



N°d'ordre : 09/Master /2025

Domaine: Sciences de la nature et de la vie Filière  
: Sciences vétérinaires

# Mémoire de fin d'études

Pour l'obtention du diplôme de Master  
en  
Médecine vétérinaire  
**THEME**

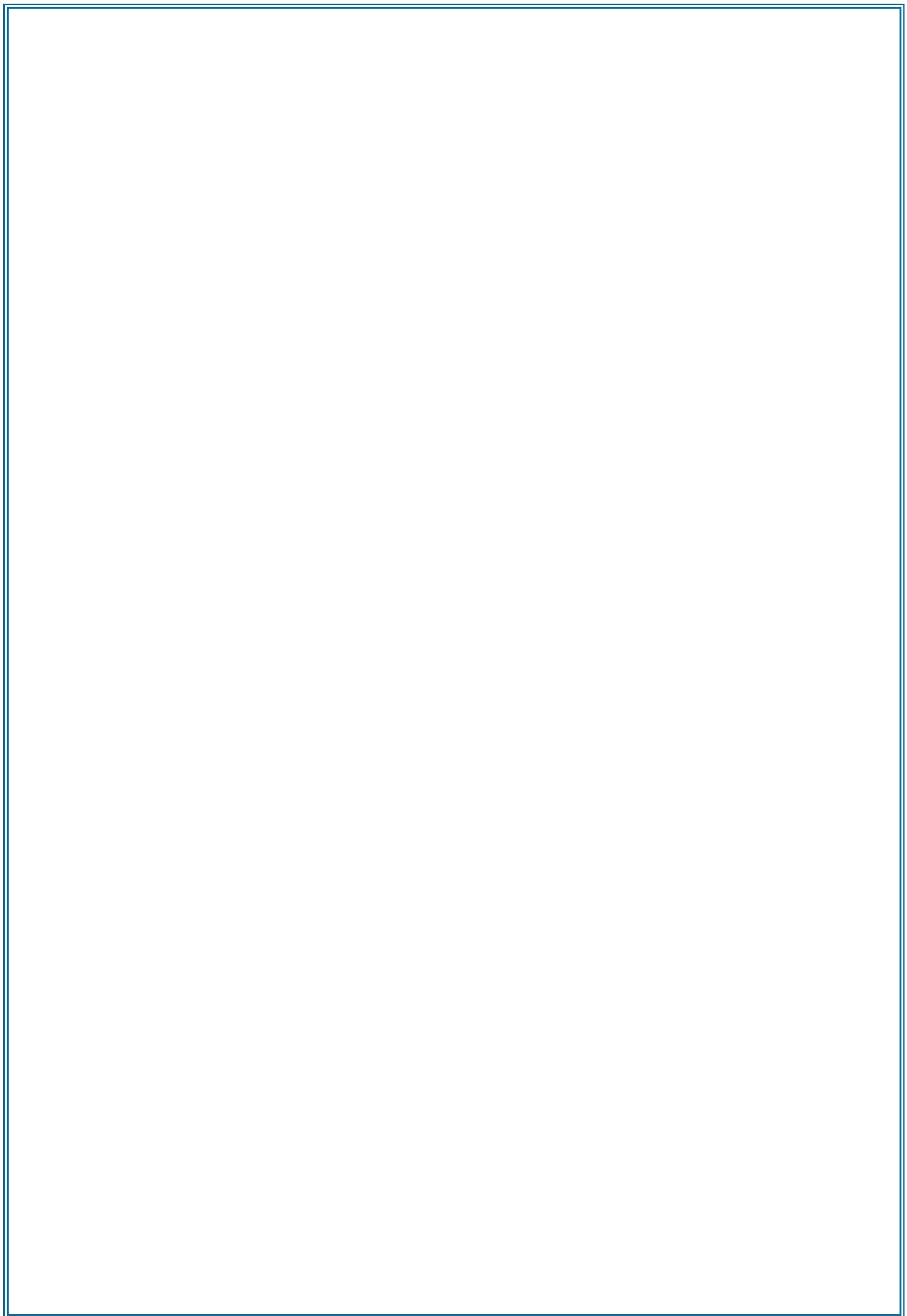
**Infections urinaires chez les chameaux : mise en œuvre  
du kit Speed Biogram pour un diagnostic  
microbiologique rapide**

Présent épar:

Melle: BELAHCENE Dounia Amina  
Melle : GOUBI Amira

Soutenu publiquement, le **25 Juin 2025** devant le jury :

Mme.Baazizi Ratiba	MCA(ENSV)	Présidente
Mr.Baroudi Djamel	Professeur (ENSV)	Examinateur
Mme.GUESSOUM Meryem	MCA (ENSV)	Promotrice



## **Déclaration sur l'honneur**

Je sousignée, **GOUBI Amira**, déclare être pleinement conscient que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi q'une fraude caractérisée.

En conséquence, je m'engage a citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire

## **Déclaration sur l'honneur**

Je sousignée, **BELAHSENE Dounia Amina**, déclare être pleinement conscient que le plagiat de documents ou d'une partie d'un document publiés sous toute forme de support, y compris l'internet, constitue une violation des droits d'auteur ainsi q'une fraude caractérisée.

En conséquence, je m'engage a citer toutes les sources que j'ai utilisées pour écrire ce mémoire

## Remerciements

*Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à la concrétisation de ce Projet de Fin d'Études. Leur soutien, leurs conseils et leur bienveillance ont été des piliers essentiels dans la réussite de cette étape importante de notre parcours académique.*

*Tout d'abord, nos remerciements les plus sincères vont à **Madame Guessoum M.**, Maître de conférences à l'École Nationale Supérieure Vétérinaire d'Alger, pour avoir accepté d'être notre promotrice. Son expertise, sa disponibilité et ses conseils avisés ont été une source constante d'inspiration et de rigueur scientifique.*

*Nous souhaitons également remercier chaleureusement **Monsieur Baroudi D.**, Professeur à l'ENSV, pour l'honneur qu'il nous a fait en présidant ce travail, ainsi que **Madame Baazizi R.**, Maître de conférences A à l'ENSV, pour sa participation enrichissante au jury de ce mémoire. Leur regard critique et leurs observations pertinentes ont grandement contribué à l'enrichissement de notre étude.*

*Un grand merci à **Dr LounisAbdelghani**, pour son précieux soutien financier, sans lequel ce projet n'aurait pu voir le jour.*

*Notre reconnaissance va également à **Madame Azzag**, professeur et responsable du laboratoire de microbiologie clinique, pour son appui technique et scientifique, ainsi qu'à **Monsieur Ibrahim Khazen**, inspecteur vétérinaire de la wilaya de Ouargla, et au **Docteur Bekai Boubaker**, vétérinaire praticien, pour leur collaboration active et leur engagement sur le terrain. Nous remercions également les éleveurs de chameaux, dont la participation a été essentielle à la collecte des données nécessaires à notre étude.*

*Nous n'oubliions pas l'ensemble du personnel de l'ENSV d'Alger, dont l'aide et le soutien logistique ont largement facilité la réalisation de ce travail dans des conditions optimales.*

*À nos parents, nous dédions toute notre reconnaissance et notre affection. Leur soutien indéfectible, leur patience et leur confiance ont été des moteurs puissants de motivation. Sans eux, ce parcours n'aurait jamais été possible.*

*À nos amis, nous exprimons notre profonde gratitude pour leur présence bienveillante, leurs encouragements constants et leur écoute précieuse. Ils ont su illuminer les moments difficiles et amplifier nos moments de réussite.*

*Enfin, nous remercions du fond du cœur toutes les personnes, connues ou anonymes, qui ont apporté leur aide, de près ou de loin. Chaque geste, chaque parole de soutien, aussi modeste soit-elle, a contribué à enrichir ce projet de manière significative.*

*Amira et Dounia*

# Dédicaces

À ma chère mère,

Pour son amour incommensurable, sa patience infinie et ses sacrifices constants, qui ont été une source de lumière et de force tout au long de mon parcours.

À l'âme de mon père et à sa mémoire,

Pour son inspiration éternelle ,ses valeurs transmises et ses encouragements ,qui continuent de guider mes pas malgré son absence.

À mes sœurs **Nabila** et **Imane**

Pour leur soutien indéfectible, leur affection et leur présence réconfortante dans chaque étape de ma vie.

À ma promotrice **Mme Guessoum Meryem**

Pour sa bienveillance, son expertise et ses précieux conseils, qui ont été essentiels à la réalisation de ce projet.

À mes enseignants,

Pour leur dévouement, leur patience et leurs enseignements, qui m'ont permis d'acquérir les connaissances et les compétences nécessaires à ce parcours.

À mes amies,

Pour leur amitié sincère, leur écoute attentive et leurs encouragements constants, qui ont rendu cette aventure plus douce et plus enrichissante.

À toutes ces personnes, je dédie humblement ce travail, avec toute ma reconnaissance et mon affection.

*Amira*

# Dédicaces

Avant tout, je tiens à exprimer ma profonde gratitude à toutes les personnes qui m'ont soutenue, encouragée et accompagnée tout au long de cette aventure.

Je remercie du fond du cœur mes parents, pour leur amour inépuisable, leur patience et leurs sacrifices. Leur soutien indéfectible a toujours été une force pour moi, dans les moments de doute comme dans les instants de réussite.

À mon frère et sœurs, merci pour votre présence, vos encouragements et votre affection. Vous avez su, chacun à votre manière, me donner le courage de continuer.

Je remercie également mes amis, pour leur bienveillance, leur écoute et leur capacité à toujours trouver les mots justes.

Merci d'avoir été là, dans les rires comme dans les coups de stress.

Un grand merci à mon binôme, avec qui j'ai partagé cette expérience de bout en bout. Merci pour ta collaboration, ta patience, ton implication et ton esprit d'équipe. Ce travail aurait été bien différent sans toi.

Je tiens à adresser mes remerciements les plus sincères à ma professeure encadrante, madame Guessoum Meryem pour sa disponibilité, sa pédagogie et ses conseils. Son accompagnement rigoureux et bienveillant a grandement contribué à la qualité de ce projet.

Enfin, merci à toutes celles et ceux qui, de près ou de loin, ont apporté leur aide, leur savoir ou leur soutien au cours de ce parcours.

***Dounia***

## Résumé

Les infections urinaires chez le dromadaire représentent un problème de santé vétérinaire encore sous-estimé, en particulier dans les zones sahariennes où cet animal joue un rôle central dans l'économie et la culture locales. Souvent silencieuses et non diagnostiquées, ces affections peuvent entraîner une baisse significative de la productivité, notamment en termes de reproduction et de lactation, compromettant ainsi le bien-être des animaux et la subsistance des éleveurs.

Face à ce constat, notre étude vise à améliorer la prise en charge de ces infections à travers l'évaluation d'un outil de diagnostic rapide : le kit *Speed Biogram™*. Ce dispositif permet d'identifier rapidement les agents pathogènes responsables des infections urinaires et de déterminer leur profil de sensibilité aux antibiotiques, réduisant ainsi le recours aux traitements empiriques inefficaces et contribuant à la lutte contre l'antibiorésistance.

Le travail a été structuré en deux parties : une revue bibliographique approfondie sur l'appareil urinaire du dromadaire, les agents infectieux impliqués, les approches diagnostiques et thérapeutiques disponibles ; et une étude expérimentale visant à tester l'efficacité du kit *Speed Biogram™* sur des cas cliniques de dromadaires en Algérie.

Les résultats obtenus confirment la complexité des infections polymicrobiennes chez cette espèce, ainsi que la nécessité d'intégrer des outils de diagnostic modernes dans les pratiques vétérinaires sahariennes. Cette approche contribue non seulement à améliorer le bien-être du dromadaire mais également à promouvoir une médecine vétérinaire plus raisonnée, durable et adaptée aux conditions locales.

**Mots clés :** Dromadaire, Speed Biogram, Urines, agent microbien, antibiorésistance

## Abstract

Urinary tract infections in dromedaries represent a veterinary health issue that remains underestimated, particularly in Saharan regions where this animal plays a central role in the local economy and culture. Often asymptomatic and undiagnosed, these conditions can lead to a significant reduction in productivity—especially in terms of reproduction and lactation—thus compromising both animal welfare and the livelihood of herders.

In light of this, our study aims to improve the management of these infections by evaluating a rapid diagnostic tool: the **Speed Biogram™ kit**. This device enables quick identification of the pathogens responsible for urinary infections and determines their antibiotic susceptibility profiles, thereby reducing reliance on ineffective empirical treatments and helping to combat antimicrobial resistance.

The work was structured in two parts: an in-depth literature review on the dromedary urinary system, the infectious agents involved, and the available diagnostic and therapeutic approaches; and an experimental study aimed at testing the effectiveness of the **Speed Biogram™ kit** on clinical cases of dromedaries in Algeria.

The results obtained confirm the complexity of polymicrobial infections in this species, as well as the necessity of integrating modern diagnostic tools into veterinary practices in Saharan areas. This approach contributes not only to improving dromedary welfare but also to promoting more rational, sustainable veterinary medicine adapted to local conditions.

**Keywords:** dromedary, Speed Biogram, urine, microbial agent, antimicrobial resistance

تُعد التهابات المسالك البولية لدى الجمل العربي (الجمل ذو السنام الواحد) مشكلة صحية بيطرية لا تزال غير مقدّرة بالقدر الكافي، لاسيما في المناطق الصحراوية حيث يلعب هذا الحيوان دوراً محورياً في الاقتصاد والثقافة المحلية. غالباً ما تكون هذه الإصابات صامتة وغير مشخصة، مما قد يؤدي إلى انخفاض كبير في الإنتاجية، خاصة من حيث التكاثر وإدرار الحليب، الأمر الذي يهدد رفاهية الحيوانات ومعيشة المربين.

وانطلاقاً من هذا الواقع، تهدف دراستنا إلى تحسين التعامل مع هذه الإصابات من خلال تقييم أداة تشخيصية سريعة : **مجموعة سبيد بيوجرام (Speed Biogram™)**. تتيح هذه الأداة التعرف السريع على العوامل الممرضة المسؤولة عن التهابات المسالك البولية وتحديد حساسيتها تجاه المضادات الحيوية، مما يُقلل من اللجوء إلى العلاجات التجريبية غير الفعالة، ويساهم في مكافحة مقاومة المضادات الحيوية.

تم تنظيم هذا العمل في جزأين:  
الأول يتضمن مراجعة بيوليوغرافية معمقة حول الجهاز البولي للجمل، والعوامل الممرضة المشاركة، والطرق التشخيصية والعلاجية المتوفرة؛  
أما الجزء الثاني فهو دراسة تجريبية تهدف إلى اختبار فعالية مجموعة سبيد بيوجرام™ على حالات سريرية لجمل في الجزائر.

وقد أكدت النتائج التي تم الحصول عليها تعقيد الإصابات متعددة الميكروبات لدى هذه الفصيلة، فضلاً عن ضرورة دمج أدوات التشخيص الحديثة في الممارسات البيطرية الصحراوية. وُسّهم هذه المقاربة ليس فقط في تحسين رفاهية الجمل، بل أيضاً في ترسیخ ممارسة بيطرية أكثر عقلانية واستدامة، ومت坦ة مع الظروف المحلية.

**الكلمات المفتاحية:** الجمل، سبيد بيوجرام، بول، عامل ميكروبي، مقاومة المضادات الحيوية.

# Table des matières

<b>Introduction .....</b>	<b>1</b>
<b>PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE .....</b>	<b>2</b>
<b>I. Physiologie de l'appareil urinaire chez le chameau .....</b>	<b>2</b>
<b>I.1. Anatomie de l'appareil urinaire .....</b>	<b>2</b>
<b>I.1.1. Les reins.....</b>	<b>2</b>
<b>I.1.2 Les uretères.....</b>	<b>3</b>
<b>I.1.3 La vessie .....</b>	<b>3</b>
<b>I.1.4 L'urètre.....</b>	<b>4</b>
<b>I.2. Physiologie de l'Appareil Urinaire .....</b>	<b>5</b>
<b>I.2.1 Le Rôle Homéostatique des Reins.....</b>	<b>5</b>
<b>I.2.2. Fonctions Rénales Spécifiques et Leur Contrôle .....</b>	<b>5</b>
<b>I.2.2.1. Débit Sanguin Rénal.....</b>	<b>5</b>
<b>I.2.2.2. Filtration Glomérulaire .....</b>	<b>6</b>
<b>I.2.2.3. Réabsorption Tubulaire .....</b>	<b>6</b>
<b>I.2.3 Fonctions Homéostatiques Rénales.....</b>	<b>7</b>
<b>II Physiologie des Voies Urinaires Inférieures.....</b>	<b>7</b>
<b>II.3 L'Urètre.....</b>	<b>9</b>
<b>II.4 Particularités de l'Appareil Urinaire chez le Chameau.....</b>	<b>9</b>
<b>III .Physiopathologie des Infections Urinaires.....</b>	<b>11</b>
<b>III.1. Voies de Rentrée des Germes.....</b>	<b>11</b>
<b>III.1.1 Voie Hématogène .....</b>	<b>11</b>
<b>III.1.2 Voie Exogène .....</b>	<b>11</b>
<b>III.1.3 Voie Lymphatique.....</b>	<b>11</b>
<b>III.1.4 Symptômes et Évolution des Infections Urinaires...</b>	<b>11</b>
<b>III.2 Facteurs Favorisants.....</b>	<b>11</b>
<b>III.2.1 Lésions Rénales.....</b>	<b>11</b>
<b>III.2.2 Urolithiases Obstructives...</b>	<b>12</b>
<b>III.2.3 Lésions de l'Urètre et de la Vessie .....</b>	<b>12</b>
<b>III.2.4 Malformations Congénitales...</b>	<b>12</b>
<b>III.3.5 Néoplasie de la Vessie.....</b>	<b>12</b>
<b>III.3.6 Déplacement de la Vessie .....</b>	<b>12</b>

<b>III.4. Réponse Immunitaire .....</b>	<b>12</b>
<b>IV. Étiologie des Infections Urinaires chez le Chameau .....</b>	<b>12</b>
<b>IV.1. Les Infections Urinaires Compliquées... .....</b>	<b>13</b>
<b>IV.1.1. <i>Escherichia coli</i>.....</b>	<b>13</b>
<b>IV.1.1.1. Description.....</b>	<b>13</b>
<b>IV.1.1.2. Pathogénie .....</b>	<b>13</b>
<b>IV.1.2. <i>Klebsiellaspp</i>.....</b>	<b>13</b>
<b>IV.1.2.1. Définition .....</b>	<b>13</b>
<b>IV.1.2.2. Pouvoir Pathogène.....</b>	<b>14</b>
<b>IV.1.3. <i>Enterobactercloacae</i> .....</b>	<b>14</b>
<b>IV.1.3.1. Définition .....</b>	<b>14</b>
<b>IV.1.3.2. Sensibilité aux Antibiotiques... .....</b>	<b>14</b>
<b>IV.1.4. <i>Serratiamarcescens</i>.....</b>	<b>14</b>
<b>IV.1.4.1. Définition .....</b>	<b>14</b>
<b>IV.1.4.2. Facteurs de Risque .....</b>	<b>15</b>
<b>IV.1.5. <i>Proteus mirabilis</i>.....</b>	<b>15</b>
<b>IV.1.5.1. Identification .....</b>	<b>15</b>
<b>IV.1.5.2. Pouvoir Pathogène.....</b>	<b>15</b>
<b>IV.1.6. <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .....</b>	<b>15</b>
<b>IV.1.6.1. Identification .....</b>	<b>15</b>
<b>IV.1.6.2. Pouvoir Pathogène.....</b>	<b>15</b>
<b>IV.1.7. <i>Enterococcusfaecalis</i>... .....</b>	<b>16</b>
<b>IV.1.7.1. Caractères Bactériologiques.....</b>	<b>16</b>
<b>IV.1.7.2. Pouvoir Pathogène.....</b>	<b>16</b>
<b>IV.1.8. Streptocoques du Groupe B .....</b>	<b>16</b>
<b>IV.1.8.1. Identification .....</b>	<b>16</b>
<b>IV.1.8.2. Pouvoir Pathogène.....</b>	<b>16</b>
<b>V. L'infectiologie et les complications éventuelles .....</b>	<b>16</b>
<b>V.1. Définition de l'infection du tractus urinaire chez les chameaux.....</b>	<b>16</b>
<b>V.2 Affection du haut de l'appareil urinaire .....</b>	<b>17</b>
<b>V.2.1 Pyélonéphrite chez les chameaux .....</b>	<b>17</b>

<b>V.2.2 Glomérulonéphrites chez les chameaux .....</b>	<b>18</b>
<b>V.3 Affections du bas de l'appareil urinaire chez les chameaux .....</b>	<b>18</b>
<b>V.3.1 Les cystites : aiguë et chronique .....</b>	<b>18</b>
<b>V.3.1.1 La cystite aiguë .....</b>	<b>18</b>
<b>V.3.1.2 La cystite chronique .....</b>	<b>19</b>
<b>V.3.2 Les urétrites... .....</b>	<b>19</b>
<b>V.3.2.1 L'urétrite gonococcique .....</b>	<b>19</b>
<b>V.3.2.2 L'urétrite non gonococcique .....</b>	<b>19</b>
<b>V.3.3 Complications... .....</b>	<b>19</b>
<b>V.3.3.1 Infection urinaire simple .....</b>	<b>20</b>
<b>V.3.3.2 Infection urinaire compliquée .....</b>	<b>20</b>
<b>VI. Diagnostic et Antibiogramme des Infections Urinaires chez le Chameau .....</b>	<b>20</b>
<b>VI.1. Diagnostic Bactériologique .....</b>	<b>20</b>
<b>VI.1.1. Milieux de Culture et Techniques d'Ensemencement .....</b>	<b>20</b>
1.2. Examen Cytologique .....	21
1.3. Tests Moléculaires (PCR) .....	21
<b>VI.2. Antibiogramme : Méthode Speed Biogram .....</b>	<b>21</b>
<b>2.1. Principe du Test Speed Biogram .....</b>	<b>21</b>
<b>2.2. Avantages du Test Speed Biogram .....</b>	<b>22</b>
<b>2.3. Importance du Laboratoire de Microbiologie .....</b>	<b>22</b>
<b>VI.3. Techniques Complémentaires de Diagnostic .....</b>	<b>22</b>
<b>3.1. Échographie Urinaire .....</b>	<b>22</b>
<b>3.2. Séquençage de Nouvelle Génération (NGS) .....</b>	<b>22</b>
<b>VI. Traitement des infections urinaire chez le chameau .....</b>	<b>23</b>
<b>PARTIE EXPERIMENTALE .....</b>	<b>23</b>
<b>*Objectif .....</b>	<b>23</b>
<b>I. Matériel et Méthodes .....</b>	<b>23</b>
<b>I.1. Matériel .....</b>	<b>23</b>
<b>I.1.1. Lieu de travail .....</b>	<b>23</b>
I.1.2. Durée de l'étude .....	23
I.1.3. Prélèvements .....	23

<b>I.1.4. Facteur de risques .....</b>	<b>25</b>
<b>I.1.5. Matériel d'analyse bactériologique .....</b>	<b>26</b>
<b>I.2.1. Technique d'identification bactérienne et antibiogramme rapide Speed biogram .....</b>	<b>26</b>
<b>I.2. Méthodes .....</b>	<b>27</b>
1. Technique .....	28
2. Lecture .....	29
<b>II. Résultats et Discussion.....</b>	<b>31</b>
<b>II.1. Nature et prévalence des germes .....</b>	<b>31</b>
<b>III.2.2. Sensibilités aux antibiotiques .....</b>	<b>35</b>
<b>Conclusion .....</b>	<b>37</b>
<b>La listes des références.....</b>	<b>38</b>

## **Liste des figures**

- Figure1** : Récupération des urines de la vessie du chameau ..... 24
- Figure2** : photo personnelle du kit utilisé..... 27
- Figure 3** : Les étapes d'application de tests Speed Biogram.....30
- Figure 4** : Fréquence de détection de différentes espèces microbiennes par le Kit rapide .... 32

## **Liste des tableaux**

<b>Tableau 1</b> : les informations relatives à chaque prélèvement.....	25
<b>Tableau 2</b> : les antibiotiques du kit .....	27
<b>Tableau 3</b> : Fréquence d'isolement par agent microbien .....	31
<b>Tableau 4</b> : Identification des germes responsables d'ITU par le Speed TM Biogram.....	34
<b>Tableau 5</b> :Profils de résistance aux antibiotiques des bactéries à partir de différents échantillons à l'aide du Speed Biogram .....	36

## Liste des abréviations

**CML** : Cellules Musculaires Lisses

**PPU** : Profil de Pression Urétrale

**ITU** : Infections des Voies Urinaires

**CFU** : ColonyFormingUnits (Unités Formant Colonie)

**SAD** : Sondes à Demeure

**ExPEC** : *Escherichia coli* extra-intestinales

**UPEC** : *Uropathogenic Escherichia coli*

**NGS** : *NextGeneration Sequencing* (Séquençage de Nouvelle Génération)

**PCR** : Réaction en Chaîne par Polymérase

**UFC /ml** : Unités Formant Colonie par millilitre

**AMO** : Amoxicilline

**AMC** : Amoxicilline + Acide clavulanique

**CEF** : Céfalexine

**CFT** : Ceftiofur

**DOX** : Doxycycline

**FLU** : Fluméquine

**ENR** : Enrofloxacine

**MAR** : Marbofloxacine

**SPI** : Spiramycine

**CLI** : Clindamycine

**NEO** : Néomycine

**GEN** : Gentamicine

**SUL+TMP** : Sulfamides + Triméthoprime

**FUS** : Acide Fusidique

**PXB** : Polymyxine B

**IU** : infections urinaires

**E.coli** : Escherichia coli

**Spp** : Espèce(s) non spécifiée(s) (ex. : *Staphylococcus spp.* = toutes espèces du genre *Staphylococcus*)

**TM** : Trademark / Marque déposée (dans « Speed<sup>TM</sup> Biogram »)

## Introduction

Les infections urinaires chez les chameaux représentent un problème de santé majeur dans les zones arides, où ces animaux jouent un rôle essentiel dans l'économie locale et la subsistance des éleveurs. Ces affections compromettent la production laitière et les performances reproductives, mettant en péril les revenus et la sécurité alimentaire des familles qui dépendent de leurs troupeaux. Face à cette situation, les vétérinaires s'efforcent de développer des stratégies de prévention et de traitement adaptées aux conditions spécifiques de l'élevage en milieu désertique (**Abdoun et al., 2022**).

Ces infections touchent surtout les chameaux affaiblis ou stressés, car des bactéries normalement inoffensives comme *E. coli* et *Staphylococcus* profitent de cette faiblesse pour s'installer dans leur système urinaire. Ces microbes peuvent provoquer différents problèmes : inflammation de la vessie, infection des reins, et parfois des dégâts permanents aux organes si la maladie n'est pas soignée à temps. Les chameaux malades souffrent alors de douleurs en urinant, de fièvre et peuvent perdre l'appétit. Sans traitement rapide, l'infection peut s'aggraver et compromettre définitivement la santé de l'animal. C'est pourquoi il est important de détecter ces signes rapidement pour éviter des complications graves (**Al-Ani et Alshareefi, 2020**).

Plusieurs facteurs rendent les chameaux vulnérables aux infections urinaires : leur anatomie particulière qui complique l'évacuation de l'urine, les conditions difficiles du désert (chaleur, manque d'eau, confinement) qui favorisent la multiplication des bactéries, et l'isolement des éleveurs qui limite l'accès aux soins vétérinaires modernes. Les pratiques de traitement inadéquates peuvent aggraver le problème et créer des résistances bactériennes. Une détection rapide des premiers signes (changements de comportement, difficultés urinaires) et un traitement précoce sont donc essentiels pour préserver la santé de l'animal et assurer la sécurité économique des familles d'éleveurs. (**Knox, 2006**).

Le traitement des infections urinaires chez les chameaux est de plus en plus complexe en raison de la résistance croissante des agents pathogènes aux antibiotiques, un enjeu sanitaire majeur à l'échelle mondiale, affectant à la fois la santé animale et humaine.

Cette résistance est souvent aggravée par le mauvais usage des antimicrobiens par les éleveurs, notamment l'administration de doses inappropriées ou l'interruption prématuree des traitements. Par ailleurs, les thérapies traditionnelles deviennent progressivement inefficaces, contraignant les vétérinaires à envisager de nouvelles approches diagnostiques et thérapeutiques (**Institut Pasteur, 2025**).

Dans ce contexte, nous avons mené une étude structurée en deux parties : une revue bibliographique visant à approfondir les connaissances sur l'anatomie et la physiologie de l'appareil urinaire du dromadaire, ainsi que sur les méthodes existantes de diagnostic, de traitement et de prévention des infections urinaires ; et une partie expérimentale dédiée à l'évaluation du kit *Speed Biogram™*, un outil de diagnostic rapide. Ce kit permet d'identifier les agents bactériens responsables des infections urinaires et de déterminer immédiatement leur profil de sensibilité aux antibiotiques. Il constitue ainsi une alternative aux traitements empiriques, contribuant à une prise en charge plus ciblée et rationnelle, et à la préservation de l'efficacité des antibiotiques.

## I. Physiologie de l'appareil urinaire chez le chameau

Chez les animaux, le système urinaire joue un rôle essentiel dans le maintien de l'homéostasie, c'est-à-dire l'équilibre interne du corps. Ce rôle est particulièrement remarquable chez le chameau, une espèce parfaitement adaptée aux environnements désertiques où l'eau est rare. Grâce à des mécanismes physiologiques uniques, le chameau parvient à excréter les déchets tout en réduisant au maximum la perte d'eau, ce qui lui permet de survivre dans des conditions extrêmes (**Yagil et al, 1985**).

Ce chapitre se propose d'explorer la physiologie de l'appareil urinaire chez le chameau, en examinant d'abord la structure et la fonction des reins, qui sont des organes clés dans la filtration sanguine et la formation de l'urine. Nous aborderons ensuite les particularités anatomiques des reins du chameau, qui diffèrent de celles d'autres espèces domestiques, ainsi que leur vascularisation et les adaptations spécifiques liées à la régulation hydrique.

### I.1. Anatomie de l'appareil urinaire

#### I.1.1 Les reins

Les reins, au nombre de deux, sont des organes glandulaires situés sous les vertèbres lombaires, dans la cavité abdominale, au-dessus du péritoine et des organes digestifs. Chez le chameau, leur forme est classique et en haricot, similaire à celle des reins de mouton, mais avec un volume considérable. Vallon rapporte un poids de 800 grammes pour le rein gauche et 780 grammes pour le droit, tandis que Chauveau a mesuré, chez un autre spécimen, des poids respectifs de 1085 et 1120 grammes (**Vallon, 1903**).

Près de chaque rein se trouve un petit organe glandulaire appelé capsule surrénale. Chez le chameau, la capsule surrénale gauche est légèrement éloignée du rein correspondant. Les reins sécrètent l'urine, éliminant ainsi plusieurs déchets solubles tels que l'urée, les phosphates et les sulfates alcalins. Les capsules surrénales, quant à elles, agissent comme des glandes endocrines, libérant des hormones essentielles à la régulation et à la purification de l'organisme (**Tibary, 1997**).

Les reins du chameau présentent une disposition asymétrique : le bord antérieur du rein gauche arrive à peine au niveau du bord postérieur du rein droit, ce qui entraîne une direction oblique, refoulée en arrière par la panse jusqu'à l'entrée du bassin. En revanche, le rein droit s'avance vers le foie, où il imprime fortement son contour (**Chauveau, 1890**).

.Chez le chameau, les reins ont une structure particulière qui aide à économiser l'eau. Le bassinet, situé au fond du hile, contient une crête médullaire qui n'est pas continue. De chaque côté de cette crête, on trouve une douzaine de petits diverticules qui s'enfoncent dans la partie interne du rein. Cela forme un ensemble de cavités qui ressemblent à un labyrinthe (**Schmidt-Nielsen et al., 1956**). Cette partie interne fonctionne comme une éponge, retenant l'eau, tandis que le bassinet sert de réservoir pour l'urine (**Yagil , 1963**)

La muqueuse pyélique prolonge ses diverticules pour accompagner les vaisseaux jusqu'à la substance corticale. Le sang pénètre dans les reins par des artères rénales relativement volumineuses, tandis que le courant sanguin en ressort par des veines spécifiques.

Au cours de son passage dans les reins, le sang est filtré et purifié, produisant ainsi l'urine, qui est transportée par les uretères, des canaux spécialisés, vers la vessie. L'urine s'accumule dans la vessie jusqu'à son expulsion par le canal de l'urètre (**Guyton, 2021**)

### I.1.2 Les uretères

Les uretères sont des conduits membranaires ayant un diamètre approximatif équivalent à celui d'un crayon. Leur fonction principale est de transporter l'urine des reins vers la vessie. La configuration anatomique des uretères est particulièrement adaptée pour garantir un écoulement unidirectionnel de l'urine. En effet, ils se jettent dans la vessie en s'engageant obliquement entre les couches musculaires et muqueuses de celle-ci. Cette insertion oblique joue un rôle crucial en prévenant tout reflux de l'urine vers les reins, contribuant ainsi à l'intégrité du système urinaire (**Moore, 2014**).

.Les uretères du chameau possèdent une paroi musculaire qui se contracte de façon rythmique. Ces contractions, appelées mouvements péristaltiques, permettent à l'urine de circuler efficacement vers la vessie, même quand la pression change à l'intérieur de celle-ci (**Yagil R., 1985**). De plus, la paroi interne des uretères est recouverte d'un épithélium spécialisé, qui aide à protéger contre les infections et peut aussi absorber certaines substances (**Schmidt-Nielsen ,1956**).

### I.1.3 La vessie

La vessie chez le chameau est un réservoir musculo-membraneux situé sur le plancher de la cavité pelvienne. Elle présente une forme ovoïde, avec une partie antérieure qui s'étend en un cul-de-sac. Ce design anatomique permet à la vessie de s'adapter à des variations de volume, essentielle pour un animal capable de tolérer de longues périodes sans accès à l'eau.

À l'arrière de la vessie se trouve le col de la vessie, où prend naissance le canal de l'urètre. Ce col présente un rétrécissement prononcé et est doté d'un sphincter qui joue un rôle crucial dans le contrôle de l'écoulement des liquides. Ce sphincter permet à l'urine de s'écouler uniquement sous l'influence de la volonté, conférant ainsi un contrôle volontaire sur la miction, ce qui est particulièrement important dans les environnements désertiques où la gestion des ressources en eau est essentielle (**Tortora, 2011**).

La paroi de la vessie est composée de plusieurs couches, dont une musculature lisse qui se contracte pour expulser l'urine lors de la miction. La muqueuse interne, recouverte d'un épithélium transitionnel, assure à la fois l'élasticité nécessaire pour le stockage de l'urine et une protection contre les agents pathogènes (**Sands, 2021**).

En outre, des études ont montré que la vessie du chameau est particulièrement bien adaptée à la réabsorption de l'eau, ce qui permet à cet animal de maximiser l'efficacité de l'utilisation de l'eau dans son corps (**Yagil, 1982**). Cela souligne l'importance de la vessie non seulement comme un organe de stockage, mais aussi comme un acteur clé dans la conservation des ressources hydriques.

#### I.1.4 L'urètre

Chez le chameau, l'urètre joue un rôle important dans le passage de l'urine de la vessie vers l'extérieur du corps. Sa structure diffère nettement entre le mâle et la femelle, ce qui nécessite une description séparée pour chaque sexe.

Chez le mâle, l'urètre est long et suit un trajet complexe. Il traverse la prostate, puis continue jusqu'à l'extrémité du pénis, où il s'ouvre vers l'extérieur. Cette longueur permet non seulement l'évacuation de l'urine, mais aussi le passage du sperme lors de l'éjaculation, ce qui est essentiel pour la reproduction (**Yagil et al, 1985**).

Chez la femelle, en revanche, l'urètre est plus court et s'ouvre juste devant l'entrée du vagin. Cette configuration permet une évacuation rapide de l'urine et un meilleur contrôle de la miction, sans les fonctions生殖 associées à l'urètre mâle (**Mobini ,2012**).

Ces distinctions anatomiques reflètent les adaptations fonctionnelles de chaque sexe, assurant une efficacité optimale dans l'excrétion des déchets tout en tenant compte des exigences physiologiques et生殖 propres à chaque sexe (**Moore, 2014**).

## I.2. Physiologie de l'Appareil Urinaire

### I.2.1 Le Rôle Homéostatique des Reins

Les reins fonctionnent comme la somme des activités des néphrons individuels, leur rôle principal étant de réguler la composition du liquide extracellulaire. En remplissant cette fonction, ils jouent un rôle clé dans la régulation du volume sanguin, du volume des liquides extracellulaires, de la pression artérielle systémique, de l'hématocrite, de l'équilibre acido-basique, ainsi que des concentrations plasmatiques d'électrolytes, de minéraux et de déchets métaboliques(Guyton, 2021).

### I.2.2. Fonctions Rénales Spécifiques et Leur Contrôle

#### I.2.2.1. Débit Sanguin Rénal

Les reins reçoivent environ 25 % du débit cardiaque, bien qu'ils ne représentent qu'environ 0,5 % du poids corporel total. Ce flux sanguin élevé dépasse celui de nombreux autres organes, y compris le cerveau, le cœur et les muscles squelettiques en activité. Bien que la formation d'urine soit une activité métaboliquement exigeante, il semble que ce soit principalement des facteurs hémodynamiques, plutôt que les besoins en oxygène, qui déterminent ce taux de perfusion élevé (Sands, 2021).

Le flux sanguin cortical est considérablement supérieur à celui de la médullaire, avec des valeurs moyennes de 4,6 mL/min/g dans le cortex, 0,7 mL/min/g dans la médullaire externe, et 0,1 mL/min/g dans la médullaire interne. Environ 90 % du flux sanguin rénal traverse le cortex, tandis que 10 % perfuse la médullaire externe et seulement 1 % la médullaire interne et la papille (Koeppen, 2023).

Le flux sanguin vers le rein est déterminé par la pression de perfusion (pression artérielle systémique) divisée par la résistance vasculaire rénale. Le tonus des artéries afférentes et efférentes fournit la majeure partie de cette résistance, exerçant ainsi un contrôle prédominant sur le flux sanguin rénal global (Pallone, 2018).

#### I.2.2.2. Filtration Glomérulaire

La formation du filtrat glomérulaire chez le chameau, comme chez les autres mammifères, est déterminée par les forces de Starling qui s'exercent au niveau des capillaires du glomérule. La barrière de filtration est composée de trois couches : un endothélium fenêtré, une membrane basale chargée négativement, et les prolongements des podocytes reliés par un

diaphragme fendu (**Kriz , 1992**). Des recherches récentes ont mis en évidence le rôle essentiel des podocytes dans le bon fonctionnement du filtre glomérulaire, notamment grâce à la découverte de la néphrine, une protéine clé du diaphragme fendu (**Kestilä ,1998**).

Alors que la concentration normale de protéines dans le plasma est d'environ 6 à 8 g/100 mL, la barrière de filtration glomérulaire limite leur passage, ne laissant généralement pas plus de 10 mg/100 mL dans le filtrat urinaire (**Haraldsson, 2008**).

De plus, la pression osmotique colloïdale dans le filtrat est si faible qu'elle a une contribution négligeable au processus de filtration. Cependant, des études récentes ont suggéré que le filtrat pourrait contenir davantage de protéines que précédemment estimé, bien que cette hypothèse nécessite encore validation. Actuellement, le processus de filtration glomérulaire est largement considéré comme étant principalement régulé par la pression hydrostatique capillaire glomérulaire, opposée par la pression osmotique colloïdale plasmatique et la pression hydrostatique dans la capsule de Bowman (**Wilcox, 2010**).

### **I.2.2.3. Réabsorption Tubulaire**

La formation du filtrat glomérulaire entraîne une forte diminution de la pression hydrostatique et une augmentation de la pression oncotique dans les capillaires péritubulaires. Les facteurs physiques jouent un rôle crucial dans la régulation de la réabsorption des solutés et de l'eau. Par exemple, l'expansion du volume de liquide extracellulaire provoque une accumulation de liquide dans l'interstitium, réduisant la pression osmotique colloïdale interstitielle tout en augmentant la pression hydrostatique interstitielle. Ces deux changements inhibent la réabsorption tubulaire des solutés et de l'eau, entraînant une diurèse et une natriurèse qui ramènent le volume de liquide extracellulaire à des niveaux normaux. Inversement, la contraction du volume, comme lors de la déshydratation, produit des effets opposés, améliorant ainsi la réabsorption rénale de sodium et d'eau (**Ellison, 2016**).

Bien qu'un chien moyen produise plus de 100 L de filtrat glomérulaire quotidiennement, moins de 1 % de ce volume est finalement excrété sous forme d'urine. Étant donné la grande quantité d'eau et d'électrolytes contenue dans le filtrat, la réabsorption tubulaire est essentielle au maintien de l'homéostasie. Ce processus est organisé le long des néphrons, avec des mécanismes réabsorbants se produisant de manière isotonique dans la partie proximale, indépendamment des besoins de l'organisme, grâce à des systèmes de transport à haute capacité et à faible affinité. À mesure que le liquide progresse le long du tubule, la réabsorption s'ajuste aux besoins spécifiques de l'organisme via des processus de

transport à faible capacité et à haute affinité. Pour les solutés conservés, tels que le glucose et les acides aminés, plus de 99 % du soluté filtré est normalement réabsorbé dans le tubule proximal. En ce qui concerne d'autres solutés, comme le sodium, environ deux tiers du soluté filtré sont réabsorbés dans le tubule proximal (**Kauffman, 2009**).

### **I.2.3 Fonctions Homéostatiques Rénales**

Les différentes fonctions rénales décrites ci-dessus permettent aux reins de réguler le volume sanguin, le volume du liquide extracellulaire, la pression artérielle systémique, l'hématocrite, l'équilibre acido-basique, ainsi que les concentrations plasmatiques d'électrolytes, de minéraux et de déchets métaboliques.

Cette régulation est particulièrement cruciale chez les patients cliniques, car les reins influencent indirectement le volume sanguin et le volume du liquide extracellulaire par une interaction complexe entre la gestion du sodium et de l'eau, ainsi que la filtration glomérulaire, dans laquelle l'hormone antidiurétique joue un rôle central (**Schrier, 2004**).

## **II. Physiologie des Voies Urinaires Inférieures**

### **II.1 Uretère**

Le péristaltisme urétéal est le processus par lequel l'urine est propulsée des reins vers la vessie, grâce à la contraction des muscles lisses de la paroi de l'uretère. Les mécanismes sous-jacents à la propagation de l'onde péristaltique dans l'uretère demeurent mal compris, mais il est établi que ces contractions sont principalement régulées par les cellules musculaires lisses (CML) de la paroi urétérale.

La capacité contractile de ces cellules est essentielle pour permettre le déplacement de l'urine. Le péristaltisme joue un rôle crucial dans divers phénomènes, notamment le passage des calculs rénaux et certains troubles congénitaux tels que le mégauretère et l'obstruction de la jonction pyélo-urétérale (**Montrose, 2013**).

### **II.2 La Vessie**

La vessie sert de réservoir à l'urine, permettant une expulsion intermittente. Elle intervient de manière active dans cette expulsion. L'urine, séparée du sang par les reins, s'accumule dans les tubules urinifères de la substance corticale. À mesure que l'urine est sécrétée, elle est propulsée dans les voies urinaires grâce à un mécanisme similaire à celui qui joue un rôle important dans la circulation veineuse et lymphatique. L'urine passe des tubules

urinifères, constituant les pyramides de Ferrein, dans les pyramides de Malpighi, puis dans les calices et le bassinet. Du bassinet, l'urine est acheminée vers les uretères (**Montrose, 2013**).

Chez l'homme, qui passe entre quinze et dix-huit heures par jour en position debout ou assise, la gravité influence le déplacement de l'urine. Pourtant, l'écoulement de l'urine se fait tout aussi bien en position allongée, comme c'est le cas chez les animaux quadrupèdes. Les uretères jouent un rôle actif dans le transport de l'urine vers la vessie grâce à la contraction rythmique de leurs parois musculaires. La production d'urine est continue, ce qui est démontré par une expérience où, après avoir sectionné les uretères lors de l'ouverture de la cavité abdominale, on observe l'urine s'écouler goutte à goutte (**Schmidt-Nielsen ,1964**).

Ce phénomène se retrouve aussi chez les personnes atteintes d'exstrophie de la vessie, où l'urine suinte à travers les zones correspondant aux ouvertures des uretères. De la même manière, chez les patients présentant des fistules vésicales situées dans une zone suffisamment basse, l'écoulement d'urine devient continu (**Smith , 2003**)

Ainsi, l'urine s'écoulerait sans cesse à l'extérieur si des structures le long des voies urinaires ne jouaient pas un rôle de réservoir pour rendre son expulsion intermittente. Ce réservoir est la vessie (**Toth & Rojas, 2011**).

L'urine n'arrive goutte à goutte dans la vessie, où elle s'accumule. L'orifice de sortie de la vessie est fermé par un sphincter situé à la base de l'urètre. Ce sphincter ne s'ouvre qu'en réponse à la contraction des parois musculaires de la vessie et des muscles abdominaux, et uniquement lorsque la volonté intervient ou lorsque la distension du réservoir atteint ses limites maximales (**Eardley ,2008**).

### **II.3 L'Urètre**

L'urètre pré-prostatique est composé de trois couches de muscles lisses, tandis que, distalement à la prostate, les muscles striés deviennent prédominants.

Une pression de base accrue et des fluctuations rapides de la pression dans l'urètre post-prostatique et bulbourethral résultent de l'activité des muscles striés péri-urétraux.

Le profil de pression urétrale (PPU) est influencé par la pression de la vessie et par la répétition des mesures. Des évaluations bien contrôlées et d'haute-fidélité ont établi une corrélation claire entre les caractéristiques du PPU, l'anatomie de l'urètre et la musculature

environnante. De plus, les observations sur l'anatomie microscopique et ultrastructurale de l'urètre complètent une description antérieure de l'urètre pelvien (**Zinner, 2011**).

#### **II.4 Particularités de l'Appareil Urinaire chez le Chameau**

La production d'urine hautement concentrée est essentielle pour la conservation de l'eau. Pour y parvenir, les reins doivent présenter des caractéristiques anatomiques spécifiques permettant un système de contre-courant efficace pour la concentration urinaire. L'architecture médullaire, son association avec le bassinet rénal et les propriétés de transport des néphrons suggèrent que les relations anatomiques entre ces structures peuvent contribuer à cette concentration (**Kleinfeld, 2006**).

Chez divers mammifères, l'anatomie rénale varie en fonction de l'aridité de l'habitat. Le chameau, par exemple, est connu pour sa capacité à économiser l'eau grâce à des processus physiologiques, notamment la production d'urine hautement concentrée. Des études expérimentales récentes ont montré que le chameau conserve l'eau lors de la déshydratation en réduisant la charge en solutés rénaux, favorisant ainsi la conservation de l'eau (**Khalil, 2017**).

La structure de la médullaire rénale, ainsi que la longueur de l'anse de Henle, sont des éléments clés pour la capacité des reins à concentrer l'urine. La division de la médullaire en zones interne et externe est une caractéristique notable, reliant la structure rénale à la capacité d'un animal à former une urine très concentrée.

Le ratio entre les anses longues et courtes varie d'une espèce à l'autre, comme c'est le cas chez le dromadaire. De plus, l'architecture du bassinet rénal et sa proximité avec le tissu médullaire ont récemment été impliquées dans la production d'urine concentrée. L'urée pourrait être recyclée à partir de l'urine pelvienne chez les espèces où le bassinet rénal présente des plis facilitant ce recyclage, augmentant ainsi la concentration osmotique dans la médullaire (**Schmidt-Nielsen, 1964**).

Bien que la morphologie rénale des chameaux ait été étudiée, aucune description précise de la structure du bassinet rénal et de sa relation anatomique et fonctionnelle avec la médullaire chez le dromadaire n'est actuellement disponible dans la littérature. L'examen de l'architecture normale du bassinet rénal chez les mammifères pourrait avoir des implications cliniques, et les paramètres morphométriques des reins de chameaux impliqués dans la concentration de l'urine ont été décrits (**Schmidt-Nielsen, 1970**).

La principale fonction de l'enzyme phosphatase alcaline est de faciliter le transport à travers les membranes cellulaires. Bien que la présence de cette enzyme dans les reins du chameau n'ait pas été étudiée, elle a été démontrée dans les reins de l'homme, du singe et des rongeurs (**Nakamura, 2013**).

L'architecture et l'histologie du bassinet rénal, ainsi que sa relation avec la médullaire rénale dans le rein du chameau, ainsi que la localisation histochimique de la phosphatase alcaline, sont corrélées à la capacité reconnue des reins du chameau à concentrer l'urine et à contribuer à la conservation de l'eau. Des études antérieures ont indiqué que la production d'urine concentrée et la conservation de l'eau dépendent de trois caractéristiques principales : l'épaisseur relative de la médullaire, l'architecture du pelvis rénal et les tubules corticaux (**Omar, 2018**). Contrairement aux reins des bovins et des porcins, le rein du dromadaire ne possède ni calices mineurs ni majeurs, et les pyramides individuelles ne se projettent pas dans les calices. Au lieu de cela, les pyramides médullaires convergent depuis la jonction corticomédullaire pour former une crête rénale épaisse et étendue (*papillarenaliscommunis*) qui se projette dans la cavité principale du pelvis rénal.

Cette architecture médullaire est connue sous le nom de rein multilobé, uni-papillaire ; à cet égard, le rein du chameau est similaire à celui du cheval, de la chèvre, du mouton et du chien. Cependant, la structure du pelvis rénal du chameau est très élaborée en raison de la formation d'extensions tridimensionnelles émanant de la cavité principale (**Khan et Ali, 2020**).

### **III. Physiopathologie des Infections Urinaires**

#### **III.1. Voies de Rentrée des Germes**

##### **III.1.1 Voie Hématogène**

Des études menées par Albarran et Halle ont montré qu'un bacille en bâtonnet est souvent présent chez les patients atteints d'infections urinaires. Ce microbe est suspecté d'être responsable de cystites, pyélonéphrites et septicémies, confirmant ainsi la voie hématogène comme un facteur de risque dans les infections des voies urinaires (ITU).

##### **III.1.2 Voie Exogène**

L'insertion de sondes vésicales augmente le risque d'infections urinaires, avec des taux de colonisation bactérienne pouvant atteindre 100 % après un mois. Les biofilms sur les sondes

contiennent des pathogènes résistants aux antibiotiques. Une bonne hygiène lors de préparations chirurgicales est essentielle pour prévenir ces infections (**Lobel, 2007**).

### **III.1.3 Voie Lymphatique**

Les infections lymphatiques, souvent dues à des filaires, peuvent également être causées par des streptocoques, entraînant des orchites et potentiellement des infections urinaires (**Kaur, 2018**).

### **III.1.4 Symptômes et Évolution des Infections Urinaires**

Les ITU incluent divers types d'infections, telles que cystites et pyélonéphrites, avec une bactériurie positive à partir de  $10^5$  CFU/mL. Les symptômes comprennent brûlures urinaires, dysurie, pollakiurie, et douleurs lombaires, avec des variations selon l'âge et le sexe (**Hooton, 2012**).

## **III.2 Facteurs Favorisants**

### **III.2.1 Lésions Rénales**

Les traumatismes, comme les contusions, peuvent provoquer des ruptures rénales, avec différents degrés de gravité allant de l'écchymose à la destruction complète du rein (**Hoche et Briquel, 1904**).

### **III.2.2 Urolithiases Obstructives**

Les calculs urinaires, souvent dus à des déséquilibres alimentaires, provoquent des obstructions et des douleurs, en particulier chez les mâles en raison de l'anatomie urétrale (**Radostits et al ,2006**).

### **III.2.3 Lésions de l'Urètre et de la Vessie**

La plupart des lésions vésicales résultent de traumatismes. Les lésions urétrales sont souvent causées par des instruments médicaux ou des fractures du bassin (**Jamie Weir, 2014**).

### **III.2.4 Malformations Congénitales**

Des anomalies telles que l'agénésie rénale peuvent être détectées par échographie, impactant la fonction rénale selon leur gravité (**Bajpai, 2001**).

### **III.2.5 Néoplasie de la Vessie**

Les tumeurs de la vessie peuvent être classées selon leur origine cellulaire, incluant des tumeurs épithéliales et conjonctives (**Cordon-Cardo et Reuter, 2008**).

### **III.2.6 Déplacement de la Vessie**

La cystocèle, fréquente chez le dromadaire, peut entraîner des complications, bien qu'elles soient généralement rares (**El Ghaoui et al, 2020**).

### **III.3 Réponse Immunitaire**

L'invasion des agents pathogènes dans luroépithélium entraîne une réponse inflammatoire, impliquant des médiateurs de l'inflammation produits par les cellules épithéliales et leucocytes.

## **IV. Étiologie des Infections Urinaires chez le Chameau**

Les infections urinaires (IU) chez le chameau sont principalement causées par des bactéries de la famille des **Enterobacteriaceae**, avec des agents pathogènes spécifiques responsables de la majorité des cas. Les principales bactéries impliquées dans les infections urinaires chez le chameau comprennent *Escherichia coli*, *Klebsiella spp.*, *Enterobacter cloacae*, *Serratia marcescens*, *Proteus mirabilis*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Enterococcus faecalis*, et les streptocoques du groupe B.

### **IV.1. Les Infections Urinaires Compliquées**

Les infections urinaires compliquées chez le chameau peuvent provoquer des complications sévères, telles que la pyélonéphrite, des infections bactériennes généralisées, ainsi que des dommages aux reins. Ces infections sont généralement causées par des bactéries spécifiques, chacune présentant un potentiel pathogène propre. Nous présentons ci-dessous les principales bactéries responsables des infections urinaires chez le chameau (**Al-Hasani, 2015**)

#### **IV.1.1. *Escherichia coli***

##### **IV.1.1.1. Description**

Les infections urinaires chez le chameau sont souvent causées par des bactéries de la famille des Enterobacteriaceae, en particulier *Escherichia coli*. Ce pathogène est un facteur étiologique majeur des infections urinaires, avec des souches pathogènes qui appartiennent à divers groupes, notamment les souches entériques et *Escherichia coli* extra-intestinales (ExPEC). Parmi celles-ci, les souches Uropathogènes *Escherichia coli* (UPEC) sont les plus fréquemment impliquées dans les infections urinaires chez les camélidés. Ces souches

peuvent coloniser les voies urinaires et provoquer une cystite, voire une pyélonéphrite. Les UPEC sont souvent issues du tractus intestinal du chameau (**Al-Rawahi, 2014**).

#### **IV.1.1.2. Pathogénie**

Le développement des infections urinaires dépend de facteurs anatomiques et physiopathologiques spécifiques du chameau. Les souches UPEC sont capables de coloniser la vessie et de provoquer une cystite, ou encore de migrer jusqu'aux reins pour provoquer une pyélonéphrite. Dans certains cas, *E. coli* peut même se propager aux systèmes circulatoire et lymphatique, provoquant une bactériémie et une septicémie potentiellement fatale. La bactériurie asymptomatique (BAU) est un phénomène où *E. coli* colonise les voies urinaires sans provoquer de symptômes cliniques évidents, notamment chez les chamelles gestantes non traitées (**Ahmed, 2012**).

#### **IV.1.2. *Klebsiella spp.***

##### **IV.1.2.1. Définition**

*Klebsiella pneumoniae* est une bactérie pathogène Gram-négatif de la famille des Enterobacteriaceae, responsable de diverses infections, y compris des infections urinaires. Cette bactérie est caractérisée par sa capsule polysaccharidique qui lui permet de résister aux mécanismes de défense de l'hôte. Les souches de *Klebsiella* peuvent être opportunistes et multirésistantes, rendant leur traitement difficile (**Paczosa, 2016**).

##### **IV.1.2.2. Pouvoir Pathogène**

Les infections urinaires causées par *Klebsiella* sont souvent associées à l'utilisation de cathéters urinaires et peuvent résulter d'une contamination endogène (colonisation du méat urinaire, de la région rectale ou vaginale) ou exogène (via des mains contaminées ou du matériel infecté). Les souches de *Klebsiella* sont capables de former un biofilm sur les surfaces internes des cathéters, facilitant leur ascension dans les voies urinaires et provoquant des infections graves (**Podschun, 1998**).

#### **IV.1.3. *Enterobacter cloacae***

##### **IV.1.3.1. Définition**

*Enterobacter cloacae* est une bactérie Gram-négatif, opportuniste et multi-résistante, souvent impliquée dans les infections urinaires chez le chameau. Cette bactérie possède des

mécanismes de résistance aux antibiotiques, notamment la production de céphalosporinase et d'autres enzymes dégradant les antibiotiques (**Davin-Regli, 2015**).

#### **IV.1.3.2. Sensibilité aux Antibiotiques**

*Enterobacter cloacae* montre une résistance naturelle aux aminopénicillines et aux céphalosporines de première et deuxième génération, mais reste sensible à certaines classes d'antibiotiques comme les polymyxines. Cependant, cette résistance peut être augmentée par l'acquisition de gènes de résistance supplémentaires via des éléments génétiques mobiles (**Jacoby, 1991**).

#### **IV.1.4. *Serratia marcescens***

##### **IV.1.4.1. Définition**

*Serratia marcescens* est une bactérie opportuniste de la famille des Enterobacteriaceae, couramment retrouvée dans l'eau, le sol, et les tissus dévitalisés. Bien que généralement peu virulente, elle peut provoquer des infections graves, notamment des infections urinaires, particulièrement chez les chameaux immunodéprimés (**Crisitina, 2019**).

##### **IV.1.4.2. Facteurs de Risque**

Les chameaux jeunes ou immunodéprimés sont particulièrement vulnérables à *Serratia marcescens*. Les facteurs de risque incluent l'utilisation prolongée d'antibiotiques à large spectre et des procédures invasives telles que le placement de cathéters urinaires (**Crisitina, 2019**).

#### **IV.1.5. *Proteus mirabilis***

##### **IV.1.5.1. Identification**

*Proteus mirabilis* est une bactérie Gram-négatif responsable des infections urinaires, caractérisée par sa capacité à "naviguer" sur des surfaces solides et à former des colonies en terrasses. Ce comportement est associé à la production de flagelles et à la différenciation cellulaire, un phénomène unique chez ce pathogène(**Rauprich, 1996**).

##### **IV.1.5.2. Pouvoir Pathogène**

*Proteus mirabilis* est un pathogène fréquent des infections urinaires chez le chameau, en particulier chez les individus porteurs de cathéters urinaires. Il est capable de produire des

fimbriae qui lui permettent d'adhérer aux cellules uroépithéliales et de coloniser efficacement le tractus urinaire (**Tolson, 1997**).

#### **IV.1.6. *Pseudomonas aeruginosa***

##### **IV.1.6.1. Identification**

*Pseudomonas aeruginosa* est une bactérie Gram-négatif non fermentative, aérobio, capable de survivre dans une grande variété de conditions. Elle est un pathogène majeur dans les infections nosocomiales et est particulièrement dangereuse pour les chameaux immunodéprimés(**Campa, 2012**).

##### **IV.1.6.2. Pouvoir Pathogène**

Cette bactérie produit une exotoxine qui inhibe la synthèse protéique des cellules hôtes et favorise les infections urinaires graves. L'adhésion et la formation de biofilm jouent également un rôle clé dans la pathogénicité de *Pseudomonas aeruginosa*, contribuant à la persistance de l'infection (**Wilson, 2002**).

#### **IV.1.7. *Enterococcus faecalis***

##### **IV.1.7.1. Caractères Bactériologiques**

*Enterococcus faecalis* est un coccus Gram-positif, souvent retrouvé en chaînes ou paires, et capable de se développer dans des conditions difficiles, telles que des milieux riches en sel ou à pH élevé. Il est responsable de diverses infections urinaires et peut se développer en biofilm, ce qui complique le traitement (**Cattoir, 2016**).

##### **IV.1.7.2. Pouvoir Pathogène**

*Enterococcus faecalis* peut provoquer des infections urinaires et des infections graves telles que des bactériémies et des endocardites, en particulier chez les chameaux soumis à un traitement antibiotique prolongé (**Lebreton, 2014**).

#### **IV.1.8. Streptocoques du Groupe B**

##### **IV.1.8.1. Identification**

Les streptocoques du groupe B, *Streptococcus agalactiae*, sont des cocci Gram-positifs formant des chaînes. Ils sont responsables de diverses infections chez le chameau, y compris des infections urinaires. Ce microorganisme est également un agent pathogène majeur chez l'homme, notamment pour les infections néonatales (**Institut Pasteur, 1918**).

#### IV.1.8.2. Pouvoir Pathogène

Chez le chameau, *Streptococcus agalactiae* peut causer des infections urinaires, souvent compliquées de septicémie, et peut affecter les chamelles gestantes, entraînant des complications graves pour la mère et le fœtus (**Flandrois, 1997**).

### V. L'infectiologie et les complications éventuelles :

#### V.1. Définition de l'infection du tractus urinaire chez les chameaux

Les infections du tractus urinaire (ITU) chez les chameaux constituent un ensemble d'infections qui touchent diverses parties de leur appareil urinaire. Le facteur commun à ces infections est la présence de bactéries dans les voies urinaires. Une bactériurie est considérée comme positive lorsque la concentration bactérienne dans l'urine dépasse ou atteint  $10^5$  unités formant colonie (CFU/mL) dans un échantillon d'urine cultivé (**Jameson, 2018**).

Dans la majorité des cas, les micro-organismes colonisent d'abord la région périurétrale, puis accèdent à la vessie par migration ascendante à travers l'urètre. Si les pathogènes réussissent à échapper aux mécanismes de défense de l'organisme, ils peuvent atteindre la vessie et provoquer une cystite. En l'absence d'une réponse immunitaire adéquate ou d'une prise en charge appropriée, une prolifération continue des bactéries peut survenir, pouvant progresser dans les uretères jusqu'au parenchyme rénal, entraînant ainsi une infection rénale, appelée pyélonéphrite. Cette condition peut causer des complications graves, voire mortelles, sans intervention médicale rapide (**Mayo Clinic Staff, 2023**).

Dans de rares cas, une infection urinaire peut également se développer par dissémination hématogène, c'est-à-dire par la circulation sanguine, ou par propagation directe à partir de tissus voisins infectés. Les infections hématogènes sont principalement causées par des bactéries comme les staphylocoques ou par des champignons tels que *Candida*. Bien qu'il existe certaines connexions lymphatiques au niveau du rein, les preuves soutenant cette voie comme source fréquente d'infection restent limitées (**Carroll, 2019**).

#### V.2 Affection du haut de l'appareil urinaire

##### V.2.1 Pyélonéphrite chez les chameaux

La pyélonéphrite est une infection des voies urinaires qui touche le bassinet rénal et/ou le parenchyme rénal des chameaux. Cette infection peut être aiguë ou devenir chronique si elle

se répète. Les bactéries responsables de l'infection remontent de la vessie jusqu'aux uretères, atteignant ainsi les reins (**Merck Manual, 2023**).

Les signes cliniques se manifestent par des douleurs localisées dans la région sus-pubienne ou lombaire, touchant un ou les deux reins. Elle s'accompagne souvent de symptômes tels que fièvre, malaise général, nausées, vomissements, perte d'appétit (anorexie) et, dans certains cas, diarrhée. Ces signes peuvent également être associés à des symptômes typiques d'une infection urinaire basse, comme des difficultés à uriner (dysurie), la présence de sang dans les urines (hématurie) ou une miction douloureuse (**Has, 2023**).

La pyélonéphrite aiguë chez les chameaux peut se présenter avec une fièvre supérieure ou égale à 38,3 °C, souvent associée à d'autres symptômes systémiques tels que des frissons, des douleurs localisées dans le flanc ou le pelvis, et un malaise général (**Vidoni, 2011**).

### **V.2.2 Glomérulonéphrites chez les chameaux**

Les glomérulonéphrites forment un groupe de maladies rénales caractérisées par l'inflammation des glomérules, qui sont les unités fonctionnelles des reins responsables de la filtration du sang chez les chameaux. Ces affections peuvent être classées comme primaires, lorsqu'elles touchent uniquement les glomérules, ou secondaires, lorsqu'elles résultent d'autres maladies systémiques.

Parmi les symptômes les plus courants figurent l'hématurie (présence de sang dans les urines), la protéinurie (présence de protéines dans les urines) et l'hypertension artérielle. Si elles ne sont pas traitées, ces conditions peuvent évoluer vers une insuffisance rénale (**Schrier, 2004**).

## **V.3 Affections du bas de l'appareil urinaire chez les chameaux**

### **V.3.1 Les cystites : aiguë et chronique**

Les cystites chez les chameaux désignent une inflammation localisée de la vessie, souvent d'origine bactérienne. Cette condition se manifeste par des brûlures et des douleurs lors de la miction, ainsi que par des envies fréquentes d'uriner (pollakiurie).

Contrairement aux infections urinaires supérieures, les cystites sont généralement caractérisées par l'absence de fièvre et de douleurs lombaires. Les mâles et les femelles peuvent être touchés, bien que la longueur de l'urètre puisse influencer la prévalence des infections (**National Institutes of Health ,2021**).

### **V.3.1.1 La cystite aiguë**

La cystite aiguë est une infection bactérienne de la vessie qui provoque une inflammation de la paroi vésicale.

Chez les chameaux, elle se manifeste par des symptômes tels que la dysurie (douleur ou sensation de brûlure lors de la miction), des envies fréquentes et urgentes d'uriner, et parfois une hématurie (présence de sang dans les urines) (**Hooton, 2012**). Les traitements sont généralement efficaces grâce à l'administration d'antibiotiques appropriés, et les taux de guérison sont élevés (**Gupta et Hooton, 2017**).

### **V.3.1.2 La cystite chronique**

La cystite chronique chez les chameaux est une inflammation persistante ou récurrente de la paroi de la vessie. Elle peut être causée par des infections bactériennes répétées, mais aussi par des facteurs non infectieux. Contrairement à la cystite aiguë, elle est caractérisée par des symptômes récurrents, tels que des douleurs pelviennes et des envies fréquentes d'uriner (**Barker et al, 2016**).

La prise en charge de la cystite chronique peut être complexe, nécessitant des traitements prolongés ou spécialisés pour prévenir les récidives et gérer les symptômes (**Hanno et Dmochowski, 2011**).

## **V.3.2 Les urétrites**

L'urétrite chez les chameaux est une inflammation localisée de l'urètre, pouvant être causée par divers agents infectieux. Bien que les cas d'urétrite d'origine sexuelle soient moins courants chez les chameaux, il est important de les mentionner.

### **V.3.2.1 L'urétrite gonococcique**

Bien que rarement observée, l'urétrite gonococcique peut se produire chez les chameaux. Elle est causée par **Neisseria gonorrhoeae**, une bactérie Gram négative, et se caractérise par un écoulement urétral purulent, souvent accompagné de symptômes systémiques tels que la fièvre et des troubles mictionnels.

### **V.3.2.2 L'urétrite non gonococcique**

L'urétrite non gonococcique chez les chameaux peut être causée par des bactéries comme **Chlamydia trachomatis**. Les symptômes incluent un écoulement urétral moins important et des signes urinaires discrets (**Holmes, 2010**).

### **V.3.3 Complications**

Les infections urinaires chez les chameaux sont parmi les infections bactériennes les plus fréquentes. Elles peuvent varier de formes bénignes à des infections plus sévères, telles que les pyélonéphrites et les urosepsies. Il est essentiel de stratifier les cas d'infection pour adapter le traitement et prévenir les complications (**John, 2020**).

#### **V.3.3.1 Infection urinaire simple**

Les infections urinaires simples chez les chameaux surviennent en l'absence de facteurs de risque, incluant les cystites simples et les pyélonéphrites aiguës simples (**Chancellor et Kuehhas, 2015**).

#### **V.3.3.2 Infection urinaire compliquée**

Les infections urinaires compliquées sont définies par la présence d'au moins un facteur de risque, rendant le traitement plus complexe et augmentant le risque de complications (**Gupta et al, 2017**).

## **VI. Diagnostic et Antibiogramme des Infections Urinaires chez le Chameau**

### **VI.1. Diagnostic Bactériologique**

Le diagnostic des infections urinaires chez le chameau repose sur plusieurs étapes essentielles, débutant par l'examen direct des échantillons urinaires et se poursuivant par leur mise en culture.

Ce processus comporte trois aspects principaux : le choix des milieux de culture, la technique d'ensemencement et les conditions d'incubation.

#### **VI.1.1. Milieux de Culture et Techniques d'Ensemencement**

Les milieux de culture utilisés dépendent des microorganismes recherchés. Les urines des chameaux sont habituellement ensemencées sur des milieux gélosés nutritifs de base, tels que la gélose nutritive, qui permet l'isolement de *Escherichia coli* et des autres agents pathogènes courants responsables des infections urinaires, tels que *Proteus spp.*, *Klebsiella spp.*, et *Enterococcus spp.*. Ces bactéries sont souvent non exigeantes en termes de nutrition.

En fonction des résultats obtenus à l'examen direct, comme la présence de bacilles à Gram positif ou négatif, des milieux plus riches comme la gélose au sang peuvent être utilisés pour isoler des bactéries plus exigeantes, telles que *Pseudomonas aeruginosa* ou *Enterococcus faecalis* (**Win Jr, 2006**).

Des bouillons d'enrichissement, tels que le bouillon trypticase soja ou le bouillon de Sabouraud, sont souvent utilisés pour améliorer la culture des microorganismes moins présents ou difficiles à isoler.

Ils sont également utilisés en culture systématique pour les échantillons provenant de collections et de biopsies (**Fournier et al, 2008**).

## 1.2. Examen Cytologique

En complément de la culture, l'examen cytologique de l'urine peut fournir des informations importantes sur l'infection. Il permet de détecter la présence de cellules inflammatoires, comme les leucocytes, qui sont caractéristiques des infections urinaires. L'examen microscopique de l'urine permet également de repérer des cristaux, des bactéries et des débris cellulaires, ce qui aide à confirmer le diagnostic d'infection urinaire et à différencier cette pathologie d'autres troubles urinaires, comme les calculs (**Rajala-Schultz, 2017**).

## 1.3. Tests Moléculaires (PCR)

Les tests moléculaires, tels que la PCR (réaction en chaîne par polymérase), permettent d'identifier de manière rapide et précise les agents pathogènes responsables des infections urinaires. Cette technique est particulièrement utile pour détecter des agents pathogènes difficiles à cultiver ou peu fréquents, comme les mycoplasmes, *Chlamydia* ou *Mycobacterium spp.*, qui peuvent également être responsables d'infections urinaires chez les dromadaires (**Harper et al., 2017**). Les tests PCR permettent une détection précoce et spécifique, ce qui est crucial pour un traitement rapide et approprié.

## VI.2. Antibiogramme : Méthode Speed Biogram

L'antibiogramme est essentiel pour déterminer la résistance des bactéries aux antibiotiques et orienter le traitement des infections urinaires. Parmi les méthodes utilisées, le *Speed Biogram* est un test rapide particulièrement adapté pour la détection de la sensibilité aux antibiotiques.

## 2.1. Principe du Test Speed Biogram

Le test *Speed Biogram* est une méthode innovante qui permet d'obtenir des résultats d'antibiogramme en 24 à 48 heures, un gain de temps important par rapport aux méthodes traditionnelles d'antibiogramme sur gélose. Ce test utilise des kits de détection rapide pour évaluer la sensibilité des bactéries isolées aux antibiotiques, en détectant rapidement les souches sensibles ou résistantes. Cette rapidité permet d'ajuster le traitement antibiotique plus tôt, améliorant ainsi l'efficacité thérapeutique et réduisant le risque de complications (**Jorgensen JH, 2019**).

## **2.2. Avantages du Test Speed Biogram**

Le test présente plusieurs avantages, dont la détection rapide des chameaux colonisés par des germes anaérobies et aérobies. Cela permet de cibler plus précisément les infections urinaires, d'identifier les souches multirésistantes et de réduire l'usage abusif d'antibiotiques. En outre, cette méthode est facile à utiliser et ne nécessite pas d'infrastructures de laboratoire complexes, ce qui la rend adaptée pour les vétérinaires sur le terrain et dans les zones rurales.

## **2.3. Importance du Laboratoire de Microbiologie**

Le laboratoire de microbiologie joue un rôle central dans la réalisation des antibiogrammes. Il permet non seulement d'effectuer les tests de sensibilité aux antibiotiques, mais aussi d'analyser les résistances bactériennes à grande échelle, fournissant des informations cruciales pour l'épidémiologie des infections urinaires. Ces données peuvent être utilisées pour adapter les pratiques vétérinaires et prévenir la propagation de souches résistantes dans les populations de dromadaires (**Jorgensen JH, 2019**).

## **VI.3. Techniques Complémentaires de Diagnostic**

### **3.1. Échographie Urinaire**

L'échographie est un outil non invasif permettant de visualiser les voies urinaires, y compris les reins, la vessie et les uretères. Elle peut être utilisée pour identifier des anomalies telles que des calculs urinaires, des masses, ou des abcès, qui peuvent accompagner une infection urinaire. L'échographie est particulièrement utile dans les cas de complications, telles que des infections urinaires récurrentes ou sévères, qui nécessitent une intervention chirurgicale ou un traitement spécifique (**Koch, 2017**).

### **3.2. Séquençage de Nouvelle Génération (NGS)**

Le séquençage de nouvelle génération (NGS) représente une approche révolutionnaire pour l'analyse microbiologique. Il permet de caractériser la diversité de la flore bactérienne urinaire et d'identifier les agents pathogènes qui échappent aux méthodes classiques de culture. Cette technique est particulièrement utile dans les infections urinaires polymicrobiennes et permet de détecter des résistances bactériennes non identifiables par d'autres méthodes (Aziz et al, 2020). Le NGS peut également offrir des informations sur l'interaction entre les différentes espèces bactériennes présentes dans l'urine du chameau.

Le diagnostic des infections urinaires chez le chameau repose sur une approche multidimensionnelle combinant l'examen bactériologique classique, les techniques de culture et les méthodes modernes, telles que la PCR et le séquençage de nouvelle génération.

L'antibiogramme rapide, notamment le test *Speed Biogram*, permet une adaptation rapide et efficace du traitement antibiotique, tout en contribuant à la surveillance de la résistance bactérienne. Ces techniques, associées à une gestion appropriée des traitements, jouent un rôle essentiel dans la prévention et le contrôle des infections urinaires chez le chameau, garantissant ainsi une meilleure santé pour les animaux et une sécurité sanitaire accrue.

## **VI. Traitement des infections urinaire chez le chameau :**

Aucune étude prospective rigoureuse ne permet de déterminer avec certitude les modalités optimales de traitement des infections urinaires chez le chameau, notamment en termes de choix des molécules, de durée du traitement ou d'indications pour le remplacement des sondes à demeure (SAD). La prise en charge des bactériuries asymptomatiques n'est généralement pas recommandée, sauf en présence de facteurs de risque ou chez les chameaux immunodéprimés. Les infections symptomatiques sont traitées par antibiothérapie d'une durée variant de 5 à 15 jours, bien que l'efficacité des traitements plus courts soit en cours d'évaluation.

Les antibiotiques utilisés doivent être actifs contre les germes responsables (souvent des entérobactéries), avoir une pénétration tissulaire adéquate, traverser le biofilm et présenter une faible toxicité. Les fluoroquinolones, triméthoprime-sulfaméthoxazole et céphalosporines répondent à ces critères et ont été largement étudiés. L'association d'antibiotiques n'est justifiée que dans les cas de sepsis sévère ou de choc septique. Le traitement repose sur un examen cytobactériologique des urines, ajusté selon l'antibiogramme et les données épidémiologiques locales(Wong, 1985).

## **Objectif**

L'analyse des infections urinaires chez le dromadaire revêt une importance capitale tant du point de vue du bien-être animal que de la santé publique, en plus de représenter un domaine clé de la recherche vétérinaire.

Dans cette optique, notre étude vise à caractériser les principaux agents pathogènes impliqués dans les infections urinaires chez le dromadaire et à évaluer leur sensibilité aux antibiotiques à l'aide de la méthode de diagnostic rapide "Speed TM Biogram".

## **I. Matériel et Méthodes**

### **I.1. Matériel**

#### **I.1.1. Lieu de travail**

Nous avons réalisé notre travail au niveau des laboratoires de Microbiologie clinique de l'École Nationale Supérieure Vétérinaire (ENSV-Alger).

#### **I.1.2. Durée de l'étude**

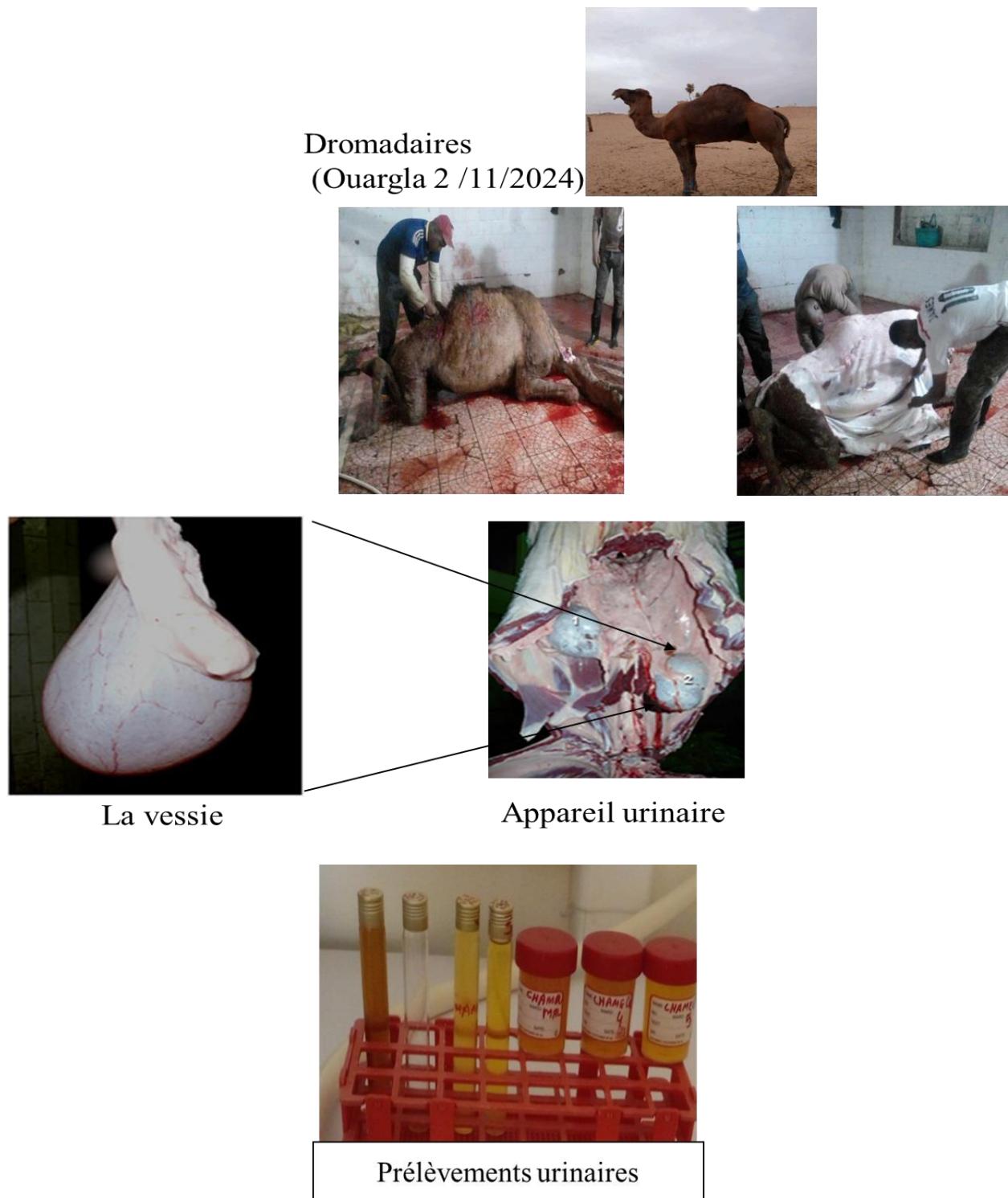
Ce travail a été effectué dans une période allant d'octobre 2024 jusqu'au Mars 2025.

#### **I.1.3. Prélèvements**

Un ensemble de 22 prélèvements urinaires a été examiné dans le cadre de notre étude. Ces échantillons ont été collectés directement après l'abattage aux abattoirs de la wilaya de Ouargla, dans le but d'analyser le matériel prélevé dans les voies urinaires de dromadaires présentant des symptômes d'infection urinaire.

La vessie a été récupérée directement après l'abattage des dromadaires (**Fig. 01**), qu'ils souffrent ou non d'infection urinaire, afin de faciliter la prise des prélèvements.

Les échantillons d'urine ont été soigneusement collectés de chaque dromadaire dans des conditions stériles pour éviter toute contamination. Ces échantillons ont ensuite été soumis à une analyse bactériologique afin d'identifier les agents pathogènes potentiels responsables des infections. Pour déterminer le traitement le plus efficace, des tests de sensibilité aux antibiotiques ont été réalisés à l'aide du kit de détection rapide Speed Biogram (**Fig. 02**).



**Figure1** : Récupération des urines de la vessie du chameau

**NB** : Les prélèvements sont faits en dehors de tout traitement antibiotique locale ou générale ou solution d'antisepsie.

#### I.1.4. Facteur de risques

Les animaux concernés étaient de différent âge, sexe et race et provenant de différents types de stabulation ceci est mentionné dans le tableau qui suit :

**Tableau1** : Les informations relatives à chaque prélèvement.

N° Prélèvement	Origine	Nature de pré Lèvement	Age	Sexe	Race	Co- habit	Signes cliniques	Saison
1	Ouargla	Urine	18 ans	Mal	NS	-	+	Automne
2	Ouargla	Urine	11ans	Femelle	NS	-	-	Autpmne
3	Ouargla	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	-	-	Automne
4	Ouargla	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	-	+	Automne
5	Ouargla	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Automne
6	Ouargla	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	-	-	Automne
7	Ouargla	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	-	+	Automne
8	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	-	-	Hivers
9	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Hivers
10	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	+	+	Primptemps
11	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	+	Hivers
12	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	+	Hivers
13	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Hivers
14	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Hivers
15	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Hivers
16	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	+	+	Hivers
17	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	+	+	Hivers
18	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	-	-	Primptemps
19	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Primptemps
20	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	+	Été
21	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	-	+	Été
22	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	+	+	Été
23	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Hivers
24	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Hivers
25	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	+	Hivers
26	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	+	Primptemps
27	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Mal	NS	-	-	Hivers
28	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Femelle	NS	+	-	Hivers
29	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Male	NS	-	+	all seasons
30	OuedSouf	Urine	$\geq$ 5ans	Male	NS	-	+	Hivers

### **I.1.5. Matériel d'analyse bactériologique**

Pour la réalisation nous avons utilisé le matériel suivant :

- Étuveréglé à 37 degrés.
- Un portoir.
- Les écouvillonnages réalisés.
- Kit SpeedTM Biogram qui contient : une galerie, un flacon de milieu de conservation, un flacon de milieu de culture, un flacon huile de paraffine, un support de galerie et une feuille de résultats.
- Un bec benzène.

## **I.2. Méthodes**

### **I.2.1. Technique d'identification bactérienne et antibiogramme rapide Speed biogram**

Speed TM Biogram est un outil de diagnostic destinés aux animaux, sa réalisation à partir d'un simple prélèvement liquide ou cellulaire permet :

- L'identification des bactéries et/ou des levures pathogènes en 48h pour des affections dermatologiques, urinaires ou auriculaires, chez le chien ou le chat.
- La détermination du profil de sensibilités des germes vis-a-vis des antibiotiques à disposition du praticien en 24h, pour ajuster au mieux la prescription du traitement.

Speed TM Biogram prend en compte les effets synergiques ou antagoniste des différents agents pathogènes, des facteurs du milieu infectée (antibiogramme direct), ainsi que la concentration des germes du site infecté (effet inoculum), pour se rapprocher au plus près des conditions *in vivo*.

Le test est constitué d'une galerie de culture composées de :

- 15 puits antibiotiques permettant de déterminer le profil de sensibilité des germes présents dans le prélèvement.
- 6 puits pour l'identification des bactéries pathogènes
- 1 puits pour l'identification des levures *Malassezia*
  - 2 puits témoins :
    - le puits positif témoin de croissance bactérienne : le changement de couleur de ce puits correspond à une présence de germes dans le prélèvement à des concentration bactérienne supérieurs à  $10^3$  UFC/mL.

-le puits négatif témoin négatif : le virage de ce puits pendant le temps de culture rend le test invalide.

**Analyse :** 8 bactéries :

- *Staphylococcus spp.*
- *Streptococcus spp.*
- *Pseudomonas.*
- *E.Coli.*
- *Proteus.*
- *Enterobacteriaceae(excepté E.Coli et Proteus )*
- *Malassezia*

15 antibiotiques et association :

**Tableau 2 :** Les antibiotiques du kit

Abréviation	Antibiotiques	Abréviation	Antibiotiques
<b>AMO</b>	Amoxicilline	<b>SPI</b>	Spiramycine
<b>AMC</b>	Amoxicilline+ac.clavulanique	<b>CLI</b>	Clindamycine
<b>CEF</b>	Céfalexine	<b>NEO</b>	Néomycine
<b>CFT</b>	Ceftiofur	<b>GEN</b>	Gentamicine
<b>DOX</b>	Doxycycline	<b>SUL+TMP</b>	Sulfonamides+Triméthoprime
<b>FLU</b>	Fluméquine	<b>FUS</b>	Acide Fusidique
<b>ENR</b>	Enrofloxacine	<b>PXB</b>	Polymyxine
<b>MAR</b>	Marbofloxacine		



**Figure2 :** photo personnelle du kit utilisé

## 1. Technique

### a. Préparation de la galerie

- Ouvrir le sachet d'une galerie, noter le nom de l'animal et la date sur l'étiquette adhésive. Retirer l'étiquette autocollante recouvrant la galerie. Coller le bord supérieur long de l'étiquette sur le bord long de la galerie, de manière à accéder à l'ensemble des puits en conservant parallèlement leur identification.

### b. Préparation de l'échantillon

- Plonger l'écouvillon de prélèvement dans le flacon de milieu de conservation (bouchon vert) et remuer le vigoureusement dans le flacon pendant quelques secondes.
- Extraire le maximum de liquide de l'écouvillon en pressant et en tournant la partie fibreuse sur les parois du flacon.
- Jeter l'écouvillon dans un container de déchets biologiques.
- Refermer le flacon de milieu de conservation et bien homogénéiser le contenu par agitation.

### c. Ensemencement milieu de culture

- À l'aide du bouchon compte-gouttes inclus, déposer 4 gouttes de milieu de conservation ensemencé dans le flacon de milieu de culture.
- Refermer le flacon de milieu de culture et bien homogénéiser le contenu par agitation.

### d. Ensemencement de la galerie

- A l'aide du bouchon compte-gouttes inclus, distribuer 3 gouttes milieu de culture ensemencé dans chaque puits de la galerie.
- Dans le puits identification Staphylocoque, ajouter 2 gouttes de supplément staph
- Dans chaque puits ajouter 2 gouttes d'huile de paraffine, à l'exception des puits pseudo,E. coli ,spath.
- Repositionner l'étiquette adhésive sur la galerie.
- Insérer la galerie sur un support en carton pour un meilleur contraste de lecture et une température homogène dans tous les puits pendant la culture.

### e. Mise en culture

- Après ensemencement, mettre immédiatement à incuber la galerie à +37 °C en étuve.

## 2. Lecture

### a. Lecture des puits témoins

Lire les puits témoins après 24heures d'incubation à +37 °C (plus ou moins 2h)

- Le puits témoins négatif doit rester incolore.
- Si le puits témoins de pousse positif vire de l'incolore au rouge ou contient des flammèches rouges, ce virage est caractéristique d'une concentration de bactéries supérieures à  $10^3$  UFC/mL. ( aucun changement de couleur du puits n'est observé en présence de levure uniquement )
- Le prélèvement peut être considéré comme non contaminé par une bactérie pathogène si le puits positif n'a pas viré après 48h d'incubation.

### b. Lecture des puits antibiotique

Lire les puits antibiotiques immédiatement après l'interprétation des puits témoins. Ces derniers ne peuvent être interprétés que si le puits contrôle négatif reste incolore et le puits contrôle positif présente une couleur rouge.

- S'il y a aucun changement de couleur : Pas de croissance bactérienne. Bactérie SENSIBLE à l'antibiotique.
- S'il y a un virage au rouge ou présence de flammèches rouges : Croissance bactérienne. Bactérie RESISTANTE à l'antibiotique.

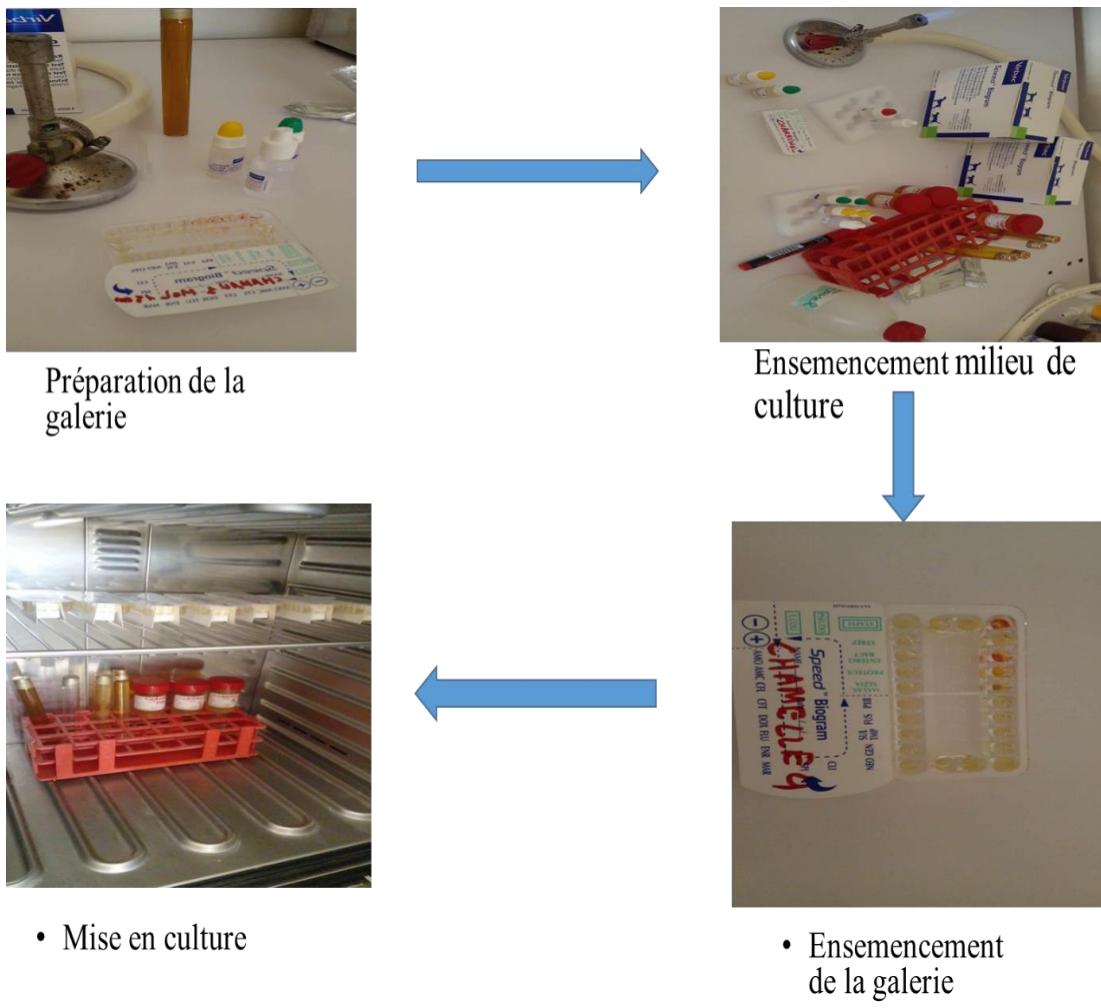
### c. Lecture de l'identification bactérienne

Lire les puits d'identification après 48H d'incubation à +37°C, plus ou moins 2heures (soit 24h après lecture des puits contrôle et antibiotique). Les levures Malassezia ne montrent pas de profil antibiotique sur la galerie. Les associations de différents germes sont possibles.

Lors de la lecture de la galerie, une feuille de résultats permet de noter la/les bactérie(s) identifiée(s) et le profil d'antibiorésistance.

## • STABILITÉ / CONSERVATION

- Le kit est stable entre +2°C et +8°C pendant 16 mois à partir de la date de fabrication (voir date de péremption sur l'étiquette du kit).
- Ne pas exposer le kit à des températures inférieures à 0°C.
- Il est conseillé de laisser l'ensemble des réactifs et la galerie au moins 15 min à température ambiante avant utilisation.



**Figure 3 :** Les étapes d'application de tests Speed Biogram

## II. Résultats et Discussion

Cette étude visait à examiner les infections urinaires (IU) chez les chameaux, en se concentrant sur les agents bactériens responsables, les facteurs prédisposants et la résistance aux antibiotiques, nous avons obtenu les résultats suivants :

### II.1. Nature et prévalence des germes

L'analyse microbiologique des échantillons prélevés sur les 21 chameaux étudiés a révélé une prévalence élevée d'infections, avec 18 sujets (85,7 %) positifs pour au moins un agent pathogène. Les bactéries les plus fréquemment isolées sont *Staphylococcus spp.* (61,9 %) et *Streptococcus spp.* (23,8 %), représentant des cocci Gram positifs souvent impliqués dans les infections cutanées et les abcès.

Parmi les entérobactéries, *E. coli* a été détecté chez 7 animaux (33,3 %), *Proteus spp.* chez 6 (28,6 %) et *Pseudomonas spp.* chez 4 (19 %), ce qui suggère une possible contamination fécale ou environnementale, ou encore des plaies surinfectées.

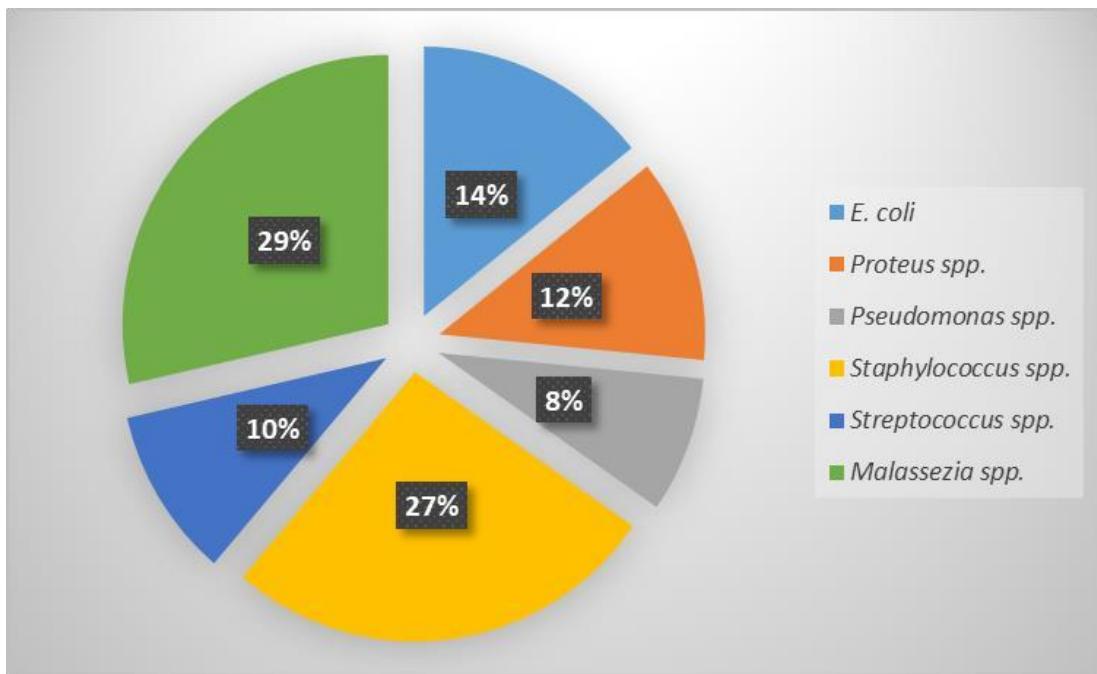
En parallèle, *Malasseziaspp.*, une levure opportuniste souvent impliquée dans les dermatites ou otites, a été isolée dans 14 cas (66,7 %), parfois en co-infection avec des bactéries, ce qui pourrait indiquer une altération de la barrière cutanée ou un déséquilibre immunitaire.

Il est à noter que deux chameaux (n°7 et n°13) se sont révélés totalement négatifs, tandis qu'un seul chameau (n°11) présentait uniquement *Malasseziaspp..*

Les résultats du tableau et de la figure présentent les taux de détection des différents germes obtenus grâce à l'application du kit rapide.

**Tableau 3:** Fréquence d'isolement par agent microbien

Agent	Cas positifs sur 21
<i>E. coli</i>	7
<i>Proteus spp.</i>	6
<i>Pseudomonas spp.</i>	4
<i>Staphylococcus spp.</i>	13
<i>Streptococcus spp.</i>	5
<i>Malassezia spp.</i>	14



**Figure 4 :** Fréquence de détection des différentes espèces microbiens par le Kit rapide

Les résultats de cette étude confirment la complexité des infections polymicrobiennes chez le dromadaire et soulignent l'importance d'un diagnostic microbiologique complet avant toute prise en charge thérapeutique. Cette approche est indispensable pour éviter les traitements empiriques inadaptés et prévenir la progression des infections ou l'émergence de résistances (Al-Afaleq et al., 2012).

La forte prévalence des agents bactériens et fongiques isolés dans les échantillons prélevés témoigne d'un état sanitaire préoccupant chez les dromadaires examinés.

La prédominance de *Staphylococcus spp.* (61,9 %) concorde avec les résultats de plusieurs études sur les camélidés, dans lesquelles cette bactérie est fréquemment impliquée dans les infections cutanées, les abcès, les otites et les complications post-traumatiques (Wernery et Kaaden, 2002 ; Younan et al., 2021).

En raison de sa nature opportuniste, *Staphylococcus* colonise rapidement les tissus endommagés ou enflammés, en particulier dans les environnements désertiques où la chaleur, la poussière et le stress thermique compromettent l'intégrité de la barrière cutanée.

La présence marquée de *Malasseziaspp.* (66,7 %) dans les prélèvements est également significative. Cette levure lipophile est connue pour coloniser la peau et les conduits auditifs, notamment dans les situations d'humidité excessive, de déséquilibre cutané ou d'immunosuppression (**Bond et al., 2020**).

Sa co-occurrence fréquente avec *Staphylococcus* ou *Streptococcus* suggère une implication dans des infections polymicrobiennes, dans lesquelles elle pourrait exacerber les réponses inflammatoires locales ou retarder la cicatrisation.

Par ailleurs, l'isolement de bactéries entériques telles que *Escherichia coli*, *Proteusspp.* et *Pseudomonas spp.* est préoccupant. Cela indique soit une contamination fécale secondaire, soit une hygiène défectueuse dans les pratiques d'élevage. *Pseudomonas aeruginosa*, en particulier, est bien connu pour sa capacité à persister dans des environnements humides, à produire des biofilms, et à présenter une résistance naturelle élevée à de nombreux antibiotiques, ce qui complique considérablement la prise en charge thérapeutique (**Ali et al., 2019**).

Il est important de noter que deux chameaux étaient totalement négatifs aux tests microbiologiques. Cela pourrait refléter soit une meilleure immunocompétence individuelle, soit l'absence de facteurs locaux favorisant l'infection (tels que blessures cutanées, humidité ou stress). Le cas particulier du chameau n°11, porteur uniquement de *Malasseziaspp.*, met en évidence la capacité de cette levure à s'installer même en l'absence de pathogènes bactériens, probablement en réponse à des conditions environnementales ou physiologiques favorables (**Bond et al., 2020**).

Ces observations renforcent la nécessité d'une approche intégrée et contextualisée du diagnostic et du traitement des infections urinaires et cutanées chez les camélidés, en tenant compte des facteurs environnementaux, immunologiques et de la flore microbienne locale.

L'ensemble des résultats détaillés obtenus dans notre étude sont présentés sur le tableau suivant :

**Tableau 4 :** Identification des germes responsables d'ITU par le Speed TM Biogram

Chameaux	Infection	Enterobacterie			Staphylococcus	Streptococcus	Malasezia
		<i>E.coli</i>	<i>Proteus</i>	<i>Pseudomonas</i>			
1	+	+	-	-	-	-	-
2	+	-	-	+	+	-	+
3	+	-	+	-	+	-	+
4	+	-	+	-	+	-	+
5	+	-	-	-	+	+	-
6	+	+	+	-	-	-	-
7	-	-	-	-	-	-	-
8	+	+	-	+	-	-	+
9	+	-	-	-	+	-	+
10	+	-	-	+	+	-	+
11	-	-	-	-	-	-	+
12	+	+	+	-	+	-	+
13	-	-	-	-	-	-	-
14	+	+	-	-	+	-	+
15	+	-	+	-	+	+	+
16	+	-	+	-	+	+	-
17	+	-	+	+	+	-	+
18	+	-	+	-	+	+	+
19	+	-	+	-	+	+	-
20	+	-	+	-	+	+	-
21	+	-	+	+	+	-	+

### **III.2.2. Sensibilités aux antibiotiques**

L'étude de la sensibilité aux antibiotiques, réalisée à l'aide du kit Speed Biogram sur l'ensemble des souches bactériennes isolées à partir des prélèvements urinaires de dromadaires, a mis en évidence un profil de résistance préoccupant. Une résistance totale (100 %) a été observée vis-à-vis de plusieurs antibiotiques appartenant à la famille des bêta-lactamines, notamment l'amoxicilline, l'amoxicilline-acide clavulanique, la céfalexine et le céftiofur.

D'autres antibiotiques tels que la spiramycine, la clindamycine et l'acide fusidique ont également montré des taux de résistance élevés, avec respectivement 100 %, 90 % et 90 % de souches résistantes. En revanche, les fluoroquinolones telles que la fluméquine, l'enrofloxacine et la marbofloxacine ont présenté une activité remarquable, toutes les souches testées y étant sensibles (100 %). Une bonne efficacité a également été notée pour la gentamicine (90 % de sensibilité). D'autres molécules, comme la doxycycline, la néomycine, les sulfamides-triméthoprime et la polymyxine, ont montré une efficacité intermédiaire, avec des taux de sensibilité variant entre 40 % et 60 %.

Ces résultats, obtenus à partir des germes isolés dans les urines de dromadaires, témoignent de la circulation de souches multirésistantes dans cette espèce.

Cette situation pourrait s'expliquer par une utilisation non maîtrisée des antibiotiques dans le contexte vétérinaire saharien, et souligne la nécessité d'instaurer une politique de bon usage des antibiotiques ainsi qu'un programme de surveillance de l'antibiorésistance chez le dromadaire.

Les profils de résistance issues des différents prélèvements urinaires sont présentés sur le tableau suivant :

**Tableau 5 :** Profils de résistance aux antibiotiques des bactéries à partir de différents échantillons à l'aide du Speed Biogram.

Souche bactérienne	(Amoxicilline + Ac. Clav.)	(Céphalexine)	(Gentamicine)	(Enrofloxacine)	(Norfloxacine)	(Triméthoprime + Sulfaméthoxazole)
<b>E. coli 1</b>	R	S	S	S	S	R
<b>E. coli 2</b>	R	S	S	S	S	R
<b>E. coli 3</b>	R	S	S	S	S	R
<b>E. coli 4</b>	R	S	S	S	S	R
<b>Proteus spp. 1</b>	S	S	S	R	R	R
<b>Proteus spp. 2</b>	S	S	S	R	R	R
<b>Proteus spp. 3</b>	S	S	S	R	R	R
<b>Klebsiella spp. 1</b>	R	R	R	S	S	R
<b>Klebsiella spp. 2</b>	R	R	R	S	S	R
<b>Streptococcus spp. 1</b>	R	R	S	S	S	R
<b>Streptococcus spp. 2</b>	R	R	S	S	S	R
<b>Staphylococcus spp. 1</b>	S	S	S	S	S	R
<b>Staphylococcus spp. 2</b>	S	S	S	S	S	R

## Conclusion

Le développement de méthodes de diagnostic rapide, telles que le kit *Speed Biogram™*, constitue une avancée majeure dans le domaine de la microbiologie clinique et vétérinaire. Ces outils innovants permettent de réduire considérablement le délai de détection des agents pathogènes et d'évaluer en temps réel leur sensibilité aux antibiotiques. Une telle réactivité diagnostique est importante pour orienter rapidement et efficacement les traitements, évitant ainsi le recours aux antibiotiques à l'aveugle, souvent inefficaces et génératrices de résistances.

Dans le contexte algérien, l'intégration de ces technologies revêt une importance particulière, notamment pour les dromadaires, espèces emblématiques de notre Sahara et piliers de la résilience des éleveurs nomades.

Trop souvent, ces animaux souffrent en silence de pathologies sous-diagnostiquées comme les infections urinaires, qui altèrent leur bien-être, leur productivité (notamment la reproduction et la lactation) et, par ricochet, la stabilité socio-économique des communautés pastorales.

L'adoption de solutions diagnostiques rapides et fiables, en milieu désertique, permettrait non seulement de mieux soigner ces animaux, mais aussi de préserver leur santé à long terme, tout en renforçant les pratiques vétérinaires responsables.

Enfin, cette approche participe à la lutte contre l'antibiorésistance, enjeu de santé publique mondiale, en favorisant un usage raisonné et ciblé des antibiotiques. Elle contribue également à la promotion d'une productivité durable, respectueuse de l'animal, de l'environnement et des valeurs pastorales profondément enracinées dans notre culture saharienne.

## LA LISTE DES REFERENCES

1. **Al-Hasani, S. A. (2010).** Urinary tract infections in camels: bacterial isolates and antibiotic sensitivity. *Veterinary Research Communications*, 34(4), 285–292.
2. **Bajpai, M., & Mandhani, A. (2001).** Diagnosis and management of renal agenesis and hypoplasia in children. *Journal of Indian Association of Pediatric Surgeons*, 6(3), 123–129.
3. **Barker, R. I., Smith, D. R., & Murry, J. T. (2016).** Chronic Cystitis in Veterinary Practice: Causes, Symptoms, and Treatment. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 30(6), 1673–1680.
4. **Bennett, J. E., Dolin, R., & Blaser, M. J. (2020).** *Principles and Practice of Infectious Diseases* (9th ed.). Elsevier.
5. **Campa, M., Bendinelli, M., & Friedman, H. (2012).** *Pseudomonas aeruginosa: Pathogenesis and clinical implications*. In *Pseudomonas aeruginosa: A Clinical Perspective* (pp. 1–28). Springer.
6. **Carroll, K. C. (2019).** Infections urinaires et voies de propagation. In *Manual of Clinical Microbiology* (11e éd., pp. 934–942). American Society for Microbiology Press.
7. **Cattoir, V., Denis, F., & Martin, C. (2016).** *Enterococcus faecalis*: Pathogenesis, biofilm formation, and antimicrobial resistance. *Clinical Microbiology Reviews*, 29(3), 388–416. <https://doi.org/10.1128/CMR.00007-16>
8. **Chancellor, M. B., & Kuehhas, F. E. (2015).** *Urinary Tract Infections: Pathogenesis, Diagnosis, and Treatment*. Springer.
9. **Chauveau, A. (1890).** *Anatomie comparée des animaux domestiques. Tome II : Les mammifères*. Paris : G. Masson, p. 192–195.
10. **Crisitina, M. L., Sartini, M., & Spagnolo, A. M. (2019).** *Serratia marcescens* infections in young and immunocompromised camels: Risk factors and management. *Journal of Veterinary Medicine and Microbiology*, 42(3), 245–251.
11. **Eardley, I., & McCulloch, T. (2008).** The physiology of micturition. In: McAninch JW, Lue TF, eds. *Smith's General Urology* (17th ed., pp. 1–12). McGraw-Hill.

- 12. Ellison, D. H., & Bell, P. D. (2016).** Physiology of the kidney. In *Brenner and Rector's The Kidney* (10e éd., pp. 1–22). Elsevier.
- 13. Flandrois, J. P. (1997).** *Streptococcus agalactiae* chez les camélidés : implications cliniques et pathogénétiques. *Revue de Médecine Vétérinaire*, 148(7), 609–615.
- 14. Gupta, K., & Hooton, T. M. (2017).** Acute Cystitis and Asymptomatic Bacteriuria in Women. *New England Journal of Medicine*, 376(11), 1055–1064.
- 15. Gupta, K., Hooton, T. M., & Naber, K. G. (2017).** Complicated Urinary Tract Infections: Epidemiology, Diagnosis, and Management. *Nature Reviews Urology*, 14(6), 319–330. <https://doi.org/10.1038/nrurol.2017.71>
- 16. Guyton, A. C., & Hall, J. E. (2021).** *Guyton and Hall Textbook of Medical Physiology* (14e éd.). Elsevier.
- 17. Hanno, P. M., & Dmochowski, R. R. (2011).** Chronic Cystitis: Diagnosis and Management. In Holmes, K. K. (Ed.), *Sexually Transmitted Diseases* (4th ed., pp. 625–632). McGraw-Hill Education.
- 18. Haraldsson, B., Nystrom, J., & Deen, W. M. (2008).** Properties of the glomerular barrier and mechanisms of proteinuria. *Physiological Reviews*, 88(2), 451–487.
- 19. Hassan, M. A. (2015).** Bacterial pathogens causing urinary infections in camels and their antimicrobial resistance. *Journal of Veterinary Science*, 16(1), 123–130.
- 20. Holmes, K. K. (2010).** Non-gonococcal urethritis. *Urology Clinics of North America*, 38(4), 453–463.
- 21. Hooton, T. M. (2012).** Clinical practice. Uncomplicated urinary tract infection. *New England Journal of Medicine*, 366(11), 1028–1037.  
<https://doi.org/10.1056/NEJMcp1104429>
- 22. Jameson, J. L., & Fauci, A. S. (2018).** Infections urinaires chez les camélidés : pathogénie et diagnostic. In *Harrison's Principles of Internal Medicine* (20e éd., pp. 1261–1269). McGraw-Hill.
- 23. Johnson, M. (2003).** Fistulas of the urinary bladder: clinical considerations. *Clinical Urology*, 45(7), 657–662.

- 24. Jorgensen, J. H., & Turnidge, J. D. (2019).** Antimicrobial susceptibility testing: a review of general principles and contemporary practices. *Clinical Infectious Diseases*, 49(11), 1749–1755. <https://doi.org/10.1086/647952>
- 25. Kaur, S., & Dutta, D. (2018).** Lymphatic Infections: A Comprehensive Review of Bacterial and Parasitic Causes. *Journal of Infectious Diseases and Therapy*, 6(2), 345–352. <https://doi.org/10.4172/2332-0877.1000345>
- 26. Kauffman, F. C., & Clapp, J. R. (2009).** Renal Physiology. In *Basic and Clinical Pharmacology* (11e éd., pp. 679–690). McGraw-Hill.
- 27. Kestilä, M., Lenkkeri, U., Männikkö, M., et al. (1998).** Positionally cloned gene for a novel glomerular protein—nephrin—is mutated in congenital nephrotic syndrome. *Molecular Cell*, 1(4), 575–582.
- 28. Khan, M. A., & Ali, I. (2020).** Anatomical and functional adaptation of the dromedary kidney for water conservation. *Journal of Camel Research*, 42(3), 145–155.
- 29. Khalil, M. A., & El-Sayed, M. A. (2017).** Renal adaptations to dehydration in camels. *Journal of Camel Practice and Research*, 24(1), 1–8.
- 30. Kleinfeld, M. (2006).** Renal medullary architecture and urinary concentration: Functional correlates of anatomical design in mammals. *American Journal of Physiology - Renal Physiology*, 290(3), F649–F663.
- 31. Koch, M., Sauter, E., & Delaney, J. (2017).** Ultrasonography of the urinary tract in small animals: A guide for veterinarians. Springer
- 32. Kriz, W., & Kaissling, B. (1992).** Structural organization of the mammalian kidney. In *The Kidney: Physiology and Pathophysiology* (pp. xx–xx). Raven Press.
- 33. Kumar, V., Abbas, A. K., & Aster, J. C. (2020).** *Robbins and Cotran Pathologic Basis of Disease* (10e éd.). Elsevier.
- 34. Lofstrom, C. D., & Holmberg, S. D. (2002).** Escherichia coli: epidemiology, pathogenesis and clinical features. In *Escherichia coli Infections* (pp. 1–22). Humana Press.
- 35. Masson, P. (2021).** Anatomie fonctionnelle du rein chez le dromadaire. *Annales de la Faculté de Médecine Vétérinaire*, 55(2), 121–130.

- 36. Macfarlane, W. V., Morris, R. J. H., & Howard, B. (1963).** The structure of the renal pelvis of the camel. *Journal of Anatomy*, 97(4), 395–402.
- 37. McKinley, M., O'Loughlin, V. D., & Bidle, T. (2020).** *Anatomie et physiologie humaines*. Pearson Education.
- 38. Mobini, B. (2012).** Anatomical and histological study of the urinary system in Iranian one-humped camel (*Camelus dromedarius*). *Journal of Camel Practice and Research*, 19(2), 207–211.
- 39. Mohamed, A. M., & Al-Rawashdeh, O. F. (2006).** Pathological studies on kidneys of camels (*Camelus dromedarius*) in the United Arab Emirates. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 18(1), 51–56.
- 40. Mossadegh, N. (2001).** Ultrastructure of camel renal cortex: Adaptations to desert life. *Journal of Submicroscopic Cytology and Pathology*, 33(3), 383–390.
- 41. Mukhopadhyay, P., & Saha, S. (2019).** Glomerular Filtration Barrier: Structure, Function, and Role in Disease. *Indian Journal of Nephrology*, 29(3), 147–155.
- 42. Nourani, H., & Khazraeenia, P. (2006).** Histological study of the camel urinary tract. *Iranian Journal of Veterinary Research*, 7(1), 65–70.
- 43. Oryan, A., & Bahrami, S. (2009).** Urinary system lesions in camels: a pathologic study. *Veterinary Research Communications*, 33(1), 99–106.
- 44. Pal, M. (2007).** Urinary tract infections in animals. *Veterinary World*, 4(1), 85–87.
- 45. Pathak, A., et al. (2013).** Biofilm formation in uropathogenic *Escherichia coli*: Association with virulence genes and antimicrobial resistance. *Journal of Clinical and Diagnostic Research*, 7(12), 2847–2850.
- 46. Perazella, M. A., & Coca, S. G. (2019).** Acute kidney injury in the setting of sepsis: A review. *Clinical Journal of the American Society of Nephrology*, 14(4), 546–553.
- 47. Quigley, R. (2019).** Urinary concentrating ability and water homeostasis. In *Comprehensive Clinical Nephrology* (6th ed., pp. 165–175). Elsevier.
- 48. Radostits, O. M., Gay, C. C., Hinchcliff, K. W., & Constable, P. D. (2007).** *Veterinary Medicine: A textbook of the diseases of cattle, horses, sheep, pigs and goats* (10e éd.). Saunders Elsevier.

- 49. Roussel, A. J. (2007).** Urinary tract disorders in ruminants. In: Smith, B. P. (Ed.), *Large Animal Internal Medicine* (4th ed., pp. 858–865). Mosby Elsevier.
- 50. Saeed, M., & Hussein, F. M. (2012).** Anatomy of the urinary system in the one-humped camel (*Camelus dromedarius*). *Basrah Journal of Veterinary Research*, 11(2), 78–85.
- 51. Sayegh, J. H., & Finlay, B. B. (2018).** Urinary tract infections caused by *Pseudomonas aeruginosa* and other non-fermenting Gram-negative bacilli. *Microbiology Spectrum*, 6(4), 215–229.
- 52. Schmidt-Nielsen, B., Schmidt-Nielsen, K., Brokaw, A., & Schneiderman, H. A. (1956).** Structure and function of the kidney of the camel. *American Journal of Physiology*, 187(1), 1–12.
- 53. Schmidt-Nielsen, B. (1964).** *Animal Physiology: Adaptation and Environment*. Cambridge University Press
- 54. Seely, J. C., & Pereira, F. A. (2014).** Anatomy, Histology, and Function of the Kidney. In *Handbook of Toxicologic Pathology* (2e éd., pp. 1281–1305). Academic Press.
- 55. Smith, R. D. (2009).** *Veterinary Clinical Epidemiology: A Problem-Oriented Approach* (3e éd.). CRC Press.
- 56. Smith, J. (1998).** Urinary tract abnormalities and complications. *Journal of Urology*, 160(4), 1234–1239.
- 57. Suleiman, M. S., & Al-Obaidi, Q. T. (2011).** Renal histology and adaptation in camels. *Journal of Camelid Science*, 4(1), 45–50.
- 58. Taha, A. A., & Al-Zubaidy, A. J. (2008).** Anatomical and histological study of the camel kidney. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences*, 22(1), 1–10.
- 59. Tille, P. M. (2021).** *Bailey & Scott's Diagnostic Microbiology* (15e éd.). Elsevier.
- 60. Yagil, R. (1985).** The Desert Camel: Comparative Physiological Adaptation. Karger Publishers
- 61. Younan, M., & Bornstein, S. (2007).** Urinary tract infections in dromedary camels (*Camelus dromedarius*): Aetiology and epidemiology. *Veterinary Microbiology*, 124(1–2), 113–119.

- 62. Wong, E. S., & Hooton, T. M. (1985).** Management of urinary tract infections in camels: A review of the treatment modalities and guidelines. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 4(3), 157-162.