



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la
Recherche Scientifique
جامعة البليدة 1
Université Blida 1



Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Biotechnologies

Mémoire

En vue de l'obtention du Diplôme d'un Master Académique

Option

Biotechnologie et Pathologie Moléculaire

Thème

**Exploration des particularités du myocarde
chez un rongeur déserticole soumis à différents
régimes d'hydratations**

Présenté par :

M .BOUDEBIA karima

M. SADEUK BEN ABBAS souheyla

Devant le Jury :

<i>M.BENAZOUZ F.</i>	Maitre Assistante A	<i>SNV, Blida1</i>	<i>Présidente</i>
<i>M.MOKRANE A.</i>	Maitre conférence B	<i>SNV, Blida1</i>	<i>Examinatrice</i>
<i>M.DJAZOULI ALILMFz.</i>	Professeur	<i>SNV, Blida1</i>	<i>Promotrice</i>
<i>M.HAROUIZ D</i>	Doctorante	<i>SNV, Blida1</i>	<i>Co-Promotrice</i>

Session 2020 / 2021

Dédicaces

A mes très chers parents.

Je vous dédie ce travail en témoignant de mon profond respect, mon grand amour et toute ma gratitude pour les sacrifices que vous avez consenti. Aucun mot ne saurait exprimer l'ampleur de ma reconnaissance.

A mes frères et soeurs.

A le plaisir leurs revient en premier lieu pour leurs conseils, aides et encouragements.

A tous mes enseignants et mes collègues à l'université de blida.

Qu'ils trouvent ici l'expression de toute ma reconnaissance

A mes très chers amis de la promo

Je n'oublierai jamais les moments agréables qu'on a vécus ensemble.

A tous ceux que j'aime...

KARIMA

Dédicaces

*Avant tout, mes remerciement infinis sont adressé à « Dieu le tout puissant dem'avoir
donné le courage et la santé pour achever ce travail.*

A la mémoire de la femme de ma vie, mon éternel modèle, mon soutien moral

Et la source de joie et de bonheur celui qui s'est toujours sacrifié pour me voir réussir

*, ma raison de vivre, malheureusement elle n'a pas pu voir ce travail pour
lequel il m'a toujours encouragé, qui nous a quittés le 16 mai 2020.*

Qu'ALLAH l'accueille dans son vaste paradis, à toi ma chère maman.

*A l'homme de ma vie, mon exemple éternel, mon soutien moral et source de
joie et bonheur, à toi mon père.*

Que dieu te garde.

A mes sœurs,

*Que dieu vous bénisse, trouver ici l'expression de mon profond respect, mon
amour et ma gratitude.*

A tous mes enseignants et mes collègues à l'université de Blida.

Qu'ils trouvent ici l'expression de toute ma reconnaissance

A mes très chers amis de la promo

Je n'oublierai jamais les moments agréables qu'on a vécus ensemble.

A tous ceux que j'aime...

SOUHEYLA

Remerciements

Avant tout, nous remercions Dieu de nous avoir donné la force pour réaliser ce présent travail.

(الحمد لله)

Ce travail est l'aboutissement d'un long cheminement au cours duquel nous avons bénéficié de l'encadrement, des encouragements et du soutien de plusieurs personnes,

*En premier lieu, nous aimerions exprimer nos gratitude, nos reconnaissances et nos vifs remerciements à notre encadreur le docteur **DJAZOULI ALIM F**, d'avoir accepté de nous encadrer, qui n'est ménagé aucun effort pour nous prendre en charge pour la réalisation de ce travail. Sa clairvoyance, Sa générosité, sa gentillesse, ses connaissances, le temps qui nous a dispensé, et sa grande disponibilité dont elle a fait preuve; nous ont énormément facilité notre tâche, Sans sa disponibilité permanente, son soutien et ses conseils, ce travail n'aurait pas pu voir la lumière. Nous tenons à dire profondément et sincèrement merci.*

*Nous vifs remerciements également **M HAROUZ D** et **M HAMDANI K** pour leurs conseils et leur direction. Qui elles ont bien voulu nous guider et nous aider dans l'accomplissement de ce travail.*

*Nous remercions vivement les membres du jury la présidente **M BENAZOUZE F** et l'examinatrice **M MOKRANE A**, d'avoir accepté d'évaluer notre travail, et qui ont bien voulu nous honorer par leur présence. Vous trouverez ici l'expression de notre profonde gratitude.*

Nous tenons à remercier, tous ceux qui nous ont enseigné durant toutes nos études à l'université de Blida et en particulier nos enseignants au département de biotechnologie, De la faculté de science de la nature et de la vie. Enfin, nous voudrions également remercier nos amis et collègues. Ils étaient fondamentaux dans le soutien Pendant le stress de ce mémoire et les moments difficiles.

SOMMAIRE

Sommaire

Dédicaces	I
Remerciements	II
Liste des figures.....	IV
Liste des abréviations.....	V
Résumé.....	VI
Introduction	1
Chapitre I : DONNÉES BIBLIOGRAPHIQUES	3
1.1. Physiologie du cœur	3
1.1.1. Le système cardiovasculaire.....	3
1.2. Aspects cellulaires et moléculaires de la contraction cardiaque	13
1.1.2. Les cardiomyocytes	13
1.1.3. Les cardiofibroblastes	17
1.1.4. L'homéostasie calcique	18
1.3. Embryogenèse du cœur et des gros vaisseaux	20
1.4. Présentation du modèle animal (<i>Jaculusjaculus</i>)	20
1.4.1. La répartition géographique.....	22
CHAPITRE II : Matériel et méthodes.....	23
2.1. Matériel non biologique (Voir l'annexe A)	24
2.2. Matériel Biologique.....	24
2.3. Méthodes d'études	24
2.3.1. Prélèvement	24
2.3.2. Fixation	24
2.3.3. Préparation des blocs de paraffines.....	25
2.3.4. Confection et étalement des coupes	26
2.3.5. Préparation de lames gélatinées :	27
2.3.6. Coloration.....	27
2.3.7. Montage	28
2.4. Observation et prise des photos	28
Chapitre III :Résultats	29
3.1. Anatomie du myocarde de <i>Jaculusjaculus</i>	29
3.2. La Microanatomiedes oreillettes cardiaques de <i>Jaculusjaculus</i>	32
3.3. La Microanatomiedes ventricules cardiaques de <i>Jaculusjaculus</i>	35

3.3.1. Vascularisation	35
3.3.2. Particularités subcellulaires du cardiomyocyte ventriculaire	38
3.4. Particularité du tissu adipeux.....	40
3.5. Particularités observées avec les conditions d'hydratation.....	42
Chapitre IV. Discussion.....	44
4.1. Anatomie et histologie de cœur.....	44
CONCLUSION ET PERSPECTIVE	47
Référence Bibliographique.....	48
ANNEXES	51

Liste des figures

Figure1 : Vueantérieure du cœur dans la cavité thoracique	5
Figure2 : Péricarde et tuniques de la paroi du cœur.....	6
Figure 3 : L'intérieur du cœur	8
Figure 4 : Vascularisation de la paroi ventriculaire gauche.....	9
Figure 5 : Vue antérieure d'une section frontale montrant le système de conduction cardiaque.....	11
Figure 6 : Coupe histologique longitudinale au niveau du myocarde.....	12
Figure 7 : Fibre musculaire cardiaque.....	13
Figure 8 : Structure du sarcomère.....	15
Figure 9 : Schémas montrant la structure de la myosine.....	16
Figure 10 : Arrangement des composants dans la F.M.M.....	17
Figure 11 : Signalisation du calcium lors du couplage excitation- contraction.....	19
Figure 12 : Mise en place de l'ébauche cardiaque à partir du mésoblaste antérieur.....	20
Figure 13 : Jaculusjaculus.....	21
Figure 14 : Répartition géographique de la gerboise déserticole.....	22
Figure 15 :Jaculusjaculus.	27
Figure 16 : Gerboise sous anesthésie.....	28
Figure 17 : Les blocs de paraffine.....	30
Figure18 : Microtomie.....	30
Figure 29 : Macroscopie du cœur oreillette et myocarde de la petite gerboise	34

Figure 20 : Anatomie des cavités myocardiques. Ventricules et oreillettes cardiaque de petite gerboise	35
Figure 21 : Structure d'oreillettes du myocarde de la petite gerboise	37
Figure 22 : Zone intermédiaire entre l'oreillette et le ventricule	38
Figure 23 : Structure des fibres musculaire et trajets capillaire des ventricules cardiaques de la petite gerboise (déshydratée)	40
Figure 24 : Aspect de la micro vasculature au niveau du myocarde ventriculaire	41
Figure 25 : Structure des fibres muaires et trajets capillaire de ventricule cardiaque de la petite gerboise (déshydratée)	43
Figure 26 : Tissu adipeux au niveau du myocarde	45
Figure 27: Eléments vasculaire du myocarde de la petite gerboise	47

Liste des abréviations

ECG : Electrocardiogramme

T.M.S.M: Tissu musculaire strié myocardique

F.M.S.M : Fibres musculaires myocardiques

MEC : matrice extracellulaire

RS : Réticulum sarcoplasmique

RyR2 : Récepteur Ryanodine 2

SERCA2A : RS/endoplasmique Ca^{2+} -ATPase 2a

PLB : phopholamban

HRC : l'histidine-rich calcium binding protein

NO : Monoxyde d'azote

H.E : l'Hématoxyline-Eosine

T.M : Trichrome de Masson

Résumé

Cette étude décrit la particularité du myocarde de la gerboise du désert appartenant à la famille des Dipodidae *Jaculus jaculus* (Linnaeus, 1758) soumis à différents régimes d'hydratations, vivant dans le Sahara sud-est de l'Algérie pour la première fois.

L'objectif majeur de notre travail est d'étudier les caractéristiques anatomiques et histologiques du cœur. Pour cela six gerboises adultes ont été utilisées. Après sacrifice par décapitation, le cœur prélevé et fixé au PAF à 10% ; pour l'étude histologique structurale, et même pour l'étude morphométrique du cœur.

L'étude histologique se fait par des colorations topographiques classiques des différentes parties du cœur pour comprendre l'adaptation de son myocarde à ses conditions de vie.

Les résultats ont montré une riche réseau capillaire au niveau du parenchyme du myocarde. Ces derniers sont distribués en parallèle aux cardiomyocytes. Les noyaux des cardiomyocytes ont différentes tailles et formes (allongés et arrondis), à certains endroits sont présents en agrégats. Les adipocytes forment un tissu adipeux lobulé renfermant une riche vascularisation, il dérive de la tunique cardiaque externe : le péricarde. Ces cellules sont caractérisées par la présence de noyaux périphériques et un cytoplasme de consistance granulaire.

L'étude comparative des myocards chez l'animal a montré que ceux qui ont été soumis sous régime déshydraté des vaisseaux contenant peu d'hématies qui ont des tendances à s'accrocher à la paroi vasculaire. Les animaux hydratés présentent des vaisseaux totalement occupés par les hématies sont allongés dans les capillaires parallèles aux cardiomyocytes.

Mots clés : *Jaculus jaculus*, myocarde, ventricule, oreillette, histologie, hydraté

Abstract

This study describes the particular member of the myocardium of the desert jerboa belonging to the Dipodidae family *Jaculus jaculus* (Linnaeus, 1758) subjected to different hydration regimes, living in the south-eastern Sahara of Algeria for the first time.

The major objective of our work is to study the anatomical and histological characteristics of the heart. For this, six adult jerboas were used. After sacrifice by decapitation, the heart removed and fixed with PAF at 10%; for structural histological study, and even for the morphometric study of the heart.

The histological study is done by classical topographic staining of different parts of the heart to understand the adaptation of its myocardium to its living conditions.

The results showed a rich capillary network at the level of the parenchyma of the myocardium. These are distributed in parallel to the cardiomyocytes. The nuclei of cardiomyocytes have different sizes and shapes (elongated and rounded), in some places are present in aggregates. The adipocytes form a lobulated adipose tissue containing a rich vascularization, it derives from the outer cardiac tunic: the pericardium. These cells are characterized by the presence of peripheral nuclei and a cytoplasm of granular consistency.

The comparative study of myocardiums in animals showed that those who subjected to a dehydrated diet had vessels containing few red blood cells which had a tendency to attach themselves to the vessel wall. Hydrated animals have vessels fully occupied by red blood cells are elongated in capillaries parallel to cardiomyocytes.

Keywords: *Jaculusjaculus*, myocardium, ventricle, atrium,, histology, hydrated

الملخص

تصف هذه الدراسة العضو الجزئي في عضلة القلب من الجربوع الصحراوي الخاضع لأنظمة ترطيب مختلفة الذي ، ويعيش في الصحراء الجنوبية الشرقية للجزائر. ينتمي إلى عائلة *Dipodidae Jaculus jaculus*

الهدف الرئيسي من عملنا هو دراسة الخصائص التشريحية والنسجية للقلب ، ولهذه الغاية تم استخدام ستة جرابيع بالغة . بعد التضحية بقطع الرأس ، يتم استئصال القلب وتثبيتته بـ PFA بنسبة 10٪

لدراسة النسيجية البنيوية ، وحتى للدراسة الشكلية للقلب

تتم الدراسة النسيجية عن طريق التلوين الطبوغرافي الكلاسيكي لأجزاء مختلفة من القلب لفهم تكيف عضلة القلب مع ظروفها المعيشية.

أظهرت النتائج وجود شبكة شعرية غنية على مستوى حمة عضلة القلب موزعة بالتوازي مع خلايا عضلة القلب. نوى خلايا عضلة القلب لها أحجام وأشكال مختلفة (مستطيلة ومدورة) ، في بعض الأماكن موجودة في مجاميع. تشكل الخلايا الشحمية نسيجاً دهنيًا مفصلاً يحتوي على الأوعية الدموية الغنية ، وهي مشتقة من سترة القلب الخارجية:. تتميز هذه الخلايا بوجود نوى محيطية وسيتوبلازم من الاتساق الحبيبي.

أظهرت الدراسة المقارنة لعضلة القلب في الحيوانات أن أولئك الذين خضعوا لنظام غذائي محفّف كانت لديهم أوعية تحتوي على عدد قليل من خلايا الدم الحمراء التي تميل إلى الالتصاق بجدار الأوعية. الحيوانات الرطبة لها أوعية تشغلها خلايا الدم الحمراء بالكامل ممدودة في شعيرات دموية موازية لخلايا عضلة القلب.

الكلمات المفتاحية : *Jaculus jaculus*، عضلة القلب ، البطين ، الأذنين ، الأنسجة ، رطب

INTRODUCTION

Introduction

Une connaissance détaillée de la micro-anatomie du cœur est cruciale pour comprendre son comportement mécanique (Waldman et al., 1988) et électrique (Kanai et Salama, 1995). La structure du tissu myocardique est intimement liée à la fonction cardiaque, et les deux changent considérablement en cas de maladie cardiaque ou un stress prolongé.

Le cœur possède une architecture musculaire très complexe, qui s'adapte aux conditions du milieu intérieur (osmolarité, volémie...). Il contribue grâce à l'oreillette à la lutte contre l'hypertension aucune étude n'a été reportée sur la microanatomie du myocarde chez le rongeur déserticole la petite gerboise déserticole ou *Jaculus jaculus*.

La gerboise déserticole est un rongeur qui vit dans les régions arides à semiarides du Sahara algérien, constitue un modèle de choix pour l'étude d'adaptation à l'environnement face aux changements climatiques des petits mammifères. Cette stratégie d'adaptation dépend de son pouvoir de maintenir sa persistance dans un milieu approuvé. Ce qui nous a amené de choisir cette espèce pour l'étudier parce qu'il présente certaines similitudes d'adaptation physiologique (Granjon, et Duplantier, 2009).

En général les rongeurs déserticoles ne boivent pas l'eau qui est nécessaire à leur survie. Il provient essentiellement de deux sources : l'eau préformée dont l'importance varie selon le régime herbivore ou granivore, et l'eau métabolique provenant du catabolisme des constituants (lipides, glucides, protides) de leur nourriture. Ces rongeurs n'ont pas la capacité de retenir de l'eau et sont par ailleurs très sensibles à la déshydratation qui mène rapidement à leur mort (Petter et al. 1984).

L'espèce *Jaculus jaculus* (la petite gerboise égyptienne) appartient à cette dernière et la plus dérivée sous-famille de gerboises (Cooper, 2011). Présente en région désertique à subdésertique, sur substrats variés, des sableux à rocheux, à végétation souvent éparse, son régime alimentaire essentiellement végétarien (graines, herbes et racines), marginalement insectivore (Happold, 1967).

Le but principale est l'exploration des cellules cardiaques chez *Jaculusjaculus* soumis à un régime d'hydratation, afin d'explorer les particularités anatomiques et histo-architecturelle qui constituent le tissu myocardique chez cette espèce. De plus acquérir des connaissances sur sa fonction qui pourrait nous renseigner sur le cycle d'excitation-contraction du myocarde.

Pour cela nous avons réalisé une description morphologique de cet organe, suivie d'une étude histologique de ses différentes parties.

Dans la première partie de notre travail, nous avons présenté les données bibliographiques concernant l'anatomie et la structure interne de l'appareil cardiovasculaire, l'histologie et la structure du myocarde suivie d'une analyse de l'aspect moléculaire qui sous-tendent la fonction de contractilité myocardique.

Dans la deuxième partie, nous avons présenté le matériel et les techniques utilisés pour réaliser cette étude.

Nos résultats ont été présentés sous forme de figures anatomiques et histologiques, analysés au microscope photonique afin de ressortir les particularités histo-architecturelle en cas d'hydratation

Ces résultats seront discutés en comparaison avec la littérature suivie d'une conclusion générale et des perspectives.

CHAPITRE I

DONNÉES BIBLIOGRAPHIQUES

Chapitre I : DONNÉES BIBLIOGRAPHIQUES

1.1. Physiologie du cœur

1.1.1. Le système cardiovasculaire

1.1.1.1. Le sang et l'homéostasie

Le système circulatoire contribue à l'homéostasie en servant comme système de transport du corps. Il est composé de trois éléments : le sang, le cœur et les vaisseaux sanguins

1.1.1.2. Fonctions du sang

Le sang est un tissu conjonctif composé d'une matrice extracellulaire liquide appelée plasma sanguin, qui contient des cellules et des fragments cellulaires en suspension ainsi que de nombreuses substances en solution. Il est unique d'une personne à l'autre, assure trois grandes fonctions : le transport, la régulation et la protection.

Le transport

Le sang apporte les molécules d'oxygène (O₂) des poumons jusqu'aux cellules de l'organisme et ramène le dioxyde de carbone (CO₂) des cellules jusqu'aux poumons, où il est exhalé. Il achemine aussi les nutriments provenant du tractus gastro-intestinal jusqu'aux cellules. Il se charge également de la diffusion de la chaleur, de l'élimination des déchets provenant de divers organes (poumons, reins, peau) et du transport des hormones des glandes endocrines vers d'autres cellules.

La régulation

Le sang maintient le pH de tous les liquides de l'organisme. Les artères très élastiques transportent le sang du cœur aux organes et servent de réservoir de pression en cas de relaxation cardiaque et cela nécessite une régulation de la pression artérielle moyenne pour assurer une livraison de sang adéquate aux organes.

Il contribue à ajuster la température corporelle par différents moyens.

L'eau absorbe la chaleur et exerce un effet rafraîchissant, en faisant varier le débit dans les vaisseaux sanguins passant dans la peau, le sang peut rejeter l'excédent de chaleur accumulée dans l'organisme ou, au contraire, limiter les pertes de chaleur afin de maintenir constante la température corporelle. Par ailleurs, la pression osmotique du sang modifie la teneur en eau des cellules.

La régulation hormonale exerce une rétroaction négative, assurant que la quantité du volume sanguin et la pression osmotique restent relativement constante est assurée par l'hormone antidiurétique (Aldostérone)

La protection

La coagulation protège le système cardiovasculaire contre les hémorragies accompagnant une blessure. De plus, les leucocytes combattent un grand nombre de maladies en effectuant la phagocytose et en produisant des anticorps. Le sang contient aussi d'autres protéines, les interférons et le complément, qui contribuent de diverses manières à la protection de l'organisme contre les maladies (**Tortora et Derrickson, 2017**).

1.1.1.3. Le cœur et l'homéostasie

Pour maintenir l'homéostasie, des matériaux essentiels tels que l'O₂ et les nutriments doivent être continuellement récupérés dans l'environnement extérieur et livrés aux alvéoles et les déchets doivent être continuellement supprimés. De plus, l'excès de chaleur généré par les muscles doit être transporté jusqu'à la peau où il peut être perdu de la surface du corps pour aider à maintenir la température corporelle.

L'homéostasie dépend aussi du transfert d'hormones, qui sont d'importants messagers chimiques réglementaires, de leur site de production à leur site d'action. Le circulatoire système, qui contribue à l'homéostasie en servant de système de transport du corps, se compose du cœur, des vaisseaux sanguins et du sang.

Tous les tissus du corps dépendent constamment de là flux sanguin leur fournit en se contractant ou en battant. Le cœur conduit le sang dans les vaisseaux sanguins pour l'accouchement aux tissus en quantité suffisante, que le corps soit au repos ou faire de l'exercice vigoureux (**Sherwood, 2010**).

1.1.1.4. Anatomie du cœur

Le cœur est un organe musculaire creux, situé au centre du médiastin (cavité centrale du thorax) avec les deux tiers de sa masse à gauche de la ligne médiane du corps. Il a une masse moyenne de 250 g chez la femme et 300 g chez l'homme adulte.

Il a une forme conique avec une base à la partie postéro supérieure droite formant les oreillettes et une pointe appelée apex en bas formant le ventricule gauche à gauche (**Fig. 1**).

Le cœur est composé de deux parties fonctionnellement et anatomiquement distinctes, le cœur droit et le cœur gauche. Chacune de ces deux parties est subdivisée en oreillette et ventricule. Les deux parties du cœur fonctionnent de façon synchrone.

L'épaisseur de la paroi qui forme chacune des cavités est proportionnelle à l'activité mécanique de la paroi: les oreillettes sont plus minces que les ventricules, et le ventricule droit qui travaille contre des résistances plus faibles est plus mince que le ventricule gauche; (Guénard, 2009)

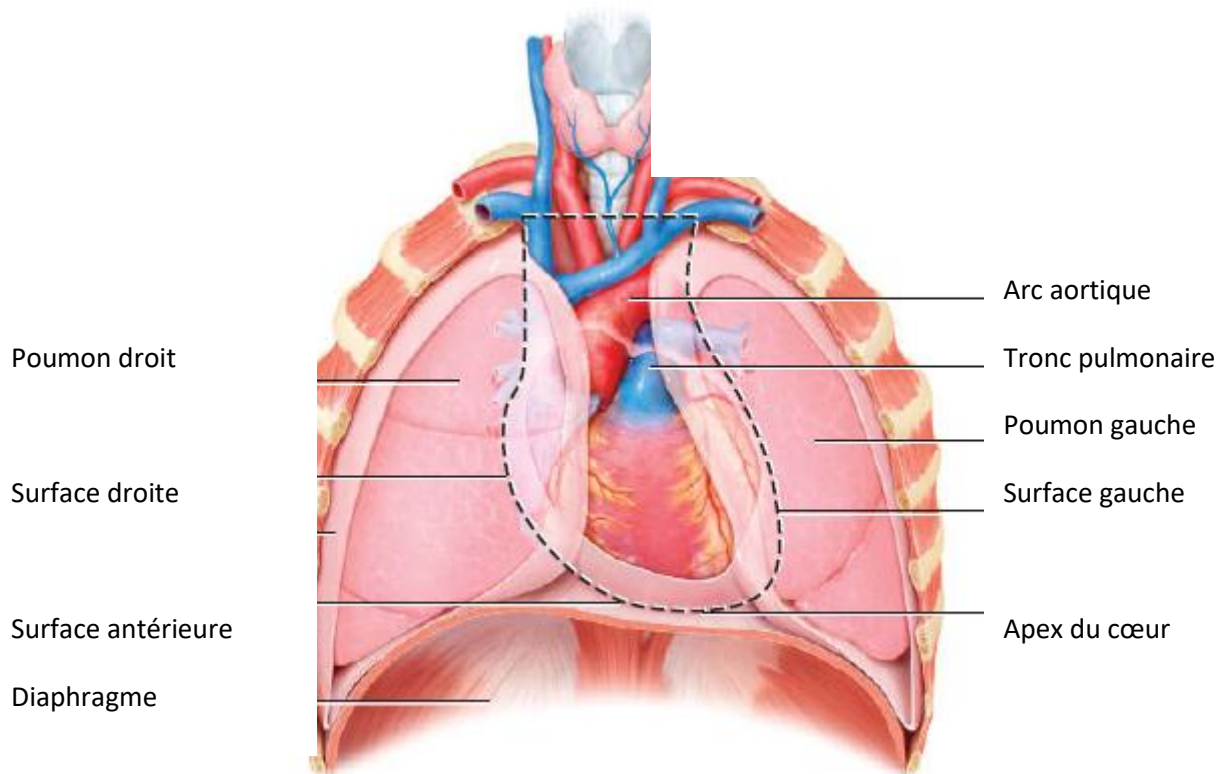


Figure1 : Vue antérieure du cœur dans la cavité thoracique(Tortora et Derrickson, 2014).

1.1.1.5. Structure du cœur : anatomie interne

a. Tuniques de la paroi du cœur

La paroi du cœur comprend trois tuniques, de l'extérieur vers l'intérieur, le péricarde, le myocarde et l'endocarde(**Fig.2**).

Le péricarde est une membrane qui entoure et protège le cœur et permet le maintien du cœur dans le médiastin, constituée de deux parties principales : le péricarde fibreux formé de tissu conjonctif et le péricarde séreux plus profond formé d'une double couche autour du cœur, une couche pariétale externe et une couche viscérale interne, également appelée épicaarde.

Entre ces deux couches se trouve un espace appelé cavité péricardique contenant un liquide lubrifiant sécrété par les cellules péricardiques permet une fluidité des mouvements cardiaques et réduit la friction entre les couches lors de la contraction

Le myocarde(*mus* : muscle) il constitue l'essentiel de la masse du cœur et assure la fonction de pompage du cœur; est composé de tissu musculaire grâce à sa structure, les fibres musculaires cardiaques sont organisées en faisceaux qui tourbillonnent autour du cœur et génèrent un fort pompage.

Les myocytes cardiaques sont disposés en deux réseaux distincts de faisceaux entrelacés : un faisceau auriculaire et un faisceau ventriculaire.

Chaque faisceau se contracte comme une unité fonctionnelle, ce qui permet aux oreillettes de se contracter indépendamment des ventricules. En réponse à un seul potentiel d'action, les myocytes cardiaques produisent une contraction prolongée, qui dure de 10 à 15 fois plus longtemps que les contractions observées dans les myocytes squelettiques

L'endocarde(*endon* : en dedans) est une mince couche d'endothélium qui tapisse l'intérieur du myocarde et recouvre les valves cardiaques et les tendons qui s'y rattachent. L'endocarde est en continuité avec l'endothélium des gros vaisseaux sanguins (**Tortora et Derrickson, 2017**).

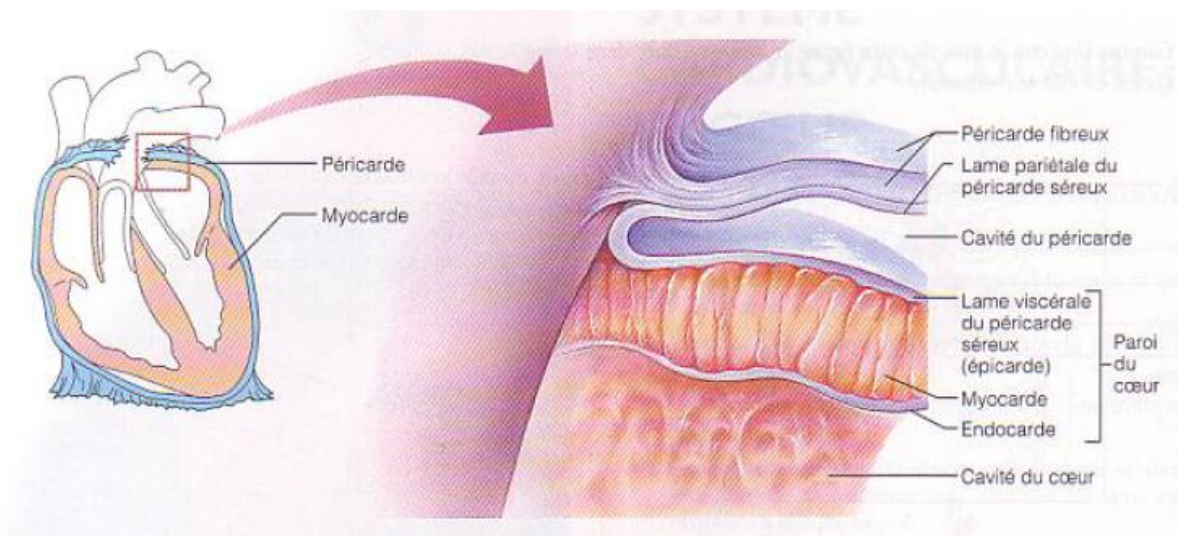


Figure2 : Péricarde et tuniques de la paroi du cœur (Marieb et Hoehn2014)

b. Cavités du cœur

Le cœur a quatre chambres, deux supérieures sont les oreillettes (atriums) et deux inférieures appelées ventricules. Les oreillettes reçoivent du sang des vaisseaux sanguins (veines), qui ramènent le sang au cœur, tandis que les ventricules éjectent le sang du cœur dans les artères.

Atrium droit

Sur une vue antérieure du cœur, l'oreillette droite (atrium droit) reçoit le sang de trois veines :

La veine cave supérieure, la veine cave inférieure et le sinus coronaire (**Fig.3**). La paroi antérieure se diffère de la paroi postérieure. L'intérieure de la paroi postérieure est lisse, tandis que l'intérieure de la paroi antérieure est rugueux en raison de la présence des muscles pectinés.

L'oreillette droite est séparée de l'oreillette gauche par une fin cloison appelé septum inter auriculaire. Le sang passe de l'oreillette droite vers le ventricule droit par une valve appelée tricuspide (ou valve auriculo ventriculaire)

Ventricule droit

Le ventricule droit forme la majeure partie de la surface antérieure du cœur. Sa face interne contient une série de crêtes formées par des faisceaux de fibres musculaires cardiaques appelées trabécules

le ventricule droit est séparé du ventricule gauche par le septum inter ventriculaire

le sang passe du ventricule droit par la valve pulmonaire dans une grosse artère appelée tronc qui se divise en artère pulmonaire droite et gauche et porte le sang aux poumons

Atrium gauche

L'oreillette gauche reçoit le sang des poumons par quatre veines pulmonaires comme l'oreillette droite

L'intérieur de l'oreillette gauche a une paroi postérieure et antérieure lisse grâce aux muscles pectinés

Le sang passe de l'oreillette gauche vers le ventricule gauche par la valve pulmonaire (valve mitrale)

Ventricule gauche

Le ventricule gauche est la chambre la plus épaisse du cœur

Comme le ventricule droit, le ventricule gauche contient des trabécules. Le sang passe du ventricule gauche à travers la valve aortique dans l'aorte ascendante. Une partie du sang dans l'aorte s'écoule dans les artères coronaires, qui partent de l'aorte ascendante et transporte le sang vers la paroi cardiaque.

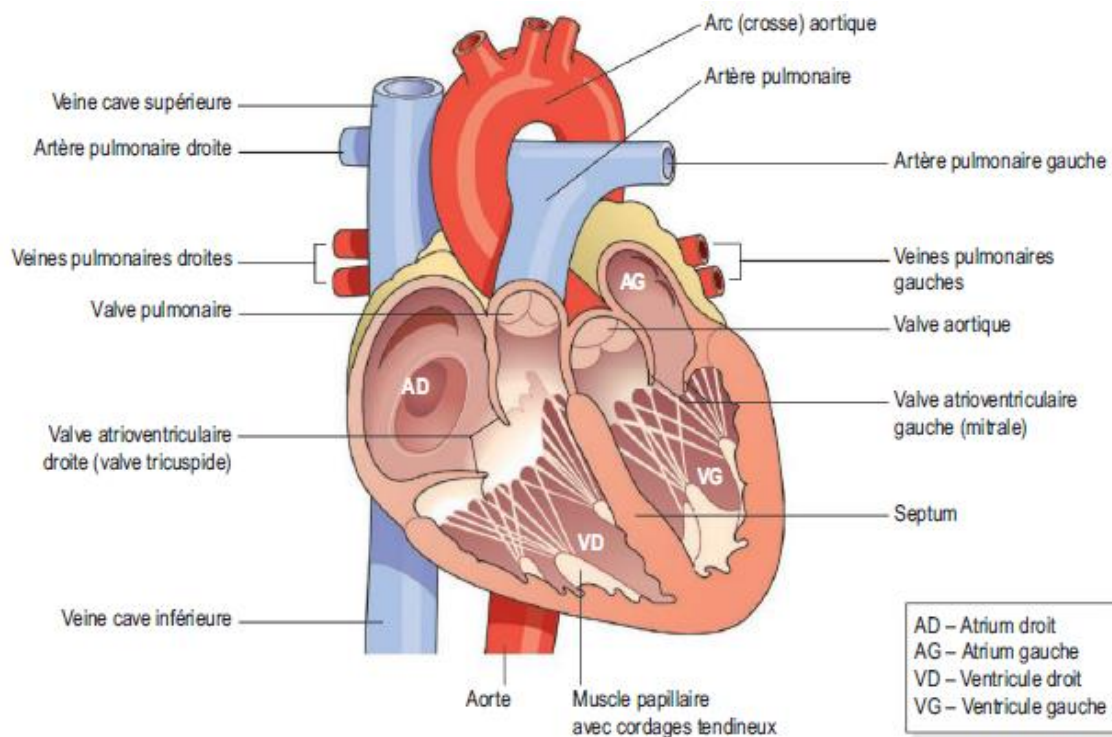


Figure 3 : L'intérieur du cœur (Waugh et Grant 2011.)

1.1.1.6. Vascularisation

La paroi du cœur contient ses propres vaisseaux sanguins qui apportent les nutriments et l'O₂ aux cellules cardiaques. Ces vaisseaux sont disposés en couronne et de ce fait constituent la circulation coronaire qui assure l'alimentation du myocarde.

a. Les artères coronaires

Il existe deux artères coronaires, une droite et une gauche (**Fig. 4**), qui toutes deux partent de la base de l'aorte, juste au-dessus des valves sigmoïdes aortiques.

L'artère coronaire gauche passe sous l'atrium gauche et se divise en deux branches, formant d'une part l'artère inter ventriculaire antérieure, qui est située dans le sillon inter ventriculaire antérieur et distribue le sang aux deux ventricules, et d'autre part le rameau circonflexe, qui suit le sillon coronaire et distribue le sang à l'atrium et au ventricule gauche.

L'artère coronaire droite se divise en petites branches qui permettent d'irriguer l'atrium droit et, surtout, elle forme d'une part l'artère inter ventriculaire postérieure, qui suit le sillon inter ventriculaire postérieur et nourrit les deux ventricules du côté postérieur, et d'autre part le rameau marginal, qui circule dans le sillon coronaire et nourrit l'atrium et le ventricule droit (**Lacour et Belon, 2016**).

b. Les veines coronaires

Le sang est collecté sur la face antérieure du cœur par la grande veine du cœur et sur la face postérieure par la veine moyenne du cœur (**Fig.4**). Ces deux veines se jettent dans le sinus coronaire, qui est situé sur la face postérieure du cœur et débouche dans l'atrium droit. Comme tous les sinus, ce sinus est dépourvu de musculature lisse et il est donc de diamètre invariable(**Lacour et Belon2016**).

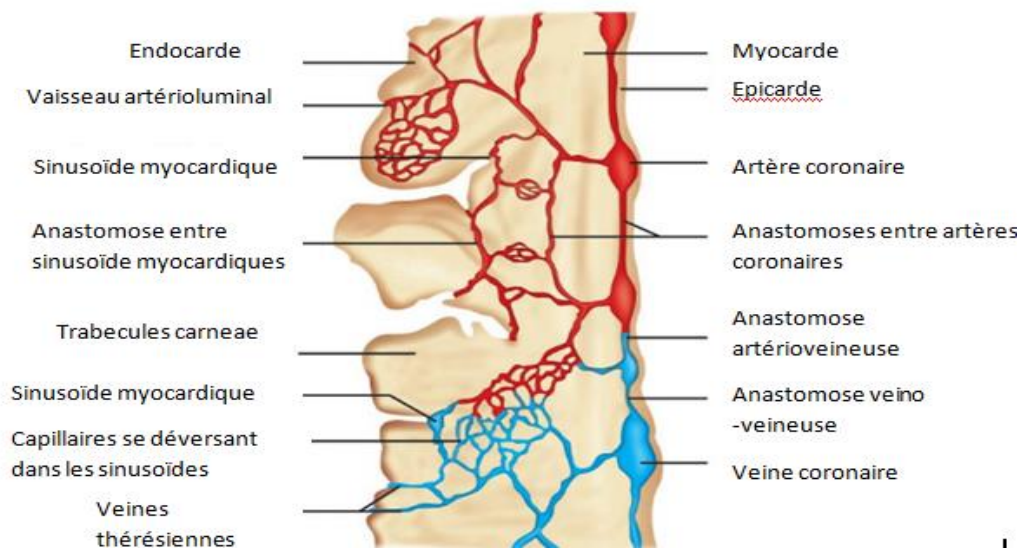


Figure 4 : Vascularisation de la paroi ventriculaire gauche (**Cheitlin et Ursell 2013**)

1.1.1.7. Conduction cardiaque et tissu de conduction

L'innervation du cœur est assurée par une juxtaposition de deux systèmes nerveux : Accélérateur (système sympathique) et modérateur (système parasympathique) .

Le centre cardiovasculaire contrôle à la fois les nerfs sympathique (bleu) et parasympathique (rouge) qui innervent le cœur.

Son activité rythmique est automatique, elle est assurée par un système particulier, le tissu nodal(tissu de conduction). La source de cette activité est un réseau de fibres musculaires cardiaques spécialisées appelées : **fibres autorythmiques** car elles sont auto- excitables.

Ces fibres génèrent à plusieurs reprises des potentiels d'action qui déclenchent la contraction cardiaque même après isolement du corps lors d'une transplantation

Elles ont deux fonctions importantes :

- Elles agissent comme **Pacemaker** (stimulatrices cardiaques).
- Elles forment un réseau de fibres musculaires cardiaques spécialisées dans l'excitation cardiaque pour chaque cycle cardiaque d'une façon spontanée, rythmique et coordonnée

Les potentiels d'action cardiaques se propagent selon les séquences suivantes (**Fig.5**):

- 1- L'excitation cardiaque commence au niveau du **Nœud sino- auriculaire (SA)**, localisé au niveau de la paroi de l'oreillette droite à l'ouverture de la veine cave supérieure. Ce sont des cellules qui se dépolarisent spontanément (auto-excitables). Chaque potentiel d'action se propage dans les deux oreillettes en même temps, via des jonctions communicantes des disques intercalaires ce qui engendre la contraction du myocarde.
- 2- Le potentiel d'action atteint le **Nœud auriculo-ventriculaire (AV)**, situé au niveau du septum avant l'ouverture du sinus coronaire avec un délai ralenti, laissant le temps aux oreillettes de vider le sang dans les ventricules.
- 3- 4- Le potentiel d'action se propage en pénétrant dans **le faisceau de His**, localisé au niveau du septum inter-ventriculaire, le quel se divise en deux branches une pour chacun des ventricules.
- 5- En fin **le réseau de fibres de Purkinje** conduit le potentiel d'action de l'apex vers le reste des ventricules en se contractant, poussant le sang vers les valves sigmoïdes. (**Tortora et Derrikson, 2014**)

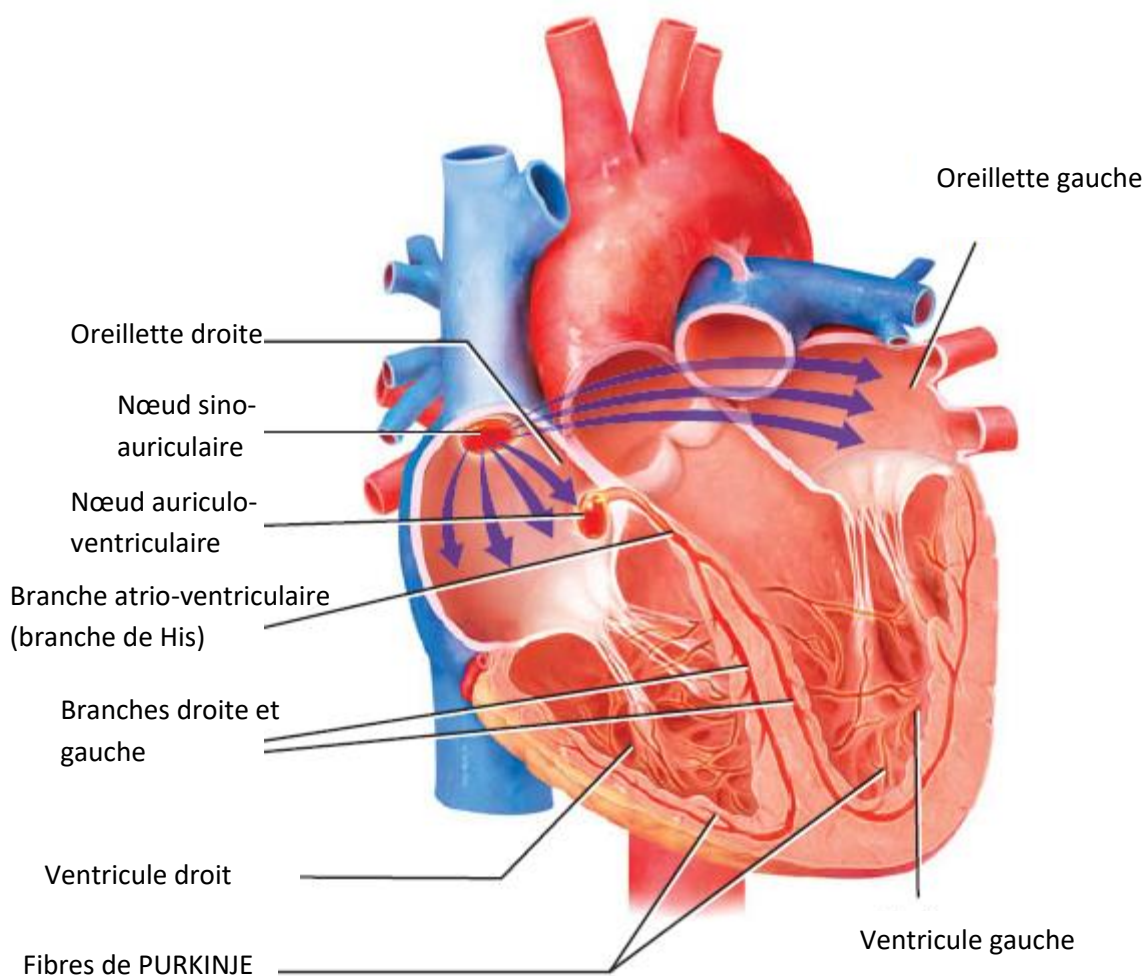


Figure 5 :Vue antérieure d'une section frontale montrant le système de conduction cardiaque (tissu nodal)(Tortora et Derrikson, 2014)

1.1.1.8. Histologie du cœur

Tissu musculaire strié myocardique (T.M.S.M.) =

Fibres musculaires myocardiennes (F.M.S.M) + cellules cardionectrices (transmission de l'influx nerveux).

a. Structure et Ultra structure de la F.M.S.M.

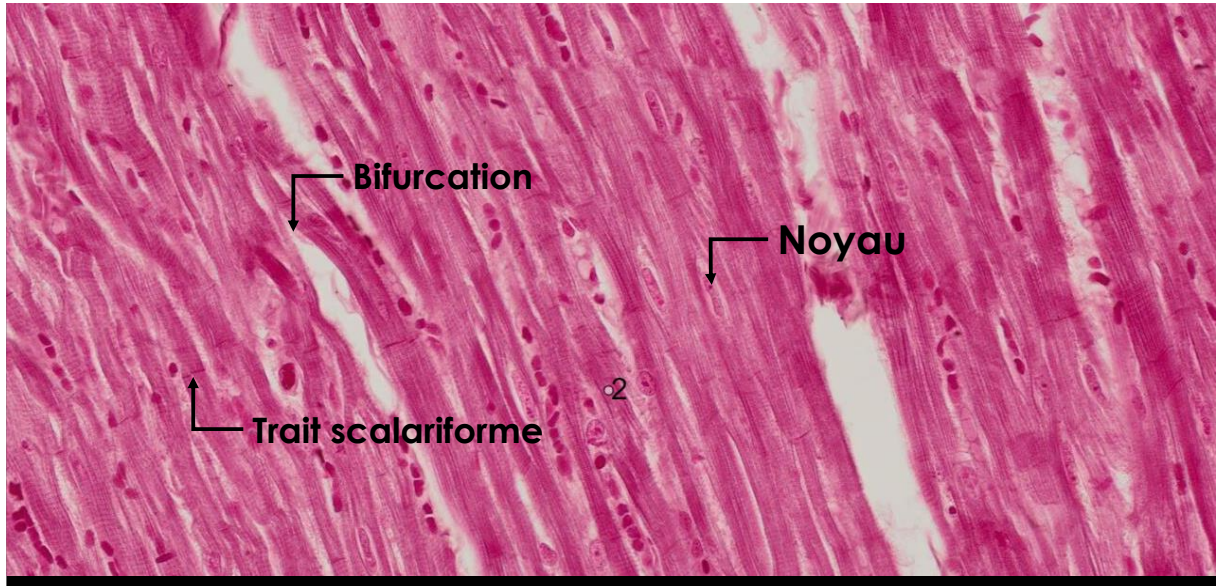


Figure 6 : Coupe histologique longitudinale au niveau du myocarde

Lame virtuelle prise du MOOC Introduction à l'histologie : exploration des tissus du corps humain – FUN MOOC

Au microscope photonique, les F.M.S.M constituent un réseau de fibres anastomosées et parallèles. Elles sont accolées entre elles par des stries scalariformes.

Sarcolemme : Il est constitué par une membrane plasmique classique dédoublée extérieurement par une membrane basale qui à son tour est entouré par l'endomysium.

Sarcoplasme : Il est central et porte un noyau allongé.

Le R. Sarcoplasmique. est moins régulier et moins bien organisé.

Le sarcolemme s'invagine pour donner naissance à des tubules T beaucoup plus larges que dans la F.M.S.S.

Le tubule T se trouve toujours en regard des stries Z et non pas en regard de la jonction A-I dans la fibre musculaire squelettique striée.

Myoplasme : Il occupe la presque totalité de la fibre.

La structure de la myofibrille de la F.M.S.M. est quasi identique à celle de la myofibrille de la F.M.S.S. sauf que le sarcomère de la F.M.S.M est plus court avec des bandes I (isotropes) plus étroites.

Les mitochondries sont volumineux et plus nombreuses que dans la fibre musculaire strié squelettique, occupant 25 % du cytoplasme alors qu'elles sont 2 % uniquement dans la fibre strié squelettique.

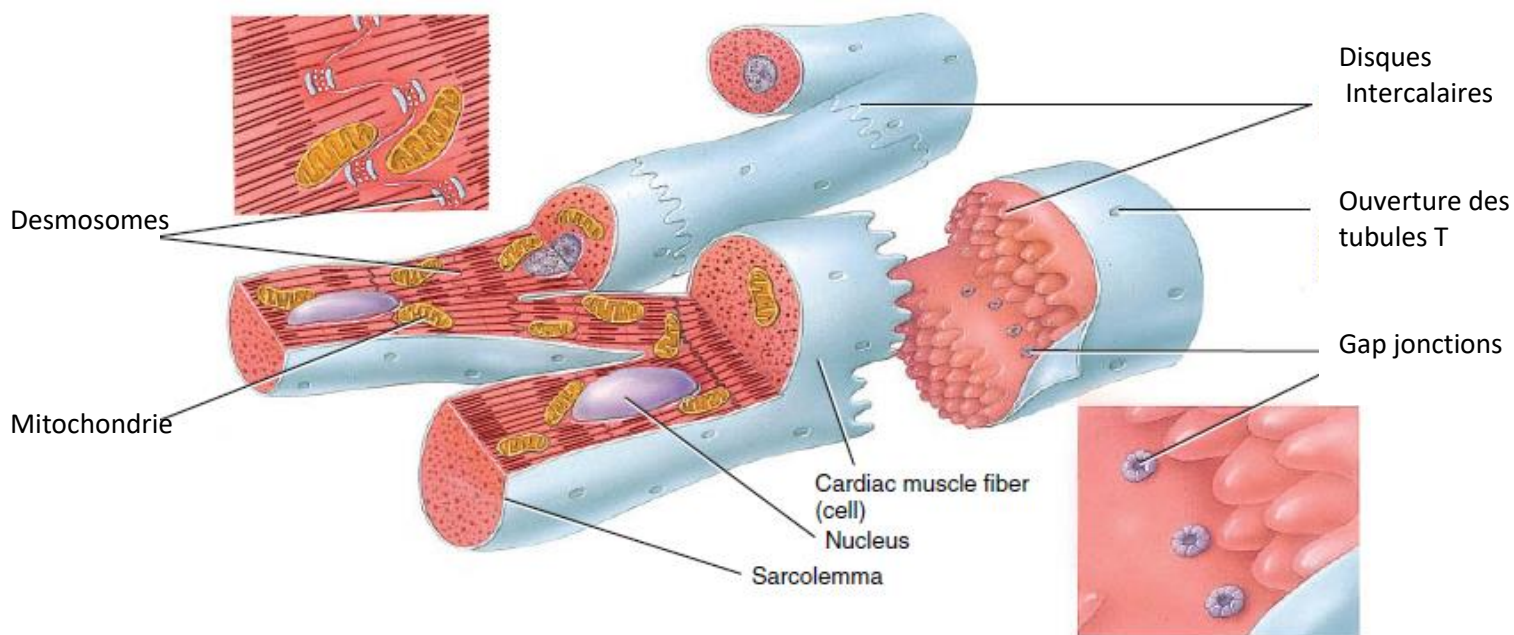


Figure 7 : Fibre musculaire cardiaque (Tortora et Derrickson, 2014)

1.2.Aspects cellulaires et moléculaires de la contraction cardiaque

1.1.2. Les cardiomyocytes

Les cardiomyocytes sont des cellules excitables et capables d'une contraction rythmique autonome. Elles forment la majorité des cellules du myocarde et sont à l'origine de trabécules charnues et de muscles papillaires au niveau des ventricules.

Ils occupent 2/3 du volume myocardique par la grandeur de leur taille (50-100µm de longueur et de 14 µm de diamètre). Chez un rat adulte ils représentent 30% du volume du cœur (Nag, 1980).

Les cardiomyocytes ont une forme cylindrique bifurquée, striés et ramifiés. Les extrémités des myocytes adjacents sont unies par des digitations transverses irrégulières appelées disques intercalaires. Ceux-ci renforcent le tissu musculaire cardiaque et les maintiennent ensemble pendant leurs vigoureuses contractions. Ils contiennent également des jonctions communicantes qui permettent aux potentiels d'action de se propager d'une cellule à l'autre.

Le sarcolemme comprend les domaines structuraux et fonctionnels suivants : les disques intercalaires, les tubules T, les costamères

1.1.2.1. Le Sarcomère

Les myofibrilles occupent la moitié du volume des cardiomyocytes, ce sont des faisceaux de protéines contractiles organisées en un enchevêtrement de filaments d'actine et de myosine dont l'unité fonctionnelle appelée le sarcomère. La contraction musculaire, aussi bien des cardiomyocytes que des cellules musculaires striées squelettiques, résulte du glissement des filaments fins constitués d'actine, le long des filaments épais de myosine (Fig.8).

1.1.2.2. Composants de Sarcomères

Les myofilaments, les fibres génératrices de force des sarcomères, sont composés de filaments fins et des filaments épais, responsables des striations transversales caractéristiques des cardiomyocytes

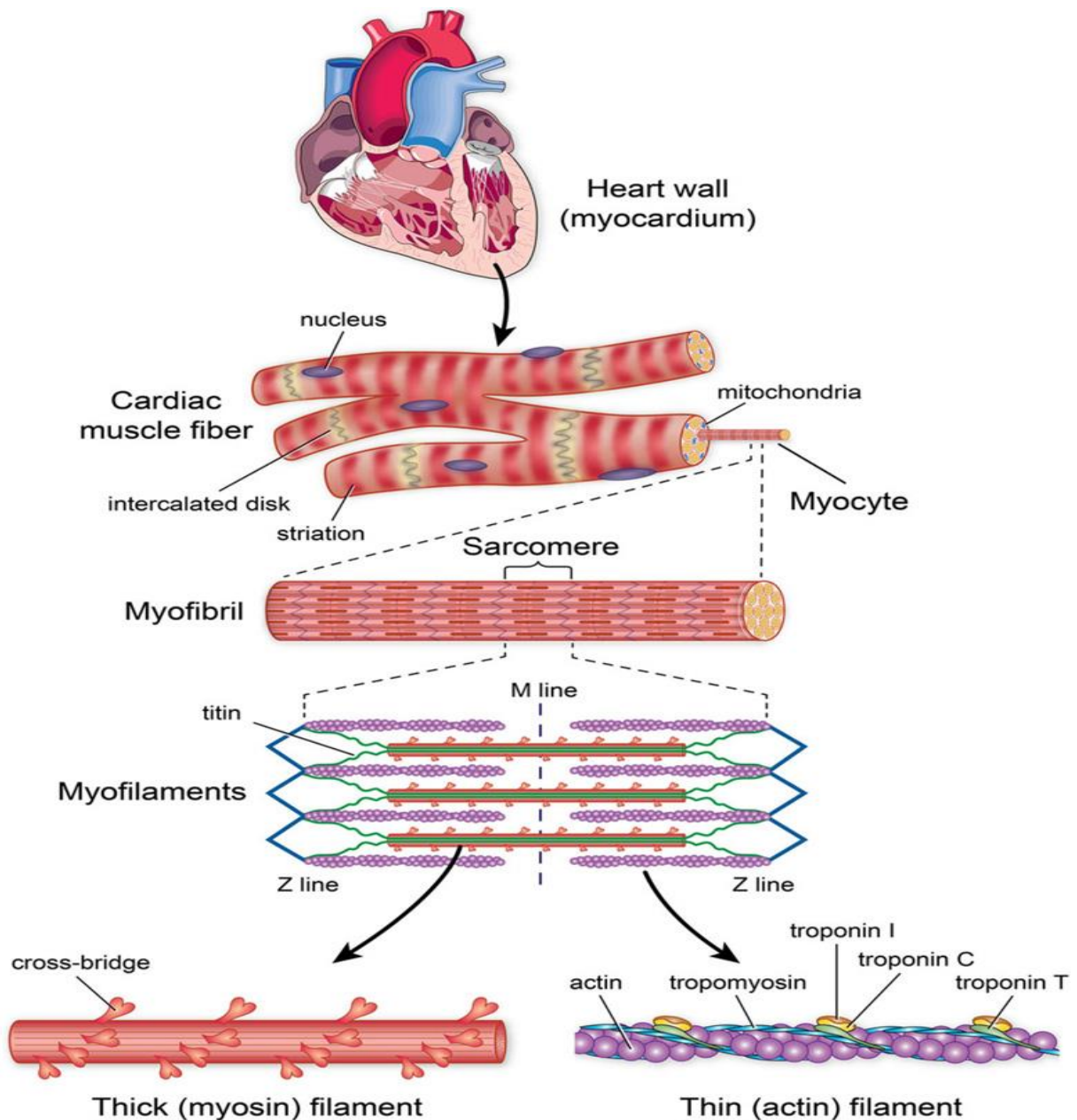


Figure 8 : Structure du sarcomère. Les sarcomères sont composés de filaments fins et épais et de titine disposés en unités répétitives. Les filaments fins contiennent de l'actine, une protéine globulaire qui est polymérisée en un filament, tropomyosine, une molécule en forme de bâtonnet qui se lie à l'actine et à la troponine, et la troponine, qui empêche la liaison de la myosine à l'actine en fixant la tropomyosine sur le site de liaison de l'actine. Le filament épais contient de la myosine et est composé d'un domaine en forme de tige (épine dorsale) et domaines globulaires (ponts croisés). Titine s'étend du bord du sarcomère au milieu et agit comme un ressort pendant la contraction et la relaxation. Figure adaptée de (Golob et al, 2015)

Les filaments minces sont constitués d'actine et des protéines régulatrices tropomyosine et troponine, et les filaments épais sont composés de myosine et de protéines accessoires. Les domaines en bâtonnets des chaînes lourdes de myosine comprennent le squelette, tandis

que les têtes globulaires appelées ponts croisés font saillie vers l'extérieur de ce squelette. Les protéines accessoires de la chaîne légère liées aux têtes globulaires de myosine fournissent un renforcement structurel des ponts croisés, mais dans certains systèmes contractiles, en particulier les systèmes musculaires lisses et non musculaires, remplissent une fonction de régulation. L'interaction des ponts croisés de la myosine avec l'actine génère une force contractile.

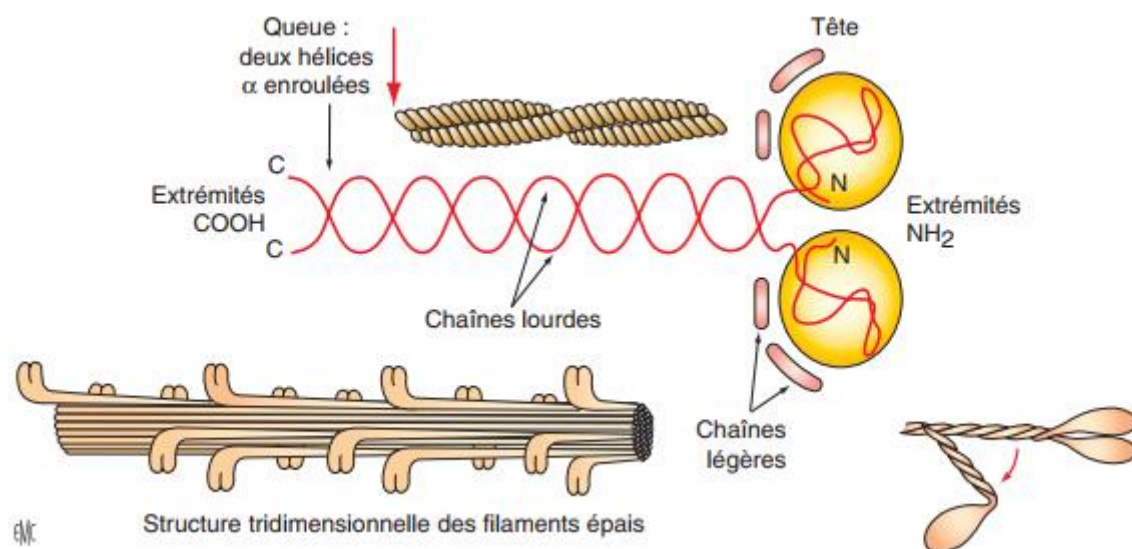


Figure 9 : Schémas montrant la structure de la myosine. Figure adaptée de (Fornes, 2006).

1.1.2.3. Le disque intercalaire

Les cardiomyocytes sont associés les uns aux autres par des stries scalariformes formant un réseau tridimensionnel de travées musculaires anastomosées à orientation spiralée (**Fig10**).

Les stries scalariformes sont des jonctions complexes formées d'une portion transversale comprenant des jonctions de type macula et fascia adherens, responsables de la cohésion entre les cellules, et d'une portion latérale formée de nexus (jonctions communicantes) à l'origine du couplage ionique entre les cardiomyocytes et responsables de leur fonction syncytiale (**Gérard Tachdjian et al, 2016**)

Le myocarde est constitué par du tissu musculaire spécialisé, qui n'est présent que dans le cœur(**Fig10**). Il est strié, comme le muscle squelettique, mais il n'est pas sous le contrôle de la volonté. Chaque fibre (cellule) myocardique a un noyau et une ou plusieurs branches. La terminaison des cellules musculaires et de leurs branches est en contact très étroit avec la terminaison et les branches des cellules adjacentes. Au microscope, ces jonctions, ou disques intercalaires (NdT : ou stries scalariformes), sont des lignes plus épaisses et plus sombres que les stries. Cette disposition donne au muscle cardiaque un aspect de feuillet (NdT : il s'agit d'un syncytium) plutôt que celui d'un très grand nombre de cellules

individuelles. En raison de la continuité bout à bout des fibres, chacune d'elles ne nécessite pas une innervation propre. Quand un influx est déclenché, il se propage de cellule à cellule en passant par les branches et les disques intercalaires, diffusant ainsi à l'ensemble du muscle cardiaque dont il entraîne la contraction(Rosset Wilson,2007).

1.1.2.4. Les tubules T

Le système des tubules T (transverses), formé d'invaginations du sarcolemme, beaucoup plus larges que dans le muscle strié squelettique, est situé au niveau des disques Z. Le réticulum sarcoplasmique lisse, associé aux tubules T(Fig10), est formé de tubules longitudinaux (tubules L) anastomosés en un réseau à mailles irrégulières, s'étendant sous le sarcolemme et entre les myofibrilles sur une distance d'un, voire plusieurs sarcomères. Chaque tubule T est généralement associé à un seul tubule longitudinal, l'ensemble constituant une dyade. À ce niveau, la dépolarisation de la membrane cytoplasmique amène le réticulum sarcoplasmique à libérer son calcium dans le sarcoplasme, ce qui déclenche la contraction des sarcomères (Tachdjianet al, 2016)

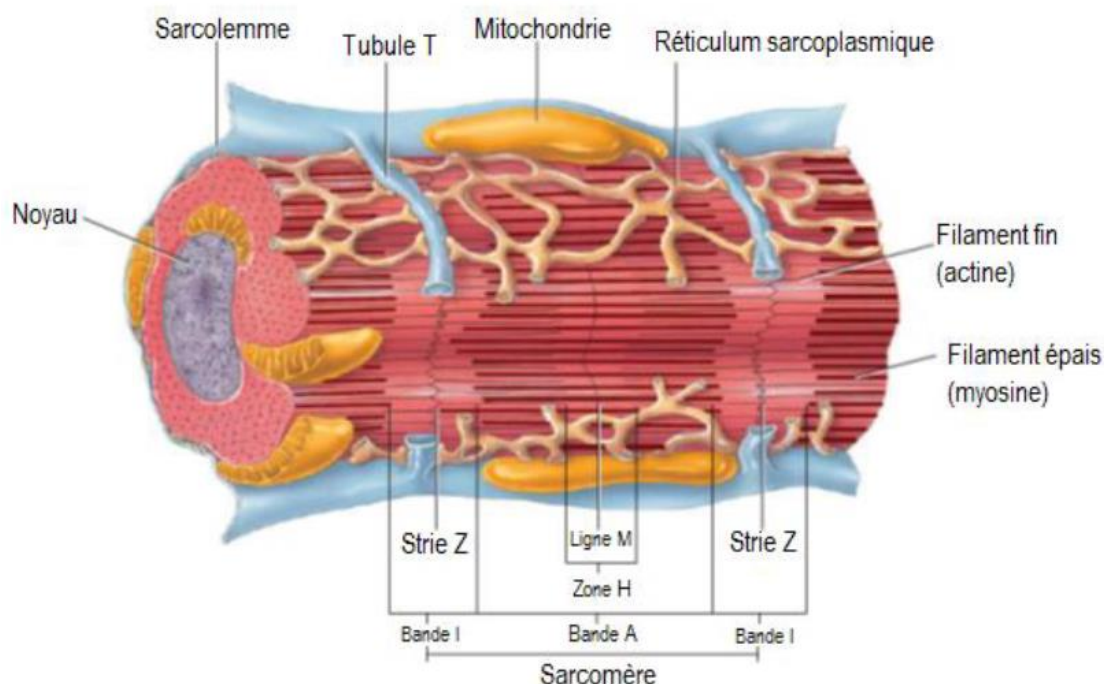


Figure 10 : Arrangement des composants dans la F.M.M

1.1.3. Les cardiofibroblastes

Contrairement aux cardiomyocytes, les fibroblastes ne sont pas des cellules contractiles (Baudinoet al2006). Plus petits que les cardiomyocytes, ils se glissent dans les espaces interstitiels en feuilles ou fibres disposées parallèlement aux fibres musculaires.

Elles entourent les cardiomyocytes en forme lamellaire et sont localisées dans le réseau de collagène endomysial.

Dans le noeud sinusal du moins, des jonctions ouvertes entre deux fibroblastes ou entre un cardiomyocyte et un fibroblaste permettent la conduction électrique du potentiel d'action. Il est à supposer qu'un tel couplage électrique doive se produire ailleurs dans le cœur, afin de permettre à des cellules situées au-delà de régions d'infarctus d'être aussi stimulées (**Barker et al 2004**).

La fonction principale des fibroblastes cardiaques est de maintenir l'intégrité de la structure cardiaque par la régulation de la matrice extracellulaire (MEC). En effet, leur rôle principal est de synthétiser des protéines de la MEC (**Baudin et al, 2006**).

Il existe des interactions directes (jonctions adhérentes) ou indirectes entre les cardiomyocytes et cardiofibroblastes qui impliquent la sécrétion des molécules de signalisation (cytokines, facteurs de croissance)

Par exemple, ils sécrètent des métalloprotéinases (MIVTPs pour matrix metalloproteinases), des facteurs de croissance et des cytokines. Les MMPs sont des enzymes capables de dégrader des protéines de la MEC afin de faciliter le remodelage cardiaque, un phénomène d'adaptation normal pouvant cependant aussi mener à des conséquences pathologiques comme l'infiltration de cellules inflammatoires." On y retrouve entre autres des collagénases, des élastases et des gélatinases. (**Lijnen et al, 2000**) qui, comme leurs noms l'indiquent, sont capables de digérer différentes composantes de la MEC. Cette digestion est essentielle au remodelage structurel qui se produit lors de l'hypertrophie cardiaque

1.1.4. L'homéostasie calcique

L'insuffisance cardiaque est l'une des principales causes de mort subite dans les pays développés. Parmi les causes pathogènes de cette maladie multifactorielle chez les patients et les modèles animaux est la réduction de la contractilité myocardique causée par une altération de la concentration intracellulaire de Ca^{2+} entre le sarcoplasme et le réticulum sarcoplasmique (RS).

La régulation de la concentration de Ca^{2+} ou l'homéostasie calcique est hautement coordonnée par un groupe de canaux ioniques, transporteurs et des pompes au niveau du sarcolemme (Park et Oh, 2013).

A l'arrivée du potentiel d'action au niveau du sarcolemme, des petites quantités de Ca^{2+} du milieu extracellulaire pénètrent dans les cardiomyocytes par les canaux Ca^{2+} voltage

dépendants de type L. Ce processus appelé libération de Ca^{2+} induit la libération de Ca^{2+} du RS via le récepteur Ryanodine 2 (**RyR2**). L'augmentation transitoire résultante de Ca^{2+} entraîne la contraction du myocarde.

Le Ca^{2+} est ensuite éliminé du sarcoplasme par recapture de Ca^{2+} dans le RS par le RS/endoplasmique Ca^{2+} ATPase 2a (**SERCA2A**) déclenche la relaxation du faisceau contractile. (**Fig. 11**)

D'autres protéines sont impliquées dans le maintien de l'homéostasie calcique telles que la phospholamban (PLB), l'histidine-rich calcium bindingprotein (HRC), S100a1 et le Monoxyde d'azote (NO).

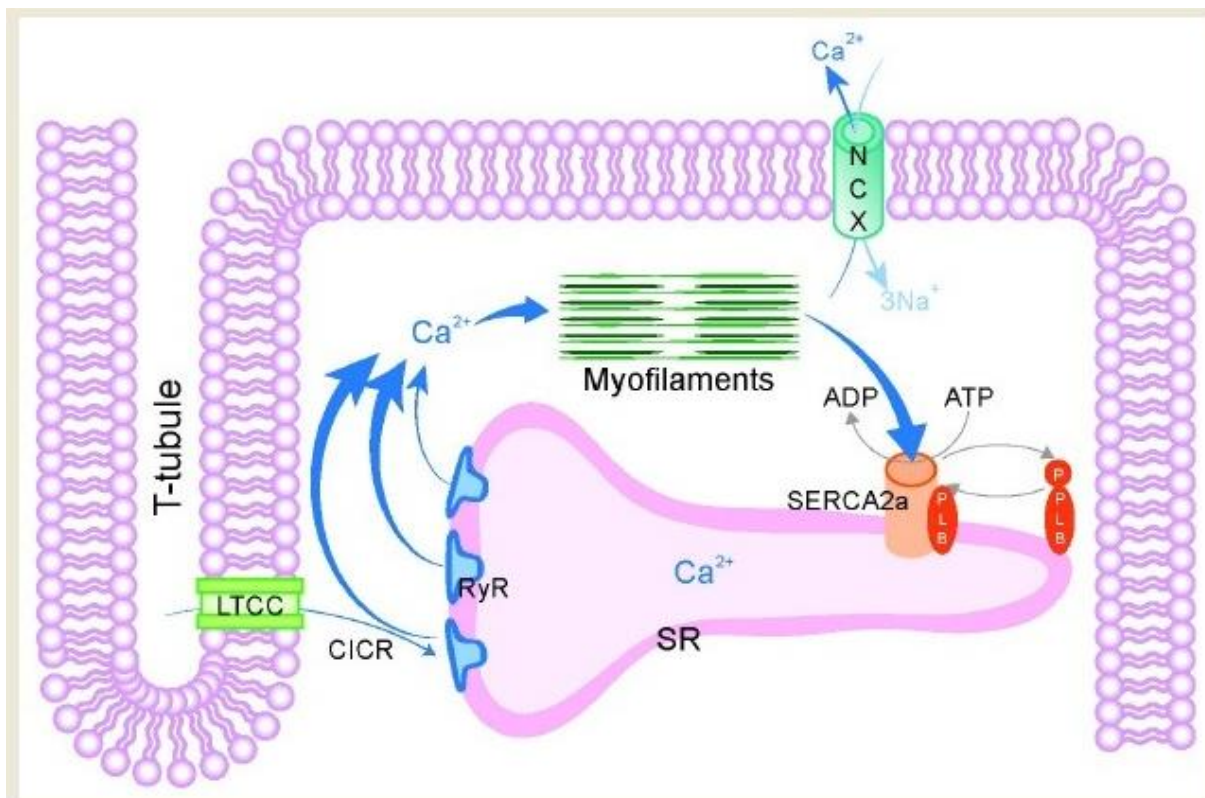


Figure 11 : Signalisation du calcium lors du couplage excitation- contraction.

(Park et Oh, 2013).

La signalisation calcique joue un rôle essentiel dans la contraction et la relaxation du myocarde.

L'entrée de Ca^{2+} via LTCC déclenche la libération de Ca^{2+} RS via RyR,

Le CICR provoque l'activation des myofilaments.

L'absorption de Ca^{2+} RS via SERCA2a et l'extrusion via NCX permettent la relaxation des myofilaments

CICR, libération de Ca^{2+} induite par Ca^{2+} ; LTCC, canal Ca^{2+} type L ; NCX, échangeur $\text{Na}^{+}\text{-Ca}^{2+}$; PLB, phospholamban ; RyR., récepteur de la ryanodine ;

SERCA2a, RS/endoplasmique $\text{Ca}^{2+}\text{-ATPase2a}$; RS, réticulum sarcoplasmique ; Tubules T, tubule transverse.

1.3.Embryogenèse du cœur et des gros vaisseaux

Deux régions appelées champs cardiaques vont être à l'origine de la formation du cœur :

- Le premier champ cardiaque sera à l'origine de la formation du tube cardiaque primitif ;
- Le second champ cardiaque sera à l'origine de la mésocarde dorsale et de l'aire cardiaque antérieure. (Tachdjian et al, 2016)

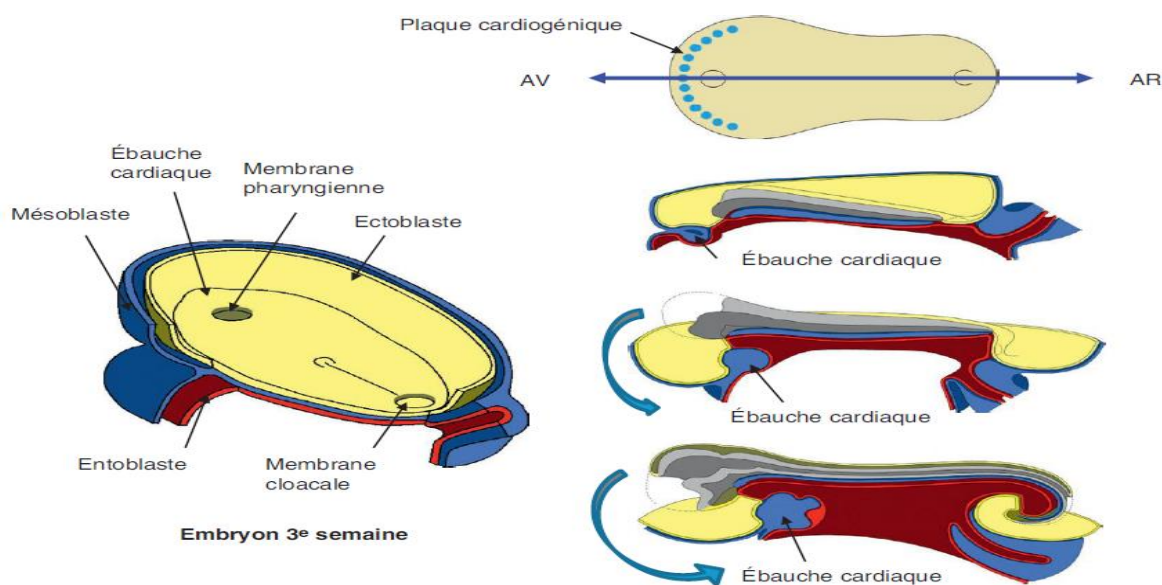


Figure 12 : Mise en place de l'ébauche cardiaque à partir du mésoblaste antérieur (Tachdjian et al, 2016)

1.4.Présentation du modèle animal (*JaculusJaculus*)

Les rongeurs ont une distribution géographique naturelle qui couvre le monde entier.

Les Dipodidés ou Jaculidés sont les rongeurs connus vulgairement sous le nom de gerboises représente une famille à la richesse moyenne(51 espèces réparties dans 6 sous-familles (Holden, 1993b).

Leur morphologie et leurs attitudes sont caractéristiques: on les a souvent comparées, toutes proportions gardées aux kangourous. Les pattes postérieures prennent un développement considérable; les antérieures par contre étant très courtes.

La queue plus longue que le corps, est ornée à son extrémité d'une touffe importante de poils disposée sur deux rangées.

Crâne très robuste. (**Laurent Granjon et Jean-Marc Duplantier, 2009**), La tête est ronde pourvue de deux gros yeux saillants très vifs. Les oreilles sont plus ou moins développées. Le pelage est fin et épais.

***Jaculus jaculus* L (Linnaeus, 1758)** : ou Le Gerboise ordinaire (Petite Gerboise)

Est bien connue avec son pelage couleur de sable, ses oreilles sont relativement importantes et bordées de noir, la queue est terminée par une touffe de Poils, blancs qui garnissent ses soles plantaires (**Grasse et Dekeyser, 1955**).



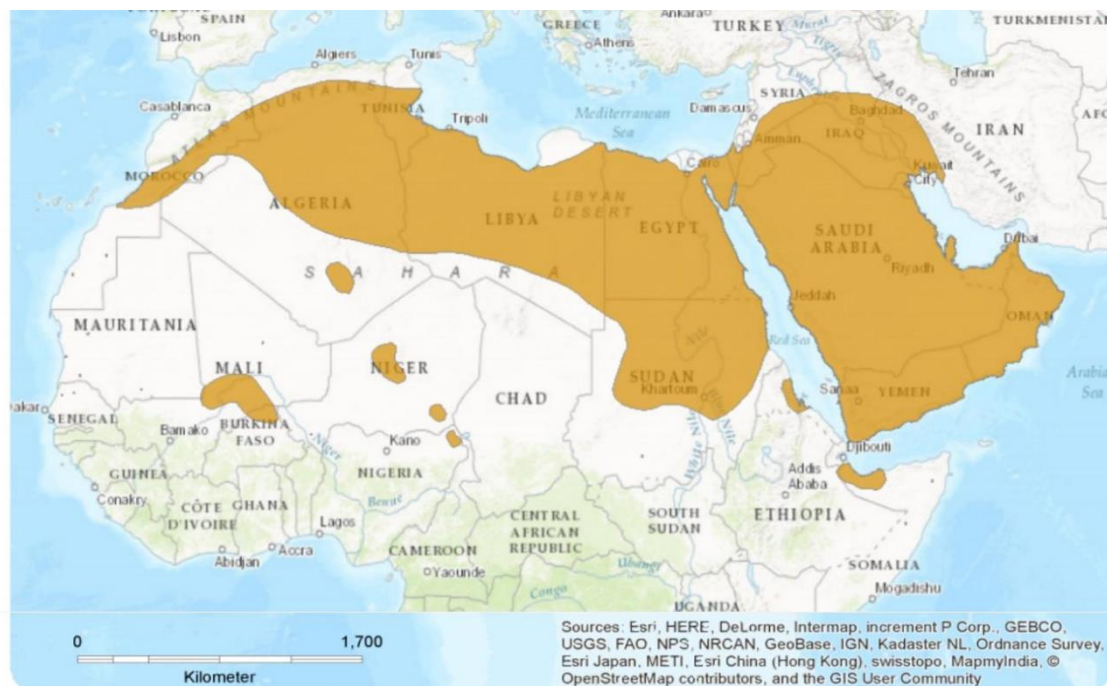
Figure 13 : *Jaculus jaculus* (**Zbyszek Boratynski, 2012**)

Le tibia et le péroné sont allongés et les trois métatarsiens centraux soudés en un os canon long et grêle. Cette espèce se distingue par une mandibule de forme trapue et une rangée dentaire varie entre 4,5 et 5,5 mm de longueur (**BARREAU et al, 1991**).

Jaculus jaculus, un petit mammifère bipède avec des membres postérieurs allongés qui a le rôle de la mobilité, courir et sauter et aussi pour le déplacement ; le pied porte trois doigts et couverts par des poils denses sur la partie inférieure de ces doigts.

1.4.1. La répartition géographique

Cette espèce est présente partout en Afrique du Nord et dans la péninsule arabique jusqu'à l'est du sud-ouest de l'Iran. On le trouve dans le désert avec des traces éparses du Sénégal et du Mali à travers la Mauritanie et le Maroc vers l'Algérie, la Tunisie, la Libye, l'Égypte, l'Erythrée et la Somalie, mais absent du delta du Nil (**Amori et al, 2016**). L'espèce est particulièrement commune en Égypte, où elle obtient son nom commun, la petite gerboise d'Égypte. (**Brown et al, 1994**).



Range

Extant (resident)

Compiled by:

IUCN (International Union for Conservation of Nature)

Figure 14 : Répartition géographique de la gerboise déserticole(*INCN*).

CHAPITRE II

MATÉRIEL ET MÉTHODE

CHAPITRE II : Matériel et méthodes

Notre travail a été réalisé au niveau du plateforme (301) Histotechnologie à l'université de SAAD DAHLEB Blida, s'est déroulée d'Avril 2021 à juillet 2021.

Notre étude a été réalisée sur 6 gerboises déserticoles *Jaculus jaculus* adultes de poids corporel compris entre 45 et 57 g. Ces gerboises ont été capturées dans la région de Still/Stile, de la wilaya d'El Oued. La classification systématique est comme suit :



Figure16 : *Jaculus jaculus* (Originale)

Règne : Animale

Embranchement : Vertébrés

Classe : Mammifères

Sous-classe : Placentaires

Ordre : Rodentia

Sous-ordre : Myomorpha

Famille : Dipodidae

Genre : *Jaculus*

Espèce : *J. jaculus*

Nom commun : Petite Gerboise d'Égypte (Laurent Granjon, Jean-Marc Duplantier, 2009)

Régime alimentaire :

Hydraté : les légumes (les carottes)

Déshydraté : les grains (blé, maïs)

2.1. Matériel non biologique (Voir l'annexe A)

2.2. Matériel Biologique

2.3. Méthodes d'études

2.3.1. Prélèvement

Après avoir anesthésié la gerboise par le chloroforme et faire disséquer par des instruments de trousse à dissection (voir l'annexe B) on pratique une extraction du cœur.



Figure 16: Gerboise sous anesthésie (**Originale**)

2.3.2. Fixation

But : La fixation doit être effectuée le plus rapidement possible après avoir prélevé l'organe dans le but de le garder dans un état aussi proche que possible de l'état vivant et préserver l'aspect structural du tissu, figer les molécules in situ et s'oppose à l'autolyse tissulaire (due à l'éclatement des lysosomes).

Principe : Le temps de la fixation est essentiel pour la réussite de la technique histologique, elle doit être réalisée rapidement après le prélèvement. Elle se fait par le formaldéhyde à 10% tamponné (dilution à 10% du formol officinal, le formol officinal correspondant à une solution de formaldéhyde à 40%) (Fiche technique N°1). Le volume du fixateur doit représenter environ 5 fois le volume de la pièce.

Fixation au PAF (Para formaldéhyde) :

Formaldehyde 4% on ajoute le tampon phosphate 0,1 M pH =7.4 pour garder le pH Pendant ou avant la fixation en fonction des pratiques. (Fiche technique N°1).

2.3.3. Préparation des blocs de paraffines

2.3.3.1. Déshydratation et Eclaircissement

But : Permet l'élimination d'eau qui existe en grande quantité dans le tissu car la paraffine est hydrophobe, et remplacer par l'alcool pour attirer la paraffine dans le tissu et augmenter la transparence de ce dernier.

Principe: les échantillons contenus dans les cassettes d'inclusion seront plongés dans des bains d'éthanol à concentration croissante : 50°(1bain), 75°(1bain); 90°(1bain) et 100°(3bains) respectivement assure une bonne déshydratation et permet à l'agent clarifiant de bien pénétrer dans le tissu. Ils sont par la suite passés dans deux bains de xylène pour subir l'éclaircissement puis dans la paraffine (2bains). La durée pour chaque bain est d'une heure chacun.

2.3.3.2. Imprégnation à la paraffine

But : Faire rentrer la paraffine entre les éléments tissulaires pour donner une rigidité au tissu, lui permettant de conserver sa structure interne au moment de la coupe.

Principe :Les échantillons récupérés du dernier bain de xylène seront plongés dans deux bains de paraffine solubilisée dans l'étuve à 60°C.

2.3.3.3. Inclusion (ou enrobage)

L'enrobage consiste à préparer un bloc de paraffine, Les prélèvements imprégnés sont mise en place dans le moule à moitié rempli de paraffine ensuite la cassette portant la référence de l'échantillon est disposée sur le moule, à l'aide d'une pince dans un moule contenant de la paraffine fondue, par la suite une autre quantité de paraffine est rajouté à travers les grilles de la cassette. Après refroidissement, pour obtenir à la fin un bloc de paraffine renfermant le tissu solidifié prêt pour la microtomie.



Figure17 :Les blocs de paraffine(Originale)

2.3.4. Confection et étalement des coupes

Les blocs de paraffine contenant le tissu est coupé grâce à un microtome, Permettant d'obtenir les coupes de 1 à 5 μm d'épaisseur. Les coupes sériées, sont collées les unes aux autres, formant un ruban, que l'on peut couper pour sélectionner les meilleures coupes (voire l'annexeB).

L'étalement se fait dans un bain marie réglé à une température de 45°C. Les coupes par la suite sont étalées sur des lames gélatinées.



Figure 18 : Microtomie (original)

2.3.5. Préparation de lames gélatinées :

L'intérêt de cette préparation est d'éviter le décollement des coupes notamment lors des manipulations histologiques.

Les lames doivent être incluses dans de l'alcool et l'acide chlorhydrique pour être dégraissées ensuite lavé dans un détergent liquide et rincer sous l'eau courante pendant 1 heure après rincer avec l'eau distillée.

Les lames dégraissées et lavées sont trempées dans une solution de gélatine et d'alun de chrome.

2.3.6. Coloration

La coloration histologique est utilisée pour mettre en évidence des caractéristiques importantes du tissu, ainsi que pour différencier des éléments structuraux du tissu.

Avant toute coloration, les coupes doivent être débarrassées de la paraffine et réhydratées. Les colorants sont hydrophiles tandis que la paraffine est hydrophobe ; c'est pourquoi la coloration des coupes comporte une étape de déparaffinage et de réhydratation

2.3.6.1. Réhydratation

L'intérêt de cette étape est d'éliminer la paraffine et réhydrater le tissu pour permettre la rentrée des colorants réactifs qui sont solubilisés dans l'eau

Les lames sont placées dans l'étuve pendant quelque minute afin d'éliminer l'excès de paraffine; par la suite elles sont déparaffinées complètement dans deux bains de xylène de 30 min chacun, après hydratées graduellement dans 3 bains d'alcool 100°, 90°, 70° respectivement, et le dernier bain consiste à un passage des coupes dans de l'eau distillée.

2.3.6.2. Coloration à l'Hématoxyline-Eosine (H.E) :

C'est une coloration de routine où l'Hématoxyline colorant nucléaire. Il colore notamment les noyaux en bleu violet car c'est un colorant basique qui colore les structures basophiles (acide), et l'Eosine colorant cytoplasmique. Il colore le cytoplasme en rose et les autres éléments cellulaires basiques en rose/rouge colore le cytoplasme car est un colorant acide qui colore les structures acidophiles (basique)

2.3.6.3. La coloration de Trichrome de Masson (T.M) :

Elle met en évidence les fibres de collagène et associe trois colorants : **L'hématoxyline** un colorant nucléaire. Il colore notamment les noyaux en bleu violet. **La fuchsine ponceau** un colorant cytoplasmique. Il colore le cytoplasme en rouge. **La verte lumière ou le bleu d'aniline** un colorant fibrillaire. Il colore les fibres conjonctives de collagène en vert ou en bleu.

2.3.6.4. Déshydratation :

But : Éliminer l'eau restante dans les coupes et e désinfecté les lames.

Principe: Les coupes sont plongées dans des bains d'éthanol à concentration croissante :

70° (1bain); 90° (1bain) et 100° (1bain) respectivement. Ils sont par la suite passés dans deux bains de toluène pour permettre la bonne distribution du milieu de montage qui est hydrophobe.

2.3.7. Montage

But : cette étape est très importante pour protéger contre les agressions chimiques et physiques.

Après avoir subi une déshydratation (par bains d'alcool de degré croissant puis les bains de toluène), les coupes colorées sont montées entre lame et lamelle avec Eukite

On met une goutte d'Eukite sur la lame, puis on recouvre la goutte et le tissu par une lamelle puis mise à sécher à plat.

2.4. Observation et prise des photos

Les lames sont observées au microscope photonique (x10 ; x40 ; x100). Les images histologiques sont visualisées sur ordinateur à l'aide d'une caméra numérique reliée au microscope.

L'étude morphométrique et les mesures des épaisseurs tissulaires ont été effectuées à l'aide d'un micromètre oculaire gradué.

CHAPITRE III

RÉSULTATS

Chapitre III : Résultats

Les résultats rapportés dans cette étude ont été analysés par à l'aide de la microscopie photonique analysé afin de ressortir les particularités micro-anatomique et histo-architecturelle de chaque élément composant le tissu cardiaque. Le myocarde a été exploré par la technique histologique classique, par la coloration de l'hématoxyline et eosine et la trichrome de Masson.

3.1. Anatomie du myocarde de *Jaculusjaculus*

Dans la cavité thoracique, le cœur est positionné à la partie antérieur du lobe pulmonaire gauche (**fig. 19, A**), c'est un puissant muscle creux et conique, Les vaisseaux coronaires se bifurque et la plus grande branche est dévié vers la paroi du ventricule gauche prennent (**fig. 19, B**).

La figure (**fig.19 C**), montre l'aspect des oreillettes gauche et droite et les ventricules, du tissu adipeux est étendu à partir de la partie distale des oreillettes en traçant une courbe oblique sur les ventricules. Macroscopiquement le muscle des oreillettes est différent de celui des ventricules. La paroi musculaire des oreillettes est nettement fine par rapport aux ventricules. La paroi de l'oreillette gauche présente des dépressions par rapport à celle de la droite. Il est bien noté que le ventricule gauche est plus épais par rapport au ventricule droit (**fig. 19, D**).

De l'intérieur, le cœur est creux, l'épaisseur de la paroi du myocarde du ventricule gauche est bien évidente par rapport au ventricule droit (**fig. 20 A**). Les fibres musculaires présentent des orientations diverses : verticales, horizontales et obliques (travées myocardiques) telle qu'elle le montre la coloration de trichrome de Masson(**fig. 20, B**).

Le cœur de la petite gerboise mesure environ 3,5 cm de long et 2,5 cm de large (**fig. 20, B**). La plus grande artère sort du ventricule gauche elle présente des courbures, sa lumière paraît large (**20, B**).

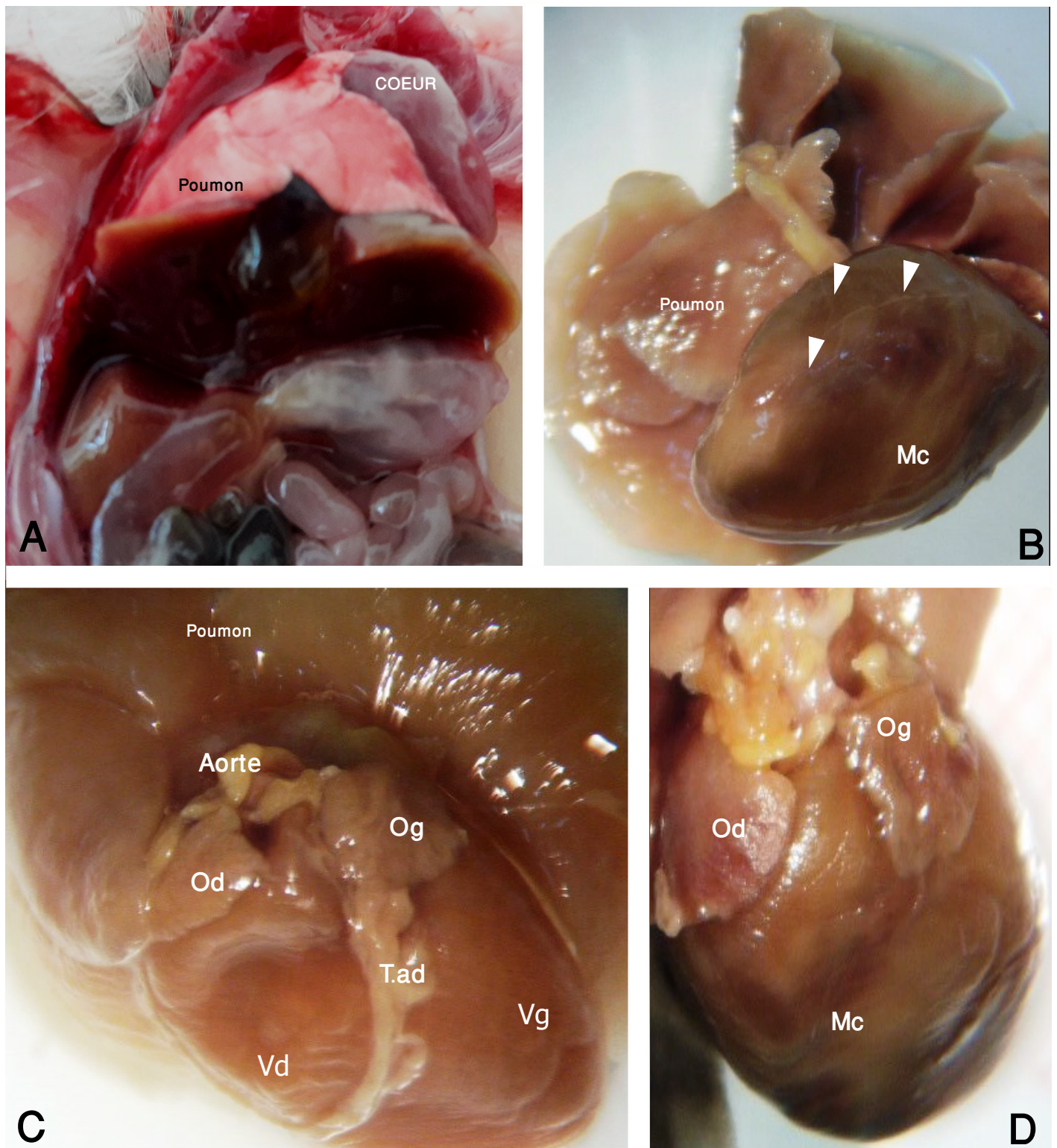


Figure 23. Anatomie du coeur oreillette et myocarde de la petite gerboise

- A. Position du coeur dans la cavité thoracique
- B. Position caudale par rapport au poumon, noter la distribution des vaisseaux coronaires (têtes de flèches).
- C. Parois musculaires des cavités cardiaques, Od: oreillette droite; Og: oreillette gauche; Vd: ventricule droit; Vg: ventricule gauche; T.sd: tissu adipeux.

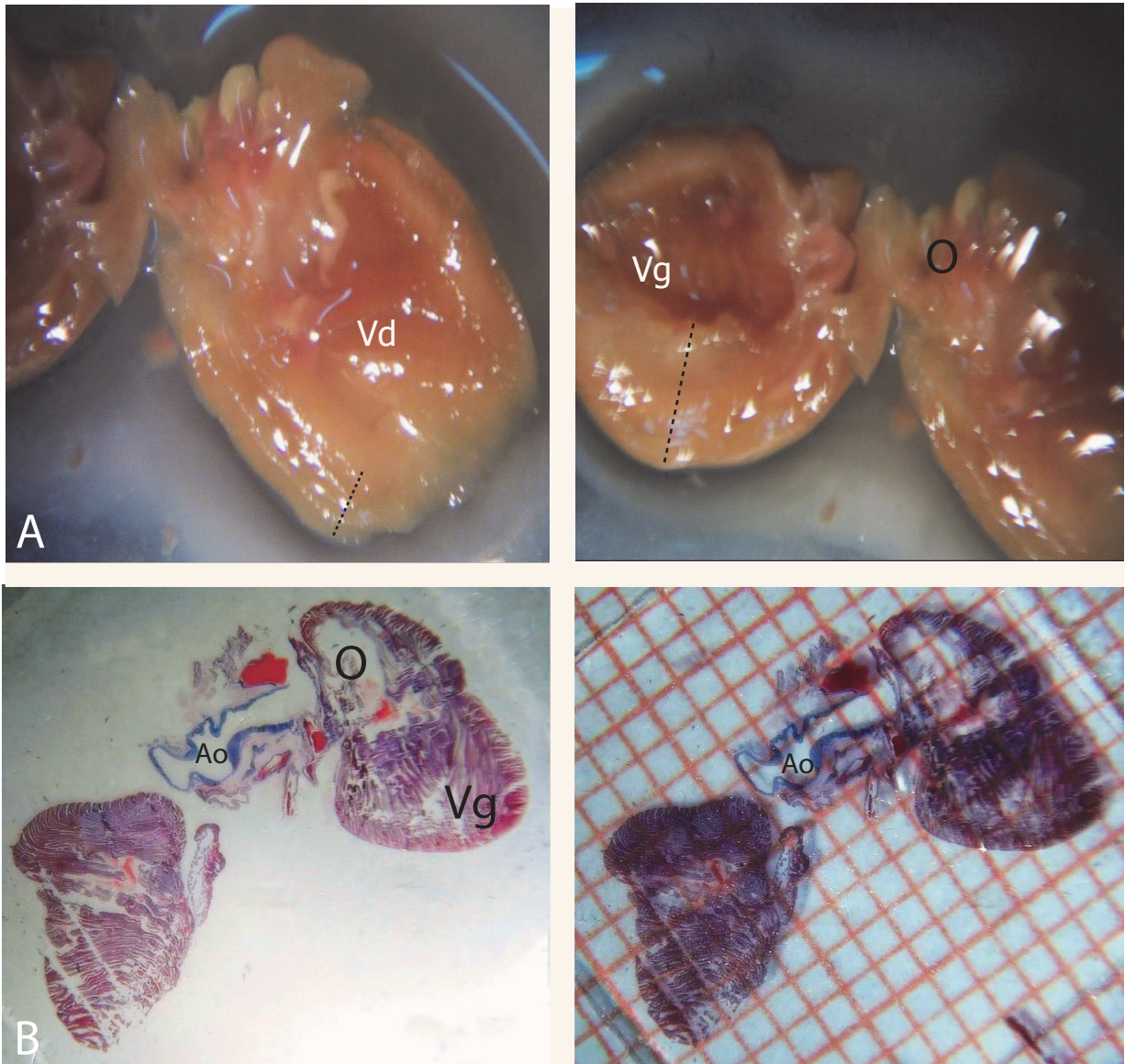


Figure 24. Anatomie des cavités myocardiques. ventricules et oriellettes cardiaques de la petite gerboise

A: cavité du myocarde, O: oreillette, Vg: ventricule gauche,
 Vd: ventricule droit, Ao: Aorte
 B: coupe vu à la loupe. Coloration trichrome de Masson

3.2. La Microanatomie des oreillettes cardiaques de *Jaculus jaculus*

La couche musculaire des oreillettes est très particulière suite à l'orientation et l'organisation diversifiée de ses fibres musculaires (**Fig.21**).

Les parois auriculaires sont plus minces et les cardiomyocytes auriculaires ont tendance à être plus petits, plus minces et plus allongés que leurs homologues ventriculaires. La majeure partie de la section transversale est occupée par des cardiomyocytes à large noyau central, le type prédominant de cellules parenchymateuses telle qu'elle le montre la figure 21

(les trois figures en bas).

A La jonction auriculo-ventriculaire sont retrouvées des cardiomyocytes à formes spéciales. La jonction entre les deux structures qui paraissent séparées par une fine couche de tissu conjonctif (**fig.21A**).

Des cardiomyocytes en forme de tresse (**fig.22B**), et incurvées avec des noyaux allongés sont observées (**fig.22C**).

Des cardiomyocytes caractéristiques appelées les fibres de Purkinje sont présentes (**fig.22D**).

Dans d'autres zones des groupes de cardiomyocytes enclouées et sont séparées par des travées de tissu conjonctif (**fig.22E**).

Une grosse artère élastique dérivant du myocarde possède une couche épaisse représentée par la media (couche musculaire) similaire à celle de l'oreillette (**fig.22F**).

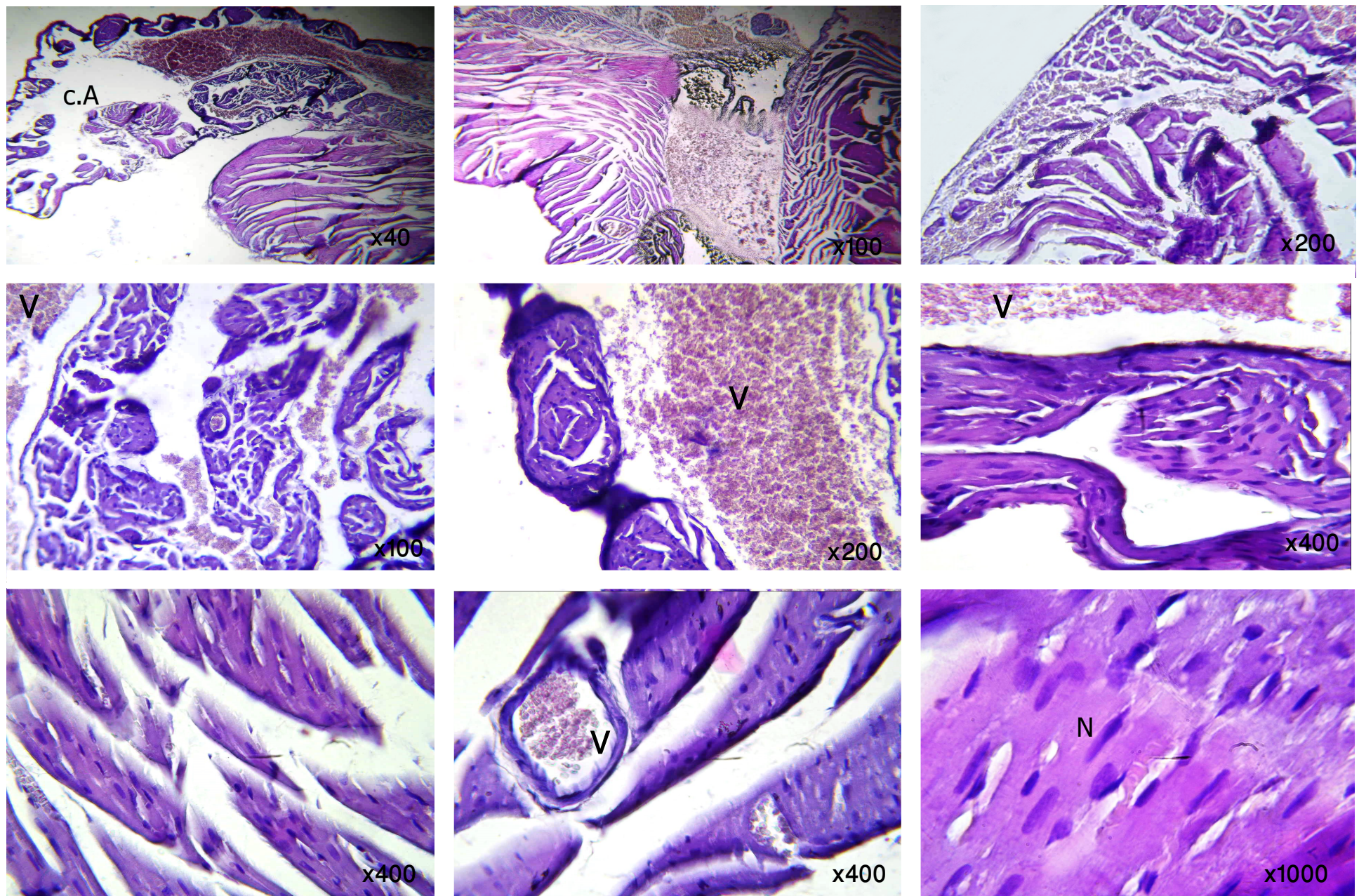


Figure 25. Structure de oreillette du myocarde de la petite gerbois

Orientations des fibres musculaires dans l'oreillette. N: Noyau c.A: cavité auriculaire; V: Vaisseau.
Technique Hematoxyline & Eosine

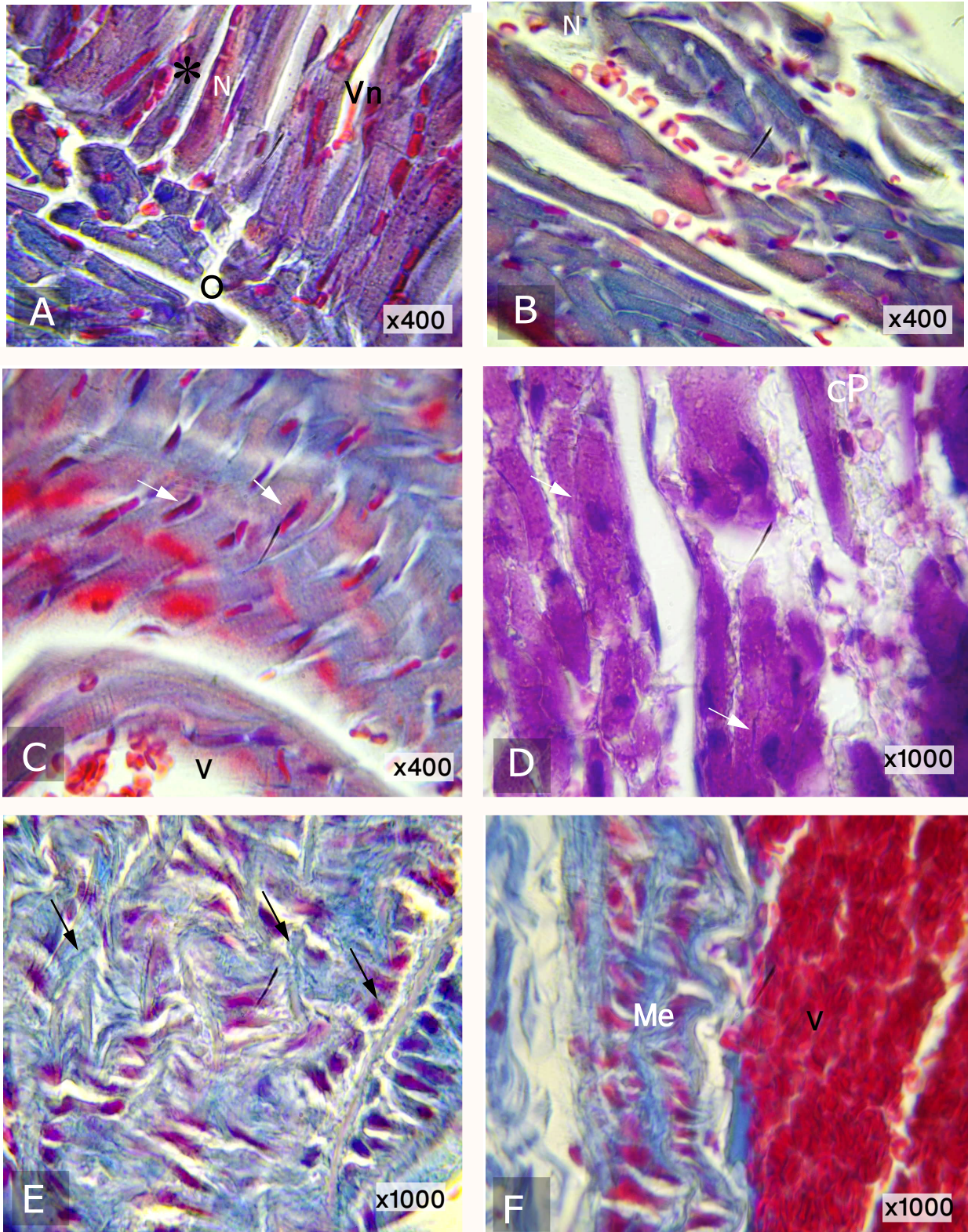


Figure 26: Zone intermédiaire entre l'oreillette et le ventricule

- A. zone de contact entre l'oreillette (o) et le ventricule (Vn)
 B, C, D : musculature de l'oreillette et cellule musculaires (flèches). Les cellules en D représentent les fibres de Purkinje.
 E, F : fibres musculaires de l'oreillette à proximité d'un gros vaisseaux, noter la présence de cloisant fibreux (flèches). Me : media
 A, B, C, E, F . Trichrome de Masson. D: Coloration Hematoxyline & Eosine:

3.3. La Microanatomie des ventricules cardiaques de *Jaculus jaculus*

Les fibres musculaires des ventricules cardiaques de la petite gerboise sont striées et allongées (**fig.23 A et B**), avec la présence de noyaux allongés et /ou arrondies (**fig.23 D**).

3.3.1. Vascularisation

Un riche réseau capillaire est observé au niveau du parenchyme du myocarde (**fig.23 E, C**).

Les capillaires sont distribués en parallèle aux cardiomyocytes (**fig.23 D**). La bifurcation capillaire est observée à certains endroits du myocarde (**fig.23 F**).

Au fort grossissement **la figure 21**, montre l'aspect de la vascularisation localisé entre les cardiomyocyte et dérivant des artérioles coronaires.

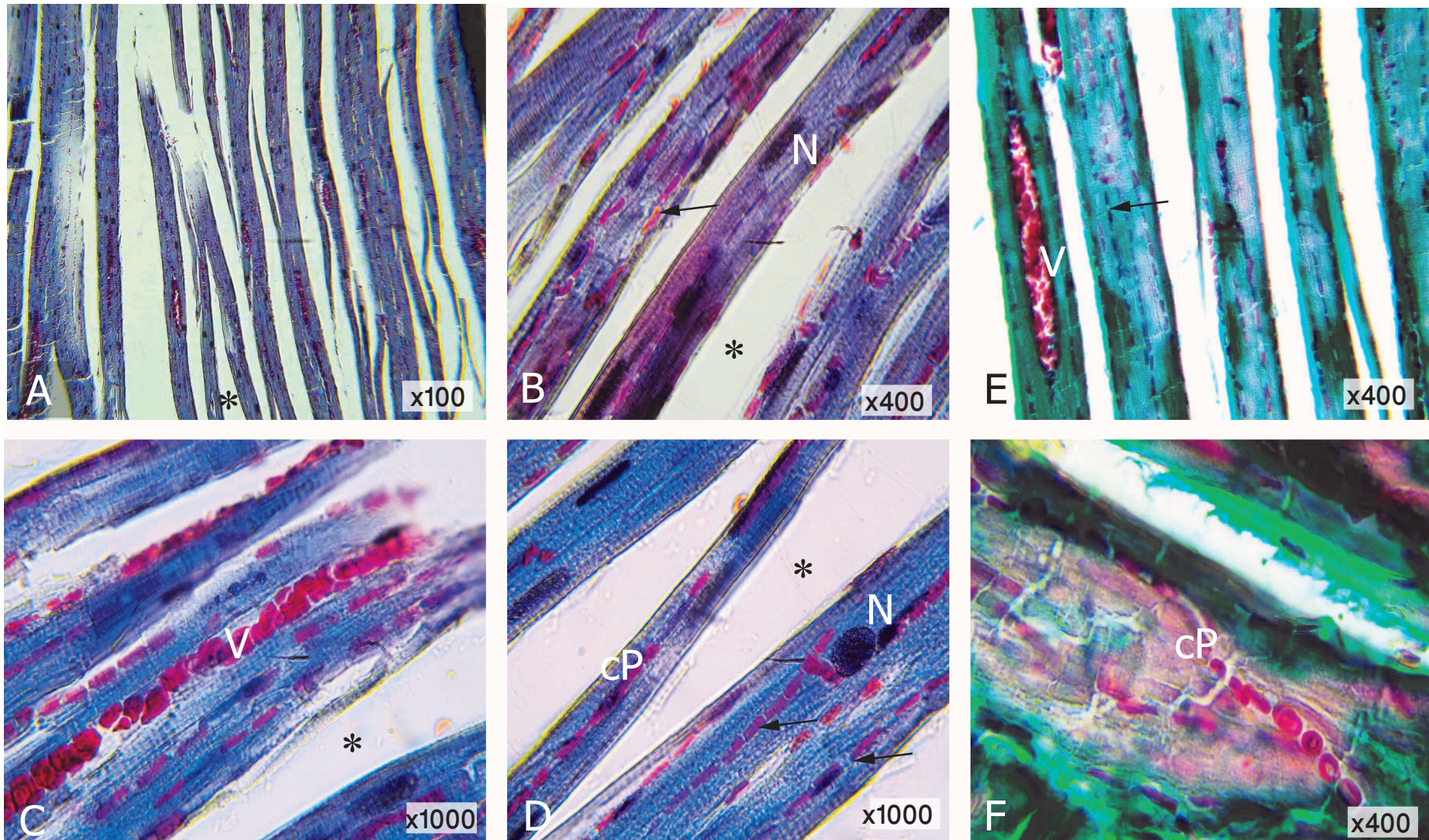


Figure 27. Structures des fibres musculaires et trajets capillaires des ventricules cardiaques de la petite gerboise (déshydratée)

A. Les fibres musculaires sont striées et allongées dans le ventricule. B. les noyaux (A) sont allongés. C et D. E, F. noter la présence d'une riche vascularisation, et des capillaires organisés parallèlement (flèches) et la présence des espaces de séparation (asterisk). Noter en F la présence de capillaires bifurqués
N: Noyau cP: capillaire ; V: Vaisseaux. Technique trichrome de Masson .

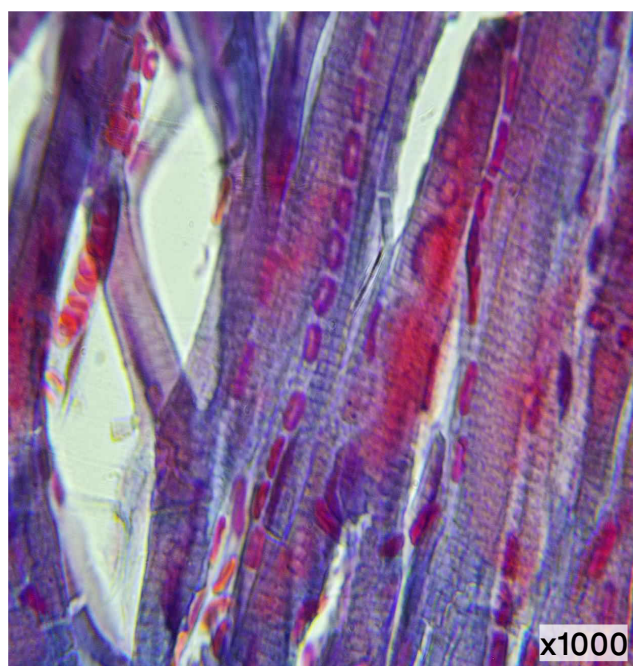
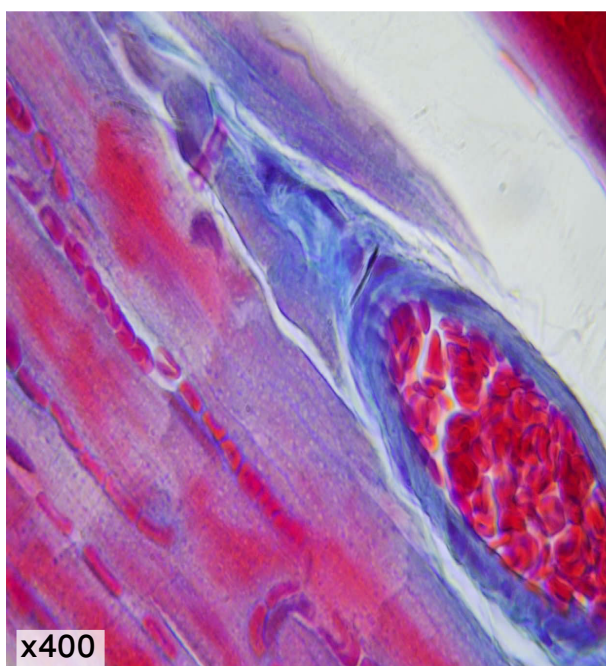
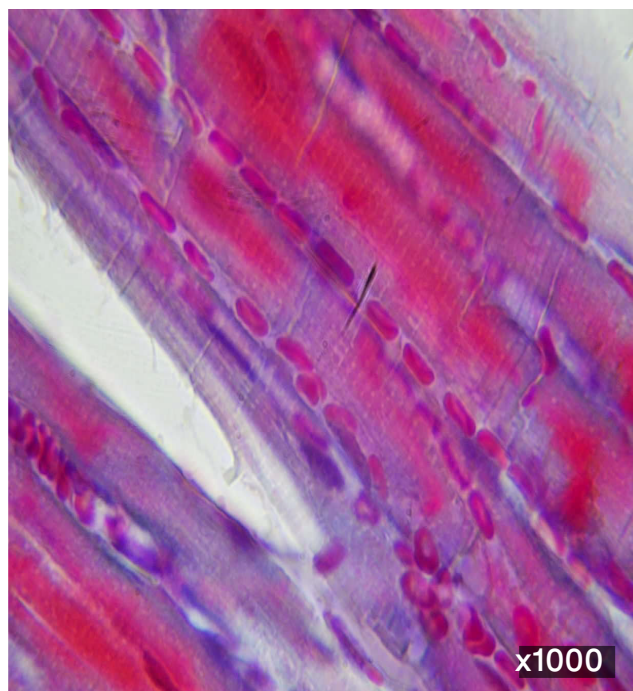
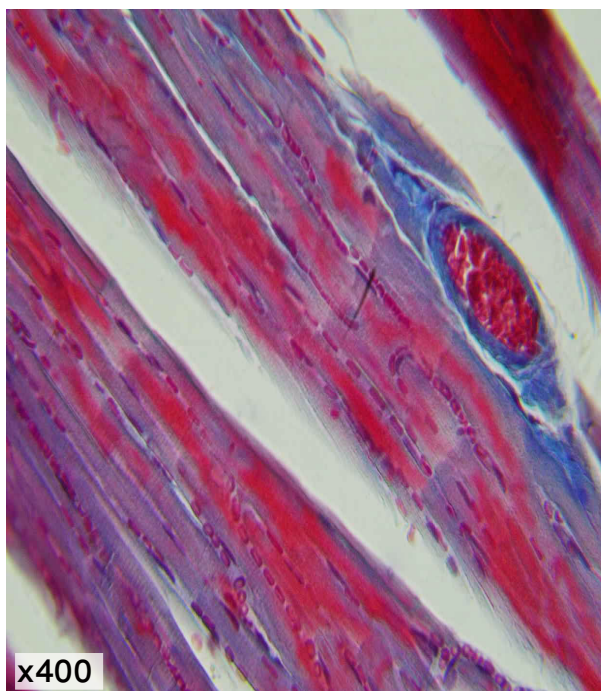


Figure 28. Aspect de la microvasculature au niveau du myocarde ventriculaire

3.3.2. Particularités subcellulaires du cardiomyocyte ventriculaire

Il existe entre les fibres myocardiques ou les cardiomyocytes, peu d'espace de séparation (**fig.25 A et B**). Dans certaines zones du parenchyme ventriculaire, sont retrouvées des amas de noyaux (**fig.25 A et B**). Les noyaux sont de différentes tailles et formes (**fig.25 D, E, F**).

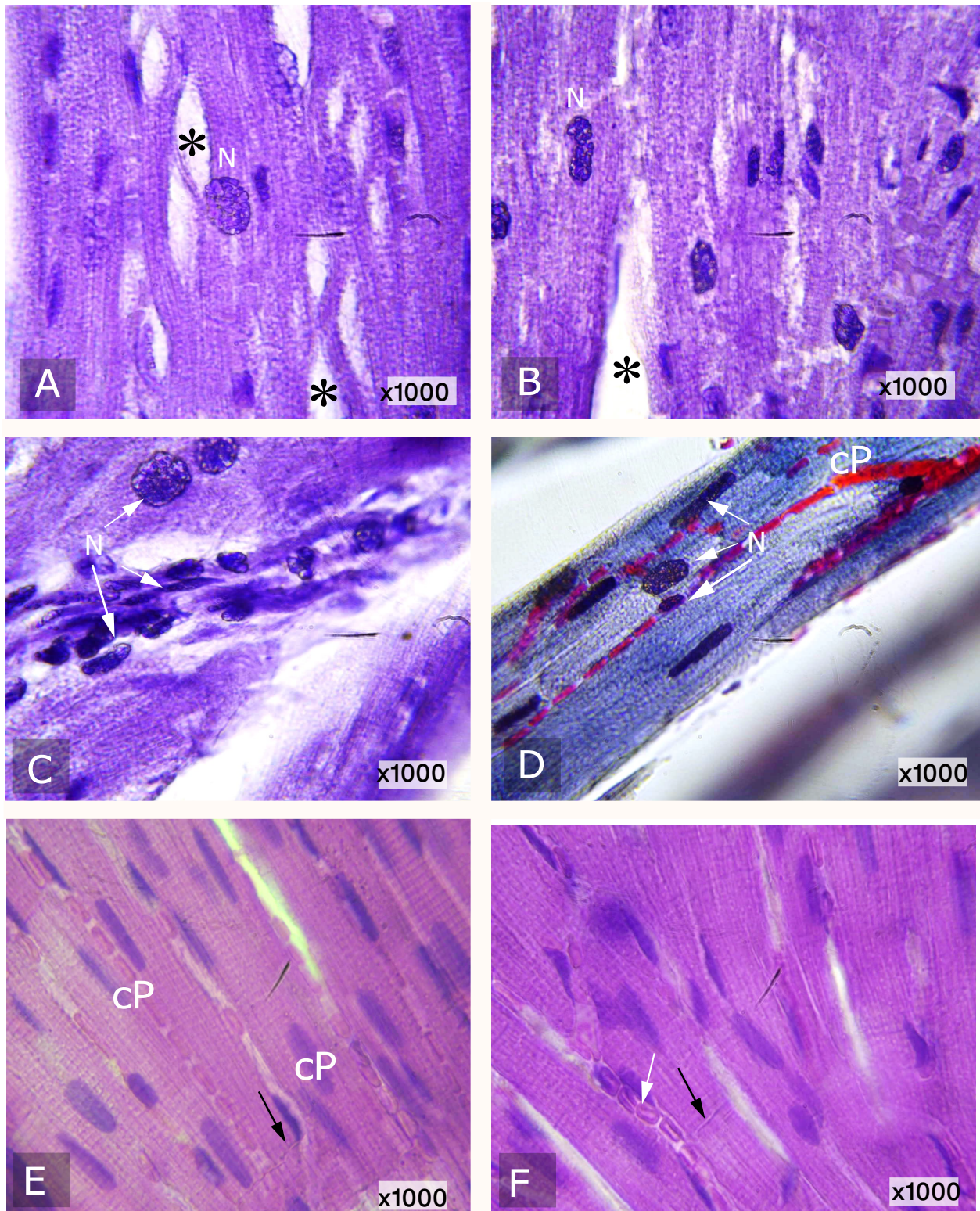


Figure 29. Structures des fibres muaires et trajets capillaires des ventricules cardiaques de la petite gerboise (hydratée)

A, B. Les fibres musculaires renferment peu d'espace de séparation
 C, D. E, F. les noyaux (N) sont présents en différentes formes ronds, allongés, ils sont abondamment retrouvés dans certaines zone (en C).
 Les capillaires (en D) se bifurquent et s'arrangent en parallèle à la fibre.
 La flèche noire représente la strie qui sépare deux cellules. Noter l'aspect particulier des hémacie (flèche blanche en F).

A, B, E, F: technique Hamatoxyline & Eosine; D: Trichrome de Masson

3.4.Particularité du tissu adipeux

Le cœur de la petite gerboise possède un tissu adipeux organisé en lobes (**fig.26 A et B**), les lobes sont composés d'un tissu complexe renfermant des cellules adipeuses (adipocytes), des vaisseaux sanguins coloré en rouge et du tissu conjonctif coloré en vert par la coloration de trichrome de Masson (**fig.26 C**).

Les adipocytes sont caractérisées par la présence de noyaux périphériques. Le cytoplasme paraît de consistance granulaire (**fig.26 D**).

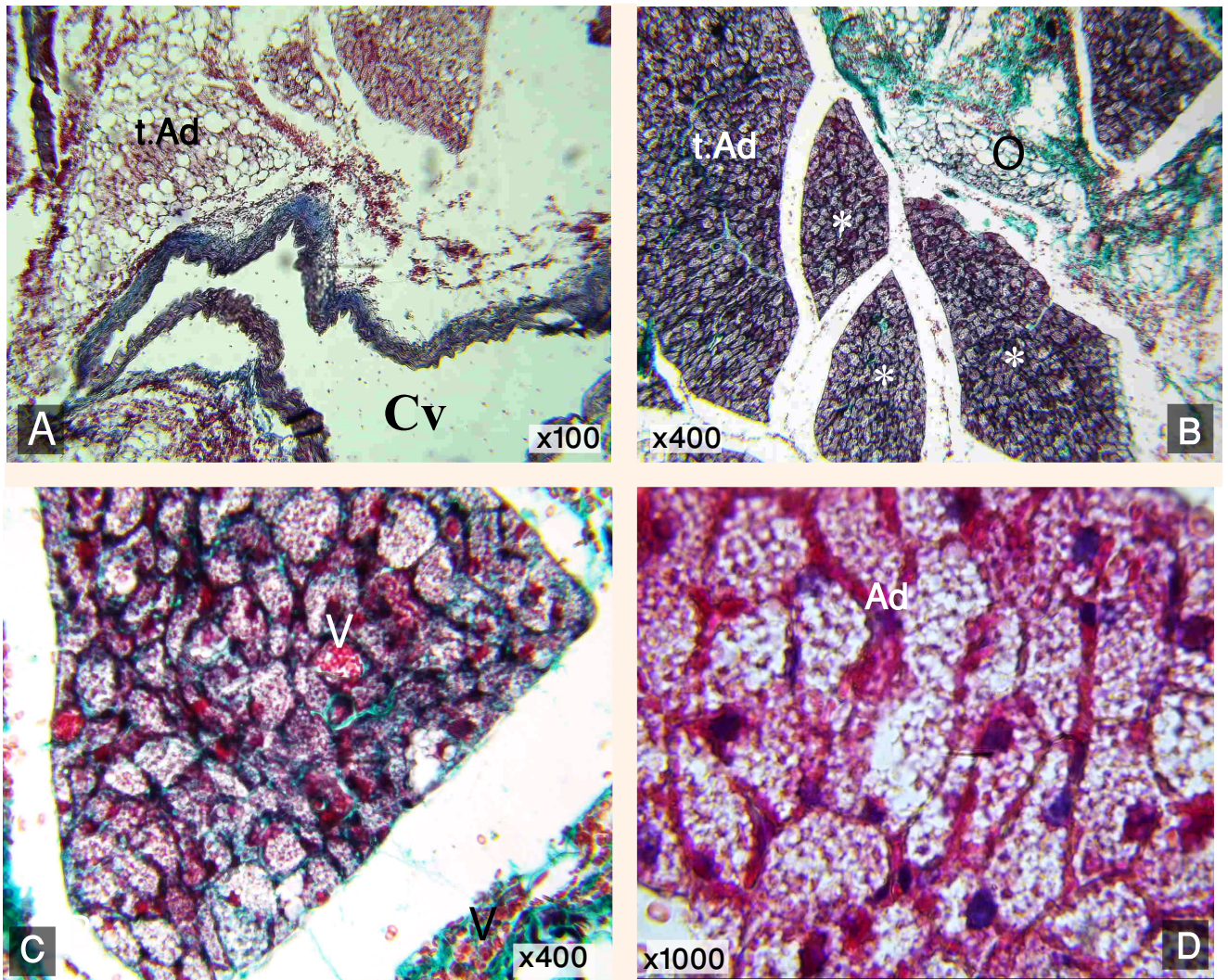


Figure 30. Tissu adipeux au niveau du myocarde

A. Le tissu adipeux (t.Ad) est lobulé (asterisks en B).
 Le lobule contenant les entérocytes est richement vascularisé
 D. Adipocytes (Ad) refermant les lipides dans le cytoplasme à aspect spumeux
 CV: cavité. Coloration trichrome de Masson

3.5.Particularités observées avec les conditions d'hydratation

Chez les animaux déshydratés, les vaisseaux contiennent peu de sang, les hématies semblent former des agrégations qui ont tendance de s'accoler à la paroi vasculaire (**fig.27A**).

Chez les animaux hydratés, les vaisseaux sont occupés en totalité par de sang avec les hématies sont allongé dans les capillaires parallèles aux fibres musculaires cardiaques(**fig.27 A**).

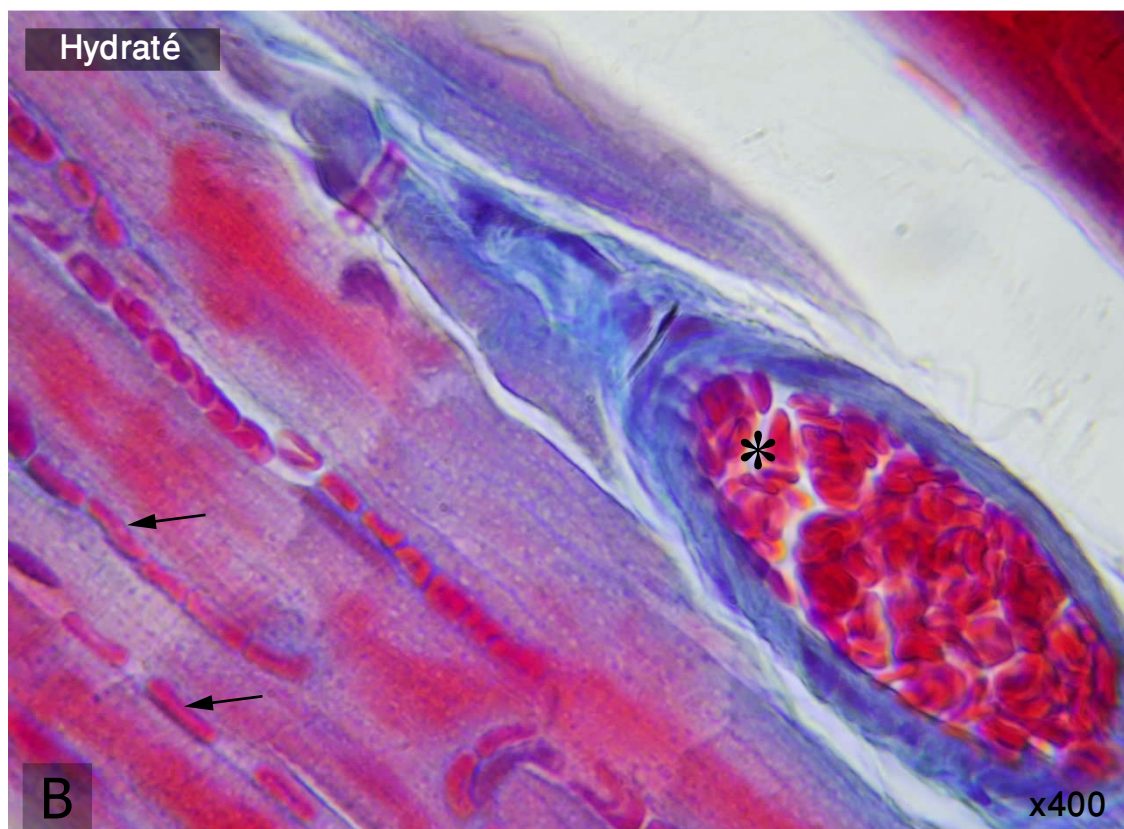


Figure 31. Eléments vasculaires du myocarde de la petite gerboise

- A. Chez les animaux déhydratés, les vaisseaux contiennent peu de sang, les hématies semblent accolées aux parois vasculaires (astérisque).
- B. Chez les animaux hydratés, les vaisseaux sont remplis de sang avec les capillaires entre les fibres, les hématies semblent allongées (flèches). Technique Trichrome de Masson

CHAPITRE IV

DISCUSSION

Chapitre IV. Discussion

4.1. Anatomie et histologie de cœur

Le cœur est une pompe musculaire, il se contracte pour propulser le sang dans le corps de façon rythmique à travers les vaisseaux sanguins. La paroi du cœur est composée de trois couches; endocarde, myocarde et le péricarde.

Le cœur se compose de quatre chambres, les oreillettes (gauche et droite) et les ventricules (gauche et droit), ce dernier deux étant séparés par le septum inter ventriculaire. Les oreillettes reçoivent le sang du corps (la gauche des poumons, la droite du reste du corps) et les ventricules pompent le sang vers le corps (la droite aux poumons, la gauche au reste du corps). Le flux à sens unique est maintenu dans le cœur par quatre valves, pulmonaire, aortique, mitrale et tricuspide.

Dans notre étude, nous avons étudié le myocarde de la petite gerboise déserticole, par une approche histologique, dans le but de soulever les particularités chez cette animale déserticole.

Concernant la structure générale, L'étude anatomique de cœur de *Jaculus jaculus* a permis de démontrer qu'il présente le même trajet anatomique que celui des autres rongeurs avec quelques différences concernant la longueur de ce organe, dans son ensemble, l'histologie de l'oreillette et de ventricule et la forme et le nombre de certaines cellules. Ces éléments lui confèrent des différences anatomiques remarquables.

Dans la tunique externe qui recouvre le myocarde, un tissu adipeux est étendu à partir de la partie distale des oreillettes en traçant une courbe oblique sur les ventricules, celui-ci est un tissu conjonctif spécialisé appartenant au péricarde. En effet, il est connu que chez les rongeurs (cobaye, hamster, souris, rat....) un sac fibreux très mince renferme des lipides (Treuting, PM, et al 2011).

L'analyse du myocarde de notre modèle animale a permis de soulever une vascularisation importante, les artérioles se bifurquent et s'arrangent en parallèle aux fibres musculaires. Leur origine provient de trois vaisseaux principaux : l'artère descendante, l'artère circonflexe gauche et l'artère coronaire droite (Humphrey et McCulloch, 2003).

Une grosse artère élastique possède une couche épaisse représentée par la media (couche musculaire) similaire à celle de l'oreillette. Chez les souris, Les artères élastiques

se distinguent des artères musculaires artères par l'abondance relative de la première fibre élastiques, qui sont organisées en concentriques feuilles fenêtrées (En deux dimensions coupes histologiques, ces feuilles apparaissent comme compactes, lamelles élastiques parallèles séparées par cellules musculaires lisses et collagène (**Scudamore 2014**).

Macroscopiquement, le muscle des oreillettes, est différent de celui des ventricules. La paroi musculaire des oreillettes est nettement fine par rapport aux ventricules. La paroi de l'oreillette gauche présente des dépressions par rapport à celle de la droite. Il est bien noté que le ventricule gauche est plus épais par rapport au ventricule droit car il chargé de propulser le sang aux différents endroits du corps. Chez les souris, la lumière du ventricule droit est plus grande que celle de la gauche, Les muscles papillaires du ventricule gauche sont proéminents. La taille de la lumière ventriculaire gauche a peu changé, alors que la lumière ventriculaire droite est plus petite(**Ruberte et al 2017**).Chez la rat la paroi ventriculaire gauche est approximativement trios fois plus épaisse que la paroi ventriculaire droite, les chambre ne sont pas collabées (**Rogowsky, 1956**).

L'intérieure de la cavité renferme des cordes de couleur claire dans la jonction auriculo-ventriculaire, chez la rat, une section au niveau de la jonction atrio-ventriculaire, compose les valvules mitrale et tricuspides sont nettement individualisée, près du (septum membranaceum), le tissu musculaire du septum inter ventriculaire est identifiable.Ces deux dernières valves séparent les oreillettes et ventricules; ils se composent ils sont stabilisés en partie par de fines fibres de collagène (appelées cordages tendineux) qui les relient à des projections en forme de doigt du muscle dans les ventricules, les muscles papillaires. En plus des muscles papillaires distincts, la surface intérieure du cœur est caractérisée par de nombreuses trabécules ou crêtes musculaires. (**Rogowsky, 1956**).

Les fibres musculaires du myocarde sont striées et allongées à un seul noyau par fibre. Les noyaux sont filiformes ou arrondis, comme c'est le cas chez autres mammifères. Chez les PsammomysObesus, les cardiomyocytes, ont une forme cylindrique dont les extrémités présentent des bifurcations, On aperçoit le noyau unique, allongé et central riche en chromatine (**Libdiri, 2014**).

Des cardiomyocytes en forme de tresse incurvées avec des noyaux allongés sont observées, caractéristiques qui semblent être les fibres de Purkinje, ces fibre ont été signalé dans des études antérieur ce sont des cardiomyocytes modifiés cellules, ou fibres de Purkinje, qui contiennent un nombre de myofibrilles, mitochondries et réticulum

sarcoplasmique qui ces derniers sont également appelées myofibres de conduction cardiaque, sont situées dans les parois internes des ventricules du cœur. Les fibres de Purkinje sont des fibres musculaires rapides (**Treuting, 2011**). De plus chez le rat des cardiomyofibres en coupe transversale, s'organisent comment des stries croisées qui étaient évidentes sur la section longitudinale ne sont plus visibles (**Ruberte et al 2017**).

Dans l'analyse comparative nous avons soulevé quelques différences tissulaires et cellulaires entre les animaux déshydratés et hydratés, les éléments vasculaire (les vaisseaux contiennent peu de sang et les hématies semblent accolées aux parois vasculaire chez l'animal déshydraté par contre les vaisseaux sanguins sont remplis de sang avec les capillaires entre les fibres et les hématies semblent allongées chez l'animal hydraté, ceci pourrait être expliqué par une réduction de l'activité physique et la rentrée dans la torpeur chez à cause de la réduction du flux sanguin pour préserver l'eau et l'énergie et c'est une forme de stratégie observée chez beaucoup de rongeurs au moment où les conditions externes sont difficiles en adoptant le phénomène d'estivation ou de l'hibernation ou diapause estivale ou hivernale, qui est en faveur de la deuxième chez notre modèle animal (**Wilz et Heldmaier, 2000**).

CONCLUSION ET PERSPECTIVE

Ce travail avait comme objectif, l'exploration des cellules myocardiques chez la gerboise déserticole (*Jaculus jaculus*), soumis à différents régimes d'hydratation:

L'étude histologique classique et par la coloration à l'hématoxyline et eosin et le trichrome de Masson à révéler:

Une vascularisation particulière du myocarde a été observée, les capillaires sont distribués en parallèle aux fibres musculaires. Les noyaux des cardiomyocytes ont différentes tailles et. Les adipocytes forment un tissu adipeux lobulé renfermant une riche vascularisation.

Les animaux déshydratés présentaient des vaisseaux contenant peu d'hématies présentes parfois en agrégats qui ont tendances à s' accoler à la paroi vasculaire. Les animaux hydratés présentent des vaisseaux totalement occupé par les hématies sont allongées dans les capillaires parallèles aux cardiomyocytes.

Il serait intéressant de poursuivre notre étude en explorant l'architecture complexe du cœurchez la petite gerboise, par une étude de microscopie électronique.

Référence Bibliographique

Ahmed, S. H., Rakhawy, M. T., Abdalla, A., &Assaad, E. I. (1978). The comparative anatomy of the blood supply of cardiac ventricles in the albino rat and guinea-pig. *Journal of anatomy*, 126(Pt 1), 51.

Amori, G., Esposito, GA, &Luiselli, L. (2016). Connu à partir d'une poignée de spécimens : analyse des modèles mondiaux d'occurrence et de conservation des rongeurs et des musaraignes enregistrés uniquement dans la localité type. *Journal des taxonsmenacés* , 8 (3), 8556-8563.

Barker, T. H., Pallero, M. A., MacEwen, M. W., Tilden, S. G., Woods, A., Murphy-Ullrich, J. E., &Hagood, J. S. (2004). Thrombospondin-1-induced focal adhesion disassembly in fibroblasts requires Thy-1 surface expression, lipid raft integrity, and Src activation. *Journal of BiologicalChemistry*, 279(22), 23510-23516.

Baudino, TA, Carver, W., Giles, W. et Borg, TK (2006). Les fibroblastes cardiaques : amis ou ennemis ?. *American Journal of Physiology-Heart and Circulatory Physiology* , 291 (3), H1015-H1026.

BROWN et al.,(1994). Coexistence des Rongeurs du Désert du Niger. *Ecologie* 75 :2290-2207.

Cabrol, C., Vialle, R., & Guérin-Surville, H. (2002). Anatomie du cœur humain. *Niveau PCEM2-EIA cardiologie. Université Pierre et Marie Curie.*

Cooper, K. L. (2011). The lesser Egyptian jerboa, *Jaculusjaculus*: a unique rodent model for evolution and development. *Cold Spring Harbor Protocols*, 2011(12), pdb-emo066704.

Cosserat, J., Grant, A., & Waugh, A. (2015). *Ross et Wilson. Anatomie et physiologie normales et pathologiques.* Elsevier Masson.

Fatkin, D., & Graham, RM (2002). Mécanismes moléculaires des cardiomyopathies héréditaires. *Revues physiologiques* , 82 (4), 945-980.

Granjon, L., &Duplantier, J. M. (2009). *Les rongeurs de l'Afrique sahélo-soudanienne* (pp. 173-174). IRD.

Granjon, L., & Duplantier, JM (2009). *Les rongeurs de l'Afrique sahélo-soudanienne* (pp. 173-174). IRD.

GRASSE P.P. et DEKEYSER P.L., 1955 - Ordre des rongeurs in GRASSE P.P., 1955 - Mammifères, les ordres: Anatomie, éthologie, systématique. Ed. Masson et Cie, Paris, pp. 1321- 1573.

Guénard, H. (2009). *Physiologie humaine*. la Société de physiologie de langue française.

Halpern, M. H. (1957). The dual blood supply of the rat heart. *American Journal of Anatomy*, 101(1), 1-16.

Happold, DCD (1967). Biologie de la gerboise, *Jaculus jaculus butleri* (Rodentia, Dipodidae), au Soudan. *Journal of Zoology*, 151 (2), 257-275.

Humphrey, JD et McCulloch, AD (2003). Le système cardiovasculaire : anatomie, physiologie et biologie cellulaire. Dans *Biomécanique des tissus mous dans les systèmes cardiovasculaires* (pp. 1-14). Springer, Vienne.

Kanai, A., & Salama, G. (1995). Optical mapping reveals that repolarization spreads anisotropically and is guided by fiber orientation in guinea pig hearts. *Circulation Research*, 77(4), 784-802.

Lacour, B., & Belon, J. P. (2016). *Physiologie humaine*. Elsevier Masson.

Marieb, E., & Hoehn, K. (2014). *Anatomie et physiologie humaines: Livre+ eText+ plateforme numérique MonLab-Licence étudiant 60 mois*. Pearson Education France.

Nag AC., 1980. Study of non-muscle cells of the adult mammalian heart : a fine structural analysis and distribution. *Cytobios* 28, 41-61

Park et Oh., (2013). A prime target for modulation of cardiac contractility during heart failure. *BMB Rep.*; 46.(5): 237-243.

Petter, F., Lachiver, F., & Chekir, R. (1984). Les adaptations des rongeurs Gerbillidés à la vie dans les régions arides. *Bulletin de la Société Botanique de France. Actualités Botaniques*, 131(2-4), 365-373.

ROGOWSKY, M. (1956). Etude de la conduction auriculo-ventriculaire et intraventriculaire chez le rat en carence expérimentale vitaminique du groupe B (Thiamine—Riboflavine—Pyridoxine).

- Ross, J. S., & Wilson, K. J. (2007). *Anatomie et physiologie normales et pathologiques*. Elsevier Masson
- Ruberte, J., Carretero, A., & Navarro, M. (2017). *Morphological mouse phenotyping: anatomy, histology and imaging*. Elsevier.
- Sans-Coma, V., Arqué, JM, Durán, AC, Cardo, M., Fernández, B., & Franco, D. (1993). Les artères coronaires du hamster syrien, *Mesocricetus auratus* (Waterhouse 1839). *Annales d'Anatomie-Anatomischer Anzeiger*, 175 (1), 53-57.
- Scudamore, CL (2014). *Un guide pratique de l'histologie de la souris*. John Wiley & Fils.
- Shenbrot GI, Sokolov VE, Heptner VG. 2008. Gerboises: mammifères de la Russie et les régions adjacentes. Science Publishers, Fr fi domaine, NH.
- Sherwood, L. (2015). *Physiologie humaine : des cellules aux systèmes*. Cengage l'apprentissage
- Tachdjian, G., Brisset, S., Courtot, A. M., Schoëvaert, D., & Tosca, L. (2016). *Embryologie et histologie humaines*. Elsevier Masson.
- Tortora, G. J., & Derrickson, B. (2017). *Manuel d'anatomie et de physiologie humaines*. De Boeck supérieur.
- Treuting, PM, Dintzis, SM, Liggitt, D., & Frevert, CW (éds.). (2011). *Anatomie et histologie comparées : un atlas de la souris et de l'homme (consultation d'experts)*. Presse académique.
- Waldman, L. K., Nosan, D., Villarreal, F., & Covell, J. W. (1988). Relation between transmural deformation and local myofiber direction in canine left ventricle. *Circulation research*, 63(3), 550-562.
- Warchulska, K., Barszcz, K., Garncarz, M., Sobczak-Filipiak, M., Bielecki, W., & Dzierżanowska-Góryń, D. (2016). Presence of cartilaginous foci in the left atrioventricular opening of the chinchilla's heart. *Med. Weter*, 72(4), 247-249.
- Wilz, Heldmaier. Comparison of hibernation, estivation and daily torpor in the edible dormouse, Glisglis, J Comp Physiol B. 2000 Nov;170(7):511-21

Wu, Y., Cazorla, O., Labeit, D., Labeit, S., & Granzier, H. (2000). Changes in titin and collagen underlie diastolic stiffness diversity of cardiac muscle. *Journal of molecular and cellular cardiology*, 32(12), 2151-2161.

ANNEXES

ANNEXES

ANNEXES A : PRODUITS ET TECHNIQUES.

1. FIXATION

1. Préparation de tampon phosphate TP P 0.1M pH 7.4

NaH₂PO₄.....1 .64 g

Na₂HPO₂, 2H₂O.....1 4 g

H₂OLa quantité qui permet d'obtenir 100 ml

2. Fixateur Formaldéhyde à 10 %

Formaldéhyde pure10 ml

TP P.....100ml

3. Fixateur PAF (para formaldéhyde)

☐ Solution de formaldéhyde à 8% à partir du paraphormaldéhyde :

- Mettre 8 g de paraphormaldéhyde en suspension dans 100 ml d'eau.
- Chauffer la suspension sur un agitateur magnétique chauffant.
- Lorsque la suspension frémit au allons tour de 80°C, ajouter quelques gouttes de la solution alcaline de NaOH (1N) jusqu'à dissolution total.
- Refroidir rapidement dans la glace.
- Utilisation rapide ou conservation à +4°C.

☐ Solution tamponnée de formaldéhyde à 4%

Mélanger : 1 volume de Formaldéhyde à 8%

1 volume de Tampon Phosphate 0.1 M, ph=7.4

2. Déshydratation

Préparation de PBS

1• Bain PBS pendant 1h

•1 Bain alcool 50° pendant 1h

•1 Bain alcool 75° pendant 1h

•1 Bain alcool 90° pendant 1h

- 3 Bain alcool 100° pendant 1h/Bain

- ☐ Phosphate de sodium dibasique..... 9,4 g
- ☐ Phosphate de sodium monobasique..... 0,629 g
- ☐ Chlorure de sodium..... 18 g
- ☐ Dissoudre le contenu entier d'un paquet dans de l'eau distillée de manière à obtenir un volume total d'un litre de solution tampon saline de phosphate de PH=7.
- ☐ 11,6g de PBS dans 1L d'eau distillée.

3. Imprégnation

- 2 Bain de Xylène 1heur/Bain
- 2 Bain de paraffine 1heur/Bain

4.Préparation des lames gélatinées :

- Gélatine1,25 g
- Alun de chrome0 ,125 g
- H2O distillé250 ml
- Le mélange est chauffé à une température inférieure à 45°C
- Filtrer le mélange
- Le laisser refroidir
- Tremper des lames dans la solution

2. - Mise à sécher à température ambiante

5. Déparaffinage

Pour le déparaffinage on utilise le toluène

- 1 bain.....10min
- 2 bain..... 10min

6. Réhydratation

Pour La réhydratation on utilise 3 bains d'alcool à degré décroissant

100°	2 sec
90°	3min
70°	3min

7. Coloration Hématoxyline Eosine (H&E) :

1.1 Hématoxyline de Carazzi :

1. Réactifs :

- Hématoxyline 5g
- Alun de potassium 100 g
- Eau distillée 400 ml
- Glycérol 100ml
- Potassium iodate 50 ml

Agité le mélange dans plaque chauffante -le puis filtrez

1.2 Eosine : (préparation à froid) (Conservation illimitée)

- Eosine 1 ml
- Alcool 1 g
- Eau distillée 50 ml

- Mode opératoire :

- Hydrater ;
- Colorer par Hématoxyline de carazzi 30 min ;
- On le passe dans l'eau ammoniacquée pendant 1min ;
- Laver à l'eau courante pendant 5 min ;
- Colorer par l'Eosine 30min ;
- Rincer à l'eau pendant 5min ;
- Déshydratation

Pour La Déshydratation on utilise 3 bains d'alcool

70°	3min
90°	3min

100°5min

-Éclaircissement

On utilise 2 bains de toluène

1bain toluène3min

2bain toluène.....5min

-Montage entre lame et lamelle à l'aide de l'Eukitt

8. COLORATION TOPOGRAPHIQUE AU TRICHOME DE MASSON

1-Réactifs

1.1Hématoxyline de Groat :

- Acide sulfurique 10%..... 5ml
- Alun de chrome 1 g
- Eau distillée 250 ml
- Hématoxyline15 g
- CaCo₃0.55ml

Agité le mélange dans plaque chauffante -le puis filtrez

1.2 Fuchsine acide-Ponceau :

- Fuchsine acide..... 100 g
- Ponceau 1 g
- Eau distillée..... 100 ml

Après reconstitution et dissolution, ajouter :

- Acide acétique....0.5 ml

1.3 Orange G acide phosphomolybdique :

- acide phosphomolybdique 3 g
- Orange G..... 2 g
- Eau distillée.....100 ml

1.4 Vert lumière acétique :

- Vert lumière1 g
- Eau distillée100 ml
- Acide acétique1 ml

1.5 Acide sulfurique à 10% :

- Acide sulfurique.....10ml
- Eau distillée.....9ml

1.6 Eau acétifié :

- Acide acétique.....100ml
- Eau distillée.....900ml

1.7 Bleu d'aniline :

- bleu d'aniline1 g
- Eau distillée100 ml
- Acide acétique1 ml

2 - Mode opératoire :

- Hydrater ;
- 2 bains toluène 7min/bain
- Les 3 bains de l'alcool (100°-90°-70°)
- Colorer par Hématoxyline de Croat 35 min ;
- Laver é l'eau distillée ;
- Colorer par le mélange fuchsine Ponceau pendant 3 min environ ;
- Rincer à l'eau acétifier à 1% ;
- Colorer par l'orange G acide phosphomolybdique pendant 5 min ;
- Rincer à l'eau acétifier à 1% ;
- Colorer par vert lumière pendant 15sec ou bleu d'aniline pendante 30sec environ ;
- Laver à l'eau acétifier à 1% ;
- Déshydrater et monter à l'EuKitt

Technique de dilution de l'alcool

Table pour la dilution de l'alcool (Table de Gay-Lussac) appelée aussi Table de mouillage de l'alcool

		Concentration initiale													
		100	99	98	97	96	95	90	85	80	75	70	65	60	50
Concentration finale	95	6,5	5,15	3,83	2,53	1,25									
	90	13,25	11,83	10,43	9,07	7,73	6,41								
	85	20,54	19,05	17,58	16,13	14,73	13,33	6,56							
	80	28,59	27,01	25,47	23,95	22,45	20,95	13,79	6,83						
	75	37,50	35,9	34,20	32,67	31,00	29,52	21,09	14,40	7,2					
	70	47,75	45,98	44,25	42,54	40,85	39,18	31,05	23,14	15,35	7,64				
	65	59,37	57,49	55,63	53,81	52	50,22	41,53	33,03	24,66	16,37	8,15			
	60	72,82	70,80	68,8	65,85	64,92	63	53,65	44,48	35,44	26,47	17,38	8,76		
	55	88,6	86,42	84,28	82,16	80,06	77,99	67,87	57,9	48,07	38,32	28,63	19,02	9,47	
	50	107,44	105,00	102,75	100,44	98,15	95,89	84,71	73,90	63,04	52,43	41,73	31,25	20,47	
	45	130,26	127,67	125,11	122,57	120,06	117,57	105,34	93,30	81,38	69,54	57,78	46,09	34,46	11,41
	40	158,56	155,68	152,84	150,02	147,22	144,46	130,8	117,34	104,01	90,76	77,58	64,48	51,43	25,55
	35	194,63	191,39	188,19	185,01	181,85	178,71	163,20	148,01	132,80	117,82	102,84	87,93	73,00	43,59
	30	242,38	238,67	234,99	231,33	227,70	224,08	206,22	188,57	171,05	153,61	136,04	118,94	101,71	67,45
	25	300,9	304,52	300,10	295,86	291,56	287,28	266,12	245,15	224,3	203,61	182,83	162,21	141,65	100,73
	20	408,5	403,13	397,79	392,47	387,17	381,9	355,8	329,84	304,01	278,26	252,58	226,98	201,43	150,55
	15	574,75	567,43	560,53	553,55	546,59	539,66	505,27	471	436,85	402,81	368,83	334,91	301,07	233,64
	10	907,09	896,73	886,4	876,1	865,15	855,15	804,5	753,65	702,09	652,21	601,6	551,06	500,50	399,85

Les chiffres en noir indiquent la quantité d'eau en mL à ajouter à 100mL d'alcool de concentration initiale x (en bleu) pour obtenir la concentration désirée.

Figure 1: Tableau qui montré la technique de dilution de l'alcool



Figure 2: plaque chauffant (original2021) **Figure 3 :** étuve (photo original 2021)

Figure 4 : bain mari (original 2021)

Figure 5: microtome (original 2021)

Figure 6 : Ph mètre(original 2021)

Figure 7: la loupe binoculaire (2021)





Figure 8 : Distributeur de paraffine (original2021) **Figure 9 :** microscope photonique



Figure 10 : trousse à dissection (Original2021) **Figure 11 :** les lames gélitines



Figure 12: les cassettes et les moules (Original 2021) **Figure 13 :** la balance

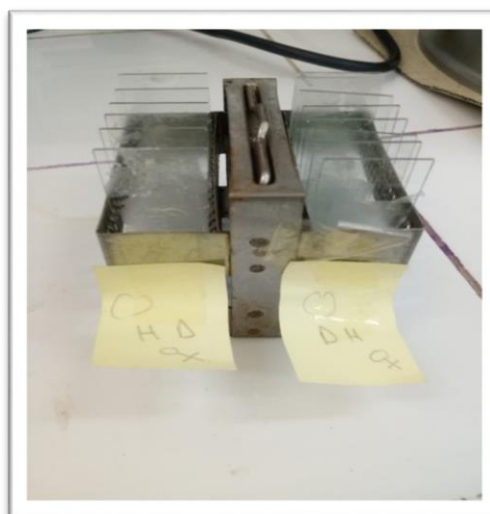


Figure 14 : Paraffine(Original 2021) **Figure 15 :** les lames gélatinées avec le tissu