



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab Blida - 1



Projet de Fin d'Etudes en vue de l'obtention du
Diplôme de Master Complémentaire Vétérinaire

**Etude de cas cliniques de gastro-entérites canines et félines
présentés dans des cabinets vétérinaires privés
situés au niveau des Wilayas d'Alger et de Blida**

Présenté par :

CHERGUI Soumia

Soutenu le : 21 / 07 / 2022

Devant le jury :

| | | | |
|---------------------|--------------|---------------------|-----------------------|
| Président | : MERDJA S. | M.C.B. | ISV Blida - 1 |
| Examinatrice | : FEKNOUS N. | M.C.A. | ISV Blida - 1 |
| Promotrice | : GHOURI I. | M.C.A. | ISV Blida - 1 |
| Co-promoteur | : HIOUAL A. | Docteur Vétérinaire | Vétérinaire Praticien |

Année Universitaire : 2021 - 2022

REMERCIEMENTS

Je remercie DIEU de m'avoir guidée et donnée la force et le courage pour terminer ce Projet de Fin d'Etudes.

Je tiens à remercier ma promotrice Docteure GHOURI I., Maître de Conférences A à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida - 1, pour son soutien et ses encouragements.

Je remercie particulièrement le Docteur HIOUAL A., Vétérinaire praticien à Blida, pour le temps qu'il m'a consacré, le savoir et l'amour du métier qu'il m'a transmis.

Je tiens à remercier le Docteur MERDJA S., Maître de Conférences B à Institut des Sciences Vétérinaires de Blida - 1 pour l'honneur qu'il m'a fait en acceptant de présider le jury.

Je remercie également le Docteur FEKNOUS N., Maître de Conférences A à l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida - 1, pour avoir accepté d'examiner ce modeste travail.

DÉDICACES

Je dédie ce modeste travail :

A ma famille... Merci pour votre soutien de tous les instants, pour votre amour, votre présence, votre soutien et votre bienveillance qui m'a encouragé à poursuivre mon chemin.

A mes sœurs Amina, Hanaa, Ghania et à mon frère Hakim... Je suis tellement chanceuse d'avoir un frère et des sœurs bien veillant comme vous... Je vous aime beaucoup.

A ma meilleure amie Ines, tu es ma préférée !

A mes amis Amira, Farah, Kelly, Yanis, Imène, Baya et Sissa... Merci pour tous nos bons souvenirs...

A la mémoire ma chère mère ALLAH Yerhamha

CHERGUI Soumia

RÉSUMÉ

La gastro-entérite est un terme utilisé pour désigner une inflammation de l'estomac et de l'intestin, caractérisée par l'apparition soudaine de vomissements et de diarrhée. Ce travail a pour objectif d'étudier des cas de gastro-entérites diagnostiqués dans sept cabinets vétérinaires privés, situés dans les Wilayas d'Alger et de Blida. Ce document comporte une partie bibliographique comprenant un rappel sur la physiologie de la digestion chez les carnivores domestiques, ainsi que les étiologies virales et alimentaires rencontrées au cours de notre étude. D'après les résultats obtenus, les gastro-entérites rencontrées peuvent être dues à la Parvovirose Canine, à la Coronavirose Féline et à une alimentation inadaptée. Il est important de souligner que la prise en charge entreprise par les vétérinaires praticiens est correcte et correspond à ce qui est recommandé par plusieurs auteurs. Un traitement lourd peut être évité si les animaux sont présentés au cabinet vétérinaire dès l'apparition des premiers symptômes et avant l'aggravation de leur état de santé.

Mots-clés : *Gastro-entérite, Parvovirose, Coronavirose, diarrhée, vomissement, chien, chat*

ملخص

Gastroenteritis مصطلح يستخدم للإشارة إلى التهاب المعدة والأمعاء ، ويتميز بالبداة المفاجئة للقيء والإسهال. يهدف هذا العمل إلى دراسة حالات التهاب المعدة والأمعاء التي تم تشخيصها في سبع عيادات بيطرية خاصة تقع في ولايتي الجزائر والبليدة. يتضمن هذا المستند جزءًا بليوغرافيا يتضمن تذكيرًا بفسولوجيا الهضم عند الحيوانات آكلة اللحوم المحلية، بالإضافة إلى مسببات الفيروس والغذاء التي تمت مواجهتها أثناء دراستنا. وفقًا للنتائج التي تم الحصول عليها، فإن التهاب المعدة والأمعاء قد يكون بسبب فيروس بارفو الكلاب، وداء كورونا فيروس القطط واتباع نظام غذائي غير مناسب. من المهم التأكيد على أن الإدارة التي يقوم بها الأطباء البيطريون الممارسون صحيحة وتتوافق مع ما أوصى به العديد من المؤلفين. يمكن تجنب العلاج الثقيل إذا تم تقديم الحيوانات إلى المكتب البيطري بمجرد ظهور الأعراض الأولى وقبل أن تتدهور حالتها الصحية.

الكلمات المفتاحية: التهاب، قيء، اسهال، بارفو فيروس، كورونا فيروس، كلب، قط

ABSTRACT

Gastroenteritis is a term used to designate an inflammation of the stomach and intestine, characterized by the sudden appearance of vomiting and diarrhea. The aim of this work is to study cases of gastroenteritis diagnosed in seven private veterinary practices located in the Wilayas of Algiers and Blida. This document includes a bibliographical part including a reminder of the physiology of digestion in domestic carnivores, as well as the viral and dietary etiologies encountered during our study. According to the results obtained, the gastroenteritis encountered may be due to Canine Parvovirus, Feline Coronavirus and inadequate feeding. It is important to stress that the management undertaken by veterinary practitioners is correct and corresponds to what is recommended by several authors. Extensive treatment can be avoided if animals are presented to the veterinary practice at the onset of the first symptoms and before their condition worsens.

Keywords: *Gastroenteritis, Parvovirus, Coronavirus, diarrhea, vomiting, dog, cat*

SOMMAIRE

| | |
|--|----|
| REMERCIEMENTS | 3 |
| DÉDICACES..... | 4 |
| RÉSUMÉ..... | 5 |
| ملخص..... | 6 |
| ABSTRACT | 7 |
| SOMMAIRE | 8 |
| LISTE DES TABLEAUX | 11 |
| LISTE DES FIGURES | 12 |
| LISTE DES ABRÉVIATIONS | 1 |
| INTRODUCTION | 1 |
| PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE | 2 |
| CHAPITRE 1 : Physiologie digestive des carnivores domestiques | 2 |
| 1.1. Physiologie digestive au niveau de l'estomac..... | 2 |
| 1.2. Physiologie digestive au niveau de l'intestin grêle | 2 |
| 1.2.1. Digestion & Absorption des protéines..... | 3 |
| 1.2.2. Digestion & Absorption des lipides | 3 |
| 1.2.3. Digestion & Absorption des glucides..... | 4 |
| 1.2.4. Absorption des vitamines | 4 |
| 1.2.5. Absorption de l'eau et des sels minéraux..... | 4 |
| 1.2.6. Action de la bile et du suc intestinal..... | 4 |
| 1.3. Différences physiologiques entre chiens et chats | 5 |
| CHAPITRE 2 : Parvovirose Canine & Coronavirose Féline | 7 |
| 2.1. Parvovirose canine | 7 |
| 2.1.1. Historique | 7 |
| 2.1.2. Sources de contamination & Excrétion du <i>Parvovirus</i> | 8 |
| 2.1.3. Pathogénie..... | 8 |

| | |
|--|-----------|
| 2.1.4. Symptômes | 9 |
| 2.1.5. Diagnostic | 9 |
| 2.1.6. Pronostic | 10 |
| 2.1.7. Traitement | 10 |
| 2.1.8. Prévention | 10 |
| 2.2. Coronavirose Féline / Péritonite Infectieuse Féline..... | 11 |
| 2.2.1. Historique | 11 |
| 2.2.2. Source de contamination..... | 11 |
| 2.2.3. Pathogénie..... | 12 |
| 2.2.4. Formes cliniques & Symptômes | 12 |
| 2.2.5. Diagnostic | 13 |
| 2.2.6. Traitement | 13 |
| 2.2.7. Pronostic | 13 |
| 2.2.8. Prévention | 13 |
| CHAPITRE 3 : Gastro-entérites d'origine alimentaire | 15 |
| 2.1. Généralités..... | 15 |
| 2.2. Causes | 17 |
| 2.3. Prise en charge non médicamenteuse des gastroentérites d'origine alimentaire..... | 18 |
| PARTIE EXPÉRIMENTALE | 19 |
| 1. Problématique : | 20 |
| 2. MATÉRIEL & MÉTHODES | 21 |
| 2.1. Matériel | 21 |
| 2.2. Solutions & Produits | 21 |
| 2.3. Méthodes..... | 22 |
| 2.3.1. Anamnèse & Commémoratifs..... | 22 |
| 2.3.2. Examen clinique..... | 23 |
| 2.3.2.1. Examen général..... | 23 |
| 2.3.2.2. Examen spécial..... | 25 |
| 2.3.2.3. Examens complémentaires..... | 25 |
| 2.3.3. Protocole de vaccination adopté par les vétérinaires praticiens..... | 28 |
| 2.3.4. Protocole de vermifugation adopté par les vétérinaires praticiens | 28 |
| 3. RÉSULTATS | 29 |
| 3.1. Cas clinique N° 1 | 29 |
| 3.2. Cas clinique N° 2 | 30 |
| 3.3. Cas clinique N° 3 | 32 |
| 3.4. Cas clinique N° 4 | 33 |

| | |
|-----------------------------------|----|
| 3.5. Cas clinique N° 5 | 35 |
| 5.6. Cas clinique N° 6 | 36 |
| 3.7. Cas clinique N° 7 | 38 |
| 3.8. Cas clinique N° 8 | 39 |
| 3.9. Cas clinique N° 9 | 40 |
| 3.10. Cas clinique N° 10 | 41 |
| 4. DISCUSSION..... | 43 |
| CONCLUSION | 47 |
| RECOMMANDATIONS | 48 |
| RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES | 50 |

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|---|----|
| Tableau 1 : Informations relatives au cas clinique N° 1..... | 29 |
| Tableau 2 : Informations relatives au cas clinique N° 2..... | 31 |
| Tableau 3 : Informations relatives au cas clinique N° 3..... | 32 |
| Tableau 4 : Informations relatives au cas clinique N° 4..... | 34 |
| Tableau 5 : Informations relatives au cas clinique N° 5..... | 35 |
| Tableau 6 : Informations relatives au cas clinique N° 6..... | 37 |
| Tableau 7 : Informations relatives au cas clinique N° 7..... | 38 |
| Tableau 8 : Informations relatives au cas clinique N° 8..... | 39 |
| Tableau 9 : Informations relatives au cas clinique N° 9..... | 40 |
| Tableau 10 : Informations relatives au cas clinique N° 10..... | 42 |

LISTE DES FIGURES

| | |
|---|----|
| Figure 1 : Schéma représentant l'absorption des lipides au niveau intestinal (Gilles, 2006)..... | 3 |
| Figure 2 : Lecture du Speed Parvo Test TM | 26 |
| Figure 3 : Lecture du Speed Trio FeLV / FIV / Corona TM | 27 |

LISTE DES ABRÉVIATIONS

| | |
|-------|---|
| Bpm | : Battements par minute |
| ® | : Registered Trade Mark ou Marque déposée |
| CPV-2 | : Canine <i>Parvovirus</i> de type 2 |
| DA | : Dinar Algérien |
| EDTA | : Acide Ethylène Diamine Tétra-Acétique |
| ELISA | : Enzyme-Linked Immunosorbent Assay |
| FCov | : Coronavirus Félin |
| FelV | : Felin Leukemia Virus |
| FIV | : Virus de l'Immunodéficience Félin |
| g | : Gramme |
| IM | : Intramusculaire |
| IV | : Intraveineuse |
| kg | : Kilogramme |
| mL | : Millilitre |
| PCR | : Polymerase Chain Reaction |
| pH | : Potentiel Hydrogène |
| PIF | : Péritonite Infectieuse Féline |
| SC | : Sous-cutanée |
| SNC | : Système Nerveux Central |
| ™ | : Trade mark |
| VP2 | : Viral Protein 2 |

INTRODUCTION

La gastro-entérite représente un motif de consultation fréquemment rencontré dans les cabinets vétérinaires. Les symptômes sont d'apparition brutale et provoquent essentiellement de la diarrhée et des vomissements (Freiche et Hernandez, 2010).

Chez les animaux de compagnie, la gastro-entérite peut avoir des causes variées : virales, bactériennes, fongiques, parasitaires, métaboliques, toxiques, médicamenteuses, et plus fréquemment, alimentaires. En effet, elle peut être déclenchée par un changement alimentaire, mais aussi par l'ingestion d'un aliment avarié ou d'un corps étranger trouvé lors d'une sortie ou d'une promenade (Freiche et Hernandez, 2010).

Ce travail est une poursuite du Projet de Fin d'Etudes ayant pour thème : « *Etude bibliographique sur les gastro-entérites du chien et du chat* » (Chergui, 2022) dans lequel des rappels anatomiques, histologiques et physiologiques relatifs à l'appareil digestif des carnivores domestiques, la physiopathologie des diarrhées et des vomissements, les principales étiologies des gastro-entérites chez le chien et le chat, les outils mis à disposition du vétérinaire dans la démarche diagnostique, ainsi que la prise en charge des gastro-entérites ont été abordées.

La partie bibliographique de la présente étude s'intéressera dans son premier chapitre à la physiologie digestive des carnivores digestive. Seules les pathologies virales retrouvées au cours du stage pratique seront traitées dans le second chapitre, à savoir : la Parvovirose, la Coronavirose Féline. Le troisième chapitre quant à lui traitera les gastro-entérites d'origine alimentaire.

L'objectif de ce travail est d'étudier les cas de gastro-entérites présentés au niveau de sept (07) cabinets vétérinaires privés, situés dans les Wilayas d'Alger et de Blida, de la période du 30 octobre 2021 au 10 juin 2022.

Dans la partie expérimentale sont exposés : le matériel et les méthodes utilisés, la description des dix (10) cas cliniques que nous avons rencontrés au cours de notre stage pratique et dont la symptomatologie était évocatrice d'une gastro-entérite, la conduite à tenir et le traitement adopté par le vétérinaire praticien, ainsi que la discussion des résultats obtenus comparés à ceux décrits dans la littérature. Enfin, des recommandations, pour le vétérinaire et pour le propriétaire, sont proposées à l'issue de ce travail.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE 1 : Physiologie digestive des carnivores domestiques

1.1. Physiologie digestive au niveau de l'estomac

L'estomac est un organe qui joue un rôle primordial dans la digestion, c'est un réservoir digestif qui prépare les aliments à leur passage vers l'intestin grêle (Freiche et Hernandez, 2010). Le suc gastrique sécrété par la paroi de l'estomac est composé de pepsine, d'acide chlorhydrique et de mucus. Il enrobe les aliments déglutis et neutralise les bactéries alimentaires. Sous l'influence de facteurs de type humoraux, nerveux et hormonaux, la sécrétion gastrique permet l'hydrolyse des protéines en peptides. Le mucus, riche en bicarbonate, est un acteur de la barrière gastrique et participe à la protection de la muqueuse dans un milieu d'une extrême acidité (pH = 1 à 2). L'histamine est produite en réponse à la sécrétion de gastrine par les cellules pariétales entérochromaffines qui font partie des cellules endocrines–paracrines du tube digestif. Le fundus possède une capacité de dilatation majeure, Le brassage des aliments est assuré par la zone caudale du corps gastrique et la zone antrale qui possèdent une activité motrice permettant la progression de l'ingesta vers le pylore, répondant à la propagation d'ondes rythmées. Les aliments, au terme de leur transit gastrique, sont d'un diamètre millimétrique et prennent le nom de chyme. Leur temps de transit, lié à la composition et à la température du repas, est régulé par l'activité péristaltique du pylore (Gilles *et al.*, 2006).

1.2. Physiologie digestive au niveau de l'intestin grêle

L'intestin grêle (ou petit intestin) est le lieu principal de la digestion et de l'absorption des nutriments, des ions et des fluides. Les villosités et microvillosités qui forment la face luminale de l'organe constituent une large surface d'absorption. Les entérocytes qui bordent les villosités sont des cellules spécialisées dans l'absorption. Sur la membrane des entérocytes, des enzymes et des protéines de transport assistent la digestion et l'absorption. Le chyme qui parvient au niveau du grêle proximal est composé de protéines, lipides, glucides et vitamines (Herdt, 2002).

1.2.1. Digestion & Absorption des protéines

La digestion des protéines est initiée dans l'estomac grâce à l'action de la pepsine. La fragmentation des protéines se poursuit ensuite dans l'intestin grêle grâce à l'action des enzymes pancréatiques et intestinales. Les oligopeptides et acides aminés sont absorbés par des transporteurs spécifiques de la bordure en brosse (Herdt, 2002). Les peptides ne sont absorbés s'ils sont très petits. En effet, l'absorption se fait essentiellement sous forme *acide aminé* (Boivin, 2005 ; Gilles, 2006).

1.2.2. Digestion & Absorption des lipides

Elle correspond à l'action combinée des sels biliaires et des enzymes pancréatiques qui permet la digestion et l'absorption des lipides (Herdt, 2002). L'absorption des produits de la digestion des lipides (monoglycérides, di et triglycérides, glycérol, acides gras, phospholipides, cholestérol et esters de cholestérol) est plus complexe que celle des protéines et des glucides. La plupart de ces produits sont en effet très peu solubles dans l'eau, ils sont absorbés sous forme micellaire avec quelques autres substances liposolubles et leur passage à travers la barrière intestinale est résolu de manière particulière (Fig. 1) (Gilles, 2006).

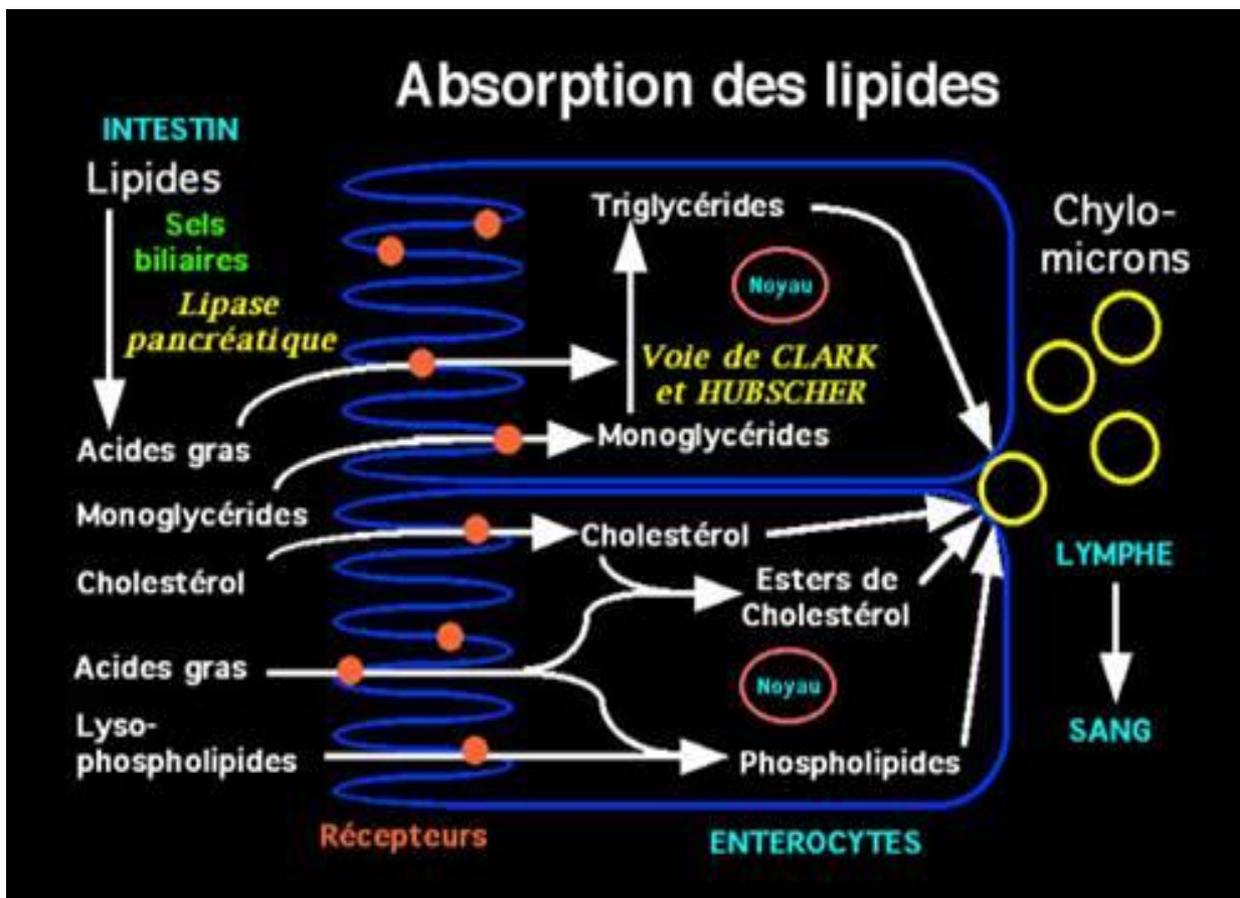


Figure 1 : Schéma représentant l'absorption des lipides au niveau intestinal (Gilles, 2006)

1.2.3. Digestion & Absorption des glucides

La première étape de la digestion intestinale des glucides a lieu grâce à l'action de l'amylase pancréatique. Les étapes suivantes font intervenir les enzymes de la bordure en brosse intestinale qui permettent la formation de monosaccharides (Herdt, 2002).

Les produits de dégradation des glucides, les disaccharides, les hexoses et les pentoses sont complètement absorbés grâce à des transporteurs membranaires dans le jéjunum crânial, occasionnellement par le jéjunum caudal (Freiche et Hernandez, 2010 ; Singh, 2018).

1.2.4. Absorption des vitamines

Les vitamines liposolubles (A, D, E et K) sont dissoutes dans des micelles mixtes et absorbées passivement à travers la bordure en brosse. Les vitamines hydrosolubles, surtout les vitamines du groupe B, sont absorbées par diffusion passive, par transport facilité ou par transport actif. Les mécanismes d'absorption de l'acide folique et de la vitamine B12 sont plus complexes (Pibot *et al.*, 2008).

1.2.5. Absorption de l'eau et des sels minéraux

Les macrominéraux et les oligoéléments sont principalement absorbés dans l'intestin grêle, mais le gros intestin peut aussi participer aux processus d'absorption. L'eau présente dans la lumière du tube digestif provient de la boisson, des aliments, des sécrétions intestinales et des glandes annexes. L'absorption d'eau est liée à un phénomène osmotique, conséquence de l'absorption de l'ion sodium. L'eau passe par voie paracellulaire (à travers les complexes de jonction des entérocytes puis à travers l'espace paracellulaire au pôle basal) essentiellement et aussi un peu par voie transcellulaire (Cunningham, 2013 ; Karasov et Douglas, 2013).

L'absorption de sodium fait intervenir un mécanisme actif contre le gradient de concentration. Les ions chlorure et potassium sont absorbés par des mécanismes passifs. La forme ionisée du calcium passe à travers les membranes, au niveau de la bordure en brosse. Dans la circulation sanguine, il doit se coupler à la vitamine D active (Freiche et Hernandez, 2010 ; Singh, 2018).

1.2.6. Action de la bile et du suc intestinal

La bile, produite par le foie, a un rôle digestif et d'élimination des déchets de l'organisme. Les sels biliaires qu'elle contient stimulent le péristaltisme intestinal et interviennent dans la digestion des lipides (Cunningham, 2013 ; Karasov et Douglas, 2013).

Le suc intestinal, d'un pH de 8 à 8.5, est produit par les glandes de la muqueuse l'intestinale. Plusieurs enzymes sont retrouvées dans la lumière : histo-enzymes, maltase, saccharase, lactase, aminopeptidases et entérokinase (Pibot *et al.*, 2008).

1.3. Différences physiologiques entre chiens et chats

Chez le chien la durée de digestion de la nourriture est d'environ 24 à 36 heures. Sans contenu, l'appareil digestif du chien représente 3 à 7% de sa masse corporelle. L'intestin grêle est l'élément le plus long, mais son volume est nettement plus petit que celui de l'estomac. Le gros intestin représente environ un septième du volume total. Contrairement à la sécrétion salivaire de l'être humain et du porc, celle du chien ne contient pas d'amylase (enzyme qui décompose l'amidon). Chez le chien, l'amylase n'est fournie au système digestif que dans l'intestin par le pancréas. La concentration de l'amylase chez le chien équivaut à peu près à celle du porcelet. L'amylase n'est pas contenue dans la salive du chien (Lecoindre, 1998).

Chez le chat, la concentration d'amylase correspond environ à un centième de celle du chien, ce qui signifie que le chat a nettement plus de peine à digérer l'amidon que le chien. Auparavant, le chat se nourrissait de petits rongeurs, le taux de glucides étant par conséquent très bas, raison pour laquelle le chat n'a jamais eu besoin d'adapter son appareil digestif aux glucides. Par son origine, le chat a d'autres propriétés physiques importantes. Il puise son énergie principale dans les acides aminés et a donc besoin de beaucoup de protéines animale pour pouvoir maintenir son métabolisme énergétique. Comme il vivait de proies telles que les souris, il a impérativement besoin de deux acides aminés : l'arginine et la taurine. On ne trouve de la taurine que dans les tissus animaux. Sinon, elle doit être produite de manière synthétique puis mélangée à la nourriture, afin d'éviter une malnutrition (Liesegang, 2018).

En complément aux deux acides aminés vitaux, le chat doit également avoir dans sa nourriture l'acide arachidonique, un acide gras. On trouve l'acide arachidonique exclusivement dans des produits animaux. La vitamine A et la niacine (Vitamine B3 ou PP) sont également essentielles pour le chat. Elles doivent être contenues dans sa nourriture en quantité conforme à ses besoins. Il faut savoir que la vitamine A n'est contenue que dans les tissus animaux. Contrairement au chien, le chat n'est pas capable de produire lui-même de la vitamine A à partir du bêta-carotène (qu'on retrouve notamment dans les carottes). Si l'on nourrissait un chat adulte exclusivement de souris, il aurait besoin de 7 souris par 24 heures (Liesegang, 2018).

Lorsque l'on élève de jeunes chats, il faut faire particulièrement attention à leur proposer différentes nourritures. Par exemple : Alternier entre de la nourriture sèche et humide ou mélanger soi-même une ration composée de différents aliments complets. Cela demande aux chats de devoir régulièrement s'adapter. Les chats qui n'ont qu'un choix limité de nourriture peuvent effectivement développer une fixation sur un certain aliment. Ils ont par conséquent beaucoup de difficultés à changer de nourriture, ce qui peut rendre l'alimentation de l'animal extrêmement difficile, causant plusieurs affections gastro-intestinales (Liesegang, 2018).

Une autre différence physiologique considérable entre le chien et le chat est l'absorption d'eau que le chat ne peut pas réguler lui-même. Il ne boit qu'une certaine quantité. En raison de son origine, il devrait absorber suffisamment d'eau par la nourriture, étant donné que les petits rongeurs sont composés de 80 % d'eau. Cela lui permet de concentrer très fortement son urine (de grandes quantités de produits sont éliminées avec peu d'eau). Si l'on donne de la nourriture sèche à son chat, il peut être emmené à boire en lui proposant plusieurs écuelles d'eau ne se trouvant pas à proximité de la nourriture. Une fontaine est également adaptée aux chats (Liesegang, 2018).

CHAPITRE 2 : Parvovirose Canine & Coronavirose Féline

2.1. Parvovirose canine

La parvovirose canine est une maladie infectieuse due à un *Parvovirus* transmis entre les animaux par contact direct ou par leurs excréments. Cette pathologie est inscrite dans la liste des vices rédhibitoires qui permet de protéger l'acheteur d'un chiot d'une infection contractée avant l'acquisition. Les chiots de race Rottweiler semblent plus sensibles. Les conditions d'élevage et la présence d'une co-infection parasitaire ou virale sont des facteurs aggravants (Carmichael *et al.*, 1981 ; Ducatelle *et al.*, 1981 ; Joao Vieira *et al.*, 2008).

Le *Parvovirus* canin de type 2 (CPV-2) provoque une entérite aiguë très contagieuse qui est associée à un taux de morbidité et de mortalité élevé. Bien que les maladies cliniques graves se déclarent généralement chez les jeunes chiens, elles peuvent également affecter les chiens adultes dont la protection vaccinale est insuffisante. Une bonne immunoprophylaxie constitue la meilleure prévention contre la parvovirose canine (Ettinger *et al.*, 2017).

2.1.1. Historique

Le *Parvovirus* canin a été rapporté pour la première fois en 1979 aux USA, en Australie et en Europe (Carmichael, 2005). Ce virus a connu un taux de mutations élevé au niveau de sa protéine structurale majeure de la capsid (VP2 : Viral Protein 2) décrite comme étant similaire aux virus à ARN (Shackelton *et al.*, 2005). Ceci explique l'émergence rapide entre 1979 et 1980 du nouveau variant CPV-2a suite à des mutations touchant 5 acides aminés (aa). Deux mutations au niveau de la VP2 du CPV-2a ont ensuite provoqué l'apparition du CPV-2b en 1984 et une mutation au niveau du résidu clé 426 du CPV-2b, a donné naissance au nouveau variant CPV-2c, apparu pour la première fois en Italie en 2000 puis s'est répandu dans plusieurs pays du monde (Buonavoglia *et al.*, 2001). On présume que les trois variants ont une pathogénicité similaire et qu'ils sont couverts par les vaccins disponibles dans le commerce. Des analyses phylogéniques ultérieures ont révélé d'autres mutations survenues au niveau du génome de ces nouveaux variants, caractérisant ainsi les génotypes en circulation dans une région donnée (Bergman *et al.*, 2006).

2.1.2. Sources de contamination & Excrétion du *Parvovirus*

Les principaux excréteurs (qui représentent donc la principale source de contamination des autres animaux et de l'environnement) sont les animaux malades qui excrètent le *Parvovirus* canin dans leurs fèces et contaminent aussi leur fourrure par le biais du léchage. Des particules virales peuvent aussi être retrouvées dans les urines ou dans la salive mais les quantités sont anecdotiques comparées à celles retrouvées dans les fèces (Peterson et Kutzler, 2011).

Le *Parvovirus* canin est caractérisé par une incubation très courte (de 3 à 5 jours) et une excrétion longue (jusqu'à 25 jours post-infection chez certains chiots pour les souches 2b et 2c). Le CPV-2 se multiplie dans les cellules à fort index mitotique, et les cellules des villosités intestinales des jeunes animaux se divisent beaucoup. Les animaux les plus infectés sont ceux âgés de 6 semaines à 6 mois mais tous les animaux non vaccinés peuvent être infectés par le CPV-2. L'excrétion virale chez les animaux peut suivre différents profils : Absence d'excrétion virale, excrétion constante ou encore intermittente (Peterson et Kutzler, 2011).

Les animaux récemment infectés encore asymptomatiques représentent une importante source de contamination. De même que des animaux asymptomatiques peuvent excréter une quantité non négligeable de virus, les situations d'immunosuppression ou de challenge métabolique comme la gestation et la lactation sont par conséquent potentiellement à risque (Meunier, 1985).

Outre les chiens, les chats peuvent également représenter des réservoirs viraux. Le *Parvovirus* canin et le virus de la Panleucopénie Féline sont deux virus extrêmement proches, capables d'infection interspécifique. Une étude menée dans des refuges hébergeant des chiens et des chats a montré que le CPV-2 a acquis la capacité d'infecter les chats. Ceux-ci sont cliniquement sains et excrètent le *Parvovirus* canin en grande quantité dans leurs fèces, les rendant ainsi réservoirs du virus pour l'espèce canine. Il semblerait aussi que le *Parvovirus* canin puisse induire des signes cliniques chez les chats (Clegg *et al.*, 2011).

2.1.3. Pathogénie

La pathogenèse d'une infection due au CPV-2 s'explique par la destruction rapide, induite par le virus, des cellules à division rapide, y compris des cellules épithéliales des cryptes intestinales, des cellules précurseurs du thymus, des ganglions lymphatiques et de la moelle osseuse. Il s'ensuit une destruction de la barrière de la muqueuse intestinale, une atrophie des villosités, une malabsorption et une leucopénie, ce qui provoque une diarrhée et des

vomissements, une déshydratation, une hypotension grave, une acidose (ou une alcalose) métabolique, une translocation bactérienne qui entraîne une septicémie colibacillaire, une endotoxémie, une déficit immunitaire combiné sévère et une défaillance multi-organique (Thiry, 2002).

2.1.4. Symptômes

Les signes cliniques varient en intensité (Carmichael *et al.*, 1981 ; Ducatelle *et al.*, 1981 ; Joao Vieira *et al.*, 2008) :

- Fièvre ;
- Signes généraux : abattement, anorexie et déshydratation ;
- Vomissement ;
- Diarrhée très souvent hémorragique ;
- Etat de choc (hypovolémie, bactériémie ou endotoxémie) ;
- Ictère lors de choc septique (peu fréquent) ;
- Ascite et/ou œdème lors d'hypoprotéinémie (peu fréquents) ;
- Hémorragies multiples lors du développement d'une coagulation intravasculaire disséminée.

La mort survient à cause de la déshydratation, des perturbations électrolytiques, des translocations bactériennes et de la leucopénie. L'infection *in utero* peut aboutir au développement d'une myocardite souvent fatale en période néonatale (Guilford, 1996 ; Freiche et Hernandez, 2010).

Une panleucopénie est présente dans 60 à 75% des cas de parvovirose canine. Son importance est corrélée à la gravité et au pronostic de la maladie. Les anomalies biochimiques sont une conséquence des pertes digestives et du sepsis et doivent d'être vérifiées pour être corrigées : hypokaliémie, hypoglycémie, hypoprotéinémie, urémie pré-rénale, hyperbilirubinémie, élévation des enzymes hépatiques, etc. La prophylaxie médicale repose sur la pratique systématique de la vaccination (Guilford, 1996 ; Freiche et Hernandez, 2010).

2.1.5. Diagnostic

Le diagnostic de suspicion se base sur l'anamnèse, le signalement et les symptômes cliniques. La Parvovirose affecte surtout les jeunes chiens avec une protection vaccinale incomplète. Pour poser le diagnostic, on recourt aux tests rapides ou à la PCR (Polymerase Chain Reaction). Les tests de diagnostic rapides que l'on peut effectuer près de l'animal, y compris le test ELISA (Enzyme-Linked Immunosorbent Assay), le test d'immunomigration

et d'immunochromatographie utilisés avec des écouvillons de fèces ou du rectum, ont une spécificité très élevée, mais une sensibilité limitée. Dans des cas rares, il peut y avoir des résultats faussement positifs dus à une vaccination récente avec des vaccins vivants modifiés. En cas de suspicion clinique, il faudrait utiliser un test sensible par PCR avec des fèces ou un écouvillon du rectum. Si l'animal a été vacciné avec un vaccin vivant modifié, les tests PCR peuvent donner des résultats positifs sans lien avec une infection (Moraillon, 1994).

2.1.6. Pronostic

Les cas de Parvovirose de gravité légère à moyenne jouissent en général d'un assez bon pronostic si un traitement approprié est appliqué. En cas de Parvovirose sévère, les complications sont plus fréquentes et le traitement nécessaire est plus lourd. Le pronostic est de ce fait plus réservé. En règle générale, un diagnostic rapide et une thérapie précoce et agressive sont souhaitables et permettent d'optimiser les chances de succès. Un chien infecté peut excréter des virus par les selles pour une durée allant jusqu'à 2 semaines. C'est pourquoi les animaux infectés devraient être isolés durant cette période afin d'éviter la propagation de l'infection. Les personnes, comme les objets inanimés, peuvent être des vecteurs efficaces de la Parvovirose. Les chiots survivant à une infection au CPV-2 sont protégés contre la réinfection par la même souche pour au moins 20 mois ; voire même toute leur vie (Schoeman *et al.*, 2013).

2.1.7. Traitement

Le traitement de la Parvovirose Canine est essentiellement un traitement symptomatique et de soutien. Il comprend (Plumb, 2015) :

- ✓ L'administration de fluides ;
- ✓ Le traitement antibiotique ;
- ✓ Le traitement antiémétique ;
- ✓ Le soutien nutritionnel.

2.1.8. Prévention

Les vaccins vivants atténués permettent d'établir une immunité protectrice de longue durée. Chez les chiots, les titres d'anticorps maternels peuvent persister jusqu'à l'âge de 16 semaines après la naissance, si le titre d'anticorps de la mère est très élevé. Pour éviter les interférences avec les anticorps maternels, il est recommandé d'administrer des injections de vaccin vivant atténué aux âges de 8, 12, et 16 semaines. Ensuite, une injection de rappel est prévue à l'âge d'un an, puis tous les trois ans (Prittie, 2004).

2.2. Coronavirose Féline / Péritonite Infectieuse Féline

Encore appelée : Péritonite Infectieuse Féline (PIF), la Coronavirose est une maladie virale, contagieuse et mortelle des félidés due à un virus de type 1 de la famille des *Coronaviridae*, du genre *Coronavirus*. Ce virus enveloppé à ARN atteint principalement les jeunes chats de moins de 2 ans vivant en collectivité (Personne, 2005).

2.2.1. Historique

La PIF a été décrite pour la première fois par Holzworth en 1963, à Boston au niveau de l'Angell Memorial Animal Hospital, comme un « *trouble important chez le chat* ». L'agent étiologique était alors inconnu mais l'hypothèse d'une maladie infectieuse était fortement suspectée (Pedersen, 2009).

Différentes études permettent progressivement de vérifier l'hypothèse infectieuse puis virale (Pedersen, 2009) :

- En 1966, Wolfe et Griesemer suggèrent que la PIF est causée par un virus.
- En 1968, Zook *et al.* observent des particules virales dans des tissus de chats infectés expérimentalement.
- En 1970, Ward étudie le virus et reconnaît des caractéristiques similaires au virus de la famille des *Coronaviridae*.
- En 1972, Montali et Strandberg sont les premiers à décrire deux formes cliniques de la PIF, la forme humide ou exsudative et la forme sèche ou granulomateuse.

2.2.2. Source de contamination

La contamination se fait à partir des chats malades qui constituent une source indésirable de contamination. Toutefois, il semblerait que les chats porteurs asymptomatiques soient la source majeure de contamination (Pedersen, 2009). L'animal peut être infecté par le milieu dans lequel il vit. La maladie se transmet par contact étroit entre les chats et les selles constituent la première source d'infection. Le cycle est par conséquent oro-fécal. La principale source de contamination est ainsi représentée par les fèces contaminées d'un chat infecté par le FCoV (*Coronavirus Félin*). Ce dernier est facilement transmissible, la séropositivité pouvant aller jusqu'à 90%, bien que certains chats seraient résistants aux infections. De plus, la transmission transplacentaire serait possible puisque le FCoV a été isolé chez un chaton d'un jour (Pedersen *et al.*, 2008 ; Addie, 2011).

2.2.3. Pathogénie

Le *Coronavirus* se multiplie dans l'oropharynx ou dans d'autres organes selon la voie de pénétration (principalement dans les intestins), grâce à sa résistance au pH gastrique acide (Le Poder, 2005) et dans les voies respiratoires supérieures. Il pénètre ensuite depuis les entérocytes dans la *lamina propria*, puis dans les macrophages de la plaque de Peyer. Après cette phase de multiplication loco-régionale apparaît une virémie transitoire d'environ une semaine, asymptomatique dans la majorité des cas. Ensuite, le virus circule et peut se retrouver dans la majorité des organes mais il se localise essentiellement dans le côlon, le foie et le nœud lymphatique mésentérique. La réplication des souches s'effectue en grande partie dans les entérocytes et dans une moindre mesure dans les monocytes/macrophages. Les phases de multiplication sont à l'origine de pics de virémie et d'excrétion fécale intermittente (Le Poder, 2005). Le virus peut persister jusqu'à 80 jours dans l'organisme.

2.2.4. Formes cliniques & Symptômes

Les divers travaux et études ont permis de définir la PIF comme une vascularite à médiation immune qui se traduit par des symptômes divers regroupés en deux formes cliniques (Addie, 2011 ; Piane et Theron, 2013) :

- ✓ Une forme *humide* avec une accumulation d'épanchements liquidiens dans une ou plusieurs cavités du corps de l'animal : Elle se caractérise par la présence d'un ou plusieurs épanchements provoqués par la vascularite et la polysérite. Ces épanchements peuvent être abdominaux (ascites), pleuraux ou péricardiques. Dans cette forme, un grand nombre de vaisseaux est touché par les complexes immuns, y compris ceux appartenant aux séreuses, d'où l'exsudation de fluides
- ✓ Une forme *sèche* plus difficilement reconnaissable en raison d'un tableau clinique très variable : Dans cette forme, l'épanchement est absent ou trop discret pour être détecté. Cette forme se caractérise par un infiltrat pyogranulomateux des organes parenchymateux comme les reins, les nœuds lymphatiques mésentériques, la paroi intestinale, le foie, les poumons, le Système Nerveux Central (SNC) ou les yeux. Ainsi, l'expression clinique de cette forme varie selon les organes atteints d'où la diversité des signes cliniques et la difficulté de diagnostic.

La gastro-entérite est caractérisée par une diarrhée de l'intestin grêle qui dure quelques semaines. Cependant, occasionnellement, le virus peut être responsable de vomissements ou de diarrhées sévères aiguës ou chroniques, avec perte de poids, ne répondant pas aux

traitements et qui peuvent durer plusieurs mois ou conduire à la mort de l'individu (Kipar *et al.*, 1998). Une colite chronique a également été observée chez des chats plus âgés porteurs de FCoV. Des symptômes respiratoires ainsi que des retards de croissance chez les chatons peuvent également être présents (Addie, 2011).

2.2.5. Diagnostic

Il existe différentes techniques pour détecter la présence d'anticorps dirigés contre les *Coronavirus* félins, les plus couramment utilisées sont le test ELISA ou et l'immunofluorescence indirecte. On utilise comme source d'antigène le virus de la PIF ou un virus antigéniquement apparenté qui est souvent celui de la gastro-entérite transmissible du porc. Les anticorps sont détectables environ une semaine après l'infection et atteignent une concentration maximale vers 5 à 6 semaines. Ils peuvent être recherchés dans le sérum, mais aussi dans le liquide d'épanchement. Il est important de souligner que, quelle que soit la technique utilisée, il est impossible de différencier les anticorps induits par des souches bénignes des *Coronavirus* félins de ceux induits par les souches responsables de PIF. En conséquence, le résultat sérologique ne permet pas à lui seul de poser un diagnostic de certitude de la PIF mais représente une aide pour le clinicien qui doit interpréter les résultats obtenus en fonction des données cliniques, épidémiologiques et des autres tests éventuellement réalisés (Pedersen, 2009).

2.2.6. Traitement

Des traitements symptomatiques pour la gastro-entérite peuvent être mis en place. En cas de gêne respiratoire importante, la ponction régulière des épanchements pleuraux et/ou thoraciques peut soulager l'animal (Simpson et Washabau, 2013).

2.2.7. Pronostic

La PIF est une maladie mortelle et étant donné l'absence de traitement efficace, le pronostic est très sombre. Le diagnostic conduit souvent à l'euthanasie de l'animal atteint. La médiane de survie des chats est très courte (Addie, 2011), les traitements qui peuvent être mis en place ne sont pas curatifs mais palliatifs et visent essentiellement à maintenir un confort de vie acceptable pour l'animal (Simpson et Washabau, 2013).

2.2.8. Prévention

La PIF étant une maladie incurable, la prévention joue un rôle essentiel dans le contrôle de la maladie. Dans les lieux où la concentration en chats est forte (élevages, refuges, etc.), il est primordial de mettre en place des moyens de lutte sanitaire. Cela permet d'éviter, ou du

moins de minimiser la circulation du virus, réduisant ainsi les risques de mutations du *Coronavirus* en souches capables d'induire la PIF (Le Poder, 2005).

La mise au point d'un vaccin procurant une protection contre la PIF est particulièrement difficile. En effet, du fait de la pathogénie de la maladie, il faudrait concilier une forte stimulation de la réponse immunitaire à médiation cellulaire et/ou humorale protectrice, et une faible réponse humorale sensibilisante (Shiba *et al.*, 2007).

CHAPITRE 3 : Gastro-entérites d'origine alimentaire

2.1. Généralités

Les gastro-entérites les plus fréquentes chez le chien et le chat sont les plus souvent d'origine alimentaire suite à l'ingestion d'un aliment inadapté, avarié ou faisant suite à un changement de régime alimentaire sans transition (Freiche et Hernandez, 2010).

Le chien et le chat sont des carnivores au sens phylogénique (présence de carnassière). Le chien est couramment présenté comme un carnivore opportuniste et le chat comme un carnivore strict. Le terme « carnivore » ne signifie pas que le régime de ces animaux doit être exclusivement centré sur une alimentation carnée, mais qu'un certain nombre de nutriments nécessaires à leur physiologie ne se trouve généralement que dans des produits carnés. Cette distinction est essentielle. De plus, produit carné ne signifie pas viande, un régime entièrement composé de viande est, de façon certaine, déséquilibré et conduit à de graves carences nutritionnelles. Si le chien n'est pas un carnivore strict, il ne peut pas être considéré comme un omnivore du fait de ses besoins importants en nutriments d'origine animale. De plus, dans la pratique vétérinaire, l'objectif n'est pas uniquement de maintenir l'animal en vie, mais aussi de lui garantir la meilleure qualité de vie en prévenant autant que possible les affections chroniques (Lefebvre, 2020).

Le but de la nutrition est de s'assurer que les apports en énergie et en nutriments de l'animal sont en accord avec ses besoins spécifiques définis par son espèce, son cadre de vie et les affections dont il peut souffrir, de ce fait il faut un apport en eau, en énergie grâce aux macronutriments et un apport en vitamines (Lefebvre, 2020).

L'apport en eau a plusieurs avantages : augmentation de la prise d'eau d'origine alimentaire, notamment chez le chat, et augmentation de l'appétence pour la ration. L'apport en énergie est apporté par trois macronutriments : les protéines, les glucides (hors fibres) et les lipides. Les protéines sont un élément important à prendre en considération en nutrition clinique. C'est un nutriment essentiel, dont le but premier est d'apporter des acides aminés. Les lipides ont aussi une importance physiologique par l'apport en acides gras essentiels. Les minéraux et oligoéléments, bien que nécessaires, ont pour la plupart une toxicité. De plus, ce

sont des nutriments qui interagissent entre eux. Ainsi, il est fondamental d'assurer un certain équilibre dans les apports en minéraux ainsi qu'un apport en Vitamine A, B et D (National Research Council, 2006).

Il est important de ne pas considérer uniquement la quantité d'un nutriment, mais aussi la digestibilité de ce dernier. Ainsi, en prenant l'exemple du phosphore, celui contenu dans les os ainsi que celui contenu dans les céréales sont moins digestibles que celui de la viande. Cette différence de digestibilité est due à la forme du phosphore dans les aliments. Ainsi, dans les céréales, une majorité du phosphore est sous forme phytique et par conséquent non digestible par le chien et le chat (De SMET et al., 1999).

Le chien et le chat ont des comportements alimentaires assez différents impliquant une prise en compte distincte dans la réalisation des plans diététiques. Simplifié à l'extrême, le chat peut être présenté comme un chasseur de petite proie, avec un taux d'échec à la chasse élevé, ce qui nécessite un temps de chasse assez important chaque jour pour parvenir à couvrir ses besoins. A l'inverse, le chien est plus opportuniste, charognard ou chasseur de grande proie en groupe (Bourgeois et al., 2006).

Actuellement, une grande réflexion est en cours sur l'alimentation du chat pour permettre un rythme d'alimentation bien plus proche de cet optimum de 10 à 20 repas. Pour l'atteindre, il est nécessaire d'offrir une ration ad libitum à l'animal. Or si certains chats sont capables de se réguler, de nombreux autres, notamment stérilisés, perdent cette régulation et augmentent leur prise alimentaire (Fettman et al, 1997). Ainsi, pour assurer l'équilibre comportemental des félins tout en évitant une prise alimentaire trop importante, il semble important d'enrichir l'activité de prise alimentaire du chat avec des jeux (Sadek et al., 2018).

Le chien et le chat ont des comportements pouvant être néophiles ou néophobes vis-à-vis de l'alimentation. Un élément déterminant dans ce comportement est l'apprentissage, notamment chez le chat. Ainsi, un animal ayant une plus grande diversité alimentaire intégrera mieux un nouvel aliment qu'un animal qui a toujours été nourrit avec un même type d'aliment (Bradshaw et al, 2000). L'opportunité d'intégrer dans l'alimentation du jeune chat un minimum de diversité doit être évaluée au regard des options diététiques qui pourraient être mises en œuvre en cas d'affection (passage à une alimentation humide, intégration de légumes comme

des courgettes...). Cet apprentissage peut aboutir à des aversions alimentaires, si l'animal fait l'association entre un aliment, un goût ou une odeur et une mauvaise expérience (maladie, contrainte physique...) (Morris et al., 1978).

2.2. Causes

L'alimentation est souvent responsable de troubles digestifs aigus, principalement par changement brutal ou apport d'aliments « exotiques ». Une intolérance digestive à un ingrédient ou à une friandise suffit cependant à induire une diarrhée chronique. Ainsi, la ration consommée (quantité et qualité), les changements d'aliments, les friandises et restes de table, le nombre de repas, la présence d'autres animaux renseignent sur les habitudes alimentaires de l'animal et les éventuelles sources d'instabilité. L'historique des différents aliments et leurs effets sur la digestion sont intéressants pour des animaux suivis au long cours ou référés. La quantité d'aliment est évaluée et comparée au besoin énergétique théorique de l'animal. Une quantité excessive sur un nombre limité de repas s'accompagne d'une digestion incomplète et conduit à une diarrhée pouvant devenir chronique. Le jeune animal y est particulièrement sensible. Le propriétaire d'un chaton a tendance à essayer tous les aliments du supermarché, ce qui peut être une cause de diarrhée chronique (Lecoindre, 1998).

Les chiots de grande race sont souvent nourris en excès par leur propriétaire qui surestime volontiers le poids de référence afin d'être sûr de se conformer au standard. Il en est de même pour les chiens « de travail » dont le propriétaire surévalue l'impact de l'activité physique de leur animal. Il faut ajouter à cela que si l'animal maigrit, le réflexe est d'augmenter la ration et ainsi de suite. La qualité de l'aliment est aussi importante : un aliment de qualité médiocre conduit d'une part, à des selles volumineuses et d'autre part, à des signes digestifs tels que diarrhée et les flatulences, car ces ingrédients sont faiblement digestibles. Les éléments non digérés sont fermentés et putréfiés dans le côlon, créant une diarrhée osmotique. La consommation régulière d'os ou bâtonnets à mâcher peut-être à l'origine d'une diarrhée chronique, par intolérance alimentaire (Lecoindre, 1998).

Les aliments indigestes retrouvés dans les ordures ne sont pas les seuls responsables des diarrhées. En effet, de nombreux chiens présentant des troubles digestifs après avoir consommé du lait, des aliments trop gras ou très riches en glucides, ou des aliments contenant des protéines de mauvaise qualité (déchets de viande, aliments industriels mal préparés,

aliments fabriqués à partir des cartilages et des os ; ces derniers sont réduits en miette par les chiens et risquent d'irriter leurs intestins et ainsi les voies d'élimination) (Hoffam *et al.*, 2000).

D'autre part, les aliments avariés sont à l'origine intoxications alimentaires par des substances toxiques d'origine biologique, produites par des micro-organismes qui se développent dans les aliments contaminés, en libérant des toxines ou des métabolites toxiques ou alors proviennent de la libération de composantes cellulaires toxiques, lors de la lyse de ces micro-organismes (Hoffam *et al.*, 2000).

2.3. Prise en charge non médicamenteuse des gastroentérites d'origine alimentaire

Face à une gastro-entérite, il est recommandé de supprimer les aliments pendant un jour ou deux et l'abreuvement pendant quelques heures. Cette remise au repos du tube digestif diminue ses sections et sa motilité et n'affecte en rien la santé du chien (Schaer *et al.*, 2010).

Si le vomissement s'arrête après les 24 heures du jeûne total, on administrera de l'eau par petites quantités toutes les deux ou trois heures. Si l'eau est tolérée sans reprise des vomissements dans les heures qui suivent, on donnera le deuxième ou troisième jour, des petits repas obéissants aux règles suivantes (Niemand et Suter, 1992 ; Lecoindre, 1998) :

- Donner de petites quantités plusieurs fois par jour ;
- Donner des aliments mous, cuits et en purée (ne pas donner d'os ou de biscuits pour chien) ;
- Donner des aliments à faible pouvoir osmotique, ne contenant pas de disaccharides mais de l'amidon (purée de pomme de terre) ou des hydrates de carbone facilement digestibles (riz) ;
- Éviter les excitants de la sécrétion acide de l'estomac (pas de fruit ou légumes crus et pas d'épices) ;
- Réduire les quantités de protides.
- Éviter les graisses qui ralentissent la vidange de l'estomac.
- Il est important d'interdire toutes les friandises industrielles lors de la prise en charge d'une diarrhée chronique.
- Enfin, présence de sang dans la diarrhée ou si aucun signe d'amélioration n'est apparu dans les 48 heures malgré l'application des conseils, il impératif de consulter rapidement un vétérinaire.

PARTIE EXPÉRIMENTALE

1.Problématique

La gastro-entérite représente une des principales causes de consultation en clinique vétérinaire, la gravité de cette dernière dépend de son étiologie, de sa date d'apparition et de l'état général de l'animal. Néanmoins, une meilleure connaissance de cette pathologie est nécessaire pour développer des moyens de prévention, de control efficace et d'adopter une stratégie de lutte adaptée au terrain algérien.

En premier lieu, nous nous sommes tournés vers l'étude des gastro-entérites d'origine parasitaire, mais le manque de temps et de moyen nous a forcé à nous focaliser sur les gastro-entérites d'origine virale et alimentaire, de plus nous souhaiterions signaler certains obstacles qui ont ralenti et parfois même entravé le processus de notre recherche qui a débuté durant la pandémie de COVID-19 et qui a engendré de longues périodes de limitation d'accès et de déplacement. Nous aimerions mettre la lumière sur la difficulté d'obtention des échantillons de matière fécale et sur la cherté des moyens de dépistage, de diagnostic au niveau des laboratoires.

2. MATÉRIEL & MÉTHODES

2.1. Matériel

Le matériel utilisé au cours de notre étude est représenté par :

- Un stéthoscope
- Des gants à usage unique en latex et en nitrile
- Une paire de gants de contention pour chats en tissu renforcé
- Un thermomètre digital
- Des seringues à usage unique d'une contenance de 2, 5 et 10 mL
- Un cathéter
- Un perfuseur
- Une potence
- Une balance électronique
- Speed Parvo Test TM (VIRBAC bvt, Kit de diagnostic rapide : 5 Tests)
- Speed Trio FeLV / FIV / Corona TM (VIRBAC bvt, Kit de diagnostic rapide : 6 Tests)

2.2. Solutions & Produits

Les produits et solutions utilisés pour le traitement des cas cliniques sont :

- Polyvidone iodée : Bétadine (10%) [®]
- Solution saline : NaCl (0.9%)
- Solution glucosée : Glucose (5%)
- Solution de bicarbonate (8.4%)
- Vitamines : Acide ascorbique (Vitamine C), Vitamine B12, Vitamine K
- Pansement gastrique : Phosphate d'aluminium (Phosphalugel [®])
- Anti-spasmodique : Métamizole (Calmagine [®])
- Antiémétique : Métopropramide (Prinperan [®])
- Antibiotiques : Amoxicilline, Enrofloxacin, Sulfaméthoxazole-Triméthoprime
- Anti-inflammatoire stéroïdien : Dexaméthasone
- Anti-inflammatoire non stéroïdien : Flunixin [®]
- Vétécariol [®] : Solution injectable à base d'heptaminol
- Vermifuges (Anthelminthiques) : Praziquantel et Pyrantel

2.3. Méthodes

2.3.1. Anamnèse & Commémoratifs

L'anamnèse est un interrogatoire préliminaire à tout examen clinique. C'est la première étape pour aboutir au diagnostic. Elle est recueillie auprès du propriétaire de l'animal. C'est le premier élément de l'examen médical proprement dit consigné dans le dossier médical.

Devant chaque cas qui s'est présenté au niveau du cabinet vétérinaire, nous nous sommes renseignés sur le / les motifs de la consultation (signes cliniques qui inquiètent le propriétaire) et avons cherché à récolter un maximum d'informations sur l'animal. L'anamnèse fournit des éléments d'orientation essentiels, notamment sur la durée d'évolution des symptômes, leur niveau de gravité et leur impact sur la vie quotidienne de l'animal, les antécédents médicaux, la présence éventuelle d'une douleur, ainsi que les résultats des différentes explorations préalablement effectuées et les traitements entrepris.

Le motif de consultation étant la « gastro-entérite », il est primordial de dater les symptômes, représentés essentiellement par les vomissements et/ou la diarrhée. Il est essentiel de savoir si la diarrhée est aiguë ou chronique ; permanente ou intermittente.

Nous avons questionné le propriétaire sur une possible modification de l'appétit, une éventuelle prise ou perte de poids mais aussi sur la fréquence de la diarrhée et/ou des vomissements, ainsi que sur l'aspect des selles.

Les commémoratifs ont été recueillis de manière précise, ce qui nous a permis d'orienter au mieux notre démarche thérapeutique. Après identification de l'animal (par son nom, son tatouage ou encore sa puce électronique d'identification), il a été demandé au propriétaire de préciser les points suivants :

- ✓ Espèce, âge et sexe de l'animal ;
- ✓ Son statut vaccinal (un animal sans carnet de vaccination est considéré par le vétérinaire comme étant non vacciné) ;
- ✓ Son mode de vie : Animal vivant seul ou en collectivité ;
- ✓ Le type de ration alimentaire distribuée ;
- ✓ Ses antécédents médicaux et chirurgicaux (Ex : Castration) ;
- ✓ Animal sevré / non sevré ;
- ✓ La présence d'animaux vivants à son contact ainsi que leur état de santé ;
- ✓ La possibilité d'ingestion de produits toxiques ;

- ✓ Le déparasitage (Externe ou interne) ;
- ✓ Des informations sur le chenil (Historique de certaines pathologies par exemple) ;
- ✓ Le statut vaccinal de la mère.

2.3.2. Examen clinique

Pour chaque cas présenté au niveau du cabinet vétérinaire, un examen clinique a été réalisé.

Il a consisté en un examen général et un examen spécial :

2.3.2.1. Examen général

L'examen général consiste à :

- Examiner l'animal à distance : de face, de profil et de derrière.
- Examiner l'état des muqueuses oculaires et buccales (et génitales chez la femelle) qui sont de couleur (Hill *et al.*, 2012) :
 - Rosâtres à l'état physiologique ;
 - Congestionnées en cas d'inflammation ;
 - Jaunâtres en cas d'ictère ;
 - Pâles en cas d'anémie ;
 - Violacée en cas d'hypoxie.
- La prise du poids corporel à l'aide d'une balance.
- L'observation du comportement de l'animal.
- La mise en évidence d'une éventuelle position antalgique.
- La prise de la température rectale : Elle est réalisée à l'aide d'un thermomètre digital préalablement désinfecté à l'aide de Bétadine (10%)[®]. La température rectale normale du chien et du chat se situe entre +38 et +39 °C, en dessus de +39 °C, on parle d'hyperthermie et en dessous de +38 °C on parle d'hypothermie (Hill *et al.*, 2012).
- La mesure de la fréquence cardiaque : Elle est réalisée à l'aide d'un stéthoscope. On comptabilise le nombre de battements pendant une minute (bpm) avec un chronomètre. La fréquence cardiaque normale varie en fonction de l'âge et de l'espèce et est en moyenne de (Freiche et Hernandez, 2010 ; Hill *et al.*, 2012) :
 - 60 à 120 bpm chez le chien adulte ;
 - 70 à 200 bpm chez le chiot ;
 - 110 à 140 bpm chez le chat adulte ;
 - 120 à 160 bpm chez le chaton.

- La mesure de la fréquence respiratoire : Elle est réalisée sur un animal calme, en se plaçant à son profil et en comptabilisant les mouvements thoraco-abdominaux (inspiratoires et expiratoires) sur une durée d'une minute. La fréquence respiratoire normale est de (Freiche et Hernandez, 2010 ; Hill *et al.*, 2012) :
 - 14 à 25 mouvements / minute chez un chien adulte ;
 - 20 à 40 mouvements / minute chez un chaton ;
 - 25 à 35 mouvements / minute chez un chat adulte ;
 - 25 à 45 mouvements / minute chez un chaton.
- La palpation des nœuds lymphatiques superficiels : préscapulaires, mandibulaires, parotidiens et rétropharyngiens (Mise en évidence une éventuelle hypertrophie).
- Etat des poils : brillants, ternes, cassés, hérissés, souillés de matières fécales, etc.
- Evaluation de l'état d'hydratation : Elle est obtenue :
 - En exerçant une pression au niveau du garrot vers le haut, en tirant la peau à l'aide de la main de sorte à faire un pli. On va ensuite évaluer la vitesse de retour du pli ;
 - Par évaluation du degré d'humidité des muqueuses oculaires et buccales : A l'état normal, les muqueuses doivent être humides et luisantes.

Un état de déshydratation est dit :

- *Discret* : quand il est inférieur à 5%. On observera une persistance débutante du pli de peau et les muqueuses sont mates ;
- *Modéré* : quand il est compris entre 5 et 8%. On observe une persistance prononcée du pli de peau, des muqueuses sèches et une enophtalmie débutante ;
- *Grave* : quand il est compris entre 10 et 12%. On observe une persistance totale du pli de peau, des muqueuses sèches, une hypovigilance et un déficit hémodynamique contemporain (le pouls fémoral est faible et filant, avec tachycardie et hypotension) ;
- *Morbide* : quand il est compris entre 12 et 15%. On observe un état de choc qui se soldera par un arrêt cardio-respiratoire.

N.B. : Le pourcentage de déshydratation permet d'estimer le besoin en fluides (à administrer sur 4 à 6 heures, idéalement) à l'aide de la formule simplifiée suivante :

$$\text{Déshydratation (\%)} \times \text{Poids (kg)} \times 1\,000 = \text{Volume (en ml)}$$

2.3.2.2. Examen spécial

Il s'agit d'un examen plus approfondi qui intéresse l'appareil digestif :

- Examen de la cavité buccale : Gencives, langue et amygdales.
- Palpation abdominale
 - Palpation de l'œsophage (recherche de corps étrangers) ;
 - Palpation / Palpation pression (Mise en évidence une éventuelle douleur) au niveau de l'estomac, des intestins, du foie et des ganglions mésentériques.
- Examen externe de l'anus et toucher rectal.

2.3.2.3. Examens complémentaires

✓ Speed Parvo Test TM

- Principe & Réalisation du test : Ce test qualitatif rapide est basé sur le principe d'immunochromatographie sur membrane, permettant la mise en évidence des antigènes du *Parvovirus* canin (Recherche d'antigènes spécifiques des souches CPV 2 : 2a, 2b et 2c). Il permet une recherche des antigènes viraux. Speed Parvo assure une identification rapide et précoce de la maladie, dès la fin de la période d'incubation (3 à 4 jours). En effet, la détection du virus dans les fèces est possible dès l'apparition des premiers symptômes.

On prélève au niveau rectal, à l'aide d'un écouvillon, de la matière fécale qu'on dépose dans le flacon de réactif (fourni avec le kit), on ferme le flacon à l'aide du bouchon filtre et on homogénéise le contenu du flacon de façon à dissoudre les grosses particules puis on dépose 6 gouttes du mélange dans le puits échantillon, en tenant le flacon verticalement. Après dépôt de l'échantillon, les particules colorées du conjugué se lient aux antigènes du parvovirus. Les complexes conjugués / antigènes ainsi formés migrent par capillarité sur la membrane. Ils sont alors capturés par les anticorps fixés sur la membrane laissant apparaître une bande rose. Le mélange continue de migrer sur le support jusqu'à l'extrémité de la membrane où les particules colorées restantes forment une bande de contrôle rose qui confirme la bonne réalisation du test.

- Lecture (Fig. 2) : Il faut lire le résultat après 10 minutes de migration :
 - Un *test négatif* fait apparaître une (01) bande rose dans la fenêtre de lecture (Bande Contrôle).

- Un *test positif* fait apparaître deux (02) bandes roses bien distinctes dans la fenêtre de lecture (Bande Test + Bande Contrôle). Toute coloration même légère de la bande test doit être considérée comme un résultat positif.
- L'absence de la bande de contrôle rend le test invalide.

En collectivité, Speed Parvo Test™ permet de mettre en place rapidement les mesures sanitaires et prophylactiques afin de limiter l'extension de la maladie.

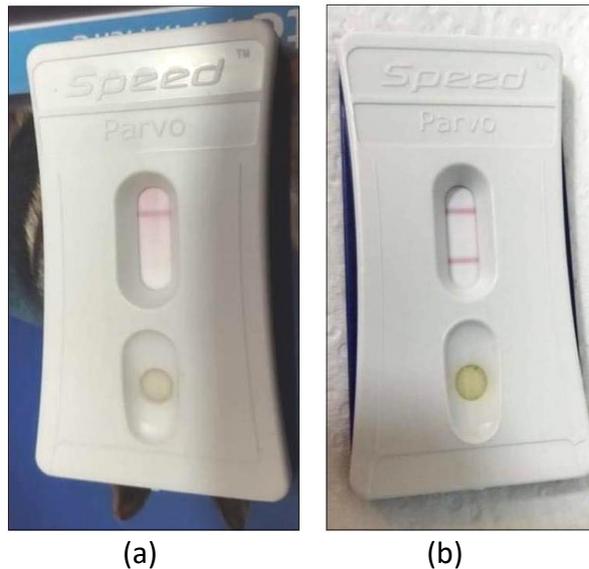


Figure 2 : Lecture du Speed Parvo Test™

(a) : Résultat négatif, **(b)** : Résultat positif

- ✓ Speed Trio FeLV / FIV / Corona™ : La technologie de ce test permet une recherche combinée d'antigènes viraux solubles du FeLV (Virus Leucémogène Félin), d'anticorps spécifiques dirigés contre le FIV (Virus de l'Immunodéficience Féline) et des anticorps anti-Coronavirus chez le chat. Comme notre étude a porté sur les gastro-entérites, nous nous sommes intéressées uniquement aux résultats du test de la coronavirose.
 - Principe & Réalisation du test : Speed Trio FeLV / FIV / Corona™ est un test qualitatif rapide, basé sur le principe de l'immunochromatographie sur membrane. Il suffit de déposer à l'aide d'une pipette à usage unique (fournie avec le kit) maintenue en position verticale, une goutte de l'échantillon (sérum, plasma ou sang total avec anticoagulant dans le puits échantillon (Dans notre étude, nous avons prélevé à l'aide d'une seringue du sang veineux que nous avons injecté dans un tube contenant de l'EDTA : Acide Ethylène Diamine Tétracétique ou de l'Héparine) et attendre 10 à 15 secondes.

- Ajouter 5 gouttes du réactif (fourni avec le kit) dans chaque puits échantillon en maintenant le flacon en position verticale. Si la migration ne débute pas dans les 2 minutes, ajouter 2 gouttes supplémentaires de réactif. Après dépôt, les particules colorées du conjugué se lient aux anticorps anti-*Coronavirus* (partie FCoV). Le complexe conjugués / anticorps anti-FCoV ainsi formé migre par capillarité sur la membrane. Ce complexe est alors capturé par un anti-complexe spécifique immobilisé sur la membrane, formant par accumulation de particules colorées une bande test de couleur rose (partie médiane de la fenêtre). Le mélange continue de migrer sur le support jusqu'à l'extrémité de la membrane où les particules colorées restantes forment une bande de contrôle rose qui confirme la bonne réalisation du test.
- Lecture (Fig. 3) : Lire le résultat après 15 minutes de migration :
 - Un *test négatif* fait apparaître une (01) bande rose dans la partie droite de la fenêtre de lecture (Bande de contrôle).
 - Un *test positif* fait apparaître deux (02) bandes roses bien distinctes dans la fenêtre de lecture (Bande Test + Bande Contrôle). L'apparition d'une bande test après seulement 10 minutes de migration permet de conclure à un test positif. Toute coloration même légère de la bande test doit être considérée comme un résultat positif.
 - L'absence de la bande de contrôle rend le test invalide.



Figure 3 : Lecture du Speed Trio FeLV / FIV / Corona TM

A gauche et au milieu : Résultat négatif pour la FeLV et la FIV, à droite : Résultat positif pour la PIF

2.3.3. Protocole de vaccination adopté par les vétérinaires praticiens

Au niveau des sept (07) cabinets vétérinaires où notre partie pratique a été réalisée, les vétérinaires avaient le même protocole vaccinal aussi bien pour les chiens que pour les chats :

- **Chez les chiens**

- À l'âge de 45 jours : Vaccination contre la Parvovirose.
- À l'âge de 2 mois : Vaccin CHLPPI (Maladie de Carré, Hépatite de Rubath, Leptospirose, Parvovirose, Para Influenza).
- À l'âge de 3 mois : Rappel CHLPPI + Vaccin antirabique.

- **Chez les chats**

- À l'âge de 2 mois : Vaccin CRP (CRP : Calicivirose, Rhinotrachéite Féline, Panleucopinie Féline).
- À l'âge de 3 mois : Rappel du CRP + Vaccin antirabique

A préciser que seul le vaccin antirabique est obligatoire.

2.3.4. Protocole de vermifugation adopté par les vétérinaires praticiens

La vermifugation (Praziquel : 1 comprimé / 10 Kg de Poids Corporel) des chiots et des chatons est réalisée comme suit :

- Primo-vermifugation à partir de 15 jours d'âge.
- Rappel tous les 15 jours jusqu'à l'âge de 2 mois.
- Rappel mensuel jusqu'à l'âge de 6 mois
- Rappels 2 à 4 fois par an.

3. RÉSULTATS

Au cours de notre période d'étude qui s'est étalée de la période du : 30 octobre 2021 au 10 juin 2022, cinq (05) chiens et cinq (05) chats se sont présentés au niveau de sept (07) cabinets vétérinaires situés dans les Wilayas d'Alger et de Blida :

3.1. Cas clinique N° 1

- **Motif de consultation** : Diarrhée hémorragique et vomissements ayant débuté 2 jours avant la consultation. Les selles étaient liquides, nauséabondes et émises avec une fréquence de 3 fois par jour.
- **Commémoratifs** : Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 1.

Tableau 1 : Informations relatives au cas clinique N° 1

| | | |
|-----------------------------------|---------------------------------|--|
| | Nom : Max |  |
| Age | 3 mois | |
| Espèce | Canine | |
| Sexe | Mâle | |
| Race | Berger belge (Malinois) | |
| Statut vaccinal | Non vacciné | |
| Vermifugation | Primo-vermifugation | |
| Alimentation | Croquettes (300 g : en 3 repas) | |
| Mode de vie | Individuel (Villa) | |
| Statut vaccinal de la mère | Inconnu | |

- **Historique de l'animal** : L'animal s'est présenté pour sa première consultation dès son acquisition par son nouveau maître. Le vétérinaire a effectué un déparasitage interne (primo-vermifugation). L'animal n'avait aucun antécédent médical. A noter que le propriétaire n'a pas respecté les rendez-vous de vaccinations et de vermifugation ultérieurs.

- **Examen clinique** : Durant la consultation, Max présentait un état d'abattement. Les muqueuses oculaires et buccales étaient rosâtres, la fréquence cardiaque était de 70 bpm et la fréquence respiratoire était de 17 Mouvements / Minute. Il présentait une hyperthermie (température de +39.6 °C), un état de déshydratation modéré (5%), une muqueuse rectale enflammée avec douleur à la palpation rectale. Nous avons noté la présence de sang sur les selles prélevées suite à la palpation rectale. Les ganglions préscapulaires étaient réactionnels.
- **Examen complémentaire** : Nous avons effectué un test antigénique rapide de Parvovirose (Speed Parvo Test™) qui s'est avéré positif. Le test a été effectué en respectant les consignes du fabricant.
- **Diagnostic posé** : Animal atteint de Parvovirose.
- **Traitement instauré**
 - Réhydratation à l'aide d'une solution saline de NaCl (poche de 500 mL).
 - Dexaméthasone : 0.5 mL en SC (Sous- Cutanée) pendant 3 jours.
 - Antibiothérapie à base d'Amoxicilline (0.6 mL en SC, chaque 2 jours) et de Sulfamethoxazole-Triméthoprim (0.6 mL en SC, 1 fois / jour), pendant 10 jours.
 - Acide ascorbique : 1 mL en IM (Intramusculaire) pendant 3 jours.
 - Vitamine B12 : 1 mL en IM en une seule prise.
 - Vitamine K : 1.5 mL en IV (Intraveineuse) lente en une seule prise.
 - Phosphalugel® : Un sachet par voie orale pendant 3 jours.
 - Calmagine® : 1mL 1 fois / jour pendant 2 jours.
- **Evolution après traitement** : L'animal a eu plusieurs visites de contrôle, son état s'est amélioré 10 jours après l'instauration du traitement. Il ne présentait plus aucun symptôme au bout de 15 jours et a repris une alimentation normale.

3.2. Cas clinique N° 2

- **Motif de consultation** : Diarrhée et vomissements ayant débuté 3 jours avant la consultation. Les selles étaient liquides, d'une odeur putride, avec une fréquence de 4 fois par jour.
- **Commémoratifs** : Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 2.

Tableau 2 : Informations relatives au cas clinique N° 2

| | |
|-----------------------------------|--|
| | Nom : <i>Boyka</i>  |
| Age | 2 Mois |
| Espèce | Canine |
| Sexe | Mâle |
| Race | Staff Américain |
| Statut vaccinal | Non vacciné |
| Vermifugation | A jour |
| Alimentation | Variée (Riz, viande blanche et croquettes, 3 fois / jour) |
| Mode de vie | Individuel (Villa) |
| Statut vaccinal de la mère | Inconnu |

- **Historique de l'animal :** L'animal n'avait aucun antécédent médical connu, il venait d'être adopté.
- **Examen clinique :** Durant la consultation, Boyka était en état d'abattement, les muqueuses buccales et oculaires étaient rosâtres, la fréquence cardiaque était de 72 bpm et la fréquence respiratoire de 20 Mouvements / Minute. Il présentait une hyperthermie (+39.2 °C) et une déshydratation modérée (6%). Les ganglions préscapulaires étaient réactionnels.
- **Examen complémentaire :** Le Speed Parvo Test™ s'est avéré positif.
- **Diagnostic posé :** Animal atteint de Parvovirose.
- **Traitement instauré**
 - Réhydratation à l'aide d'une solution saline de NaCl (Poche de 500 mL).
 - Dexaméthasone : 0.5 mL en SC pendant 3 jours.
 - Antibiothérapie pendant 10 jours à base d'amoxicilline : 0.6 mL en SC chaque 2 jours et de Sulfamethoxazole-Trimothoprime : 0.6 mL en SC.
 - Acide ascorbique : 1 mL en IM pendant 3 jours.
 - Vitamine B12 : 1 mL en IM en une seule prise.
 - Phosphalugel® : Un sachet par voie orale pendant 3 jours.
 - Prinperan® : 0.3 mL 2 fois / jour avec un intervalle de 6 heures en SC.

- Calmagine[®] : 1 mL 1 fois / jour pendant 2 jours en IM.

- **Evolution après traitement** : L'animal ne s'est pas présenté à sa dernière visite de contrôle.

3.3. Cas clinique N° 3

- **Motif de consultation** : Diarrhée hémorragique et vomissements 3 fois par jour depuis 2 jours. Les selles étaient liquides et d'une odeur putride.
- **Commémoratifs** : Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 3.

Tableau 3 : Informations relatives au cas clinique N° 3

| | |
|-----------------------------------|--|
| | Nom : <i>Snow</i>  |
| Age | 8 Mois |
| Espèce | Canine |
| Sexe | Mâle |
| Race | Husky |
| Statut vaccinal | A jour (CHLPPI + R) * |
| Vermifugation | Non effectuée |
| Alimentation | Variée (Croquettes et viande blanche) |
| Mode de vie | Individuel (villa) |
| Statut vaccinal de la mère | Vacciné |

* : CHLPPI : Maladie de Carré, Hépatite de Rubath, Leptospirose, Parvovirose, Para Influenza ;
R : Rage

- **Historique de l'animal** : L'animal s'est présenté en consultation à l'âge de 45 jours, avec une boiterie au membre antérieur gauche suite à un incident domestique. Un traitement a été instauré et l'animal s'est rétabli. A l'âge de 3 mois, il s'est présenté à la clinique avec une boiterie aux deux membres postérieurs associée à une inflammation des coussinets, l'animal fut traité et s'est rétabli. A l'âge de 5 mois, il s'est présenté avec une douleur à l'oreille gauche, après examen clinique, le vétérinaire a conclu à une otite, un traitement a été instauré et l'animal s'est rétabli.

- **Examen clinique** : Durant la consultation, Snow était dans un état relativement correct, les muqueuses buccales et oculaires étaient rosâtres, sa fréquence cardiaque était de 85 bpm et sa fréquence respiratoire de 25 Mouvements / Minute. Il présentait une hyperthermie (+38 °C) et un état de déshydratation discret (2%). Les ganglions préscapulaires et mésentériques étaient réactionnels.
- **Examen complémentaire** : Le Speed Parvo Test TM s'est avéré positif.
- **Diagnostic posé** : Animal atteint de Parvovirose.
- **Traitement instauré**
 - Réhydratation à l'aide d'une solution saline (NaCl) de 10 mL en SC.
 - Antibiothérapie pendant 10 jours à base d'amoxicilline : 1 mL en SC chaque 2 jours et de Sulfamethoxazole-Trimothoprime : 0.8 mL en SC.
 - Acide ascorbique : 1 mL en IM pendant 3 jours.
 - Vitamine B12 : 1 mL en IM en une seule prise.
 - Phosphalugel [®] : Un sachet par voie orale pendant 3 jours.
 - Prinperan [®] : 0.3 mL 2 fois / jour avec un intervalle de 6 heures en SC.
 - Calmagine [®] : 1 mL 1 fois / jour pendant 2 jours en IM.
- **Evolution après traitement** : L'animal s'est rétabli après la fin du traitement et il est revenu pour une vermifugation 15 jours plus tard.

3.4. Cas clinique N° 4

- **Motif de consultation** : Diarrhée avec présence de sang et vomissements 4 à 5 fois par jour depuis 3 jours. Les selles étaient liquides et d'une odeur putride.
- **Commémoratifs** : Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 4.

Tableau 4 : Informations relatives au cas clinique N° 4

| | |
|-----------------------------------|---|
| | Nom : <i>Jack</i>  |
| Age | 4 mois |
| Espèce | Canine |
| Sexe | Mâle |
| Race | Berger Belge (malinois) |
| Statut vaccinal | Non vacciné |
| Vermifugation | Non effectuée |
| Alimentation | Variée (Principalement viande de poulet, 4 fois par jour) |
| Mode de vie | Individuel (Villa) |
| Statut vaccinal de la mère | Inconnu |

- **Historique de l'animal** : Aucun antécédent médical connu, l'animal a été récemment adopté. Le propriétaire nous a indiqué que ses voisins ont adopté cinq chiots de la même portée. Ces derniers ont présenté exactement les mêmes symptômes à quelques jours d'intervalle.
- **Examen clinique** : Durant la consultation, Jack était en état d'abattement, ses muqueuses buccales et oculaires étaient rosâtres, sa fréquence cardiaque était de 90 bpm et sa fréquence respiratoire de 21 Mouvements / Minute. Il présentait une hyperthermie (+39.8 °C), avec un état de déshydratation modéré de 7%. Les ganglions préscapulaires et mésentériques étaient réactionnels.
- **Examen complémentaire** : Nous avons effectué deux tests antigéniques rapides de Parvovirose (Speed Parvo Test TM) qui se sont avérés négatifs.
- **Diagnostic posé** : Gastro-entérite hémorragique (avec suspicion d'un faux négatif à l'encontre de la Parvovirose canine).
- **Traitement instauré**
 - Réhydratation à l'aide d'une solution saline (NaCl) de 500 mL (1 poche par jour pendant 2 jours).
 - Flunixin[®] : 0.6 mL en SC en une seule prise.

- Antibiothérapie pendant 10 jours à base d'amoxicilline : 0.6 mL en SC chaque 2 jours et de Enrofloxacin : 0.6 mL en SC.
 - Acide ascorbique : 1 mL en IM pendant 3 jours.
 - Vitamine B12 : 1 mL en IM en une seule prise.
 - Phosphalugel[®] : Un sachet par voie orale pendant 3 jours.
 - Prinperan[®] : 0.3 mL 2 fois / jour avec un intervalle de 6 heures en SC.
 - Calmagine[®] : 1 mL 1 fois / jour pendant 2 jours en IM.
- **Evolution après traitement** : L'animal est mort au bout de 4 jours.

3.5. Cas clinique N° 5

- **Motif de consultation** : Diarrhée intermittente et vomissements depuis 2 jours. Les selles étaient liquides.
- **Commémoratifs** : Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 5.

Tableau 5 : Informations relatives au cas clinique N° 5

| | |
|-----------------------------------|--|
| | <p>Nom : <i>Augie</i></p>  |
| Age | 14 mois |
| Espèce | Féline |
| Sexe | Mâle |
| Race | Commune |
| Statut vaccinal | Non vacciné |
| Vermifugation | A jour |
| Alimentation | Variée (Croquettes et viande blanche à volonté) |
| Mode de vie | Collectif (3 autres chats) |
| Statut vaccinal de la mère | Inconnu |

- **Historique de l'animal** : L'animal s'est présenté à la clinique à l'âge de 8 mois avec des symptômes caractéristiques du Coryza, une antibiothérapie a été instaurée et l'animal

s'est rétabli. A noter que deux des trois autres chats qui cohabitaient avec Augie ont développé les mêmes symptômes.

- **Examen clinique :** Durant la consultation, Augie apparaissait en état d'abattement et de prostration, ses muqueuses buccales et oculaires étaient pales, la fréquence cardiaque était de 115 bpm et la fréquence respiratoire de 21 Mouvements / Minute. Il présentait une hyperthermie (+39.4 °C) et un état de déshydratation grave (10%). Les ganglions préscapulaires, parotidiens, mandibulaires et mésentériques étaient réactionnels. L'animal a été hospitalisé pendant 10 jours.
- **Examen complémentaire :** Le Speed Trio FeLV / FIV / Corona TM s'est avéré positif pour la Coronavirose Féline.
- **Diagnostic posé :** Animal atteint de Coronavirose Féline.
- **Traitement instauré**
 - Réhydratation à l'aide d'une solution saline de 500 mL (1 poche / jour pendant 5 jours).
 - Flunixin[®] : 0.6 mL en SC en une seule prise.
 - Vétécardiol[®] : 2 injections de 0.4 mL en IM avec 18 heures d'intervalle.
 - Antibiothérapie pendant 10 jours à base d'amoxicilline : 0.6 mL en SC chaque 2 jours et d'Enrofloxacin[®] : 0.6 mL en SC chaque jours pendant 10 jours.
 - Acide ascorbique : 1 mL en IM pendant 3 jours.
 - Vitamine B12 : 1 mL en IM en une seule prise.
 - Phosphalugel[®] : Un sachet par voie orale pendant 3 jours.
 - Prinperan[®] : 0.3 mL 2 fois / jour avec un intervalle de 6 heures en SC.
 - Calmagine[®] : 1 mL 1 fois / jour pendant 2 jours en IM.
- **Evolution après traitement :** L'animal s'est rétabli et il a été rendu à son propriétaire après la période d'hospitalisation.

5.6. Cas clinique N° 6

- **Motif de consultation :** Diarrhée et comportement anormal ayant débuté un jour avant la consultation. Les selles étaient liquides, l'odeur de ces dernières n'a pas pu être décrite par le propriétaire et leur fréquence était de deux fois par jour. Le propriétaire a décrit l'animal dans un état d'excitation.
- **Information sur l'animal :** Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 6.

Tableau 6 : Informations relatives au cas clinique N° 6

| | |
|-----------------------------------|---|
| | <p>Nom : Lys</p>  |
| Age | 12 mois |
| Espèce | Féline |
| Sexe | Femelle |
| Race | Commune |
| Statut vaccinal | A jour (CRP + R) * |
| Vermifugation | A jour |
| Alimentation | Variée (Croquettes, viande blanche et riz) |
| Mode de vie | Collectif (Présence d'un autre chat) |
| Statut vaccinal de la mère | Inconnu |

* CRP : Calicivirose, Rhino trachéite féline, Panleucopinie féline ; R : Rage

- **Historique de l'animal :** La chatte a été ovariectomisée à l'âge de 8 mois.
- **Examen clinique :** Durant la consultation, Lys était dans un état d'abattement et de prostration, les muqueuses oculaires et buccales étaient rosâtres, la fréquence cardiaque de 120 Bpm et la fréquence respiratoire de 28 mouvements / Minute. Elle présentait une température de +38 ° C. Aucun ganglion n'était réactionnel. Après avoir effectué un questionnaire avec le propriétaire, il s'est avéré qu'elle avait consommé du petit lait 2 jours avant la consultation et qu'elle consommait des feuilles d'olivier de temps à autre.
- **Diagnostic posé :** Animal atteint d'une gastroentérite d'origine alimentaire. Aucun traitement n'a été instauré, un rappel des principes de l'alimentation des chats a été fait au propriétaire et une diète hydrique de 24 heures a été recommandée.
- **Evolution :** Une visite de control a été effectuée 3 jours après la consultation, aucun symptôme ne s'est représenté.

3.7. Cas clinique N° 7

- **Motif de consultation** : Diarrhée et vomissements 48 heures avant la consultation. Les selles étaient liquides et nauséabondes, le propriétaire ne connaissant pas la fréquence de ces dernières.
- **Commémoratifs** : Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 7.

Tableau 7 : Informations relatives au cas clinique N° 7

| | | |
|-----------------------------------|--|---|
| | Nom : Elsa |  |
| Age | 8 mois | |
| Espèce | Féline | |
| Sexe | Femelle | |
| Race | Commune | |
| Statut vaccinal | Non vaccinée | |
| vermifugation | A jour | |
| Alimentation | Variée (Riz et viande, croquettes, thon, 2 repas par jour) | |
| Mode de vie | Seule (Appartement) | |
| Statut vaccinal de la mère | Inconnu | |

- **Historique de l'animal** : Aucun antécédent médical à rapporter.
- **Examen clinique** : Durant la consultation, Elsa était en état d'abattement et de prostration, les muqueuses buccales et oculaires étaient légèrement pâles, avec une fréquence cardiaque de 116 bpm et une fréquence respiratoire de 22 Mouvements / Minute. Elle présentait une hyperthermie (+39.5 °C) et un état de déshydratation de 6%. Les ganglions préscapulaires, parotidiens, mandibulaires et mésentériques étaient réactionnels.
- **Examen complémentaire** : Le Speed Trio FeLV / FIV / Corona TM s'est avéré positif pour la Coronavirose Féline.
- **Diagnostic posé** : Animal atteint de Coronavirose féline.
- **Traitement instauré**

- Réhydratation à l'aide d'une solution saline : 500 mL de NaCl (une poche/ jour pendant 3 jours) + 200 mL de solution glucosée + 150 mL de solution de Bicarbonate.
 - Flunixin[®] : 0.6 mL en SC en une seule prise.
 - Vétocardiol[®] : 2 injections de 0.4 mL en IM à 18 heures d'intervalle.
 - Antibiothérapie pendant 10 jours à base d'amoxicilline : 0.6 mL en SC chaque 2 jours et d'Enrofloxacin 0.6 mL en SC chaque jours pendant 2 jours.
 - Acide ascorbique : 1 mL en IM pendant 2 jours.
 - Vitamine B12 : 1 mL en IM en une seule prise.
 - Phosphalugel[®] : Un sachet par voie orale pendant 2 jours.
 - Prinperan[®] : 0.3 mL 2 fois / jour avec un intervalle de 6 heures en SC.
 - Calmagine[®] : 1 mL 1 fois / jour pendant 2 jours en IM.
- **Evolution après traitement** : L'animal a été retrouvé mort dans le jardin par le propriétaire 3 jours après la consultation.

3.8. Cas clinique N° 8

- **Motif de consultation** : Diarrhée liquide ayant débuté 48 heures avant la consultation.
- **Commémoratifs** : Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 8.

Tableau 8 : Informations relatives au cas clinique N° 8

| | |
|------------------------|--|
| |  <p>Nom : Prince</p> |
| Age | 6 mois |
| Espèce | Féline |
| Sexe | Mâle |
| Race | Commune |
| Statut vaccinal | A jour (CRP + R)* |
| Vermifugation | A jours |
| Alimentation | Variée (Pâté pour chat, viande rouge, 2 repas par jour) |
| Mode de vie | Individuel |
| Statut vaccinal | inconnu |

* CRP : Calicivirose, Rhino trachéite féline, Panleucopinie féline ; R : Rage

Après l'avoir questionné sur l'alimentation de son chat, le propriétaire a révélé lui avoir donné des laitages (lait, fromages et petit lait) les trois derniers jours précédant la consultation.

- **Historique de l'animal** : L'animal a présenté une cryptorchidie à sa première consultation à l'âge d'un mois et demi. Il présentait une plaie au niveau du flanc droit à l'âge de 4 mois causée par un saut sur un objet tranchant, la plaie fut traitée, il s'est rétabli en quelques jours.
- **Examen clinique** : Durant la consultation, l'animal était présentait un état général correct, les muqueuses oculaire et buccale étaient rosâtres, la fréquence cardiaque était de 120 bpm et la fréquence respiratoire de 32 Mouvements / Minute. Il présentait une température de +38 °C. Aucun ganglion n'était réactionnel.
- **Diagnostic posé** : Animal atteint d'une gastroentérite d'origine alimentaire.
- **Traitement instauré & Evolution** : Une diète hydrique de 24 heures a été instaurée. A la visite de contrôle l'animal ne présentait plus de diarrhée.

3.9. Cas clinique N° 9

- **Motif de consultation** : Diarrhée et vomissements
- **Commémoratifs** : Les informations recueillies sont présentées dans le tableau 9.

Tableau 9 : Informations relatives au cas clinique N° 9

| | |
|-----------------------------------|---|
| | <p>Nom : Rex</p>  |
| Age | 3 ans |
| Espèce | Canine |
| Sexe | Mâle |
| Race | Berger Allemand |
| Statut vaccinal | A jour (CHLPPI + R) * |
| Vermifugation | A jour |
| Alimentation | Variée (Viande et pâtes : 2 repas / jour) |
| Mode de vie | Collectif (un autre chien) |
| Statut vaccinal de la mère | Inconnu |

* : CHLPPI : Maladie de carré, Hépatite de Rubath, Leptospirose, Parvovirose, Para Influenza ; R : Rage

Le propriétaire a donné à l'animal des restes contenant des pâtes cuisinées avec des épices (*Rechta* : Plat traditionnel algérien).

- **Historique de l'animal** : L'animal a été heurté par une voiture à l'âge de 5 mois, aucune fracture n'a été mise en évidence mais le chien présentait une douleur sur le flanc touché, il s'est rétabli en une dizaine de jours suite à un traitement symptomatique (Dexaméthasone, Vitamines B1 et B6). Il a présenté à l'âge de 9 mois une gastro-entérite qui fut traitée. Il a développé au niveau buccal une masse qui fut traitée par chirurgie à l'âge de 16 mois (pas de récurrence à ce jour). Il à l'âge de 2 ans eu le tétanos traité à base de sérum anti-tétanique.
- **Examen clinique** : Durant la consultation, l'animal présentait un état général correct, les muqueuses buccale et oculaire étaient rosâtres, la fréquence cardiaque était de 115 bpm et la fréquence respiratoire de 30 mouvements / Minute. Il présentait une température de +38 °C. Aucun ganglion n'était réactionnel.
- **Diagnostic posé** : Animal atteint d'une gastro-entérite d'origine alimentaire.
- **Traitement instauré**
 - Une diète hydrique de 24 heures a été instaurée.
 - Légère réhydratation à base de NaCl solution (15 mL) en SC.
- **Evolution** : A la visite de contrôle, l'animal ne présentait plus de diarrhée.

3.10. Cas clinique N° 10

- **Motif de consultation** : Diarrhée intermittente. Les selles étaient liquides. Le propriétaire n'a pas donné d'information sur leur fréquence.
- **Information de l'animal** : Les informations recueillies suite au questionnaire réalisé avec le propriétaire sont présentées dans le tableau 10.

Tableau 10 : Informations relatives au cas clinique N° 10

| | |
|-----------------------------------|--|
| | Nom : Ziga  |
| Age | 12 mois et 6 jours |
| Espèce | Féline |
| Sexe | Femelle |
| Race | Croisée Persan Angora |
| Statut vaccinal | A jours (CRP + R) * |
| Vermifugation | Non |
| Alimentation | Variée (Viande, pâtes et croquettes à volonté) |
| Mode de vie | Chatte vivant seule |
| Statut vaccinal de la mère | Non vaccinée |

* CRP : Calicivirose, Rhino trachéite féline, Panleucopinie féline ; R : Rage

- **Historique de l'animal** : L'animal a présenté à l'âge de 6 mois une gastro-entérite, qui fut traitée par le propriétaire (Smecta[®] et Flagyl[®]) et l'animal s'est rétabli. Ce dernier présentait des épisodes de diarrhées avec les mêmes symptômes, il se faisait traiter avec le même traitement cité précédemment et il se rétablissait.
- **Examen clinique** : Durant la consultation, l'état général de Ziga était correct, les muqueuses buccale et oculaire étaient rosâtres, la fréquence cardiaque était de 120 bpm et la fréquence respiratoire de 29 Mouvements / Minute. La température était de +38 °C. Aucun ganglion n'était réactionnel.
- **Diagnostic posé** : Gastroentérite d'origine alimentaire ou parasitaire.
- **Traitement instauré & Evolution** : L'animal a reçu une vermifugation à base d'un demi-comprimé de Praziquantel + Pyrentel et mis à la diète hydrique pendant 24 heures. A la visite de contrôle, l'animal ne présentait plus de diarrhée.

4. DISCUSSION

La gastro-entérite est fréquemment rencontrée chez le chien et le chat et ce, quelle que soit son origine : alimentaire, infectieuse, parasitaire ou toxique (Freiche et Hernandez, 2011).

Alors que Freiche et Hernandez (2010) considèrent que le changement du régime alimentaire représente la principale cause de diarrhée aiguë chez le chien et le chat, les résultats de notre étude montrent que quatre cas sur dix (Cas cliniques N° 6, 8, 9 & 10) sont d'origine alimentaire.

La parvovirose canine est la pathologie la plus répondeuse chez le jeune chiot, essentiellement entre 6 semaines et 6 mois d'âge, et représente la cause majeure de gastro-entérites virales sévères chez le chiot entre 6 et 10 semaines (Decaro *et al.*, 2009 ; Calderon *et al.*, 2015). Dans notre étude, nous avons rencontré 3 cas de Parvovirose confirmée par le test rapide (Cas N° 1, 2 & 3). Le cas N° 3, âgé de 8 mois, ne correspond pas à la moyenne d'âge rapportée dans la littérature (Decaro *et al.*, 2009 ; Gagnon *et al.*, 2016).

Bien que Jack (Cas clinique N° 4) ait présenté un tableau typique de Parvovirose Canine, le test antigénique rapide réalisé s'est révélé négatif et ce, à deux reprises. Ceci nous pousse à nous interroger sur les limites du test utilisé dont les performances seraient de 97% et 100% pour la sensibilité et la spécificité, respectivement, telles que précisées sur la notice du fabricant. Selon Ikeda et ses collaborateurs (2000), l'excrétion virale chez les animaux peut suivre différents profils : Certains animaux n'excrètent jamais de virus, certains en excrètent de façon constante et d'autres de façon intermittente. La courbe d'excrétion des excréteurs intermittents est souvent plus pulsatile que celle des excréteurs constants, avec des pics d'excrétion plus fréquents mais moindres. Les pics d'excrétion virale des excréteurs constants sont généralement d'une charge virale bien plus importante que celle des excréteurs intermittents (Peterson et Kutzler, 2011). Pour Moraillon (1994), faux négatifs sont fréquents avec les tests rapides et peuvent être dus à une faible concentration d'agents infectieux dans les fèces ou à la liaison antigènes-anticorps dans la lumière intestinale. Ces observations peuvent expliquer nos résultats.

Pour ce qui est de la race, les Rottweilers et les races apparentées, les Labradors, les Bergers Allemands sont décrits comme étant prédisposés à contracter la Parvovirose (Houston

et al., 1996). Dans notre étude, les races dont la Parvovirose a été confirmée par le test antigénique étaient : le Berger Belge Malinois, le Staff Américain et l'Husky.

Notre étude n'ayant pas pu d'étendre sur les quatre saisons, nous ne pouvons pas nous prononcer sur la saisonnalité de la Parvovirose. Houston *et al.* (1996) rapportent que l'été est la saison où l'on rencontre le plus de cas de Parvovirose. Pour Savary (2014), c'est plutôt en hiver que la maladie se déclare le plus.

Les tests antigéniques rapides nous ont permis de confirmer que la gastro-entérite développée par les cas cliniques N° 5 & 7 était liée au *Coronavirus* Félin. A noter que les performances du test seraient de 96.5% et 100% pour la sensibilité et la spécificité, respectivement, telles que précisées sur la notice du fabricant.

Contrairement à l'âge, les symptômes observés correspondent à ce qui a été rapporté dans la littérature (Lecoindre *et al.*, 2010). En effet, la gastro-entérite due au *Coronavirus* félin est surtout observée chez les chatons (surtout ceux âgés de moins de cinq semaines) mais les adultes peuvent être concernés lors d'une primo-infection (Kipar *et al.*, 1998). Les deux cas cités présentaient des symptômes respiratoires comme rapporté par Addie (2011). Selon ce même auteur, pour ce qui est de la race, les chats de race Persan, Sacré de Birmanie et Ragdoll auraient plus de risque de développer la PIF que les chats domestiques (de race commune), ce qui ne correspond pas à ce que nous avons pu constater au cours de notre étude pour les cas 5 & 7. A préciser que le cas N° 5, vivant en collectivité, était prédisposé à être contaminé par le *Coronavirus* félin (Pedersen *et al.*, 2008).

Concernant les cas N° 6 & 8, nous avons observé des diarrhées d'origine alimentaire. En effet l'alimentation donnée aux deux animaux n'était pas adaptée, les propriétaires ont donné beaucoup de laitages, ce qui n'est pas recommandé (Freiche et Hernandez, 2010). Le cas N° 9 quant à lui a reçu un plat traditionnel bien épicé à base de pâtes (de la *Rechtsa*), ce qui n'est pas recommandé, vu la nature agressive des épices sur la muqueuse gastrique (Freiche et Hernandez, 2010).

Pour le dernier cas clinique, l'anamnèse a révélé beaucoup d'anomalies : en effet, le propriétaire a donné des médicaments sans consulter un vétérinaire au préalable. Même si le traitement donné par l'éleveur était purement symptomatique, l'animal s'est rétabli et n'a plus présenté de diarrhées ce qui nous avait laissé supposer que la cause était probablement alimentaire. Cependant, la disparition spontanée de la diarrhée après la vermifugation

instaurée par le vétérinaire pourrait laisser à penser que la gastro-entérite était plutôt d'origine parasitaire. Seule la coprologie aurait permis de poser un diagnostic de certitude.

En matière de prise en charge des différents cas :

- Pour le cas N° 1, la prise en charge correspond aux recommandations rapportées par Hill *et al.* (2012).
- Pour le cas N° 2, comme pour le cas N° 3, la prise en charge en elle-même correspond aux recommandations des auteurs, cependant nous pouvons relever une erreur dans l'utilisation de l'anti-vomitif, contre-indiquée en présence d'une gastro-entérite hémorragique, d'après la notice du fabricant (Ettinger *et al.*, 2017).
- Pour le cas N° 3, l'animal a contracté la Parvovirose Canine malgré une vaccination à jours et selon le protocole utilisé en Algérie, ce qui pourrait suggérer un éventuel échec vaccinal.
- Pour ce qui du cas N° 4, la prise en charge reste en concordance avec ce qui est rapporté par Hill *et al.* (2012). Mais une erreur médicale est cependant à signaler : il s'agit de la prescription chez un chiot de 4 mois de l'Enrofloxacin, antibiotique proscrit chez les animaux de moins de 8 mois d'âge. Quant à la mort de l'animal, elle pourrait s'expliquer par la détérioration de son état de santé.
- Pour le cas N° 5, le traitement correspond aux recommandations rapportées dans la littérature par Thiry (2002), par l'instauration d'un traitement symptomatique de la gastro-entérite, associée à la prise en charge des symptômes respiratoires.
- Pour le cas N° 6, la prise en charge est en accord avec les recommandations de Guilford (1996). En effet, la consommation de laitages par le chat est à proscrire, de même que la consommation des feuilles d'olivier de par leur effet euphorisant. Pour cet auteur, plus la consommation de ces derniers est importante, plus leurs effets persistent dans le temps.
- Pour les cas N° 7, le vétérinaire a assuré une bonne prise en charge face aux différents symptômes présentés par l'animal, qu'ils soient digestifs ou respiratoires (Kennedy 2020). Même si l'état de santé de l'animal laissait paraître une amélioration, ce dernier est mort dans des circonstances qui demeurent inconnues.
- Pour les cas N° 8 & 9, la diète hydrique de 24 heures a permis de traiter les gastro-entérites d'origine alimentaire comme recommandée par Marks (2013).

- Pour le cas N° 10, malgré les résultats obtenus à travers le traitement instauré par le propriétaire, seul le vétérinaire est habilité à prescrire un traitement. L'hypothèse d'une gastro-entérite d'origine parasitaire avancée par le clinicien a été confirmée suite à la vermifugation qui a donné un bon résultat, même si la coprologie aurait permis de confirmer le diagnostic.
- La vitaminothérapie instaurée aux cas N° 1, 2, 3, 4, 5, 7 & 9 est recommandée par de nombreux auteurs. L'utilisation de la vitamine C permet principalement de renforcer le système immunitaire, la vitamine K a un effet anti-hémorragique et la vitamine B12 pour son action anti-anémique (Marks, 2013, Kennedy 2020).
- Pour tous les cas présentant une déshydratation et comme recommandé par de nombreux auteurs, le vétérinaire a compensé la perte hydrique provoquée par la diarrhée et les vomissements à l'aide d'une solution salée qui permet de compenser également la perte en sels minéraux. La solution de bicarbonate permet de compenser les pertes en bicarbonate des eaux vomissements. L'utilisation d'une solution glucosée permet de palier aux besoins énergétiques de l'animal (Thiry, 2002 ; Marks, 2013 ; Kennedy, 2020).

D'une manière globale, les résultats de notre étude montrent que les jeunes chiens et chats non vaccinés ont principalement contracté des maladies virales (Parvovirose Canine et Coronavirose Féline). Les tests rapides, d'utilisation facile, permettent d'orienter le diagnostic, mais leur disponibilité et leur coût (environ 3 000 DA / Test) limitent leur utilisation. A noter que l'absence de vermifugation des animaux les prédispose à développer des gastro-entérites parasitaires comme rapporté par Rondeau (2013) et Simpson et Washabau (2013).

CONCLUSION

La gastro-entérite demeure la principale cause de mortalités chez les jeunes carnivores domestiques. Il ressort de notre étude des différents cas rencontrés au niveau de sept cabinets vétérinaires situés dans les Wilayas d'Alger et de Blida que les gastro-entérites sont principalement dues à la Parvovirose Canine, à la Coronavirose Féline et une alimentation inadaptée.

La prise en charge de la gastro-entérite reste à la portée des vétérinaires cliniciens. L'urgence de la plupart des cas oblige le vétérinaire à instaurer un traitement symptomatique pour stabiliser l'état de l'animal avant de pouvoir procéder à davantage d'explorations.

Les différents outils de la démarche diagnostique ne sont malheureusement pas disponibles chez la plupart des vétérinaires. En effet, l'indisponibilité de ces derniers dans le marché algérien, leur coût et le manque de formation des vétérinaires praticiens restent les principaux obstacles rencontrés sur le terrain.

Le traitement de soutien instauré par le vétérinaire praticien face aux pathologies virales reste le traitement le plus adapté.

D'un point de vue prophylactique, la vaccination reste l'outil de choix pour prévenir les gastro-entérites infectieuses à condition que le protocole de vaccination soit correctement respecté, que le vaccin ne soit pas périmé, et qu'il soit transporté et conservé dans des conditions optimales afin de minimiser le risque d'échec vaccinal.

Pour les gastro-entérites d'origine alimentaire, la diète hydrique permet d'éviter l'aggravation de l'état de l'animal. Il est par ailleurs primordial que le régime alimentaire distribué soit adapté à l'espèce animale. Il est important de sensibiliser les propriétaires sur l'intérêt de la vaccination et de la vermifugation, ainsi que sur l'importance d'un régime alimentaire non approprié dans l'apparition des gastro-entérites chez les carnivores domestiques.

RECOMMANDATIONS

A l'issue de notre travail, il est important de souligner que la réussite de la prise en charge des gastro-entérites dans les cabinets vétérinaires en Algérie est basée sur la maîtrise des différents outils de diagnostic, la prophylaxie sanitaire, un régime alimentaire adapté et la sensibilisation du propriétaire.

Nos recommandations pour le vétérinaire cilicien et le propriétaire seraient :

- ✓ Le respect strict des protocoles de vaccinations et de vermifugation tout en s'assurant de l'intégrité des vaccins et des vermifuges. La vermifugation doit être envisagée au minimum deux fois par an.
- ✓ Le respect des mesures d'hygiène et de désinfection pour la lutte contre les maladies infectieuses et parasitaires.
- ✓ L'importance de la formation pratique du vétérinaire sur les moyens qui permettent d'établir le diagnostic le plus précis possible tels que l'échographie, la microbiologie et la parasitologie.
- ✓ La gastro-entérite étant une urgence médicale, le vétérinaire doit prévoir des protocoles d'urgence de prise en charge.
- ✓ Afin d'éviter les erreurs médicales, le vétérinaire doit se renseigner sur les différents produits utilisés et leurs contre-indications.
- ✓ La limitation de la vie collective des chats et des chiens contribuerait à réduire la circulation des agents pathogènes.
- ✓ L'obligation du propriétaire de se renseigner avant l'adoption sur les maladies qui représentent un vice rédhibitoire (notamment la Parvovirose Canine).
- ✓ La sensibilisation du propriétaire sur le fait que son animal doit faire l'objet d'une visite chez le vétérinaire le plus précocement possible, au mieux, dès l'apparition des symptômes afin d'éviter l'aggravation de son état.

- ✓ La sensibilisation du propriétaire sur le fait que seul un vétérinaire qualifié est habilité à traiter son animal.
- ✓ Expliquer au propriétaire que tout changement alimentaire devra toujours s'opérer de manière progressive, car certains chiens et chats peuvent y être très sensibles.
- ✓ Enfin, il serait important d'expliquer au propriétaire l'importance du respect des rendez-vous de contrôle.

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Addie, D. 2011. Feline coronavirus infections. *In*: elsevier (ed.) infectious diseases of the dog and cat. 4th ed. p982

Bergman, J.G., Muniz, M., Sutton, D., Fensome, R., Ling, F., Paul, G. 2006. Comparative trial of the canine parvovirus, canine distemper virus and canine adenovirus type 2 fractions of two commercially available modified live vaccines. *Vet Rec* 159(22):733-736.

Boivin, R., 2005. Physiologie de la digestion. Cours de physiologie, Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon.

Bourgeois, H., Elliott, D., Mariniquet, P., Soulard, Y., Royal Canin, A., FRA (meeting organiser), & Académie vétérinaire de France, P., FRA (meeting organiser). 2006. Dietary behavior of dogs and cats. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, (1), 301.

Bradshaw JW, Healey LM, Thorne CJ, Macdonald DW, Arden-Clark C. Differences in food preferences between individuals and populations of domestic cats *Felis silvestris catus*. *Appl Anim Behav Sci*. 2000 Jun 1;68(3):257-268.

Buonavoglia, C., Martella, V., Pratelli, A., Tempesta, M., Cavalli, A., Buonavoglia, D., Bozzo, G., elia, G., Decaro, N., Carmichael, L., 2001. Evidence for evolution of canine parvovirus type 2 in Italy. *J Gen Virol* 82, 3021- 3025.

Calderon, M.G., Romanutti, C., Wilda, M., Keller, L., Giacomodonato, M.N., Mattion, N, La torre, J., 2015. Resurgence of canine parvovirus 2a strain in the domestic dog population from argentina. *J Virol Methods* 15, 222:145-149.

Carmichael, L.E., 2005. An annotated historical account of canine parvovirus. *J Vet Med Ser B Infect Dis Vet Public Heal* 52, 303- 311.

Carmichael, L.E., joubert, J.C., Pollock, R.V., 1981. A modified live canine parvovirus strain with novel plaque characteristics. I. Viral attenuation and dog response. *Cornell vet* 71, 408-427.

Chergui, S. 2022. Etude bibliographique sur les gastro-entérites du chien et du chat. Mémoire de Fin d'Etude en Sciences Vétérinaires. Institut des Sciences vétérinaires, Université de Blida -1, 57p.

Clegg S.R., Coyne K.P., Parker J., Dawson S., Godsall S.A., Pinchbek G., Cripps P.J., Gaskell R.M., Radford A.D., 2011, Molecular epidemiology and phylogeny reveal spatial dynamics in areas where canine parvovirus is endemic. *Journal of virology* 85(5), 7892-7899.

Cunningham, J.G.K.B.G., 2013. *Cunningham's textbook of veterinary physiology*. St. Louis, mo. Elsevier / Saunders, 608p.

Decaro, N., Cirone, F., Desario, C., Elia, G., Lorusso, e., Colaianni, M.L., Martella, V., Buonavoglia, C., 2009. Severe parvovirus in a 12-year-old dog that had been repeatedly vaccinated. *Vet Rec* 164, 593-595.

DE SMET, B., Hesta, M., Seynaeve, M., Janssens, G., Vanrolleghem, P., & De Wilde, R. 1999. The influence of supplemental alpha-galactosidase and phytase in a vegetable ration for dogs on the digestibility of organic components and phytate phosphorus. *JOURNAL OF ANIMAL PHYSIOLOGY AND ANIMAL NUTRITION*, 81(1), 1–8.

Ducatelle, R., Burtonboy, G., Coussement, W., Hoorens, J., 1981. Concurrent parvovirus and distemper virus infections in a dog. *Vet rec* 108(14), 310-311.

Ettinger, S.J., Feldman, E.C., Cote, E., 2017. Canine parvovirus. *In: textbook of veterinary internal medicine: Diseases of the dog and cat*. 8th edition, Vol 2. Elsevier Saunders, Saint-Louis, p1007-1009.

Fettman MJ, Stanton CA, Banks LL, Hamar DW, Johnson DE, Hegstad RL, Johnston S. Effects of neutering on bodyweight, metabolic rate and glucose tolerance of domestic cats. *Research Veterinary Science*. 1997 Mar-Apr ;62(2) :131-6.

Freiche, V., Hernandez, J, 2010. *Gastro-entérologie canine et féline: de la clinique à la thérapeutique*. Edition Elsevier health sciences France, 284p.

Gagnon, C.A., Allard, V., Cloutier, G., 2016. Canine parvovirus type 2b is the most prevalent genomic variant strain found in parvovirus antigen positive diarrheic dog feces samples across Canada. *the Canadian veterinary journal* 57, 29-31.

German AJ, Holden SL, Bissot T, Morris PJ, Biourge V. A high protein high fibre diet improves weight loss in obese dogs. *Veterinary Journal*. 2010 Mar;183(3):294-7.

Gilles, R., Anctil M., Baguet F. 2006. Chapitre 2 les échanges de matières. *In: Physiologie animale*. De boeck, Bruxelles, 119-304.

Guilford, W.G., 1996. Strombeck's small animal gastroenterology. W.B. Saunders company, Philadelphia. 978p.

Herd, T., 2002. Gastrointestinal physiology and metabolism. Digestion and absorption: the non-fermentative processes. *In*: Cunningham (Eds.). Textbook of veterinary physiology third edition, W.B. Saunders Company, Philadelphia, 254-279.

Hill, P., Warman, S., Whawcross, G., 2012. Les 100 consultations les plus fréquentes en médecine des animaux de compagnie. éd. med'com. 448p.

Hoffman, M., Ackerman, L., McCullough, S., Swift B., Thornaton, K., Gewirtz, E.W., Holzworth, J. 1963. Some important disorders of cats. *Cornell vet*, 53, 157-160.

Houston, D.M., Ribble, C.S., Head, L.L. 1996. Risk factors associated with parvovirus enteritis in dogs: 283 cases (1982-1991). *Journal of the American veterinary medical association* 208(4), 542-546.

Husby, G. 1994. Classification of amyloidosis. *Baillière's clinical rheumatology*, 8, 503- 511.

Ikeda, Y., Mochizuki, M., Naito, R., Nakamura, K., Miyazawa, T., Mikami, T., Takahashi, E. 2000. Predominance of canine parvovirus (CPV) in unvaccinated cat populations and emergence of new antigenic types of CPVs in cats. *Virology* 278(1), 13-19.

James G. MORRIS et Quinton R. ROGERS. "Arginine: An Essential Amino Acid for the Cat". *In*: *Journal. Nutrition*. 108.12 1978, pages 1944-1953. ISSN: 0022-3166, 1541-6100. pmid : 722344. (visité le 15/07/2022).

Joao Vieira, M., Silva, E., Desario, C., Decaro, N., Carvalheira, J., Buonavoglia, C., Thompson, G., 2008. Natural co-infection with 2 parvovirus variants in dog. *Emerg infect dis* 14, 678-679.

Karasov, W.H., Douglas, A.E., 2013. Comparative digestive physiology. *Comprehensive physiology* 3, 741-783.

Kennedy, M.A., 2020. Feline infectious peritonitis: update on pathogenesis, diagnostics, and treatment. *The veterinary clinics of north America. Small animal practice* 50, 1001-1011.

Kipar, A., Kremendahl, J., Addie, D.D., Leukert, W., Grant, C.K. Reinacher, M. 1998. Fatal enteritis associated with coronavirus infection in cats. *J comp pathol*, 119, 1-14.

Lefebvre S., 2020. Nutrition vétérinaire du chien et du chat : Les rations non-conventionnelles. Doctorat. France. 2020.

- Le poder, S. 2005. Péritonite infectieuse féline. EMC - Vétérinaire 2(4): 169-178
- Lecoindre, P. 1998. Gastro-enterologie du chien et du chat [cd-rom mac/pc]. Persan (France) : Khépri productions.
- Liesegang, A., 2018. Physiologie alimentaire du chien et du chat – la grande différence. <https://www.meiko.ch/fr/blog/post/chat/alimentaire-chien-chat> (Page consultée le : 12 juin 2022).
- Marks, S.L. 2013. Diarrhea. *In*: Washabau RJ, day mj, eds, canine and feline gastroenterology. St Louis: Elsevier Saunders, p99-108.
- Meunier, P.C., Cooper, B.J., Appel, M. J.G., Lanieu, M.E., Slauson, D.O. 1985. Pathogenesis of Canine Parvovirus Enteritis: Sequential Virus Distribution and Passive Immunization Studies. *Veterinary Pathology*, 22(6), 617–624.
- Morailon, A. 1994. La parvovirose canine. *Recueil de Médecine Vétérinaire* 170, 653-652.
- National Research Council. 2006. Nutrient Requirements of Dogs and Cats. Washington, DC: The National Academies Press.
- Niemand, H.G., Suter, P.F. 1992. *Pratique de la Clinique Canine*. Edition Vigot, France, p 45-56.
- Pedersen, N. C. 2009. A review of feline infectious peritonitis virus infection: 1963–2008. *Journal of Feline Medicine & Surgery* 11, 225-258.
- Pedersen, N.C., Allen, C.E., Lyons, L.A. 2008. Pathogenesis of feline enteric coronavirus infection. *J feline med surg*, 10, 529-541.
- Personne, L, 2005. Démarche diagnostique des infections respiratoires félines. Thèse Ecole Vétérinaire d'Alfort, 71p.
- Peterson, M.E., Kutzler, M. 2011. *Small animal pediatrics: the first 12 months of life*. Edition Saunders / Elsevier, 457p.
- Piane, L., Theron, M. L. 2013. Péritonite infectieuse féline. *Prat vét*, 34-37.
- Pibot, P., Biourge, V., Elliott, D. 2008. *Encyclopédie de la nutrition clinique féline*. Edition Royal Canin, 517p.
- Plumb, D.C. 2015. *Plumb's veterinary drug handbook*. Eighth edition, Wiley Blackwell. 1296p.
- Prittie, 2004. Canine parvoviral enteritis: a review of diagnosis, management, and prevention. *J Vet Emerg Crit Care*, 14, 167- 176.

- Rondeau, M.P. 2013. Intrahepatic biliary disorders. *In: Canine and feline gastroenterology.* Washabau RJ, Day MJ, EDS, St Louis: Elsevier Saunders, 927-930.
- Sadek, T., Hamper, B., Horwitz, D., Rodan, I., Rowe, E., & Sundahl, E. 2018. Feline feeding programs: Addressing behavioural needs to improve feline health and wellbeing. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 20(11), 1049–1055.
- Savary A., 2014. Etude rétrospective de 147 cas de parvovirose canine (2003-2013). Thèse de Doctorat Vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, France, 99p.
- Schaer, M., Acierno, M., Brooks, D. E., Burrows, C., Cooke, K., Day, M. J., Drobatz, K. J., Thomas, P.G.A. 2010. *Clinical medicine of the dog and cat.* 2nd ed. London: Manson Publishing Ltd.
- Schoeman, P.P., Goddard, A., Leisewitz, A.L. 2013. Biomarkers in canine parvovirus enteritis. *New Zealand Veterinary Journal* 61(4): 217-22.
- Shackelton, L.A, Parrish, C.R., Truyen, U., Holmes, E.C., 2005. High rate of viral evolution associated with the emergence of carnivore parvovirus. *Proc Natl Acad Sci USA* 102, 379- 384.
- Shiba, N., Maeda, K., Kato, H., Mochizuki, M. & Iwata, H. 2007. Differentiation of feline coronavirus type i and ii infections by virus neutralization test. *Vet microbiol*, 124, 348-352.
- Simpson, K.W., Washabau, R.J. Infection. *In: Canine and feline gastroenterology.* RJ Washabau, Day MJ, EDS, St Louis: Elsevier Saunders, 628p.
- Singh, B.D.K.M., 2018. *Dyce, Sack, and Wensing's textbook of veterinary anatomy.* St. Louis, Missouri : Elsevier, 872p.
- Thiry, 2002. Virologie clinique du chien et du chat. *In : Collection virologie clinique. Le point vétérinaire*, p203.