cellules amacrines déplacées. Généralement, les cellules ganglionnaires forment une seule couche, à l'exception de la région parafovéolaire où elles sont empilées en six à sept couches **(Behar-Cohen et *al.*, 2009).**

Cette organisation en couches des cellules ganglionnaires est observée dans la région spécifique de la rétine proche de la fovéa. Les axones des cellules ganglionnaires convergent vers la papille pour former le nerf optique **(Behar-Cohen et *al.*, 2009).**

9.La couche des fibres nerveuses

Cette couche renferme les axones non myélinisés des cellules ganglionnaires, qui s'étendent pour former le nerf optique. Les axones sont enveloppés par les cellules de Müller et les cellules gliales, qui assurent un soutien structurel et fonctionnel aux axones **(Cholkar et *al.*, 2013).**

10. La membrane limitante interne

La membrane limitante interne qui est une expansion membraneuse composée des pieds internes des cellules gliales de Müller et de leur membrane basale **(Behar-Cohen et *al.*,2020)**.

V. Les cellules neurorétiniennes

La neurorétine, qui fait partie intégrante du système nerveux central, joue un rôle fondamental dans la conversion des signaux lumineux en impulsions nerveuses. Issue du développement neuroectodermique et dérivée du diencéphale, la neurorétine est un tissu complexe et stratifié composé de six types distincts de cellules neuronales (les cônes et les bâtonnets, qui sont les deux types de photorécepteurs, ainsi que les cellules horizontales, bipolaires, amacrines et ganglionnaires). En plus de ces cellules neuronales, on y trouve également trois types de cellules gliales, à savoir (les cellules gliales de Müller, les astrocytes et les cellules microgliales). Cette organisation cellulaire sophistiquée permet à la neurorétine

d'accomplir ses fonctions spécialisées dans le traitement de l'information visuelle **(Behar-Cohen et *al.*,2020)**.

V.1 Les cellules neurales

1. Les photoréceptrices

Les photorécepteurs sont des cellules neuronales hautement polarisées **(Behar-Cohen et *al.*, 2009).** La fonction principale est de capter les photons et de les convertir en signaux nerveux. Ils sont subdivisés en deux types cellulaires qui sont : les bâtonnets et les cônes **(Cholkar et *al.*, 2013**).

- **Les bâtonnets**

Sont prédominants à l'extérieur de la fovéole dans la rétine périphérique. Ils sont sensibles à la lumière faible, ce qui leur permet d'assurer la vision scotopique, c'est-à-dire la vision en noir et blanc. Tous les bâtonnets contiennent le même pigment photosensible appelé rhodopsine. Dans la rétine humaine, ils sont plus nombreux que les cônes, avec environ 77 à 107 millions de bâtonnets. Les bâtonnets jouent un rôle crucial dans la détection du mouvement et de l'orientation des objets **(Hildebrand et Fielder, 2011).**

- **Les cônes**

Présents dans la fovéole de la rétine, la zone centrale responsable de la vision précise. Ils sont sensibles à la lumière vive, ce qui leur permet de fonctionner dans des conditions de vision photopique. Les cônes sont spécialisés dans la vision des couleurs et des détails fins. Ils contiennent différents pigments photosensibles appelés opsine, notamment des cônes rouges, verts et bleus. Dans la rétine humaine, les cônes sont moins nombreux que les bâtonnets, avec environ quatre à cinq millions. Leur concentration est principalement observée dans la région centrale de la rétine, favorisant une vision précise **(Hildebrand et Fielder, 2011).**

2. Les cellules bipolaires

Les premiers neurones impliqués dans la transmission de l'information visuelle. Les cellules bipolaires assurent la transmission des signaux visuels entre les photorécepteurs (cônes et bâtonnets) et les autres cellules de la rétine, tels que les cellules amacrines et les cellules ganglionnaires. Cette transmission est essentielle pour la progression de l'information visuelle dans le système visuel **(Cholkar et *al.*, 2013).**

3. Les cellules horizontales

Cellules présentes dans la couche plexiforme externe de la rétine. Elles établissent des connexions synaptiques avec les photorécepteurs et les cellules bipolaires, ce qui contribue à la formation et à la régulation des réponses neuronales dans la rétine **(Cholkar et *al.*, 2013**).

4. Les cellules amcarine

Connectées latéralement entre elles dans la couche plexiforme interne. Elles modulent la transmission du signal visuel en établissant des synapses avec les cellules bipolaires et entre elles. Ces derniers ne possèdent pas d'axone **(Cholkar et*al.*, 2013).**

5. La cellule ganglionnaire

De petites cellules d'environ 10 à 20 µm. Elles établissent des connexions synaptiques avec les cellules bipolaires et les cellules amacrines au sein de la couche plexiforme interne de la rétine. Les axones des cellules ganglionnaires convergent vers la papille optique, formant ainsi le nerf optique **(Behar-Cohen et *al.*,2020)**.

V.2 Les cellules gliales

Les cellules gliales, présentes dans la rétine, jouent un rôle essentiel dans le maintien de l'homéostasie neuronale.

1. Cellules gliales de müller

Les cellules de Müller, principales cellules gliales de la rétine, établissent un lien essentiel entre les neurones rétiniens et les autres compartiments de la rétine. Elles sont localisées dans la couche nucléaire interne et leurs prolongements s'étendent des membranes limitantes internes jusqu'aux segments internes des photorécepteurs. Les cellules de Müller peuvent interagir avec les microvillosités des cellules de l'épithélium pigmentaire rétinien et sont impliquées dans les échanges moléculaires avec les vaisseaux rétiniens, le vitré et l'espace sous-rétinien **(Behar-Cohen et *al.*,2020)**.

2. Les astrocytes

Des cellules gliales à forme stellaire, caractérisées par un noyau ovale. Elles sont principalement présentes en grande quantité dans la couche des fibres nerveuses de la rétine et se trouvent également autour des vaisseaux sanguins **(Cholkar et *al.*, 2013).**

3. Les cellules microgliales

Ces cellules, appelées macrophages tissulaires, se situent à l'interface entre les fibres nerveuses et les cellules ganglionnaires, ainsi que dans les couches plexiformes et autour des vaisseaux. Elles ne sont pas présentes dans la fovéa **(Cholkar et *al.*, 2013).**

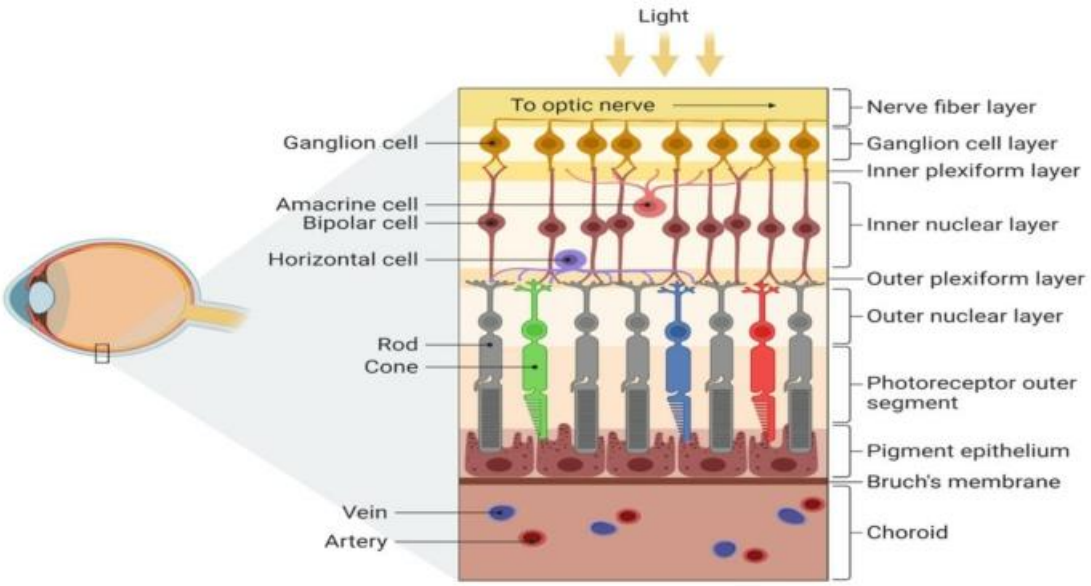


Figure 8: schéma des cellules rétiniennes illustre la trajectoire de la lumière à travers différentes couches de cellules nerveuses et gliales présentes dans la rétine **(Mankowska et *al.*, 2022)**

VI. Vascularisation rétinienne

La rétine est alimentée en sang par deux systèmes vasculaires différents.la vascularisation directe assurée par le réseau capillaire rétinien, et la vascularisation indirecte de la rétine externe assurée par le réseau choroïdien qui ne comporte pas de capillaires. L'artère centrale de la rétine, qui provient de la carotide interne, suit un trajet intra neural avant de faire surface à la papille optique **(Behar-Cohen et *al.*,2020)**.

VII. Le pigment visuel

1. Les cellules de photorécepteurs

Les photorécepteurs rétiniens sont des cellules très spécialisées. Il en existe de deux types, les bâtonnets et les cônes, qui sont respectivement responsables de la vision nocturne et de la vision diurne des couleurs **(Villarejo-Zori and Boya 2017).**

Les bâtonnets contiennent principalement la rhodopsine, un pigment photorécepteur qui présente une composition similaire d'une espèce à l'autre. En revanche, les cônes renferment des photopigments distincts **(Rosolen and Rigaudière 2003).**

2. Les molécules de pigment des photorécepteurs

Les photopigments, présents dans la membrane plasmique du segment externe des photorécepteurs, sont des protéines intrinsèques colorées. Ils se composent de deux éléments **:** le rétinal, un dérivé de la vitamine A qui permet l'absorption de la lumière, et l'opsine, une glycoprotéine. Dans la rétine humaine, on retrouve quatre types d'opsine. La rhodopsine est l'opsine spécifique des bâtonnets, tandis que les trois autres types sont présents dans les cônes et déterminent leur sensibilité à la lumière, en fonction des types S, M ou L **(Marechal et *al*., 2019).**

3. Structure des pigments visuels et leur absorption optimale de la lumière

La famille des récepteurs couplés aux protéines G (GPCR) regroupe les deux composent suivant **:**

- **Les pigments visuels des cônes**

Composés d'un chromophore, l'isomère 11-cis de l'aldéhyde de la vitamine A, appelé 11-cis rétinal, qui se situe au centre de leurs 7 hélices alpha transmembranaires **(Salesse 2017).**

- **La rhodopsine**

Spécifique aux segments externes des photorécepteurs et se caractérise par une abondance élevée de chaînes acyles polyinsaturées. L'absorption de la lumière se fait par les pigments visuels, notamment le 11-cis rétinal, est un chromophore qui permet une absorption optimale de la lumière par la rhodopsine et les photorécepteurs. la structure des bâtonnets et des cônes, ainsi que leur position et leur organisation dans la rétine, permettent d'optimiser l'absorption des photons par leurs pigments visuels **(Salesse 2017).**

4. Particularités de la distribution des photorécepteurs dans la rétine

La distribution des photorécepteurs dans la rétine, avec une concentration élevée de cônes dans la fovea et une faible présence de bâtonnets, associée au déplacement des cellules

nerveuses et à l'absence de vascularisation, permet une vision détaillée et précise au centre du champ visuel **(Salesse 2017).**

5. La vision des couleurs.

La vision des couleurs est un processus physiologique complexe par lequel le système visuel transforme l'énergie rayonnante en une perception sensorielle de couleur. Dans la rétine humaine, il existe quatre pigments visuels distincts : la rhodopsine présente dans les bâtonnets, ainsi que les pigments visuels des cônes bleu, vert et rouge **(Marechal et *al*., 2019).**La combinaison de ces pigments permet à l'homme de distinguer jusqu'à 300 couleurs différentes avec une résolution fine de 2 nm, couvrant ainsi l'ensemble du spectre de la lumière visible. Chaque pigment absorbe différentes longueurs d'onde de lumière, ce qui génère des réponses colorées dans le système visuel humain **(Salesse 2017).**

VIII. La photo transduction visuelle des bâtonnets

1. Mécanisme d'activation de la photo transduction visuelle.

La phototransduction est le processus par lequel l'énergie lumineuse absorbée par les photopigments qui est considéré coome des protéines transmembranaires couplées aux protéines G contenues dans les photorécepteurs. Leur fonction est d'absorber la lumière incidente et de déclencher une cascade biochimique qui modifie les propriétés électriques des photorécepteurs et, finalement, module le taux de libération du glutamate., Ces derniers contenus dans les photorécepteurs rétiniens est convertie en un signal biochimique qui conduit à une hyperpolarisation des photorécepteurs **(Hart N.S., 2009).**

Ces étapes représentent les principaux processus impliqués dans la phototransduction visuelle des bâtonnets :

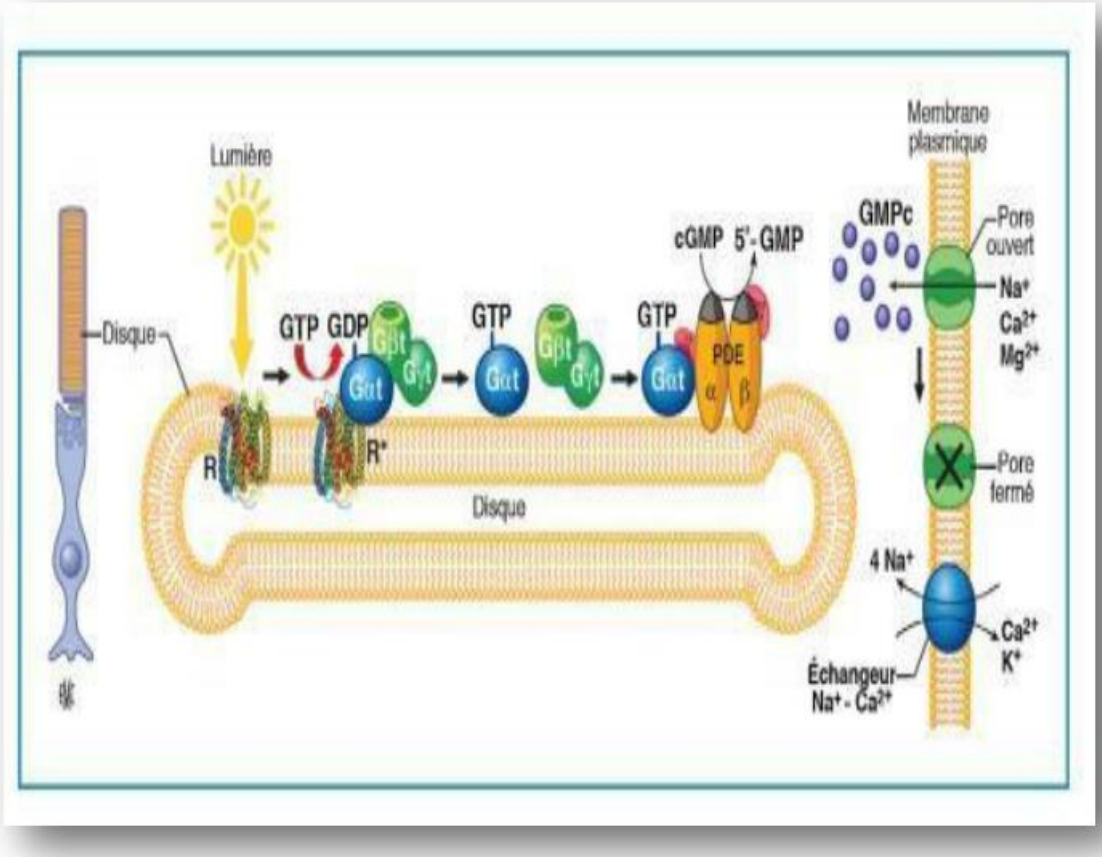
1. La rhodopsine est une protéine présente dans les disques membranaires des bâtonnets de la rétine. Elle joue un rôle crucial dans la captation de la lumière. Lorsque la lumière atteint la rétine.

2. Cette protéine subit une réaction d' isomérisation du rétinal,passant de sa forme 11-cis à sa forme tout-trans, entraînent la formation de la métarhodopsine II (MII) **(Salesse 2017).**

3. L'activation de (MII) est induite par le changement du GDP lié à la sous-unité alpha en GTP. Ce processus conduit à l'activation de la sous-unité alpha de la transducine, formant ainsi la forme activée Gt-GTP **(Salesse 2017).**

4. La dissociation de la métarhodopsine II (MII) de la transducine permet à la MII de se lier à une autre molécule de transducine, ce qui amplifie le signal. La transducine activée (Gt-GTP) active ensuite la phosphodiestérase 6 (PDE6), qui était inhibée par des sous-unités inhibitrices (PDE6G) auparavant **(Salesse 2017).**

5. L'activation de la PDE6 supprime l'inhibition exercée par les sous-unités inhibitrices (PDE6G) et accélère l'hydrolyse du GMP cyclique (GMPc), ce qui réduit sa concentration intracellulaire. En conséquence, les canaux ioniques à la surface des photorécepteurs se ferment, ce qui entraîne une hyperpolarisation des cellules photoréceptrices. Cette hyperpolarisation bloque la libération de glutamate, un neurotransmetteur, vers les cellules bipolaires, interrompant ainsi la transmission du signal visuel. Pour rétablir les photorécepteurs à leur état de repos dans l'obscurité, différentes protéines interviennent pour désactiver les différentes étapes de la phototransduction. Cela permet de réinitialiser les photorécepteurs et de les préparer à de nouveaux signaux lumineux **(Salesse 2017).(Figure 09A)**



(A)

Figure 9A: Mécanisme d'activation de la phototransduction **(Salesse, 2017).**

2. Mécanisme d'inactivation de la photo transduction visuelle.

L'inactivation de la phototransduction des bâtonnets est un processus crucial pour rétablir les conditions de repos dans les photorécepteurs. **(Figure 09B)**

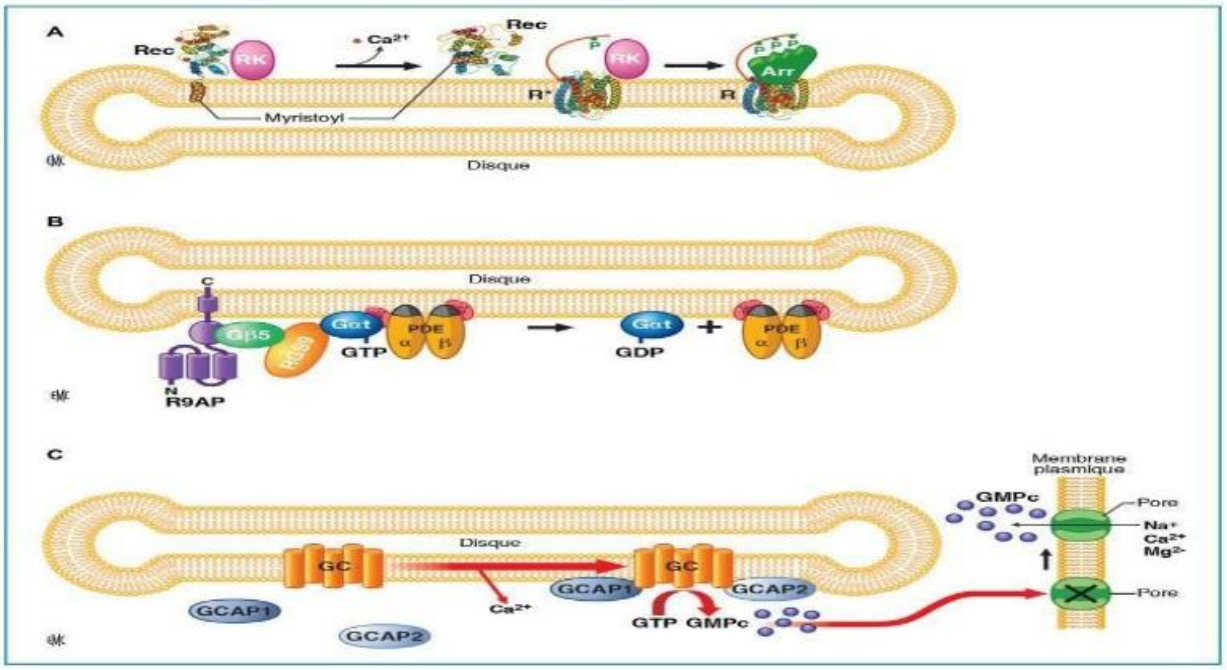
1. L'inactivation de la phototransductionlorsque Ca2+ diminue. La recoverine, une protéine liée à la membrane des disques des bâtonnets en présence de Ca2+, inhibe l'activité de la rhodopsine kinase. Le positionnement du myristoyle de la recoverine est influencé par la concentration de Ca2+, déterminant ainsi son association ou sa dissociation de la membrane. En étant associée, elle désactive la rhodopsine kinase, qui phosphoryle la rhodopsine activée. Lorsque la rhodopsine est phosphorylée, elle se lie à l'arrestine, ce qui inactive la rhodopsine et arrête la signalisation **(Salesse, 2017).**

2. L'activité GTPase de la sous-unité alpha de la protéine Gt (Gt-GTP) doit être accéléréepour l'activité de la phosphodiestérase (PDE6). Un complexe de protéines composé de RGS9, GB5 et R9AP catalyse l'hydrolyse du GTP, inactivant ainsi la PDE6 **(Salesse, 2017).**

3. Les guanylates cyclases (GC1 et GC2 dans les bâtonnets, et GC-C dans les cônes) sont responsables de la synthèse de GMP cyclique (GMPc) **(Salesse, 2017).**

4. Les guanylate cyclase activating proteins (GCAPs) régulent l'activité des guanylates cyclases en fonction de la concentration de Ca2+. La diminue de cette dernière, subit des changementsconformationnel des GCAPs quiactive les guanylates cyclases, favorisant ainsi la synthèse de GMPc **(Salesse, 2017).**

5. La synthèse de GMPc permet l'ouverture des canaux ioniques permeables aux Na+ et Ca2+, ce qui permet le retour de la concentration cytosolique de Ca2+ à l'état de repos. Cela prépare les photorécepteurs à de nouveaux signaux lumineux et permet le fonctionnement normal de la phototransduction **(Salesse, 2017).**



(B)

Figure 09B : Mécanisme d'inactivation de la phototransduction **(Salesse, 2017).**

3. Le cycle visuel des rétinoïdes des bâtonnets

La rhodopsine est régénérée à partir de l'opsine et du 11-cis rétinal par le cycle visuel des rétinoïdes qui implique plusieurs enzymes se trouvant à la fois dans les photorécepteurs et l'EPR L'isomérisation du 11-cis rétinal en tout-trans rétinal suite à l'absorption de la lumière par la rhodopsine mène à la dissociation du tout-trans rétinal de l'opsine en quelques dizaines de msec.

Le tout-trans rétinal doit en premier lieu être réduit en tout-trans rétinol car la fonction aldéhyde du rétinal est très réactive et peut former un lien covalent avec certains phospholipides des membranes des photorécepteurs pour produire ensuite la lipofuscine dans l'EPR. L'accumulation de ce produit est impliquée dans certaines maladies comme la dégénérescence maculaire liée à l'âge et la maladie de Stargardt. Le tout-trans-rétinal est donc réduit en tout-trans rétinol par le rétinol déshydrogénase 8 (RDH8) dans le segment externe et la RDH12 dans le segment interne des bâtonnets. Les rétinoïdes sont des molécules très hydrophobes. Ainsi, le tout-trans rétinol est véhiculé dans la matrice interphotoréceptrice jusqu'à l'EPR par une protéine de transport, l'interphotoreceptor retinol binding protein (IRBP) et dans l'EPR jusqu'aux microsomes par le cellular retinol binding protein-I (CRBP-I). La lécithine rétinol acyltransférase (LRAT) transformera ensuite le tout-trans rétinol en tout-trans rétinyl ester. Ce rétinyl ester est ensuite emmagasiné dans les rétinosomes ou

métabolisé par la RPE65 (isomérohydrolase) pour produire le 11-cis rétinol qui sera oxydé en 11-cis-rétinal par la RDH5 (rôle majeur) etla RDH11 (rôle mineur) dans l'EPR. Le 11-cis-rétinal est ensuite transporté jusqu'au segment..Le cycle visuel des rétinoïdes des bâtonnets se répète constamment, permettant aux bâtonnets de continuer à détecter les variations lumineuses et à transmettre l'information visuelle au cerveau **(Salesse, 2017).**

IX. Les pathologies de l'œil

Les pathologies oculaires comprennent de nombreuses affections qui peuvent affecter les différentes parties de l'œil et entraîner divers problèmes de vision et de santé oculaire. Parmi ces maladies figurent **:**

- **Les rétinites pigmentaires**

Les rétinites pigmentaires (RP) désignent un groupe de maladies héréditaires dégénératives de la rétine. Elles sont caractérisées par une grande hétérogénéité génétique, impliquant plus de 90 gènes différents. Environ 30 % des cas sont sporadiques, tandis que la majorité est transmise selon un mode autosomique récessif (50-60 % des cas), autosomique dominant (30 à 40 % des cas), ou de manière rare, liée à l'X (5 à 15 % des cas).Ces maladies entraînent principalement des altérations au niveau des photorécepteurs rétiniens, et parfois des cellules de l'épithélium pigmentaire rétinien (EP). Au fil du temps, toutes ces mutations conduisent à la destruction progressive des deux types de cellules et à une perte de la fonction visuelle **(Ducloyer et *al*., 2020).**

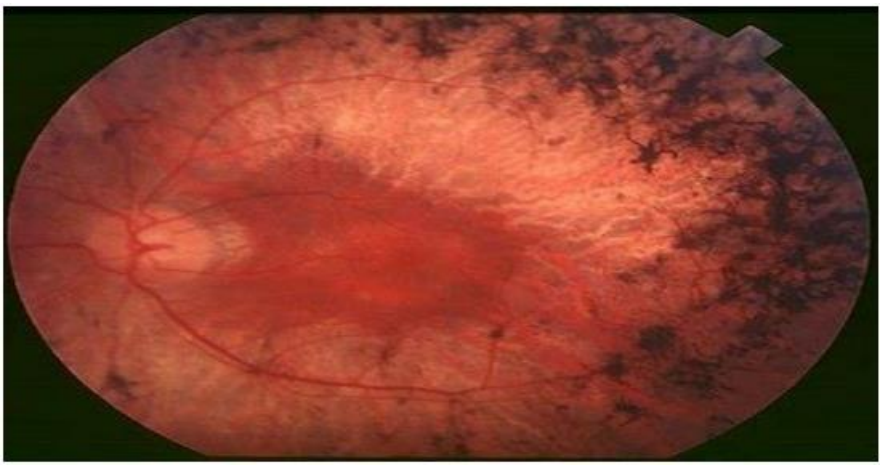


Figure 10: La rétinite pigmentaire observée à travers un examen du fond d'œil

- **Le glaucome primitif à angle ouvert (GPAO)**

Le glaucome primitif à angle ouvert (GPAO) est une pathologie évolutive et chronique qui affecte le nerf optique et entraîne une diminution progressive des cellules ganglionnaires rétiniennes. Elle se caractérise par des modifications morphologiques de la papille optique et une altération spécifique du champ visuel. Le GPAO est une maladie bilatérale qui se manifeste généralement chez les adultes, surtout après l'âge de 40 ans **(Bertaud et *al*., 2018).**

- **La cataracte**

Est une pathologie fortement liée à l'âge,elle affecte environ 18% des personnes âgées de 65 à 74 ans et 46% des individus de plus de 75 ans. Cette affection due à des changements dans la composition du cristallin, rendant certaines protéines insolubles. Ces protéines précipitent, entraînant une perte d'homogénéité et une diminution de la transparence du cristallin **(Berthélémy, 2016).**

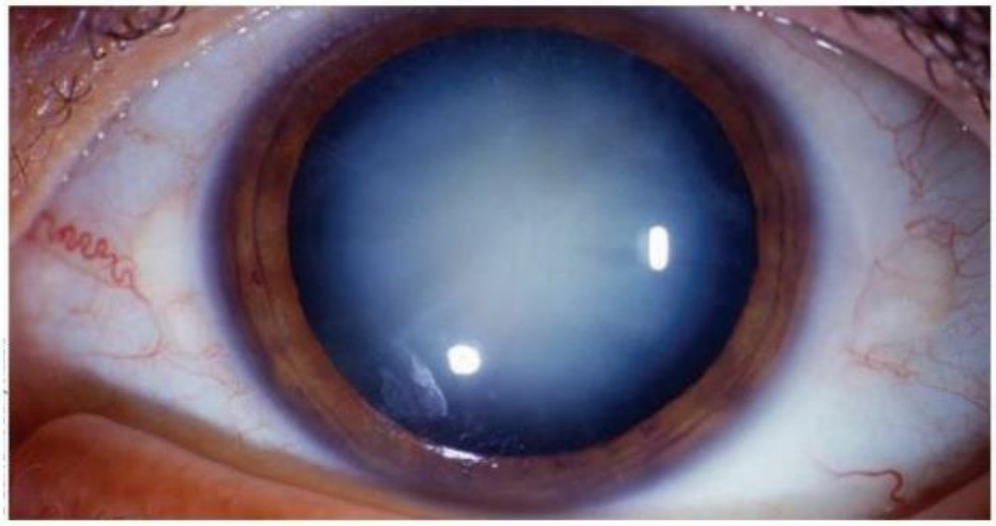


Figure 11: La cataracte se manifeste par une détérioration progressive de la vision, créant l'illusion d'un voile devant les yeux **(Berthélémy, 2016).**

Matériel et Méthodes

Matériels et méthodes

1. Modèle expérimental

Notre étude a porté sur le lézard saharien diurnen *Uromastyx acanthinura* de la famille des Agamidae. Il est usuellement appelé « **fouette queue** » ou « **dob** » en arabe (**Figure 12**). En raison de sa parfaite adaptation aux conditions climatiques arides du milieu saharien, *U acanthinura* représente un modèle animal passionnant pour étudier les mécanismes physiologiques adaptatifs lui permettant la survie dans un milieu désertique pauvre en eau.



Figure 12*:* *Uromastyx acanthinura* **(Bell, 1825)**

1.1 Classification Systématique (Grenot, 1976)

L'espèce sur laquelle l'étude a effectuée appartient à la classification suivante :

Embranchement.....Vertébrés
Super Classe ..... Tétrapodes
Classe ..... Reptiles
Sous Classe ..... Diapsides
Ordre .....Squamate
Sous Ordre.....Sauriens (Lacertiliens)
Famille ..... Agamidae
Genre .....*Uromastix*
Espèce ..... *acanthinurus* **(Bell, 1825)**

Selon une analyse de sa croissance, qui se base sur un critère statural, la longueur bouche-

cloaque (Lb-cq) a pu établir cinq classes d'âges ou stades démographiques **(fiche technique n°).**

1.2 Lieu de capture

Notre modèle expérimental a été capturé dans la région de Béni – Abbés, oasis située à 30°7 de latitude nord et 2°10 de longitude ouest, située à 250km au sud de Béchar .la chasse a été effectuée en période d'activité physiologiques au printemps (mai 2014) et en période de latence hivernale en hiver (décembre 2014). Les animaux sont capturés dans la hamada à 80km au nord de Béni – Abbés.

1.3 Régime alimentaire

Uromastyx acanthinura se nourrit principalement de végétaux. Il aime particulièrement les plantes grasses comme les euphorbes, dont la tige est gorgée d'eau. Toutefois, lorsqu'une nuée de criquets migrateurs s'abat sur une région, comme au Sahara, le fouette-queue adapte son régime alimentaire et devient alors insectivore **(Grenot, 1976°).**Dans le milieu désertique ces lézards ne s'alimentent pas de manière régulière mais en suivant le cycle des saisons et selon les précipitations, plus au printemps, peu en été, de nouveau en automne, presque pas en hiver.



Figure 13: Végétation au niveau du biotope de *Uromastyx acanthinura.*

1.4 Mœurs et habitat

*Uromastyx acanthinura*est un animal sédentaire à activité locomotrice réduite. Il possède un territoire réduit et ne le quitte que pour aller se nourrir ou se reproduire. Il vit dans des habitas rocheux des régions désertiques et semi-désertiques d'Afrique du Nord (Algérie, Maroc, Tunisie, Libye, Egypte) et les territoires marginaux mérodionaux (Mali, Niger, Tchad, Soudan).

Au printemps, lorsque la végétation est abondante et les températures sont douces. *U.acanthinura* sort fréquemment de son terrier pour se nourrir, se réchauffer au soleil et se reproduire. En hiver, la végétation est rare et les températures sont basses. Ce lézard se réfugie dans son terrier **(Figure14)** et ne sort que pour se réchauffer au soleil. Le terrier est un abri sûr et vital qui le protège contre les prédateurs et la brutalité du climat **(Grenot, 1976).**



Figure 14: Terrier du lézard *Uromastyx acanthinura.*

2. METHODES D'ETUDE

Dans le cadre d'une étude structurale et morphométrique de la rétine chez *Uromastyx acanthinura,* durant sa période d'activité physiologique au printemps et sa période de latence hivernale en hiver, des analyses sur coupes en paraffine ont été réalisées. Le prélèvement de l'œil a été réalisé au courant de la matinée à 10h30 au sein du laboratoire de neurobiologie de la faculté des Sciences Biologiques de l'USTHB. Les yeux ont été prélevés pour examiner la structure de la rétine et évaluer ses caractéristiques morphologiques spécifiques à chaque saison. Les manipulations ont été effectuées en photopériode naturelle conforme à la saison printemps et d'hiver.

L'histologie a pour objet l'étude des tissus et explorer leurs structures. Elle demeure une science vivante et utile en Biologie. En effet, la connaissance des tissus, sur le plan structural et ultra-structural, permet d'assurer le lien entre structure et fonction. Cela facilite l'approche des différentes pathologies à différents niveaux.

Pour rendre visible ce que l'on veut observer, il est nécessaire de mettre en œuvre des techniques diverses (préparation des échantillons) que l'on applique au matériel. Pour l'observation en microscope photonique, les coupes examinées sont le fruit de procédures techniques qui requièrent plusieurs étapes successives : fixation, inclusion, coupe, coloration et montage.

2.1 Anesthésie

L'animal est anesthésié en utilisant une méthode d'injection intra-péritonéale d'une solution d'uréthane à 25%. La quantité administrée est calculée en fonction du poids corporel de l'animal, avec une dose de 0,5 ml pour chaque tranche de 100 grammes (selon la fiche technique n°1)**.** La quantité d'anesthésiant nécessaire est déterminée après avoir pesé l'animal.

Une fois que le lézard semblait inconscient, le niveau d'anesthésie a été évalué en appliquant une forte pression sur l'orteil du lézard. En cas d'anesthésie adéquate, l'animal ne présentait aucune réaction **(Hoops 2015)**

2.2 Dissection et fixation par perfusion

Le but de la fixation est de préserver rapidement et uniformément les tissus dans un état réaliste. Après avoir fixé préalablement l'animal sur le dos en le positionnant sur une plaque de liège, une incision est pratiquée au niveau du sternum, situé sous la cage thoracique, afin de dégager le cœur **(figure15).** Par la suite, le fixateur (PAF à 4%+ Tampon Phosphate 0.1M)

(conformément à la fiche technique n°2) est injecté à température ambiante en utilisant une aiguille insérée dans le ventricule gauche, et ce processus se poursuit pendant une période de 20-30 minutes. Une incision rapide est effectuée dans l'oreillette droite pour faciliter le drainage du liquide fixateur. Durant les 4 à 5 premières minutes de fixation, le cœur continue de battre. Après la perfusion, l'animal est décapité, et le dessus de la boîte crânienne est soulevé pour révéler le cerveau. Cela permet d'accéder aisément à l'œil, qui est soigneusement libéré.

La combinaison de la dissection et de la fixation par perfusion permet une étude approfondie de l'anatomie chez Uromastyx, en fournissant des informations précieuses sur leur structure interne, leurs organes et leurs systèmes.

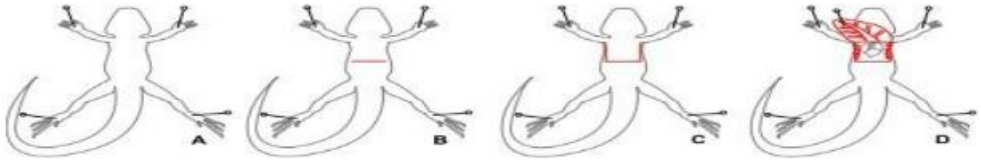


Figure 15: Préparation correcte d'un lézard anesthésié pour la perfusion **(Hoops 2015)**

2.3 Techniques histologiques

Les techniques histologiques couramment utilisées pour étudier la rétine chez Uromastyx acanthiura pendant les saisons du printemps et de l'hiver comprennent les étapes suivantes :

3-1-Post-Fixation

Après le rinçage des yeux prélevés dans du tampon phosphate salin (PBS) 0,2 M pendant quelques minutes pour éliminer les contaminants et les résidus, les yeux sont post-fixés en les plaçant dans une solution de Bouin aqueux (Fiche technique n°3) pendant 4 à 5 jours. Le Bouin aqueux est un mélange fixateur qui permet de préserver les tissus et de rendre les membranes visibles lors de l'analyse histologique ultérieure. La fixation des yeux de lézard est nécessaire pour préserver et stabiliser les tissus oculaires, ce qui permet des analyses histologiques précises et détaillées des différentes composantes de l'œil.

3-2-lavage

Après la fixation des yeux, rincez-les soigneusement à l'eau distillée pour éliminer tout résidu de fixateur. Effectuez plusieurs rinçages successifs pour assurer un nettoyage complet.

3-3- Déshydratation

Les échantillons sélectionnés sont déshydratés en les plongeant dans une série croissante de solutions d'éthanol à des concentrations croissantes (par exemple, 70%, 80%, 95% et 100%), cela permet de retirer l'eau des tissus. Cette étape est suivie par un passage des échantillons dans le butanol (solvant de la paraffine). Cette étape vise à parachever la déshydratation en préparant l'organe à l'imprégnation.

3-4-Imprégnation

Les yeux déshydratés sont ensuite immergés dans un milieu d'imprégnation de deux bains de 2 heures à 56-60°C, tel que de la paraffine fondue, qui va pénétrer les tissus et les imprégner.

2.4 Inclusion et réalisation du bloc

L'objectif principal de cette étape est de prendre l'œil fixé et déshydraté et de l'incorporer dans un bloc solide qui facilite la découpe en tranches minces pour l'observation microscopique.

Le prélèvement des yeux de lézard est traité avec de la paraffine fondue dans le but de le rigidifier, facilitant ainsi sa découpe ultérieure. La paraffine liquide, chauffée à une température de 56°C, est utilisée pour cette imprégnation. Une fois à température ambiante, la paraffine se solidifie, ce qui permet de maintenir le prélèvement dans un état rigide. Pour maintenir la paraffine à l'état liquide pendant cette procédure, elle est placée dans une étuve appropriée. La paraffine est ensuite distribuée de manière uniforme sur le prélèvement, assurant ainsi une infiltration complète. Les prélèvements imprégnés de paraffine sont ensuite définis sur des cassettes et placés dans des moules. Le refroidissement progressif de la paraffine entraîne sa solidification, formant ainsi un bloc solide prêt à être coupé en sections fines pour l'analyse histologique.

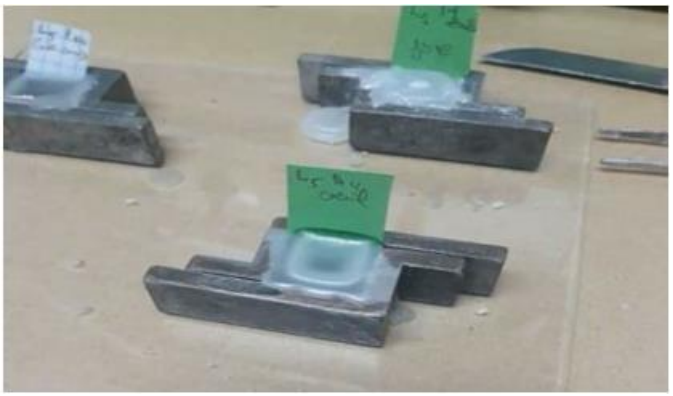


Figure 16: inclusion en paraffine

2.5 Réalisation et étalement des coupes

Les blocs de paraffine contenant le tissu sont découpés en fines sections de 7 micromètres d'épaisseur à l'aide d'un microtome (Leica RM2125RTS) (Figure17). Les rubans de coupes sériées sont placés sur des lames contenant quelques gouttes d'eau distillée. Les lames sont mises sur une plaque chauffante à fin d'étaler et déplisser les coupes.

Les lames sont ensuite mises à sécher à l'intérieure d'une étuve à 37°C pendant 48-72 heures.



Figure 17: Microtome (Leica RM2125RTS)

2.6 Déparaffinage, coloration et montage des lames

Le déparaffinage est une étape cruciale pour préparer les coupes de rétine en vue de leur coloration ultérieure. Il permet la réhydratation des coupes en éliminant le milieu d'inclusion à l'aide des bains de xylène pendant une durée de (30 minutes). Ensuite, les coupes sont graduellement réhydratées en passant par des bains d'alcool à des concentrations décroissantes (100°, 96°, 70°) pendant cinq minutes chacun.

Après le dernier bain d'alcool, les lames sont soigneusement rincées à l'eau distillée, puis colorées avecle violet de crésyle (Fiche technique n °4). Cette coloration fournie une spécificité pour les différentes composantes de la rétine, ce qui permet une meilleure compréhension de sa structure et de ses caractéristiques morphologiques. Les coupes sont ensuite déshydratées en

passant par des bains d'alcool à des concentrations croissantes (70°, 96°, 100°) pendant une minute chacun, suivis d'un bain de xylène pendant cinq minutes.

L'application de deux à trois gouttes d'Eukitt sur les coupes de rétine permet de fixer la lamelle de recouvrement de manière sécurisée tout en évitant la formation de bulles d'air. Après le séchage, les lames sont ensuite observées au microscope photonique Zeiss-Axio Plan sur lequel est adapté un appareil photo numérique première MA 88-500 pour prendre des photos.

2.7 Morphométrie

Des coupes longitudinales de la rétine sont utilisées pour cette analyse. Des mesures morphométriques sont prises sur toutes les couches rétiennes au niveau de chaque saison. Le logiciel AxioVison Rel 4.6 Carl Zeiss a été utilisé pour mesurer l'épaisseur des couches rétiennes (**Figure18**)

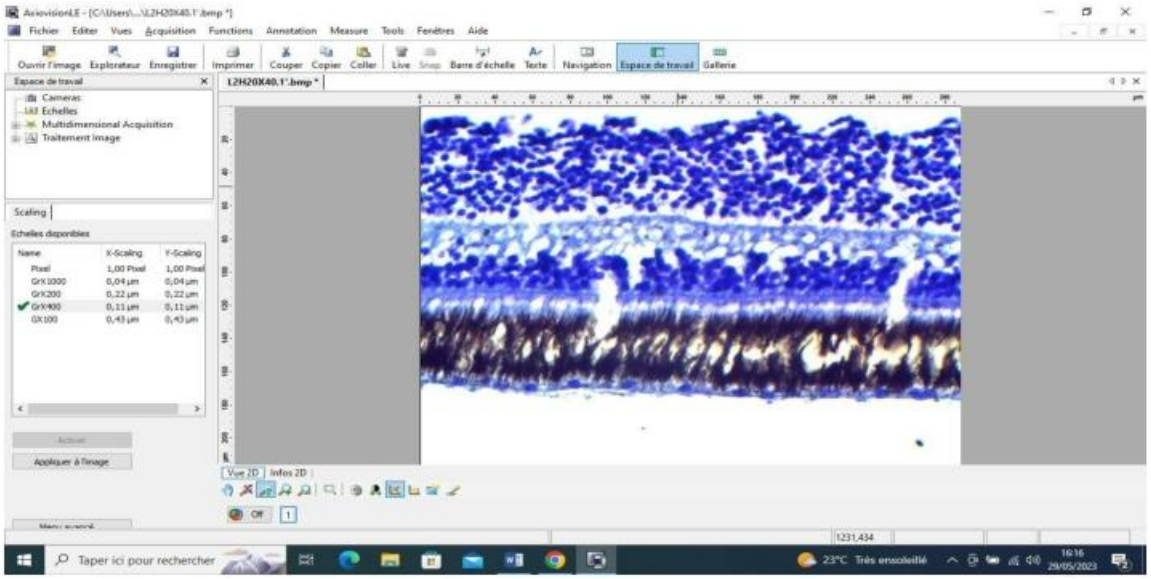


Figure 18: Illustration de la fonctionnalité du logiciel AxioVision Rel 4.6 utilisé pour les mesures morphométriques des couches rétiennes.

Résultats

Résultats

1-Morphologie du globe oculaire

Les yeux chez *Uromastyx acanthinura* sont adaptés à leur environnement désertique. Les paupières supérieure et inférieure, ainsi que la conjonctive mince et transparente, assurent une protection oculaire adéquate.

Du point de vue anatomique, les yeux comprennent **:**

-une couche fibreuse externe

-une couche vasculaire moyenne

-la couche nerveuse interne (rétine)

-le cristallin, et le nerf optique.

1- Structure de la rétine

L'analyse des coupes en paraffine de 7µm d'épaisseur révèle que la rétine chez *Uromastyx acantinura* présente une organisation stratifiée, avec la présence de sept couches distinctes agencées de manière séquentielle et précise. Chaque couche présente des caractéristiques particulières qui la différencient des couches adjacentes **(figure 19).**

Les différentes couches sont les suivantes :

Couche de l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR) : couche la plus externe de la rétine, composée d'une seule couche de cellules très pigmentées, qui sont étroitement liées les unes aux autres et à la choroïde. Cette couche présente une apparence foncée, voire presque noire quelle que soit la coloration **(figure 19).**

Couche plexiforme externe (CPE) : Couche mince, d'aspect fibrillaire condensé. Elle sépare la couche de photorecepteurs et la couche de cellules bipolaires. Cette couche comporte les terminaisons des photorécepteurs. Elle constitue la zone où les cellules bipolaires et les cellules photoréceptrices de la rétine interagissent (**figure 19).**

Couche nucléaire interne (CNI) : elle est située entre les deux couches plexiformes : externe et interne. Elle est composée de noyaux cellulaires appartenant aux cellules bipolaires, aux cellules horizontales et aux cellules amacrines. Cette couche représente une zone où les connexions synaptiques se forment **(figure 19).**

Couche plexiforme interne (CPI) : Elle apparait plus épaisse, d'un aspect clair, se situe entre la couche nucléaire interne et la couche ganglionnaire. Cette couche est caractérisée par la présence de synapses et de connexions entre les cellules amacrines, les cellules bipolaires et les cellules ganglionnaires **(figure 19).**

Couche des photorécepteurs (CPR) : nous avons observé la présence de structure filamenteuse qui est en étroite relation avec l'épithélium pigmentaire rétinien. Elle se compose des prolongements externes des cellules à cônes et à bâtonnets, présentant une épaisseur considérable **(figure 20).**

Couche nucléaire externe (CNE) : Elle est formée par les noyaux des cellules à cônes et a bâtonnets se présentent généralement sous la forme de structures rondes ou ovales **(figure 20).**

Couche des cellules ganglionnaires (CCG) : elle présente une densité cellulaire élevée, avec des cellules alignées étroitement en rangées. Les noyaux cellulaires des cellules ganglionnaires se distinguent par leur forme ronde et leur aspect sombre au sein de cette couche **(figure 21).**

.

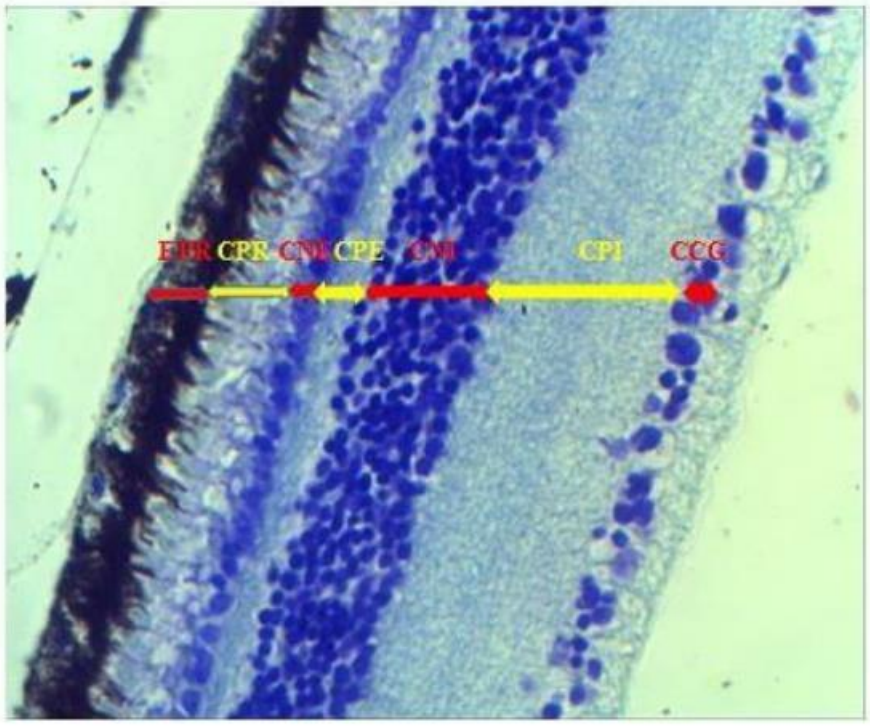


Figure 19: Organisation de la rétine en couche chez *Uromastyx acanthinura* (Gx20)

Une coupe sagittale de la rétine révèle la présence de différentes couches de cellules organisées de

l'extérieur vers l'intérieur de : l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR),
une couche de cellules photorécepteurs (CPR), une couche plexiforme externe (CPE), une couche de cellules nucléaire Externe (CNE), une couche plexiforme interne (CPI), une couche ganglionnaire (CCG), et une couche de fibres nerveuses (CFN).

Coloration : Violet de Crésyl

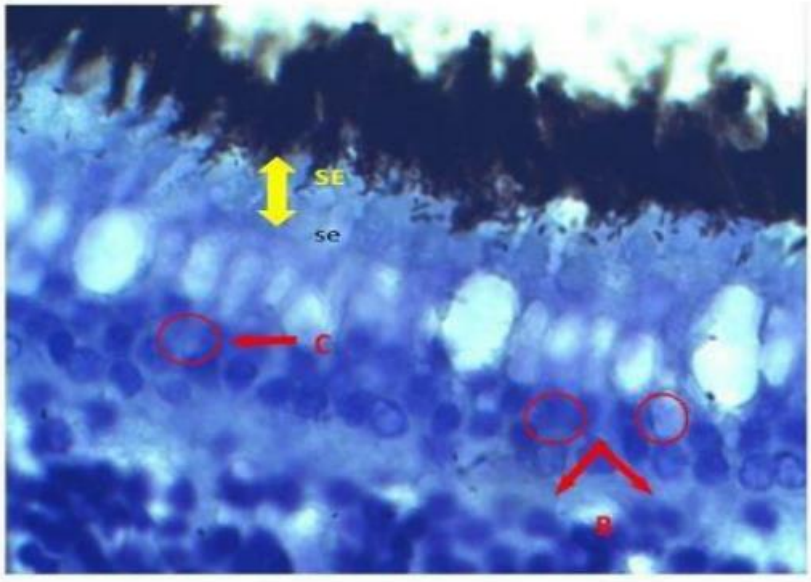


Figure 20: Organisation de la couche des photorécepteurs (Gx40)

Coupe histologique qui mis en évidence la CPR, qui révèle la présence du segment externe (SE), des regroupements de bâtonnets (B) et des regroupements de cônes (C).

Coloration : Violet de Crésyl

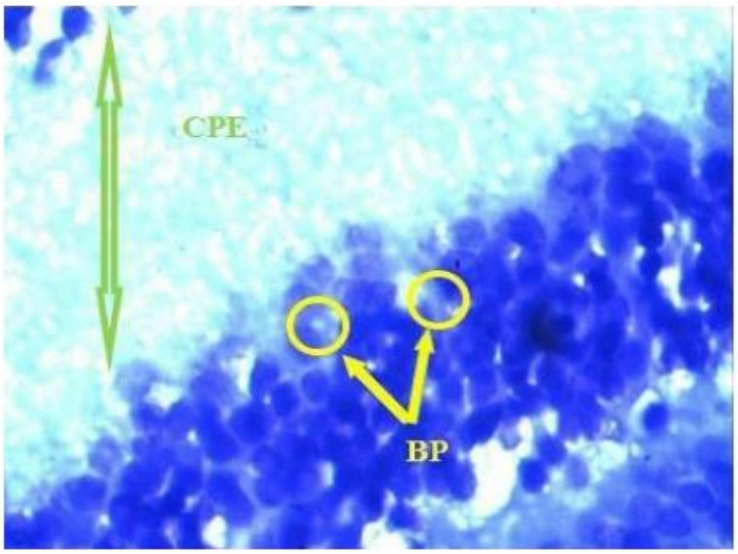


Figure 21: Organisation structurale de la couche des cellules bipolaire **(CCB)** (Gx40)

La structure des cellules bipolaires montre qu'elles ont une disposition régulière, alignées de manière ordonnée et forment une couche uniforme au sein de la rétine.

CPE : Cou che plexiforme externe

BP : Cellules Bipolaire

Coloration : **Violet de crésyl**

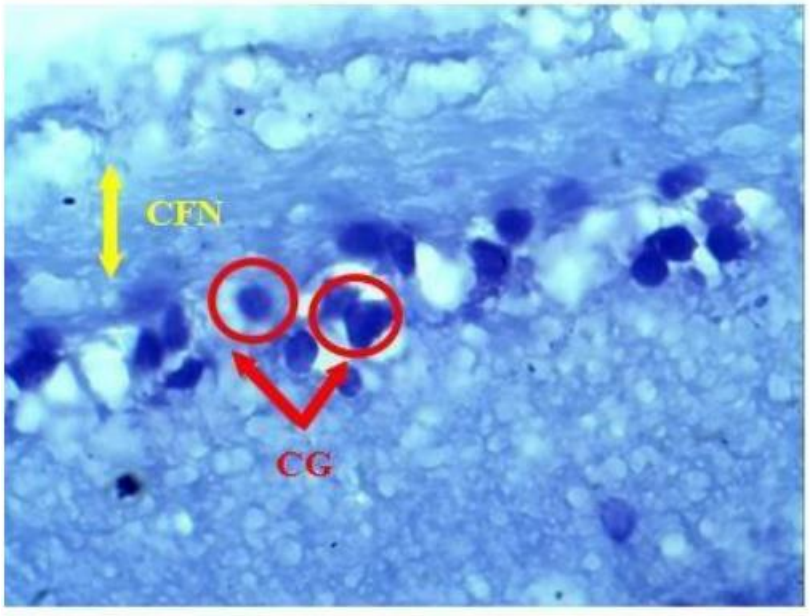


Figure 22: Organisation de la couche de cellules ganglionnaire **(CGG)** (Gx40)

La couche de cellules ganglionnaire (CGG) est délimitée par la couche plexiforme interne (CPI) et la couche des fibres nerveuses (CFN), son noyau est dense, riche en capillaire sanguin. Les cellules ganglionnaires (CGG) de la rétine révèlent que ces cellules sont généralement plus grandes que les cellules bipolaires. Leurs corps cellulaires apparaissent comme des structures arrondies ou ovales, disposées en rangées régulières

2- Organisation de la rétine pendant les deux saisons (printemps et l'hiver)

D'après nos observations, nous avons remarqué que la structure de la rétine montre des variations morphologiques dans ses couches.

Au printemps

D'une part, L'observation de la photo de la rétine de l'*Uromastyx acanthiura* pendant la saison du printemps révèle une caractéristique particulière. **(Figure 23)**

- Une couche de photorécepteurs moins claire et organisée. Avec une épaisseur volumineuse de (42,19µm) Les photorécepteurs semblent être alignés les uns devant les autres, formant une couche fine et uniforme. Certains segments de la couche peuvent apparaître moins distincts ou moins marqués.
- On peut observer une couche bipolaire avc une épaisseur de (35,06 µm), qui présente une organisation distincte. Les cellules bipolaires apparaissent été disposées en une couche régulière et ordonnée.
- La couche plexiforme interne se distingue par son épaisseur notable (11.93µm). Caractérisée par des connexions synaptiques complexes entre les cellules bipolaires, les cellules amacrines et les cellules ganglionnaires.
- On a remarqué que la couche de cellules ganglionnaire se distingue par sa minceur avec une épaisseur (12,007 µm) et les corps cellulaires de ces cellules adoptent une forme arrondie ou ovale et sont disposés de manière régulière en rangées.

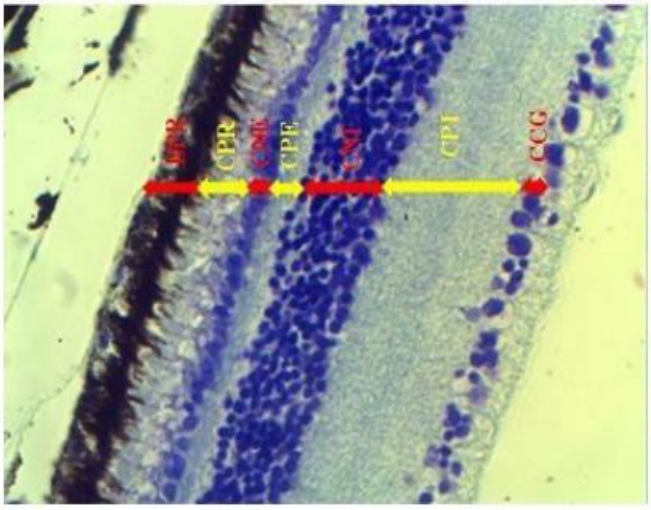


Figure 23: Structure de la rétine au printemps (Gx10)

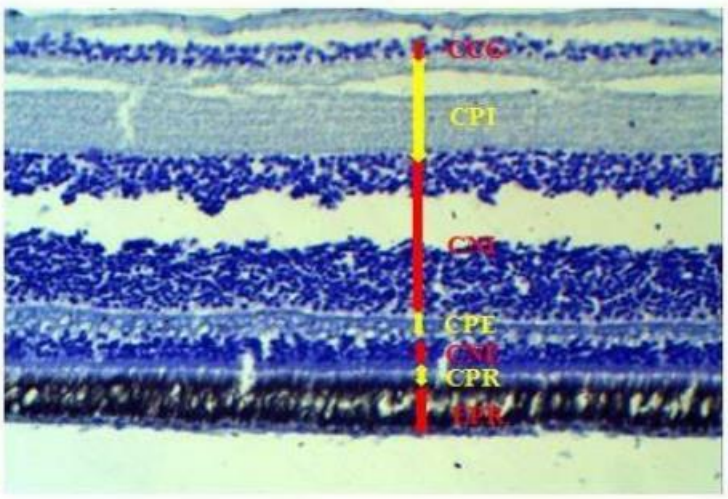


Figure 24 : Structure de la rétine à l'hiver (Gx20)

Au l'hiver

D'une autre part, L'observation microscopique de la rétine de *l'Uromastyx acanthiura* pendant la saison de l'hiver peut illustrer des caractéristiques distinctes. **(Figure 24)**

- **Couche des cellules photoréceptrices :** Pendant la saison hivernale, des adaptations sont observées au niveau des cellules photoréceptrices de la rétine. On remarque Une

épaisseur moyenne de (12,05µm) avec une augmentation de la densité des cônes et des bâtonnets, caractérisée par.

- **Couche bipolaire :** Une grande épaisseur de (138,51µm) avec une organisation particulière marquée par un espace important séparant les cellules bipolaires en deux pôles distincts. Le premier pôle, en contact étroit avec la couche des photorécepteurs, présente une densité élevée, une voluminosité significative et une organisation régulière et ordonnée. En revanche, le pôle proche de la couche des cellules ganglionnaires est plus mince, avec une faible densité cellulaire et une organisation irrégulière.

- **couche ganglionnaire :** présente une légère augmentation de l'épaisseur mesurée à (15.58 µm).De plus, les cellules au sein de cette couche semblent être plus denses avec une augmentation de nombre des cellules.

3- Etude morphométrique de la rétine chez Uromastyx acanthinura durant la période d'activité physiologique et la latence hivernale

L'étude morphométrique comparative de l'épaisseur des couches rétiennes chez le lézard déserticole *Uromastyx acanthinura* en période de printemps et en hiver révèle :

- L'épaisseur de l'ERP est estimée de 19,17±1,39 au printemps et de 36,60±1,91en hiver.
- L'épaisseur des cellules photoréceptrices est estimée de 42,19±3,91 au printemps et de 12,05±1,45 en hiver.
- L'épaisseur des cellules BP est estimée de 35,06±2,37 au printemps et de 138,51±5,91 en hiver.
- L'épaisseur des CG est estimée de 12,007±1,82au printemps et de 15,583±2,261en hiver.
- L'épaisseur de CPE est estimée de 52,49±2,57 au printemps et de 62,3±1,35en hiver.
- L'épaisseur de CPI est estimée de 11,93±1,58 au printemps et de 36,72±2,27en hiver.

Nous avons pu constater qu'il existe une différence des épaisseurs des couches rétiennes entre les deux saisons (printemps et hiver) **(figure 25).**

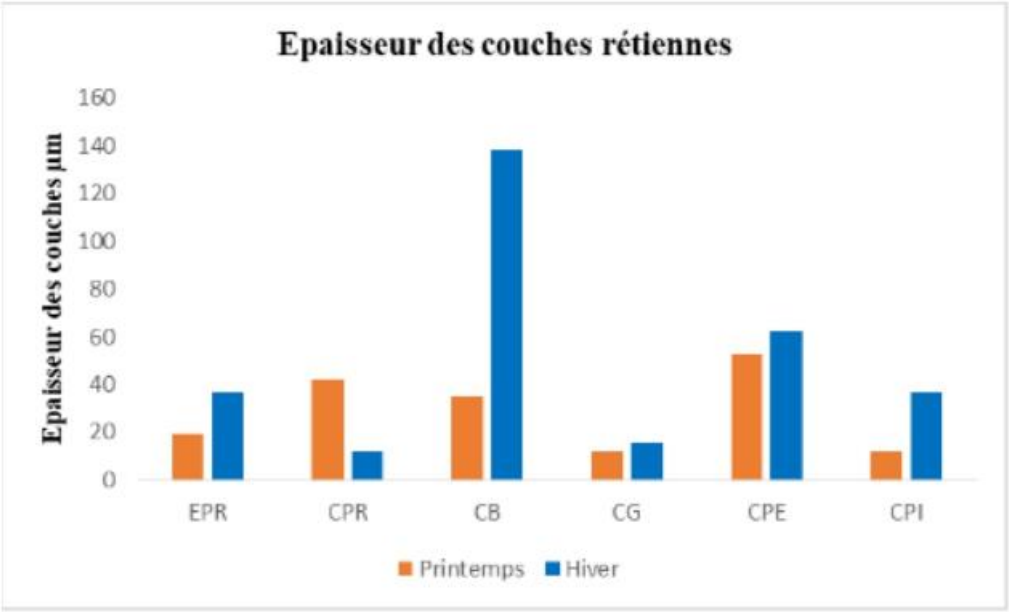


Figure 25: Epaisseur des différentes couches rétiniennes chez *Uromastyx Acanthinura.*

Discussion

Discussion

Cette étude nous a permis de mettre en évidence pour la première fois l'organisation structurale et morphométrique de la rétine chez le lézard diurne saharien *Uromastyx acanthinura*. Ces investigations histologiques sur coupe en paraffine nous ont permis de connaitre la structure de la rétine chez cette espèce. Cette étude a concerné des individus mâles prélevés dans la région de Béni-Abbès au printemps, période de leur activité physiologique et en hiver, période de latence hivernale.

Nos observations révèlent que chez ce modèle déserticole, la rétine est organisée en plusieurs couches bien ordonnées : l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR), couche des photorécepteurs (CPR), couche plexiforme externe (CPE), couche des cellules bipolaires (CCB), couche plexiforme interne (CPI) et la couche des cellules ganglionnaires (CCG). Cette organisation a été décrite chez d'autres espèces de vertébrés **(Makaretez et Levine, 1979 ; Shehan, 2012 ; Akat et Arikan, 2013)**.

Chez *U a*, nos observations faites sur l'épithélium pigmentaire rétinien (EPR), montrent qu'il est formé d'une seule assise de cellules très pigmentées et étroitement liée à la choroïde, elle reste colorée en brun foncé. Cette structure est retrouvée chez d'autres espèces comme chez *Pagophilus groenlandicus* **(Nagy et Ronald, 1970).** Par contre, chez le lézard, *Anguis fragilis*, l'EPR, entoure les photorécepteurs. Les noyaux des cellules pigmentaires sont ovoïdes très denses et en position basale **(Petit, 1968).**

Nos résultats ont révélé aussi un changement de l'épaisseur de l'ERP qui présente une différence entre les saisons. En hiver, l'épaisseur de l'ERP est plus grande qu'au printemps.Cette organisation pourrait être favorable pour l'activité métabolique des cellules pigmentaires qui permet d'augmenter l'acuité de la vision **(Behar-Cohen *et al*., 2020)**.

Chez *U.a* la couche des photorécepteurs (CPR) est en contact avec l'EPR. Elle est formée d'une couche épaisse de structure filamenteuse, constituée par les expansions externes des cellules à cône et à bâtonnets. Les cônes possèdent un noyau de forme arrondie, légèrement chromophiles avec un nucléole bien apparent. Les bâtonnets ont des noyaux fortement chromophiles. Cette organisation est également observée chez le poulet **(Seifert *et al.*, 2020).**

La CPR chez le lézard, *Anguis fragilis,* le noyau des photorécepteurs est ovoïde, finement granuleux, la partie basale du photorécepteur pénètre plus ou moins profondément dans la couche plexiforme et se ramifie en plusieurs fibres (**Petit, 1968).** La CPR chez le Phoque, la couche de photorécepteurs possède des segments internes et externes clairement différenciés des cellules photo-réceptrices, c'est la couche la plus épaisse de toutes les couches rétiniennes **(Nagy et Ronald, 1970).** Par contre chez le lézard diurne *Trachylepis quinquetaeniata*, espèce diurne, la couche des photorécepteurs est principalement composée de cônes simples avec quelques cônes doubles et sans bâtonnets **(El-Bakary et *al*., 2023).**

Chez *Uromastyx acanthiura,* nous avons démontré la présence de deux types morphologiques de photorécepteurs. Ces photorécepteurs comprennent les bâtonnets, qui sont responsables de la vision en conditions de faible luminosité, et les cônes, qui permettent la vision des couleurs et fonctionnent mieux en pleine lumière. Ce qui pourrait expliquer la différence d'épaisseur de la CPR en fonction de la saison.

De plus, nos résultats montrant une réduction notable de l'épaisseur des photorécepteurs pendant l'hiver chez *l'Uromastyx acanthinura* sont en accord avec les caractéristiques observées chez les geckos nocturnes. Les espèces nocturnes présentent généralement des densités de cellules visuelles plus faibles par rapport aux espèces diurnes. Les rétines des geckos diurnes, à l'exception de *Rhoptropus barnardi*, montrent une variation progressive de la morphologie des cellules visuelles de la périphérie vers la fovéa, ce qui entraîne des densités de cellules visuelles plus élevées atteignant des valeurs maximales. En revanche, les espèces nocturnes maintiennent des densités de cellules visuelles inférieures et relativement constantes dans toute la rétine.

Les densités réduites de cellules visuelles observées chez les geckos nocturnes sont probablement des adaptations visuelles pour optimiser leur vision dans des environnements à faible luminosité. Par conséquent, nos résultats montrant une réduction de l'épaisseur des photorécepteurs pendant l'hiver soutiennent davantage l'idée que de telles variations dans la structure rétinienne sont étroitement liées aux adaptations visuelles et aux exigences environnementales propres à chaque espèce **(Röll, B. 2001).**

Chez *U.a,* l'analyse structurale de la couche plexiforme externe (CPE) montre que cette couche est fine caractérisée par des synapses moins nombreuses. Elle sépare la couche des photorécepteurs de la couche des cellules bipolaire. Cette organisation a été également observée chez le *Pagophilus groenlandicus* et *Hemidactylus turcieus* **(Nagy et Ronald, 1970 ; Katharine, 1959).**

Par contre, la CPE chez le poulet montre trois strates, par les sorties des photorécepteurs, les sorties horizontales et la morphologie des cellules bipolaires **(Seifert *et al.*, 2020).**

Les résultats de notre étude sur *Uromastyx acanthinura* pendant la saison hivernale ont révélé une augmentation significative de l'épaisseur de la couche nucléaire interne (cellules bipolaires), peuvent être comparés et discutés par rapport aux observations de l'étude sur le lézard *Tiliqua rugosa*. La couche nucléaire interne s'est avérée beaucoup plus épaisse que sa contrepartie externe, composée de cellules organisées de manière lâche et s'étendant jusqu'à 12 cellules de profondeur dans la rétine **(Masland 2012).** Cette similarité suggère un schéma commun d'organisation rétinienne parmi différentes espèces de lézards.

Chez le lézard saharien, la CCB est organisée en plusieurs couches successives l'ensemble de ces cellules forment la couche nucléaire interne (CNI). Cette observation a été révélée dans la CB chez le poulet et les poissons **(Seifert *et al.*, 2020 ; Ali et *al.*, 1968).** Par contre chez le phoque, les cellules bipolaires sont réparties de manière diffuse, caractérisées par une forme arrondie, des noyaux ovoides avec un réseau de chromatine diffus **(Nagy et Ronald, 1970)**.

La couche plexiforme interne (CPI) apparait très épaisse par rapport aux autres couches et cela est dû à la présence de nombreuses connexions synaptiques. Elle présente un aspect clair. Ces observations sont constatées chez le poulet et *Pagophilus groenlandicus* (**Seifert *et al.*, 2020 ; Nagy et Ronald, 1970).** Par contre chez l'*Hemidactylus turcieus*, la CPI est fine **(Katharine 1959)**

L'organisation de la couche des cellules ganglionnaires (CCG) chez *U.a* est particulière car les cellules ne sont pas en une rangé, elles forment deux à trois assises, Cette organisation n'a pas étais retrouvé chez les autres espèces étudiées.

Chez le poulet, la CGG présente une densité variable selon la région **(Seifert *et al.*, 2020)** et chez *Anguis fragilis*, les cellules sont moins nombreuses **(Petit, 1968).**

La convergence et la divergence de l'information visuelle est en relation étroite avec la densité des deux types photorécepteurs.

CONCLUSION

L’étude histologique et morphométriques de la rétine chez *Uromastyx acanthinura* pendant la période hivernale et au printemps a révélé qu’elle a une structure stratifiée comme chez les autres vertébrès.

L’étude en coupes paraffine a révélé que la rétine est constituée de sept couches distinctes, à savoir : la couche des photorécepteurs comprenant les cônes et les bâtonnets, la membrane limitante externe, la couche nucléaire externe (CNE), la couche plexiforme externe (CPE), la couche nucléaire interne (CNI), la couche plexiforme interne (CPI) et enfin la couche des cellules ganglionnaires (CCG). Ces dernières sont reliées au nerf optique, qui transmet l’information au cerveau.

L’étude comparative en fonction de la période de latence hivernale et l’activité physiologique au printemps a permis d’élucider les modifications structurales de la rétine chez ce lézard. Une analyse morphométrique de l'épaisseur des couches rétiniennes montre qu’en hiver, une augmentation de l'épaisseur de la couche des cellules bipolaires, la couche des cellules ganglionnaires, la couche plexiforme interne et externe, ainsi que dans la couche de l'épithélium pigmentaire rétinien. Cette augmentation témoigne d'une adaptation de la rétine aux conditions de faible luminosité prévalant pendant cette période. Ces modifications suggèrent une amélioration de la transmission des signaux visuels et une meilleure sensibilité à la lumière réduite, ce qui est essentiel pour la survie et l'activité du lézard pendant l'hiver.

Une identification de marqueurs spécifiques de différents types cellulaires reste nécessaire pour une analyse morphologique plus précise.

.

Références

- **Références**

- **Akat, E., Arikan, H. (2013) .** A histological study of the eye in Hylaorientalis (Bedriaga, 1890) (Anura, Hylidae). Biharean Biologist**., 7 (2): 61-63.**
- **Ali,** M A., Anctil, M., Mohideen, H M. **(1968) .** Structure rétinienne et la vascularisation intraoculaire chez quelques poissons marins de la région de Gaspé. Canadian Journal of Zoology**., 46(4): 729-745.**
- **Behar-Cohen,** F., L. Kowalczuk, N. Keller, M. Savoldelli, F. Azan, and J.-C. Jeanny**. (2009)** "Anatomie de La Rétine." EMC - Ophtalmologie 6 (1): 1–14. https://doi.org/10.1016/s0246-0343(09)30048-9.
- **Behar-Cohen, F.,** Emmanuelle, G., Laurent, J., Patricia, L. **(2020).** Anatomie de La Rétine. Médecine/Sciences**., 36 (6–7): 594–99.**
- **Bertaud, S,** V Aragno a-b, C Baudouin a-c, A Labbé a-c, Docteur Samuel Bertaud, and Hôpital Ambroise Paré. **2018.** "Le Glaucome Primitif à Angle Ouvert Primary Open Angle Glaucoma Mots Clés."
- **Berthélémy, Stéphane. 2016.** "La Cataracte." Actualites Pharmaceutiques**.** Elsevier Masson SAS. https://doi.org/10.1016/j.actpha.2016.06.016.
- **Bruno Fonseca Simões. (2020).** 'Étude de la complexité de l'évolution des yeux des lézards et des serpents'
- **Canei, Jérôme**, Carmen Burtea, and Denis Nonclercq**. (2020)** "Comparative Study of the Visual System of Two Psammophilic Lizards (Scincus Scincus & Eumeces Schneideri)." Vision Research 171 (June): 17–30. https://doi.org/10.1016/j.visres.2020.04.004.
- **Cholkar, Kishore,** Supriya Reddy Dasari, Dhananjay Pal, and Ashim K. Mitra. **(2013). "**Eye: Anatomy, Physiology and Barriers to Drug Delivery." In Ocular Transporters and Receptors: Their Role in Drug Delivery, 1–36. Elsevier Ltd. https://doi.org/10.1533/9781908818317.1.
- **Clere, Nicolas. (2016).** "Rôle Du Pharmacien Face Aux Pathologies Ophtalmiques." Actualités Pharmaceutiques 55 (552): 34–36. https://doi.org/10.1016/j.actpha.2015.11.008.
- **Cohen,** Joel L, Gail S Tucker, and Daniel K Odell. **(1982). "The Photoreceptors of the West** Indian Manatee." JOURNAL OF MORPHOLOGY. Vol. 173.
- **Courteix,** Christine, and Benoît Sion. (**2018). "**Physiology of the Eye and General Principles of Vision."Actualites Pharmaceutiques 57 (576):20–24. https://doi.org/10.1016/j.actpha.2018.03.004.

- **Creuzet, Sophie. n.d.** "Embryologie de l'oeil."
- **Creuzot-Garcher**, Catherine., Pascale. Massin, Karine. Angioi Duprez, David A. Antonetti, Carl. Arndt, Jean-Jacques. De Laey, Cyrille. Martinet, and Société française d'ophtalmologie. 2016. Oedèmes Maculaires : **Rapport (2016).** Elsevier Masson.
- **Ducloyer,** Jean Baptiste, Guylène Le Meur, Thérèse Cronin, Oumeya Adjali, and Michel Weber. **(2020).** "Gene Therapy for Retinitis Pigmentosa." Medecine/Sciences 36 (6–7): 607–15. https://doi.org/10.1051/medsci/2020095.
- **France, C de. (2021).** Ophtalmologie: Réussir Son DFASM - Connaissances Clés. Elsevier Health Sciences. https://books.google.dz/books?id=hgAUEAAAQBAJ.
- **Forrester John V**., Dick Andrew D., McMenamin Paul G., Roberts Fiona., Pearlman Eric. **(2016).** The Eye: Basic Sciences in Practice. Fourth edition. P:14-20-30-55- 61.
- **Bonnet** Gabrielle, Furelaud Gilles **(2004). "**L'œil : structure, origine et propriétés physiques"
- **Graw, Jochen. (2010). "Eye Development."** In Current Topics in Developmental Biology, 90:343–86. Academic Press Inc. https://doi.org/10.1016/S0070-2153(10)90010-0.
- **Grenot, C. (1976)**. Ecophysiologie du lézard saharien Uromastix acanthinurus Bell, **(1825)** (Agamidae herbivore). Publ. Lab. Zool. Ens. Paris., 7: 44-136.
- **Hildebrand, Göran Darius, and Alistair R. Fielder. (2011).** "Anatomy and Physiology of the Retina." In Pediatric Retina, 39–65. Springer Berlin Heidelberg. https://doi.org/10.1007/978-3- 642-12041-1_2.
- **Hoops, Daniel. 2015.** "A Perfusion Protocol for Lizards, Including a Method for Brain Removal." MethodsX 2: 165–73.
- **Kambiz Thomas Moazed., (2020).** Iris Anatomy. **In:** The Iris. Springer, Cham. P: 15 DOI: https://doi.org/10.1007/978-3-030-45756-3_2.
- **Katharine Tansley**, By. (**1959)**. "The Retina of Two Nocturnal Geckos Hemidactylus Turcieus and Tarentola Mauritanica With 4 Figures in the Text." Vol. 268.
- **Kierszenbaum,** A L, P Validire-Charpy, and P Validire**. (2006)**. Histologie et Biologie Cellulaire: Une Introduction à l'anatomie Pathologique. Biologie Cellulaire et Moléculaire. De Boeck Supérieur. https://books.google.dz/books?id=iR0g_41022sC.

Ksiaa I, Abroug N, Kechida M , Zina S , Jelliti B, Khochtali S, Attia S, Khairallah M. (2019). Eye and Behçet's disease. Journal Français d'Ophtalmologie., 42(6): 621-641. https://doi.org/10.1016/j.jfo.2018.09.027.

- **Land,** Michael F. **(2015)**. "Eye Movements of Vertebrates and Their Relation to Eye Form and Function." Journal of Comparative Physiology A 201 (2): 195–214.

• **Larsen,** Karen B., Melissa Lutterodt, Martin F. Rath, and Morten Møller. **(2009)**. "Expression of the Homeobox Genes PAX6, OTX2, and OTX1 in the Early Human Fetal Retina." International Journal of Developmental Neuroscience 27 (5): 485–92. https://doi.org/10.1016/j.ijdevneu.2009.04.004.

• **Maggs David J., Paul E Miller., Ron ofri. (2008).** slatter's fondamentals of veterinary ophtalmology . P: 175.

• **Makaretez, M., Levine, R L. (1979).**A light microscopic study of the bifoveate retina in the lizard Anoliscarolinensis: general observations and convergence ratios. Vision Research. **20: 679-686**

• **Malhotra,** Ajay, Frank J Minja, Alison Crum, and Delilah Burrowes**. (2011)**. "Ocular Anatomy and Cross-Sectional Imaging of the Eye." Seminars in Ultrasound, CT, and MR 32 (1): 2–13. https://doi.org/10.1053/j.sult.2010.10.009.

• **Mankowska,** Natalia D, Malgorzata Grzywinska, Pawel J Winklewski, and Anna B Marcinkowska. **(2022).** "Neuropsychological and Neurophysiological Mechanisms behind Flickering Light Stimulus Processing." Biology. https://doi.org/10.3390/biology11121720.

• **Marechal,** M., M. Delbarre, M. Berguiga, D. Benisty, and F. Froussart-Maille**. (2019).** "Hereditary Color Vision Deficiency: Physiology, Classification, Diagnosis and Application to Aeronautics." Journal Francais d'Ophtalmologie. Elsevier Masson SAS. https://doi.org/10.1016/j.jfo.2018.05.018.

• **Masland,** Richard H. **(2012)**. "The Neuronal Organization of the Retina." Neuron. https://doi.org/10.1016/j.neuron.2012.10.002.

• **Nagy, A R. Ronald, K. (1970).** The harp seal, Pagophilusgroenlandicus (Erxleben, 1777). VI. Structure of retina. Canadian journal of zoology, **48(2): 367-370.**

• **Ophthalmology,** A A, S F d'Ophtalmologie, B Bodaghi, C Creuzot-Garcher, M N Delyfer, L Kodjikian, and A Zayani. **n.d.** Rétine et Vitré. Elsevier Health Sciences. https://books.google.dz/books?id=1XVKDwAAQBAJ.

• **Ottaiano,** Ana Carolina, Gustavo Dalul Gomez, and Tomás de Andrade Lourenção Freddi. **(2023).** "The Facial Nerve: Anatomy and Pathology." Seminars in Ultrasound, CT, and MR 44 (2): 71–80. https://doi.org/10.1053/j.sult.2022.11.005.

- **Petit, A. (1968)**. Ultrastructure de la rétine de l'oeil pariétal d'un Lacertilien, Anguis fragilis. ZeitschriftfürZellforschung und MikroskopischeAnatomie., **92(1):70-93.**
- **Robinett Derek A MD., Joseph H. Kahn, MD, FACEP . (2008).** The Physical .Examination of the Eye . Advances in Organ Biology . V 10 .DOI:https://doi.org/10.1016/j.emc.2007.11.007.
- **Rosolen,** Serge Georges, and Florence Rigaudière**. (2003).** "Exploration de La Fonction Visuelle Sensorielle Chez l'animal. Première Partie: Rappels Anatomo-Physiologiques." Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France 156 (1): 15–24. https://doi.org/10.4267/2042/47614.
- **Salesse, C. (2017).** "Physiologie Du Signal Visuel Rétinien : De La Phototransduction Jusqu'au Cycle Visuel." Journal Francais d'Ophtalmologie. Elsevier Masson SAS. https://doi.org/10.1016/j.jfo.2016.12.006.
- **Santallier Martine.,** Péchereau Jocelyne., Péchereau Alain. **(2008)**. Anatomie de lŒil .P : 2 .
- **Seifert**, M. Baden, T.Osorio, D. **(2020)**. The retinal basis of vision in chicken. In Seminars in Cell & Developmental Biology. Academic.
- **Strauss,** Olaf. **(2005).** "The Retinal Pigment Epithelium in Visual Function." https://doi.org/10.1152/physrev.00021.2004.-Located.
- **Villarejo-Zori,** Beatriz, and Patricia Boya. **(2017)**. "Autophagie et Vision." Medecine/Sciences 33 (3): 297–304. https://doi.org/10.1051/medsci/20173303017.
- **Wagstaff, Philip E.,** Andrea Heredero Berzal, Camiel J.F. Boon, Peter M.J. Quinn, Anneloor L.M.A. Ten Asbroek, and Arthur A. Bergen. **(2021)**. "The Role of Small Molecules and Their Effect on the Molecular Mechanisms of Early Retinal Organoid Development." International Journal of Molecular Sciences 22 (13). https://doi.org/10.3390/ijms22137081.
- **Zhu Z., Liu W., Gotlieb V. (2016).** The rapidly evolving therapies for advanced melanoma Towards immunotherapy, molecular targeted therapy, and beyond. Crit Rev Oncol Hematol. Mar;99:91–9.
- **Zone d'ophtalmologie avancée 2023** - Oftalmologica, SL

Les annexes

Les annexes

Fiche technique 1

Uréthane :

Uréthane …….. 25 g

Eau distillée ……. 100 ml

Fiche technique 2

Liquide fixateur pour la microscopie photonique :

1- Paramormaldéhyde à 4 %

2- Tampon phosphate sodique à 0.2 M et pH = 7,2 -7.4

3- Solution A : 27,6 g de NaH2PO4H2O dans 1000 ml d'eau distilléé

4- Solution B : 38,36 g de NaH2PO4 12H2O Dans 1000 ml d'eau distillée

Mélanger 77 ml de solution B avec 23 ml de Solution A

Liquide fixateur pour la microscopie électronique :

- PAF à 2% + Glutaraldéhyde à 4%+ Tampon phosphate à 0.2M (pH=7,2-7,4).

Fiche technique 3

Bouin aqueux :

Acide picrique ……..... 300ml

Formol 100ml

Acide acétique …… 20ml

Fiche technique 4

La préparation du Violet de crésyl :

- Eau distillée. ..... 100 ml
- Violet de crésyl ..... 0,1 g

Dissoudre le violet de crésyl dans l'eau distillée durant 3 à 4 heures sur l'agitateur magnétique.

Ajouter l'acide acétique à 10% au moment de l'emploi.

Fiche technique 5

Les étapes de coloration par le Violet de crésyl

Déparaffinage et hydratation

Xylène ……. 30 min

Alcool 100° …… 10 min

Alcool 95° ……. 10 min

Alcool 75° ……. 10 min

Rincer a l'eau distillée …… 1 min

Colorer Violet de crésyl ..... 5 min

Rincer a l'eau distillée 1min

Déshydratation

Alcool 75° …….. 1 min

Alcool 95° ……. 1 min

Alcool 100° ……. 1 min

Xylène …….. 5 min

- Montage

Tableau1 : Tableau comparatif entre les mesures morphométriques de couches rétiniennes en deux seasons

	PRINTEMPS						HIVER					
	EPR	**CPR**	**CB**	**CG**	**CPE**	**CPI**	**EPR**	**CPR**	**CB**	**CG**	**CPE**	**CPI**
1	19,71	39,98	34,22	11,14	52,26	10,11	35,43	11,79	128,54	18,55	63,05	39,23
2	19,96	41,59	37,77	14,8	54,16	12,21	34,4	9,17	136,55	16,02	63,55	35,28
3	19,33	49,3	36,2	11,66	52,6	9,29	38,61	10,9	138,76	14,58	62,16	33,56
4	20,69	46,45	38,19	10,81	53,02	11,21	33,1	13,57	140,6	14,18	61,07	38,47
5	20,56	37,38	34,74	11,99	50,83	14,6	36,29	12,68	128,98	18,17	62,06	35,4
6	17,2	40,06	33,01	12,77	54,41	11,31	37,17	11,79	143,79	16,22	64,17	37,18
7	19,54	38,77	34,69	11,45	49,95	11,72	39,4	12,81	144,66	12,33	63,45	33,79
8	18,14	40,62	37,65	8,29	53,67	13,34	36,41	14,46	145,59	18,46	62,71	35,78
9	16,61	46,75	30,89	13,82	56,57	12,26	37,61	11,79	138,87	14,25	59,92	39,86
10	19,98	41,05	33,32	13,34	47,45	13,34	37,61	11,57	138,85	13,07	60,86	38,67
Moyenne	19,172	42,195	35,068	12,007	52,492	11,939	36,603	12,053	138,519	15,583	62,3	36,722
Ecart type	1,32182 2984	3,7130 9911	2,25193 1615	1,7285 37243	2,4386 21742	1,5006 82845	1,8120 76433	1,3835 82668	5,6086 15605	2,1451 80878	1,2822 09031	2,1565 33329
Erreur stand	1,3933 23764	3,9139 50122	2,3737 44346	1,8220 38236	2,5705 33019	1,5818 58611	1,9100 96274	1,4584 24188	5,91199 9944	2,2612 19189	1,3515 66992	2,2731 85723