

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique

Université Saad Dahleb Blida 1
Institut des Sciences Vétérinaires



Mémoire de fin d'études en vue de l'obtention du
Diplôme de Docteur Vétérinaire

Étude de l'immunodéficience féline (FIV)

Présenté par :

MECHENANE Dyhia

Devant le jury :

Présidente :	CHERGUI Nadia	MCA	ISVB
Examineur :	MANSEUR Hemza	MCB	ISVB
Promoteur :	HIOUAL Mohamed Anis	Doctorant	ISVB
Co-promoteur :	DJOUDI Mustapha	MCB	ISVB

Année : 2024/2025

Remerciements

Je tiens avant tout à remercier Allah pour le courage et la patience qu'il m'a accordés au fil des années, ainsi que pour la force qu'il m'a donnée afin de mener à bien ce travail.

Je remercie du fond du cœur mes chers parents. Leur amour, leurs prières, leur patience et leur soutien constant ont été ma plus grande source de motivation tout au long de mon parcours universitaire.

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude à mon promoteur, M. HIOUAL Mohamed Anis, dont l'encadrement exemplaire a marqué ce travail de fin d'études. Par sa rigueur, sa bienveillance et sa grande disponibilité, il a su m'orienter, m'encourager et me transmettre des valeurs fondamentales pour la recherche. Je lui rends un hommage sincère pour son professionnalisme, sa patience et la confiance qu'il m'a accordée.

Ma reconnaissance s'adresse aussi aux membres du jury, M. DJOUDI Mustapha, M. MENSOUR Hemza et Mme CHERGUI Nadia, pour avoir accepté d'évaluer mon travail et y avoir apporté leurs remarques constructives.

Enfin, je remercie chaleureusement l'ensemble des enseignants et du personnel de l'Institut des Sciences Vétérinaires de Blida, ainsi que toutes les personnes qui, de près ou de loin, ont contribué à l'aboutissement de ce travail.

Dédicaces

Je dédie ce travail à mes chers parents, qui ont toujours été à mes côtés et m'ont constamment soutenue tout au long de ces longues années d'études. Puisse cette étape constituer pour vous un motif de fierté et de satisfaction.

à ma chère mère, qui m'a comblée de tendresse, source inépuisable d'amour.

à mon père, pour ses sacrifices et son soutien constant tout au long de mon parcours.

à mon frère et à ma sœur, Youmene et Lytecia, pour leur présence et leur confiance en moi. Du fond du cœur, merci, et que Dieu vous protège.

à mon cher fiancé, pour son soutien inestimable, son amour sans limite, et pour avoir toujours cru en moi.

à mes deux meilleures amies Racha et Sara.

Résumé

Le virus de l'immunodéficience féline (FIV) est une infection virale chronique touchant principalement les chats domestiques. Il constitue une problématique majeure en médecine vétérinaire, en raison de son évolution silencieuse, de la complexité du diagnostic et de l'absence de traitement curatif. Notre travail vise à explorer l'épidémiologie du FIV à travers une synthèse bibliographique et l'analyse de cas cliniques observés au niveau de la clinique vétérinaire de Blida, dans le but d'identifier les facteurs de risque, les modes de transmission et les manifestations cliniques associées.

Les résultats obtenus montrent une légère prédominance des cas chez les mâles (26 cas, soit 56,5%) par rapport aux femelles (20 cas, soit 43,5%). Il a également été constaté que la probabilité d'infection augmente avec l'âge, les chats plus âgés étant davantage exposés au développement de maladies liées au FIV. Sur le plan clinique, les signes bucco-dentaires, en particulier les gingivites, se révèlent très fréquents chez les animaux infectés. Ces observations permettent d'orienter la prise en charge clinique et de renforcer les stratégies de prévention ciblées.

Mots clés : FIV, SIDA, Lentivirus, Immunodépression féline, Infections opportunistes, Épidémiologie, Chats domestiques.

Abstract

Feline Immunodeficiency Virus (FIV) is a chronic viral infection primarily affecting domestic cats. It poses a major challenge in veterinary medicine due to its asymptomatic progression, diagnostic complexity, and lack of curative treatment. This study aims to investigate the epidemiology of FIV through a literature review and an analysis of clinical cases observed at the veterinary clinic of Blida.

The results show a slight predominance of infection in male cats (56.5%) compared to females (43.5%), with an increased prevalence in older animals. Clinically, oral manifestations, particularly gingivitis, were frequently observed. These findings contribute to improving the clinical management of affected cats and enhancing targeted prevention strategies..

Keywords : FIV, Feline AIDS, Lentivirus, Immunosuppression, Epidemiology, Domestic cats.

ملخص

يُعد فيروس نقص المناعة لدى القطط (FIV) عدوى فيروسية مزمنة تصيب بشكل رئيسي القطط المنزلية. ويُشكل هذا الفيروس تحدياً كبيراً في الطب البيطري بسبب تطوره الصامت، وصعوبة تشخيصه، وغياب علاج شافٍ. يهدف هذا العمل إلى دراسة وبائية FIV من خلال مراجعة بيبليوغرافية وتحليل لحالات سريرية تم تسجيلها على مستوى العيادة البيطرية بالبليدة.

أظهرت النتائج وجود تفوق طفيف في عدد الحالات المسجلة لدى الذكور (56.5%) مقارنة بالإناث (43.5%)، مع تزايد ملحوظ في عدد الإصابات لدى القطط المتقدمة في السن. كما تم تسجيل أعراض فموية، خصوصاً التهاب اللثة، بشكل شائع لدى الحيوانات المصابة. تساهم هذه المعطيات في تحسين التكفل العلاجي وتعزيز استراتيجيات الوقاية الموجهة.

الكلمات المفتاحية: فيروس نقص المناعة لدى القطط، الإيدز، اللنتيفيروس، كبت المناعة، الوبائيات، القطط المنزلية.

Table des matières

Remerciements	i
Dédicaces	ii
Résumé	iii
Abstract	iv
Résumé en arabe	v
Table des Matières	vi
Liste des tableaux	viii
Table des figures	ix
Liste des abréviations	x
Introduction	1
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE	2
1 Présentation du virus de l'immunodéficience féline (FIV)	3
1.1 Structure et caractéristiques biologiques	3
1.1.1 Classification virologique	3
1.1.2 Cycle de vie du virus	4
1.2 Epidémiologie	6
1.2.1 Prévalence et distribution géographique	6
1.2.2 Mode de transmission	8
2 Pathogénie et symptômes cliniques	9
2.1 Mode d'action du FIV	9
2.2 Manifestations cliniques	11
2.2.1 Manifestations neurologiques	11
2.2.2 Autres Complications Associées	11
3 Diagnostic du FIV	13
3.1 Méthodes de diagnostic	13
3.1.1 Tests séologiques (ELISA, WESTERN BLOT)	13
3.1.2 Isolement du virus	17
3.1.3 Tests PCR et RT-PCR	17

3.2	Interprétation des résultats	18
3.3	Importance du diagnostic précoce	20
4	Traitement et gestion des cas de fiv	20
4.1	Options thérapeutiques	20
4.1.1	Antiviraux	20
4.1.2	Thérapies immunomodulatrices	21
4.1.3	Soins palliatifs	22
4.2	Prévention et contrôle de fiv	23
4.3	Vaccination	24
	PARTIE EXPÉRIMENTALE	25
1	Contexte et objectifs de l'étude	26
2	Matériel et méthodes	26
2.1	Population étudiée	26
2.2	Matériel biologique et de laboratoire	26
3	Collecte de données cliniques	27
4	Résultats de l'étude	28
4.1	Répartition des chats infectés par le FIV	28
4.1.1	Répartition des chats infectés en fonction de sexe	28
4.1.2	Répartition des chats infectés en fonction d'âge.	28
4.2	Fréquence des signes cliniques	30
4.3	Catégorisation des signes cliniques	31
4.4	Prise en charge thérapeutique	32
5	Discussion des résultats	32
	Conclusion et recommandations	34
	Bibliographie	43
	Annexe	48

Liste des tableaux

1	Facteurs de risque d'infection par le FIV (BUCH et al., 2017).	7
2	Durée moyenne et symptômes associés aux différents stades d'une infection par le FIV LPG (ANDREU, 2016).	12
3	Démarche diagnostique face au FIV (LITTLE et al., 2020).	18
4	Répartition des chats infectés en fonction de l'âge.	29
5	Fréquence des signes cliniques par rapport au nombre de cas	31
6	Fréquence des signes cliniques chez les chats infectés par le FIV	31
7	Liste exhaustive des cas étudiés.	48

Table des figures

1	Représentation schématique des composants structurels du FIV mettant l'accent sur les différents antigènes cibles pour les tests d'anticorps (M. E. WESTMAN et al., 2015).	4
2	Le cycle de réplication du FIV (KENYON et al., 2011).	5
3	Prévalence du FIV dans le monde (WESTMAN et al., 2017)	7
4	Répartition mondiale des clades du FIV (EUROPEAN ADVISORY BOARD ON CAT DISEASES, 2023).	8
5	Cycle infectieux du FIV et statuts diagnostiques associés (IDEXX LABORATORIES, INC., 2019)	10
6	Procédure suggérée pour le saignement du coussinet plantaire et le test de dépistage du FIV au point d'intervention (POC) (WESTMAN et al., 2022).	15
7	Les trois kits de test FIV PoC disponibles sur la marché (WESTMAN et al., 2022).	16
8	Procédure suggérée pour les tests salivaires et les POC (WESTMAN et al., 2022).	16
9	Procédure suggérée pour le saignement de l'extrémité de l'oreille et le test de dépistage du FIV au point de service (PoC) (WESTMAN et al., 2022).	17
10	Algorithme de diagnostic du FIV chez les chats vaccinés ou au statut vaccinal inconnu, approche annuelle basée sur le dépistage sanguin (M. E. WESTMAN et al., 2015).	19
11	Répartition des chats infectés par le FIV en fonction de sexe.	28
12	Répartition des chats infectés en fonction de l'âge.	29
13	Graphique représentant la fréquence des signes cliniques par rapport au nombre de cas.	30

Liste des abréviations

ABCD Advisory Board on Cat Diseases.

ARN Acide ribonucléique.

CD134 Récepteur primaire du FIV sur les cellules cibles.

CXCR4 Co-récepteur membranaire utilisé par le FIV.

ELISA Test immuno-enzymatique.

FAIDS Syndrome de l'immunodéficience féline.

FIV Virus de l'Immunodéficience Féline.

G-CSF Facteur de stimulation des colonies de granulocytes.

IGF-1 Facteur de croissance analogue à l'insuline de type 1.

LPG Lymphadénopathie Persistante Généralisée.

MDA Anticorps d'origine maternelle.

PCR Réaction en chaîne par polymérase.

PO Voie orale.

POC Test au point de service.

rHuEPO érythropoïétine humaine recombinante.

rHuIGF-1 IGF-1 humain recombinant.

RT Transcriptase inverse.

RT-PCR PCR après transcription inverse.

SQ Voie sous-cutanée.

VIH Virus de l'Immunodéficience Humaine.

WIV Vaccin à virus entier inactivé.

Introduction

Le virus de l'immunodéficience féline (VIF), appartenant à la famille des Retroviridae et au genre Lentivirus, est un agent pathogène de première importance chez les chats domestiques, mais aussi chez certains félins sauvages. Il provoque des infections chroniques caractérisées par une altération progressive du système immunitaire, rendant les animaux infectés particulièrement sensibles aux infections opportunistes et aux affections tumorales ([LITTLE et al., 2020](#)).

La transmission du VIF s'effectue principalement par morsure, ce qui explique sa prévalence plus élevée chez les chats mâles adultes, non castrés, vivant en extérieur ou en communauté. Le virus est particulièrement répandu dans les zones urbaines où les contacts entre individus sont fréquents. À la suite de l'infection, une longue phase asymptomatique s'installe, suivie d'une immunodépression progressive, rendant l'animal vulnérable à de nombreuses infections opportunistes et favorisant l'apparition de certains cancers.

Le FIV est retrouvé partout dans le monde de façon enzootique avec une prévalence moyenne de 11% ([COURCHAMP et al., 1994](#)). Néanmoins, Elle est forte dans certains pays comme le Japon (23%) tandis qu'elle est faible dans d'autres comme les États-Unis (3%) ([BOUCHARD, 2010](#)) et ([M. E. WESTMAN et al., 2015](#)). On retrouve une faible prévalence également en Europe du Nord et Centrale, mais ce n'est pas le cas partout sur le continent : des pays du Sud comme l'Italie présentent des prévalences élevées pouvant atteindre les 30% ([GREENE, 2013](#)). En ce qui concerne la France, elle est d'environ 16% ([SAYAG et al., 2014](#)).

Actuellement, aucun traitement curatif n'existe pour le FIV. La prise en charge repose principalement sur des soins de soutien, visant à améliorer le confort de vie de l'animal et à limiter les risques de transmission. La gestion de cette maladie constitue un véritable défi pour le vétérinaire praticien, tant sur les plans médical, éthique que préventif. Malgré les progrès en matière de diagnostic et les efforts de recherche autour d'un vaccin efficace, la maîtrise du FIV demeure complexe.

L'objectif de cette étude est d'analyser l'épidémiologie du FIV en identifiant les principaux facteurs de risque, les modes de transmission et la prévalence de la maladie chez les chats domestiques, en s'appuyant à la fois sur des données bibliographiques et sur une analyse de terrain.

Ce mémoire se divise en deux grandes parties complémentaires :

- La première partie (bibliographique), expose les bases scientifiques relatives au FIV : caractéristiques du virus, mécanismes de transmission, répartition géographique, pathogénie, manifestations cliniques, méthodes diagnostiques, ainsi que les stratégies thérapeutiques et les moyens de prévention, y compris les débats actuels sur la vaccination.
- La seconde partie (expérimentale), s'appuie sur l'étude de cas cliniques de chats infectés par le FIV. Elle décrit la population étudiée, la méthodologie de collecte des données et analyse les résultats selon des critères épidémiologiques et cliniques (âge, sexe, signes cliniques, traitements). Une discussion permet de confronter ces données aux connaissances actuelles et de formuler des recommandations pratiques pour la gestion de cette affection en clinique vétérinaire.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1 Présentation du virus de l'immunodéficience féline (FIV)

1.1 Structure et caractéristiques biologiques

1.1.1 Classification virologique

Le Virus de l'Immunodéficience Féline (FIV) est un rétrovirus appartenant au genre *Lentivirus*. Il présente de nombreuses similitudes avec le Virus de l'Immunodéficience Humaine (VIH), notamment en ce qui concerne sa structure, son cycle de vie et sa pathogénèse ([MILLER et al., 2000](#)). Toutefois, il est important de préciser que le FIV n'est pas transmissible à l'homme.

Les FIV constituent un groupe de virus ancien et diversifié, avec des souches spécifiques identifiées chez plusieurs félidés non domestiques, tels que le puma, le lion, le léopard et le chat de Pallas ([PENNISI et al., 1994](#)), ([OLMSTED et al., 1989](#)), ([CARPENTER et al., 1996](#)) et ([BARR et al., 1997](#)).

Le FIV est un virus enveloppé, entouré d'une matrice protéique composée des protéines p15. Son enveloppe comprend des glycoprotéines de surface (gp120) et des glycoprotéines transmembranaires (gp40), qui jouent un rôle essentiel dans la reconnaissance des récepteurs des cellules cibles et leur attachement à celles-ci ([M. WESTMAN et al., 2019](#)) et ([THIRY, 2015](#)). À l'intérieur de cette enveloppe se trouve la capsid virale, constituée principalement de la protéine p24, qui protège le matériel génétique du virus. La capsid renferme deux copies d'Acide ribonucléique (ARN) simple brin de polarité positive ainsi que plusieurs enzymes indispensables à la réplication du virus, notamment la protéase, l'intégrase et la Transcriptase inverse (RT) ([M. WESTMAN et al., 2019](#)) ([figure 1](#)).

Le génome du FIV est constitué d'environ 9500 paires de bases et comprend trois gènes majeurs : gag, pol et env des gènes accessoires. Le gène gag code les principales protéines structurelles du virus, notamment la protéine de matrice (p15), la protéine de capsid (p24) et la protéine de nucléocapsid (p10). Le gène gag code notamment la protéine de capsid p24, essentielle pour le diagnostic. Le gène pol est impliqué dans la virulence du virus, en codant des enzymes clés telles que la protéase, l'intégrase la transcriptase inverse et la désoxyuridine pyrophosphatase. Donc il est responsable de la production des enzymes virales essentielles à la réplication et à l'assemblage du virus. Le gène env, quant à lui, code la glycoprotéine d'enveloppe, qui est exprimée à la surface des virions ainsi que sur les cellules infectées, est un facteur majeur de la diversité entre les isolats viraux ([OLMSTED et al., 1989](#)).

En plus de ces gènes majeurs, le FIV possède trois gènes accessoires : Vif, ORF A et Rev, qui interviennent dans la réplication virale, le pouvoir infectieux du virus et la régulation de l'expression des gènes viraux ([STICKNEY et al., 2013](#)). En raison d'un manque de capacité de relecture lors de la réplication, beaucoup d'erreurs sont produites par la reverse transcriptase.

Ceci a pour conséquence une faible fidélité répllicative ainsi qu'une variabilité de la séquence génomique qui entraîne de ce fait un fort taux de mutation de la part du virus. De plus, cette

variabilité est encore augmentée par le risque d'évènements de recombinaison possible lors de co-infection par des virus de sous-types différents. En effet, un animal peut être infecté simultanément par plusieurs souches virales différentes, même si ce phénomène reste peu fréquent. Ceci représente un argument important expliquant la difficulté à trouver un traitement efficace dans le temps (FRANKENFELD et al., 2019).

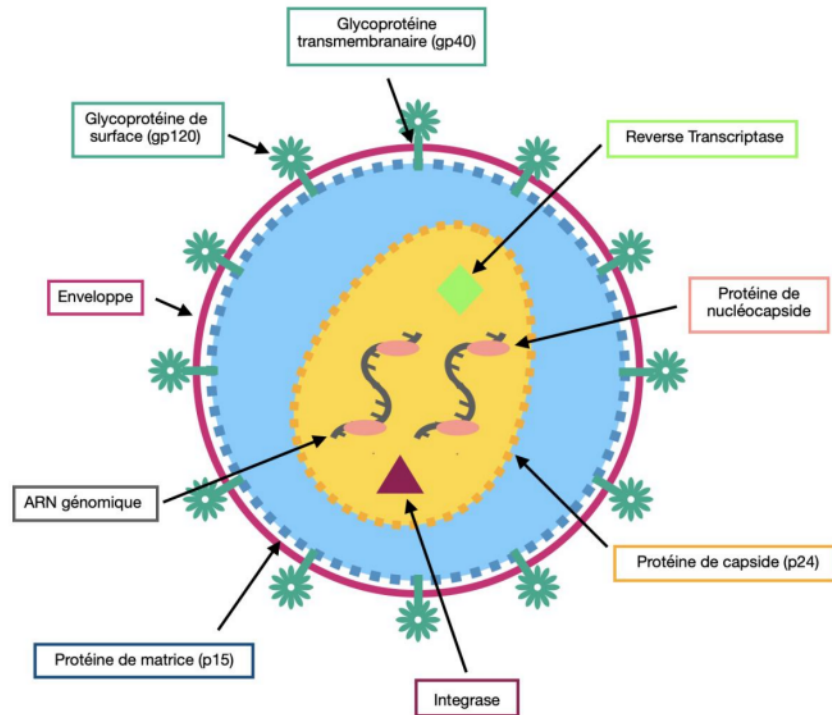


FIGURE 1 – Représentation schématique des composants structuraux du FIV mettant l'accent sur les différents antigènes cibles pour les tests d'anticorps (M. E. WESTMAN et al., 2015).

1.1.2 Cycle de vie du virus

Le virus provoque une altération progressive des mécanismes immunitaires de l'individu sur le long terme, jusqu'à arriver au Syndrome de l'immunodéficience féline (FAIDS) qui est très semblable au syndrome de l'immunodéficience acquise (SIDA) chez l'Homme. Après infection, une forte réponse immunitaire va se mettre en place mais néanmoins pas assez efficace que pour éliminer le virus qui va intégrer son génome dans certaines cellules et persister à l'état latent pendant plusieurs années (PAILLOT et al., 2005).

Suite à l'infection, les particules virales vont vite rentrer en contact avec différentes cellules du système immunitaire et notamment les lymphocytes B, TCD4⁺ et TCD8⁺ mais aussi les monocytes/macrophages et dans une moindre mesure les cellules de la microglie, les astrocytes ainsi que d'autres types cellulaires (MCDONNEL et al., 2013).

L'infection débute lorsque la glycoprotéine d'enveloppe du FIV, gp120, se fixe au Récepteur primaire du FIV sur les cellules cibles (CD134) présent à la surface des cellules cibles (SHIMOJIMA et al., 2004), (WILLETT et al., 2006) et (WILLETT et al., 2006). Cette interaction induit un changement de conformation de la gp120, facilitant la liaison avec le Co-récepteur membranaire utilisé par le FIV (CXCR4), ce qui déclenche la fusion membranaire et l'entrée du virus dans la cellule. Il va Donc grâce à l'aide des glycoprotéines présentes sur son enveloppe (gp120) et des CD134, pouvoir fusionner avec la membrane et intégrer la cellule. La reverse transcriptase du virus va pouvoir ainsi synthétiser de l'ADN viral double-brin sur base de l'ARN viral, puis l'ADN nouvellement synthétisé sera transloqué vers le noyau de la cellule hôte et intégré dans son génome. L'ADN intégré (ou provirus) sera ensuite transcrit par la machinerie cellulaire pour synthétiser l'ARN et les protéines virales qui vont être assemblées puis maturer grâce aux protéases en de nouveaux virions et bourgeonner à la surface de la cellule (FANALES-BELASIO et al., 2010) (figure 2).

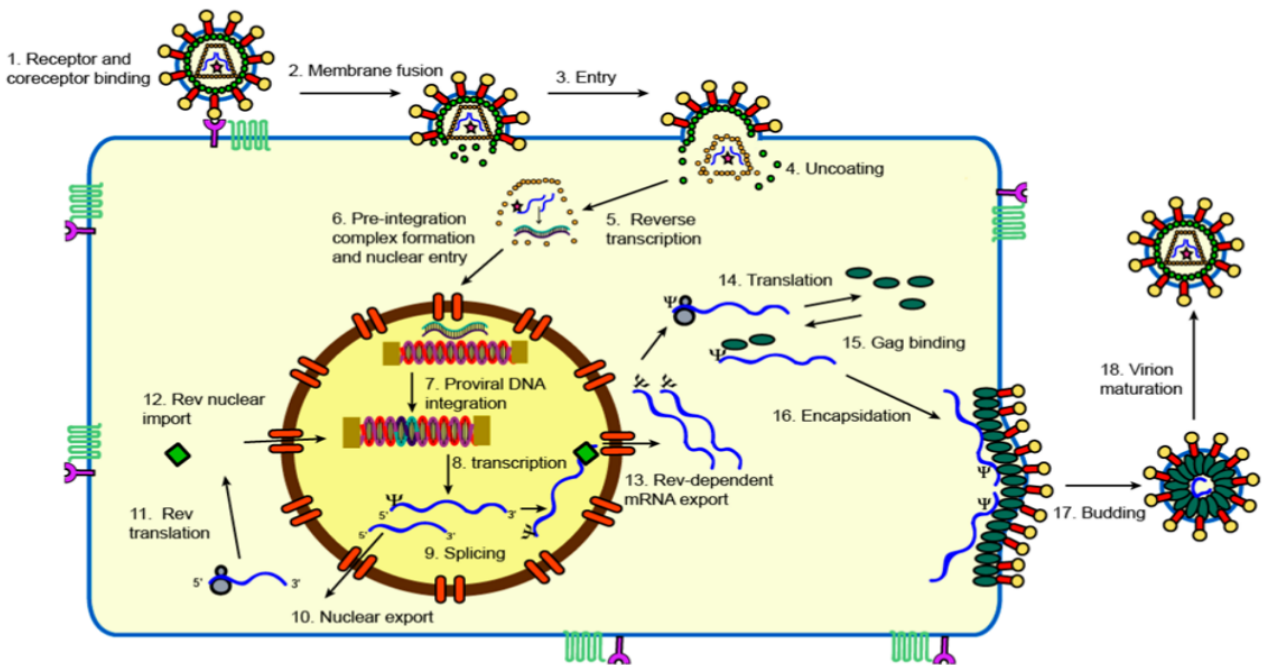


FIGURE 2 – Le cycle de réplication du FIV (KENYON et al., 2011).

La transcriptase inverse virale convertit alors le génome d'ARN du virus en ADN proviral. Cependant, cette enzyme est sujette aux erreurs et ne possède pas de mécanisme de relecture, ce qui favorise l'émergence de mutations et la coexistence de multiples souches virales. Cette diversité génétique permet au FIV d'échapper à la réponse immunitaire et constitue un défi majeur dans le développement des outils diagnostiques et des stratégies vaccinales. Une infection latente peut survenir lorsque le provirus s'intègre dans le génome de la cellule hôte sans entraîner la production active de particules virales, sauf en cas d'activation cellulaire. Ces cellules

infectées de manière latente forment un réservoir viral qui n'induit pas de réponse immunitaire efficace, compliquant ainsi la mise au point d'un vaccin protecteur. Dans les jours suivant une inoculation expérimentale, le FIV se réplique dans les cellules dendritiques, les macrophages et les lymphocytes T CD4+. Le virus devient détectable dans le plasma après environ deux semaines ([TORTEN et al., 1991](#)) et ([HOHDATSU et al., 2002](#)).

1.2 Épidémiologie

1.2.1 Prévalence et distribution géographique

- Le FIV est réparti dans le monde entier avec une séroprévalence comprise entre moins de 2,5% et plus de 14% ([BUCH et al., 2017](#));
- Le virus FIV est cosmopolite présent dans toutes les régions du monde. Sa prévalence évolue fortement selon la localisation géographique, la densité de population et le mode de vie des chats;
- Les chats asymptomatiques représentent de 1% à 12% des individus infectés. Les affections chroniques constituent un facteur de risque majeur d'infection;
- En Amérique du Nord, la prévalence de l'infection est de 0,7% chez les chats en bonne santé, mais elle monte à 18,2% chez les chats souffrant de maladies chroniques ([ANDREU, 2016](#));
- En Europe, la prévalence chez les chats asymptomatiques est estimée entre 2% et 5%, un taux similaire à celui observé aux états-Unis chez les chats en bonne santé. Cependant, chez les chats malades ou à risque, ce taux peut atteindre environ 30% ([M. J. HOSIE et al., 2009](#)), ([Katrin HARTMANN, 2011](#)) et ([J.K. LEVY et al., 2017](#));
- Les chats ayant accès à l'extérieur sont plus souvent touchés que les chats d'intérieur, car ils sont davantage exposés aux morsures;
- Les chats mâles ont 2 à 3 fois plus de chances d'être infectés que les femelles, car ils se battent davantage, en particulier les chats mâles sexuellement intacts (matous), ont la plus forte prévalence d'infection par le FIV ([WESTMAN et al., 2017](#));
- La prévalence augmente aussi avec l'âge ([M. J. HOSIE et al., 2009](#)), mais cela peut s'expliquer par le fait que la maladie est très mortelle chez les chatons, avec une mortalité de 100% avant 8 semaines ([LAWSON et al., 2001](#)). En effet, la prévalence globale du FIV dans un environnement donné dépend de la densité de matous en liberté ([GOLDKAMP et al., 2008](#));

- En refuge, les prévalences de ces virus varient en fonction de l'organisation et des mesures appliquées. Une faible densité de population, l'isolement des animaux malades, une hygiène rigoureuse et un turn-over rapide contribuent à réduire ces prévalences ([MUNRO et al., 2014](#));

Ces données soulignent l'importance et la forte propagation de ce virus au sein des populations félines à l'échelle mondiale.



FIGURE 3 – Prévalence du FIV dans le monde ([WESTMAN et al., 2017](#))

Les facteurs de risque de séropositivité au FIV sont présentés dans le [tableau 1](#).

-	Risque élevé	Risque faible
Âge	Adulte	Jeune
Sexe	Mâle	Femelle
Statut de stérilisation	Entier	Castré
Environnement	De plein air	Intérieur
Race	Race mixte	Race pure
Etat de santé	Malade	En bonne santé

TABLE 1 – Facteurs de risque d'infection par le FIV ([BUCH et al., 2017](#)).

1.2.1.1 Répartition mondiale des sous-types de FIV : Le sous-type A est le plus répandu en Australie, au Royaume-Uni, en Afrique du Sud, sur la côte ouest des états-Unis et dans certaines régions du Japon. Le sous-type B a été identifié chez des chats du sud de l'Europe, du Brésil, du Canada, des états-Unis et du Japon. Le sous-type C a été isolé en

Nouvelle-Zélande et au Canada. Les sous-types D et E n'ont été décrits qu'au Japon et en Argentine ([PECON-SLATTERY et al., 2008](#)).

1.2.1.2 Distribution géographique : Les sous-types du FIV A et B sont largement répartis, tandis que les sous-types C, D, E, sont distribués uniquement régionaux.

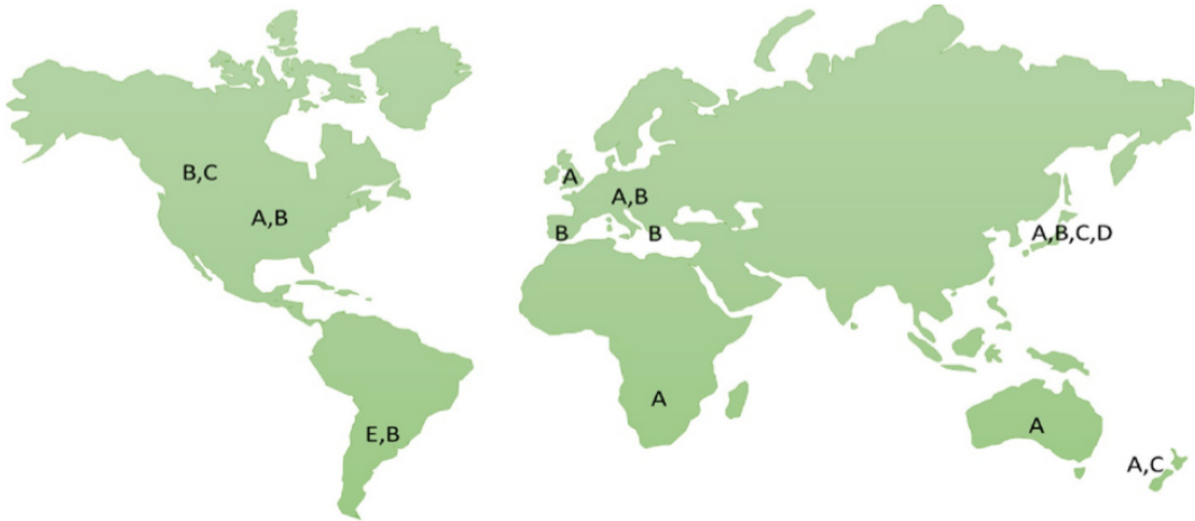


FIGURE 4 – Répartition mondiale des clades du FIV ([EUROPEAN ADVISORY BOARD ON CAT DISEASES, 2023](#)).

1.2.2 Mode de transmission

- **Transmission directe :**

- **Horizontale :** Le virus du FIV se transmet principalement par contact direct. Il est présent dans la salive et se propage généralement à la suite d'une morsure, que ce soit lors d'une bagarre ou pendant un accouplement, lorsque le mâle mord le cou de la femelle, qui introduisent la salive infectée dans la circulation sanguine ([PEDERSEN et al., 1987](#)).

La transmission du FIV est rare au sein d'un groupe de chats stables ayant uniquement des interactions amicales. Toutefois, la cohabitation entre un chat FIV positif et un chat FIV négatif doit être surveillée pour éviter tout comportement agressif ([LITSTER et al., 2014](#)). Il est important de noter qu'expérimentalement, l'ingestion de sang peut entraîner le développement du FIV. Ainsi, le toilettage ou le léchage d'une plaie pourrait potentiellement transmettre le virus ([ANDREU, 2016](#)).

- **Verticale :** La transmission verticale du FIV est possible et peut survenir in utero, lors de la mise-bas ou via le lait maternel. Chez les femelles gestantes infectées, le virus

peut entraîner une réduction de la taille des portées ou des avortements. Cependant, les mécanismes précis de transmission transplacentaire restent mal compris ([NJAA, 2012](#)). Les chatons viables peuvent présenter une déficience en lymphocytes T et être porteurs du FIV ([ANDREU, 2016](#)).

Le virus est également détecté dans les sécrétions vaginales chez 40% des femelles porteuses, exposant les chatons à un risque d'infection lors de la mise-bas par voie naturelle. Enfin, bien que le FIV puisse être présent dans le lait et le colostrum, mais cela reste très rare ([ANDREU, 2016](#)).

- **Transmission indirecte :** Il n'y a pas de transmission indirecte du virus FIV, celui-ci étant très peu résistant dans le milieu extérieur. Une transmission indirecte iatrogène est également possible pour ce virus, via des instruments chirurgicaux contaminés ou une transfusion sanguine provenant d'un chat virémique.

2 Pathogénie et symptômes cliniques

2.1 Mode d'action du FIV

Le FIV cible principalement les lymphocytes T CD4+ activés, essentiels à l'immunité cellulaire et humorale, ainsi que les macrophages et les cellules dendritiques. les différentes phases de son action :

a) Phase aiguë (jusqu'à 4 semaines post-infection) :

- L'ARN viral est converti en ADN, puis intégré au génome des lymphocytes.
- Le virus se dissémine dans les tissus lymphoïdes (rate, thymus, ganglions lymphatiques).

Cette phase se caractérise par :

- Un pic de la charge virale.
- Une diminution transitoire des lymphocytes T CD4+, suivie d'une remontée.
- La charge virale diminue progressivement ([ECKSTRAND et al., 2017](#)), ([BURKHARD et al., 2003](#)) et ([TANABE et al., 2001](#)).

b) Phase asymptomatique (séropositivité, chronique) :

- Après la baisse initiale de la charge virale, le chat entre dans une phase asymptomatique pouvant durer de quelques années à toute sa vie.

- Les lymphocytes T CD4+ diminuent lentement, altérant progressivement la fonction immunitaire.
- Les ganglions lymphatiques montrent une hypoplasie, puis une aplasie.
- Pendant cette phase, le chat est contagieux mais ne présente pas de signes cliniques.
- La durée de survie peut être similaire à celle des chats non infectés ([LITTLE et al., 2020](#)).

c) Stade SIDA :

- Cette dernière phase dure de 1 à 6 mois.
- Les tissus lymphoïdes secondaires subissent une involution folliculaire.
- Les lymphocytes T CD4+ sont épuisés, et la charge virale atteint des niveaux élevés.
- Les infections opportunistes se multiplient, marquant la fin de la maladie ([ANDREU, 2016](#)).

Les différentes phases de l'infection par le FIV sont présentées par la [figure 5](#) et le [tableau 2](#).

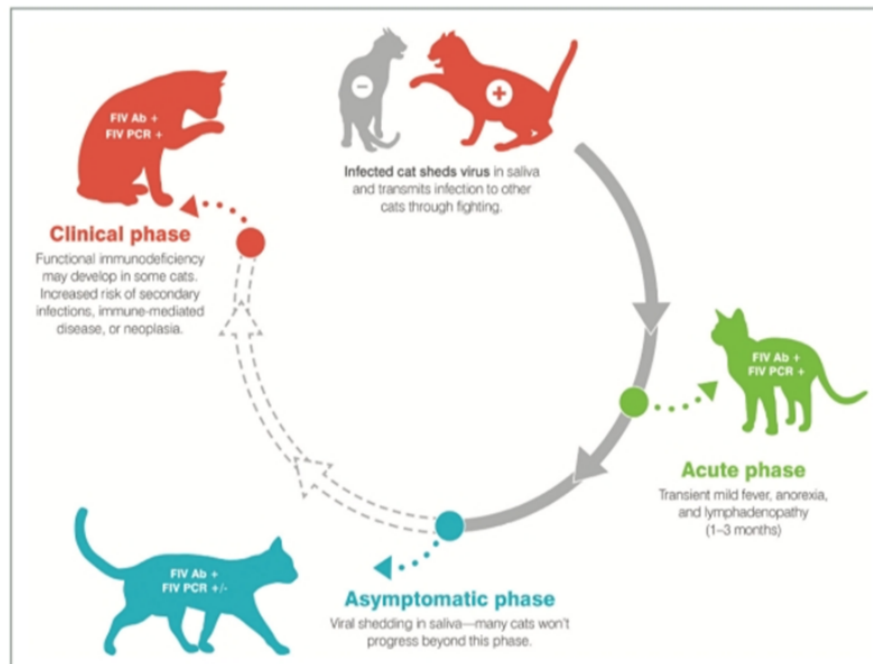


FIGURE 5 – Cycle infectieux du FIV et statuts diagnostiques associés ([IDEXX LABORATORIES, INC., 2019](#))

2.2 Manifestations cliniques

Lorsque l'immunodéficience devient significative, divers troubles apparaissent, dont les plus fréquents sont : gingivostomatite chronique, qui entraîne une altération majeure de la qualité de vie ([TORTEN et al., 1991](#)), des infections chroniques comme la rhinite persistante, des lymphadénopathies et des glomérulonéphrites à médiation immunitaire et des infections opportunistes d'origine virale ([BROWN et al., 1989](#)), bactérienne ([HUGHES et al., 1999](#)), fongique ([SCHUBACH et al., 2003](#)) ou protozoaire ([PENNISI, 2002](#)).

Les chats infectés par le FIV peuvent également présenter des affections cutanées sévères et inhabituelles, comme la démodécie ou la pédiculose lymphosarcomes à cellules B ([CALLANAN et al., 1996](#)).

2.2.1 Manifestations neurologiques

Bien que plus rares, des atteintes du système nerveux central et périphérique peuvent survenir. Des études expérimentales ont montré que certaines souches neurovirulentes du FIV pouvaient provoquer des altérations subcliniques du fonctionnement cérébral ou nerveux périphérique ([RYAN et al., 2005](#)). Ces altérations peuvent se traduire par des troubles du comportement, des crises d'épilepsie, des anomalies du sommeil, des déficits d'apprentissage ou encore une parésie ([T. R. PHILLIPS et al., 1996](#)).

2.2.2 Autres Complications Associées

Le FIV est également impliqué dans des troubles de la reproduction, avec des cas d'échec gestationnel associés à la présence du virus dans les tissus placentaires et fœtaux ([WEAVER et al., 2005](#)). De plus, des atteintes rénales ont été décrites chez les chats infectés, avec des lésions glomérulaires et tubulo-interstitielles provoquant une protéinurie sévère ([POLI et al., 1993](#)). Ces dommages peuvent être liés à un effet direct du virus ([POLI et al., 1995](#)) ou à des dépôts immunitaires rénaux ([POLI et al., 1995](#)). L'activation polyclonale des cellules B favorise par ailleurs une hyperglobulinémie et la formation de complexes immunitaires circulants ([MATSUMOTO et al., 1997](#)), accompagnée d'une production accumulée d'auto-anticorps ([PENNISI et al., 1994](#)).

En outre, les animaux infectés par le FIV sont environ cinq fois plus à risque de développer un cancer de type lymphome ou leucémie par rapport aux chats sains. Des études ont montré la possibilité que le virus ait un rôle oncogène direct de manière occasionnelle, en plus de diminuer les mécanismes d'immunosurveillance tumorale, par une prévalence 50% supérieure des animaux FIV-positifs aux FIV-négatifs dans une cohorte de chats atteints de lymphomes ([Katrín HARTMANN, 2011](#)).

Les néoplasmes les plus courants associés au FIV sont des lymphomes (principalement à cellules B), des leucémies, ainsi que d'autres types de tumeurs comme des carcinomes épidermoïdes, des mastocytomes ou encore des fibrosarcomes ([Katrín HARTMANN, 2011](#)).

Stade	Durée moyenne	Symptômes
1 : Primo-infection	2 mois	- Hyperthermie - Syndrome mononucléosique
2 : Séropositivité asymptomatique	Plusieurs mois à plusieurs années	- Aucun
3 : Début phase clinique	Quelques mois voire années	- LPG - Amaigrissement - Anorexie - Fièvre - Modification du comportement
4 : Pré-SIDA	Quelques mois ou années	- Lymphadénopathie - Hyperthermie - Amaigrissement - Infections cavité buccale - Infections voies respiratoires supérieures - Otites - Maladies parasitaires cutanées - Abscesses - Diarrhées chroniques - Alopécies/prurit - Lymphopénie, neutropénie
5 : SIDA	1 à 6 mois	- Signes précédents - Atteintes neurologiques - Tumeurs

TABLE 2 – Durée moyenne et symptômes associés aux différents stades d’une infection par le FIV LPG ([ANDREU, 2016](#)).

Au vu de l’aspect « terminal » de cette phase, l’accumulation de ces pathologies opportunistes pourra entraîner la défaillance d’organe multiple tels que de l’inflammation oculaire, de l’insuffisance rénale, de l’anémie et de la leucopénie avec une myélosuppression, des maladies des voies urinaires basses, des endocrinopathies, un diabète sucré, lymphadénopathie généralisée,

une anorexie, de l'émaciation et finir par le décès ([Katrin HARTMANN, 2011](#)) et ([LECOLLINET et al., 2008](#)).

Cependant, certains signes cliniques peuvent être liés aux différents stades de l'infection, offrant ainsi des indices sur l'avancement de la maladie. Ces signes sont résumés dans le [tableau 2](#).

Une étude a montré qu'environ 18% des animaux infectés décèdent au cours des deux premières années après l'infection, que 18% supplémentaires sont sujets aux maladies opportunistes et se dégradent rapidement, mais à l'inverse plus de 50% restent cliniquement sains au cours de ces deux années ([Katrin HARTMANN, 2011](#)).

De ce fait, pour prévenir au mieux la potentielle dégradation de l'état général de ces animaux, le *European Advisory Board on Cat Diseases (ABCD)*, un comité consultatif européen sur les maladies des chats, conseille de procéder à des contrôles de santé et de poids tous les 6 mois, afin d'avoir un suivi régulier de ces animaux à risque. De plus, l'ABCD recommande de ne pas euthanasier les animaux sur base d'un test FIV positif, car une bonne proportion de ces animaux peut rester plusieurs années en phase asymptomatique dans de bonnes conditions de vie et de ce fait avoir une espérance de vie presque aussi longue que des animaux sains ([Katrin HARTMANN, 2011](#)) et ([M. J. HOSIE et al., 2009](#)).

3 Diagnostic du FIV

Le diagnostic repose généralement sur le dépistage des anticorps par des tests au point de service (par exemple par des Test immuno-enzymatique (ELISA), et la confirmation par Western blot (WB) ou (PCR) ([LITTLE et al., 2020](#)).

Identifier une infection par le FIV permet non seulement de confirmer un diagnostic étiologique, mais aussi de différencier les chats infectés des chats sains. Cela contribue à limiter la propagation de la maladie et à ajuster les mesures de prise en charge en fonction du statut de l'animal ([LITTLE et al., 2020](#)).

3.1 Méthodes de diagnostic

3.1.1 Tests séologiques (ELISA, WESTERN BLOT)

Les tests de dépistage du FIV au point de service (POC) permettent la détection des anticorps dirigés contre les protéines structurales du virus sont fait partie des méthodes indirectes les plus utilisées actuellement, notamment la protéine de capsid p24 et un peptide de la gp41. Ces tests se présentent sous la forme d'analyses ELISA ou d'immunochromatographie. Le Western blot est quant à lui considéré comme la référence en matière de confirmation sérologique du FIV, notamment en cas de résultats douteux. Un test négatif obtenu via un Test au point de service (POC) est généralement fiable, bien qu'un second test soit recommandé après deux mois en cas de suspicion d'infection récente. Les tests ELISA internes permettent de détecter les

anticorps anti-FIV en ciblant les antigènes p24 et transmembranaire ([EUROPEAN ADVISORY BOARD ON CAT DISEASES, 2023](#)).

En revanche, les tests immunochromatographiques se limitent à la détection des anticorps dirigés contre des peptides courts de la protéine transmembranaire. Le Western blot, qui repose sur la séparation des protéines du FIV purifié par électrophorèse sur gel, permet une détection plus précise des anticorps spécifiques à chaque protéine virale ([LUTZ et al., 1988](#)).

Si les tests ELISA et immunochromatographiques sont généralement adaptés à de nombreuses situations, ils présentent néanmoins certaines limites. En effet, leur spécificité diagnostique n'atteint pas 100%, ce qui peut poser problème dans les populations à faible prévalence. Par exemple, avec une prévalence de 1%, un test positif pour 100 chats et une spécificité de 99%, on obtient un faux positif pour 100 tests, ce qui se traduit par une valeur prédictive positive de seulement 50%. Par conséquent, un test positif dans une population à faible prévalence (comme les chats d'intérieur ou de race pure) doit être confirmé par une analyse plus poussée, telle que le Western blot.

En revanche, dans une population à risque élevé (par exemple, un chat mâle errant, âgé et non stérilisé), la probabilité d'un résultat réellement positif est plus importante. Concernant les résultats négatifs, ils sont généralement fiables, sauf dans certaines situations spécifiques. Un faux négatif peut survenir au début de l'infection, lorsque le chat est déjà porteur du provirus mais ne présente pas encore d'anticorps détectables, ce qui peut durer plusieurs semaines à plusieurs mois. De même, aux stades avancés de la maladie, un état d'immunodéficience peut entraîner une séquestration des anticorps dans des complexes virus-anticorps, rendant leur détection difficile.

Chez les chatons nés de mères infectées, la séropositivité peut résulter d'une transmission passive des Anticorps d'origine maternelle (MDA). Dans ce cas, un test réalisé avant l'âge de 16 semaines peut ne pas être fiable. Il est donc recommandé de tester à nouveau les chatons à cet âge, moment auquel les MDA auront en général disparu. Toutefois, dans certains cas rares, ces anticorps peuvent persister jusqu'à six mois ([J. LEVY et al., 2003](#)). Ainsi, un chaton toujours séropositif à six mois est considéré comme infecté. Pour obtenir un diagnostic plus précoce, la Réaction en chaîne par polymérase (PCR) peut être utilisée afin de détecter la présence du virus, sous réserve que la mère soit également testée pour s'assurer que la souche virale est identifiable par cette méthode.

En cas de résultat positif chez un chat récemment vacciné contre le FIV, une confirmation par PCR ou isolement viral est recommandée. Bien qu'aucun vaccin contre le FIV ne soit homologué en Europe et que le vaccin ne soit plus commercialisé aux états-Unis, une étude australienne a montré que les anticorps induits par la vaccination pouvaient persister jusqu'à six mois après l'injection ([M. E. WESTMAN et al., 2016](#)) (figure 6).



FIGURE 6 – Procédure suggérée pour le saignement du coussinet plantaire et le test de dépistage du FIV au point d'intervention (POC) ([WESTMAN et al., 2022](#)).

Toutefois, ces tests POC ont montré une bonne capacité à détecter les infections naturelles au FIV chez des chats australiens, y compris lorsque la salive était utilisée comme échantillon, indépendamment de l'historique vaccinal ([WESTMAN et al., 2017](#))

Par conséquent, le recours à la salive ([figure 8](#)) sur certains de ces tests tels que Witness FeLV/FIV® ou encore Anigen Rapid FIV/FeLV® ([figure 7](#)) en raison de la présence d'immunoglobulines G dans la salive, dans une concentration moindre néanmoins, mais avec une spécificité conservée ([M. WESTMAN et al., 2019](#)) ou au prélèvement auriculaire ([figure 9](#)). Idéalement, une veine située sur la face dorsale (extérieure) du pavillon de l'oreille est utilisée pour le prélèvement), la face médiale (intérieure) du pavillon peut être utilisée ou par piqûre de coussinet ([figure 8](#)) peut être envisagé comme alternative à la ponction veineuse pour le dépistage du FIV au point de contact, même si ce test est hors indication ([LITTLE et al., 2020](#)).



FIGURE 7 – Les trois kits de test FIV PoC disponibles sur la marché (WESTMAN et al., 2022).

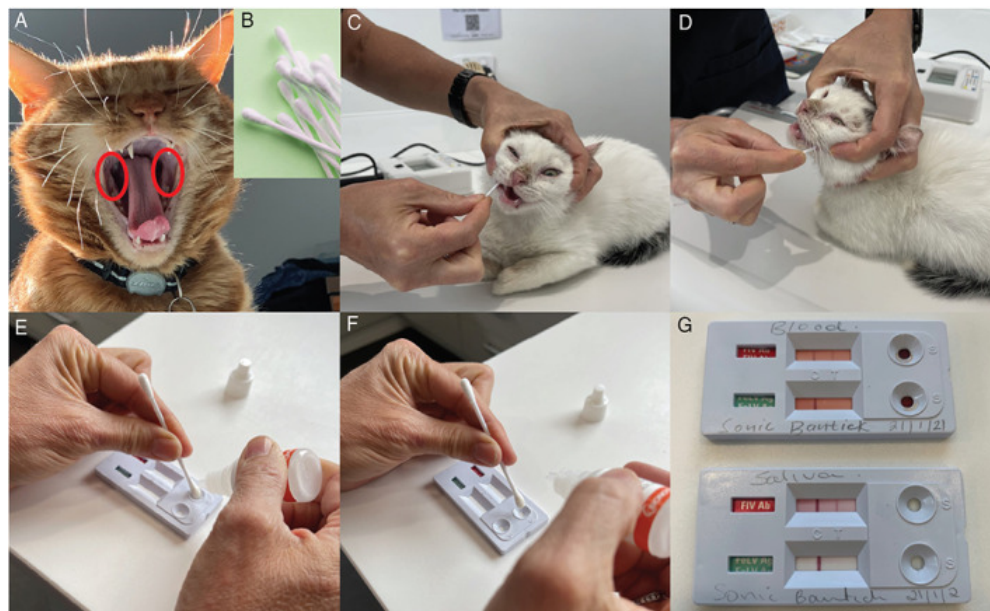


FIGURE 8 – Procédure suggérée pour les tests salivaires et les POC (WESTMAN et al., 2022).

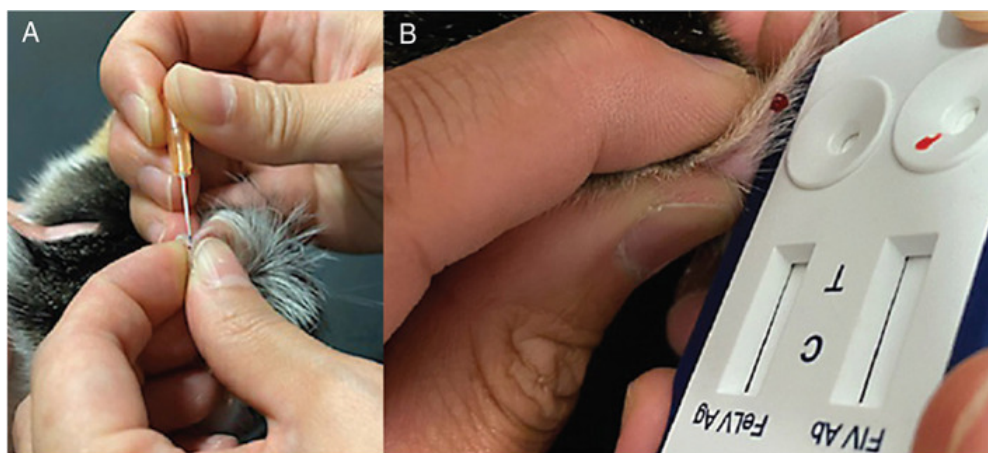


FIGURE 9 – Procédure suggérée pour le saignement de l’extrémité de l’oreille et le test de dépistage du FIV au point de service (PoC) (WESTMAN et al., 2022).

3.1.2 Isolement du virus

L’isolement du virus est une méthode de diagnostic fiable et très sensible mais qu’il n’est pas possible d’utiliser en routine car très laborieuse et coûteuse. En effet il faut prélever du sang hépariné à l’animal et mettre en culture les lymphocytes du sang prélevé avec des lymphocytes T félins primaires pendant deux à trois semaines. Ensuite il faut mesurer le taux de protéines virales dans les fluides de culture, ce qui confirmera ou non la présence du virus. De par son coût et sa complexité, ce type de test n’est actuellement utilisé que dans le contexte de la recherche scientifique (M. J. HOSIE et al., 2009) et (RICHARDS, 2005). En outre, c’est un test fortement recommandé en particulier pour les très jeunes individus, car les anticorps maternels peuvent persister pendant 6 mois ou plus chez le chaton et que cela pourrait fortement interférer avec d’autres types de tests (RICHARDS, 2005), (M. J. HOSIE et al., 2009) et (ARJONA et al., 2007).

3.1.3 Tests PCR et RT-PCR

Le test PCR est utilisée pour détecter le provirus (ADN viral dans le génome cellulaire) et la RT-PCR pour détecter l’ARN viral. Ces tests peuvent être réalisé à partir de sang, de moelle osseuse et de tissus. Les techniques de PCR et PCR après transcription inverse (RT-PCR) possèdent une efficacité variable concernant le FIV. Leur spécificité et sensibilité sont parfois inférieures aux tests sérologiques. Ceci peut s’expliquer par la variabilité génétique des souches circulantes. Elles peuvent néanmoins être utiles lors de stades précoces ou tardifs de la maladie, et en cas d’immunité maternelle rendant ininterprétable les tests sérologiques des jeunes animaux (M. J. HOSIE et al., 2009).

3.2 Interprétation des résultats

L'interprétation des résultats de la sérologie du FIV nécessite une prise en compte attentive des facteurs de risque identifiés dans le signalement, l'anamnèse et l'examen physique du patient.

Une répétition de la sérologie et/ou du test PCR peut être indiquée pour confirmer le statut d'infection par le FIV ([LITTLE et al., 2020](#)). -966

La classification du statut du FIV est basée sur la combinaison globale des résultats de trois kits de test d'anticorps FIV disponibles dans le commerce (SNAP FIV/FelV Combo, Witness FeLV/FIV et Anigen Rapid FIV/FelV) et du test FIV RealPCR.

Des tests supplémentaires tels que la répétition du test FIV RealPCR, un test PCR utilisant des amorces et une méthodologie différentes, et/ou l'isolement du virus, doivent être réalisés lorsque le panel de résultats est divisé de manière égale (deux résultats positifs, deux résultats négatifs), lorsqu'il existe une concordance complète entre les résultats d'anticorps mais un désaccord avec le résultat FIV RealPCR, ou pour confirmer l'infection par le FIV chez les chats vaccinés.

+ : positif; - : négatif; NP : non effectué; Rouge : infecté par le FIV; jaune : non infecté par le FIV (tableau 3 et figure 10).

Antibody test kit ^a	FIV RealPCR™	Additional tests		FIV status
		Repeat PCR	Virus isolation	
+++	+	+	+	+
+++	-	+	+	+
++-	+	NP	NP	+
++-	-	-	-	-
+--	+	-	NP	-
+--	-	NP	NP	-
---	-	NP	NP	-
---	+	-	NP	-

TABLE 3 – Démarche diagnostique face au FIV ([LITTLE et al., 2020](#)).

La plupart des chats produisent des anticorps contre le FIV dans les 60 jours suivant leur exposition. Ainsi, lorsqu'un test de détection d'anticorps est négatif mais qu'une infection récente ne peut être exclue, le test devrait être répété au minimum 60 jours après la dernière exposition potentielle ([M. J. HOSIE et al., 2009](#)). De plus, les anticorps anti-FIV maternels peuvent être présents chez les chatons jusqu'à leurs 6 mois. Il est donc conseillé de faire une détection d'anticorps après les 6 mois d'un chat, ou alors d'effectuer une PCR avant cet âge. Enfin les résultats sérologiques peuvent être négatifs lors de la phase tardive d'immunosuppression marquée ([ANDREU, 2016](#)).

En résumé, de manière générale les chats peuvent nécessiter un test diagnostic rétroviral FIV à différents moments de leur vie :

- Le test devrait être fait le jour de l'adoption et à nouveau au minimum 60 jours plus tard en cas de test négatif ;
- Lorsqu'un chat auparavant négatif présente des signes cliniques compatibles et a pu être en contact avec d'autres chats ;
- Lorsque l'on est face à un chat au passé inconnu, ayant potentiellement été exposé voire mordu récemment ;
- Le test devrait être fait immédiatement puis au minimum 60 jours plus tard en cas de test négatif ;
- Lorsqu'un chat vit dans le même foyer qu'un chat positif au FIV. ou Lorsqu'un chat a accès à un extérieur Ou Lorsqu'un chat donne son sang pour une transfusion.

Voir la [figure 10](#).

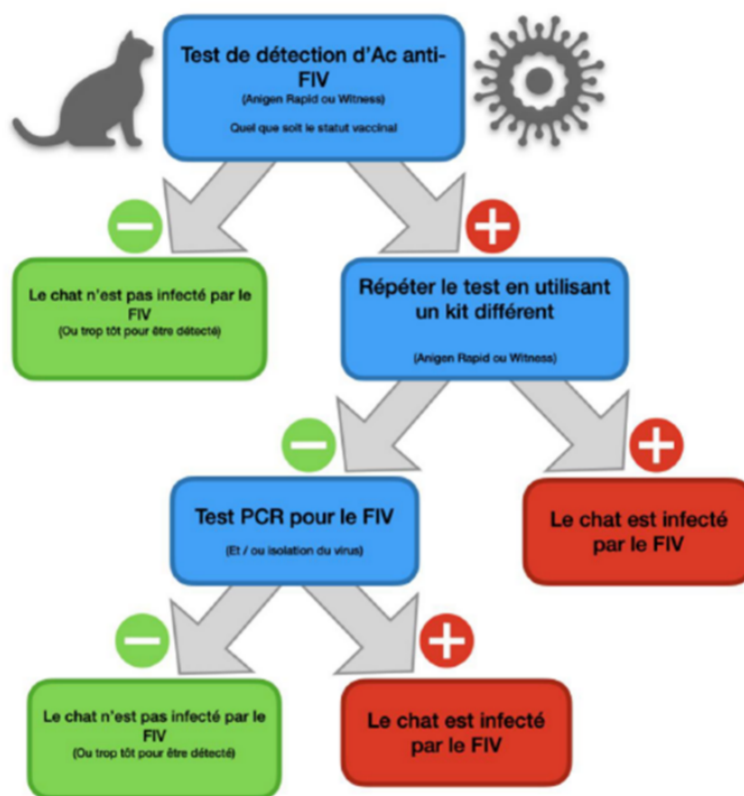


FIGURE 10 – Algorithme de diagnostic du FIV chez les chats vaccinés ou au statut vaccinal inconnu, approche annuelle basée sur le dépistage sanguin (M. E. WESTMAN et al., 2015).

3.3 Importance du diagnostic précoce

La détection et le diagnostic de l'état rétroviral de chaque chat doit idéalement être connu afin d'améliorer les soins de santé individuels et de prévenir la propagation du virus à d'autres chats est crucial pour protéger la santé du chat infecté, éviter la propagation du virus et prendre des décisions éclairées sur les soins et la gestion globale. Cela contribue à améliorer la vie des chats infectés tout en protégeant les populations félines non infectées ([LITTLE et al., 2020](#)).

4 Traitement et gestion des cas de fiv

4.1 Options thérapeutiques

4.1.1 Antiviraux

Les traitements antiviraux disponibles pour les chats atteints du virus de l'immunodéficience féline (FIV) sont principalement issus de la médecine humaine et destinés initialement au traitement du VIH. Toutefois, leur utilisation en médecine vétérinaire est limitée en raison de leur toxicité potentielle et de leur efficacité variable.

- **AZT** (3'-azido-2',3'-didésoxythymidine) : AZT est un analogue nucléosidique de la thymidine qui inhibe la transcriptase inverse des rétrovirus. Il a démontré une efficacité *in vitro* et *in vivo* en réduisant la charge virale plasmatique, en améliorant l'état immunologique et clinique des chats infectés et en augmentant leur qualité de vie. Un essai contrôlé par placebo a notamment montré son efficacité contre la stomatite chez les chats naturellement infectés ([K. HARTMANN et al., 1995](#)).

La posologie recommandée est de 5 à 10 mg/kg toutes les 12 heures par Voie orale (PO) ou Voie sous-cutanée (SQ). Une attention particulière est requise pour la dose la plus élevée en raison du risque d'effets secondaires, notamment une anémie non régénérative. Pour prévenir ce risque, un suivi hématologique régulier (NFS) est nécessaire : hebdomadaire durant le premier mois, puis mensuel si les valeurs restent stables. En cas d'hématocrite inférieur à 20%, l'arrêt du traitement est conseillé, l'anémie disparaissant généralement en quelques jours.

Malgré son efficacité, des souches résistantes du FIV à l'AZT peuvent apparaître dès six mois après le début du traitement, comme observé dans le cas du VIH.

- **AMD3100** : AMD3100, également appelé JM3100 ou SID791, appartient à la classe des bicyclames et agit comme un antagoniste sélectif du récepteur de chimiokine CXCR4. Ce récepteur, essentiel à l'entrée du VIH dans les cellules, est également utilisé par le FIV ([WILLETT et al., 1997](#)), ([RICHARDSON et al., 1999](#)), ([EGBERINK et al., 1999](#)) et ([FREY et al., 2001](#)).

Bien qu'initialement développé comme activateur de cellules souches pour les patients nécessitant une transplantation de moelle osseuse, l'AMD3100 a montré une efficacité contre le FIV *in vitro*. Une étude en double aveugle, contrôlée par placebo, réalisée sur 40 chats infectés, a révélé une amélioration significative des signes cliniques et une réduction de la charge provirale après un traitement de 0,5 mg/kg toutes les 12 heures par voie sous-cutanée pendant six semaines. Aucun effet secondaire notable n'a été rapporté (K. HARTMANN et al., 2002).

- **Interféron- ω félin** : L'interféron- ω félin est l'un des rares agents antiviraux spécifiquement autorisés en médecine vétérinaire dans certains pays européens et au Japon. Contrairement aux interférons d'origine humaine, il peut être administré à long terme sans induire de réponse immunitaire contre la molécule exogène. Son activité antivirale contre le FIV a été démontrée *in vitro*, mais une étude sur des chats en conditions réelles n'a pas mis en évidence d'amélioration significative du taux de survie par rapport au groupe placebo (DE MARI et al., 2004). Aucun effet secondaire n'a été signalé.
- **Interféron- α humain** : L'interféron- α humain possède à la fois des propriétés immunomodulatrices et antivirales. Il agit en induisant un état antiviral des cellules hôtes, empêchant ainsi la réplication virale (TOMPKINS, 1999).

Deux protocoles d'administration sont couramment utilisés chez le chat :

- **Injection sous-cutanée à forte dose (104-106 UI/kg/jour)** : cette méthode permet d'atteindre des concentrations sériques détectables, mais elle devient inefficace après trois à sept semaines en raison du développement d'anticorps
- **Administration orale à faible dose (1 à 50 UI/kg/jour)** : cette approche a montré des résultats prometteurs. Une étude clinique contrôlée par placebo a révélé une prolongation de la survie des cellules T CD4+ chez les chats traités avec une dose de 10 UI/kg/jour (PEDRETTI et al., 2006). Ainsi, bien que plusieurs options thérapeutiques existent, leur efficacité varie et nécessite une adaptation en fonction de l'état clinique de chaque animal. Un suivi médical rigoureux est indispensable pour ajuster le traitement et minimiser les effets secondaires potentiels. neutralisants (ZEIDNER et al., 1990).

4.1.2 Thérapies immunomodulatrices

Les modulateurs immunitaires et les inducteurs d'interféron sont couramment employés dans la prise en charge des chats infectés par le virus de l'immunodéficience féline (FIV). Leur utilisation repose sur l'hypothèse qu'ils pourraient restaurer une fonction immunitaire altérée, aidant ainsi l'organisme à mieux contrôler la charge virale et à limiter la progression de la maladie.

Cependant, à ce jour, aucune étude contrôlée n’a démontré de manière concluante un bénéfice tangible de ces traitements sur la santé ou la survie des chats infectés, qu’ils soient asymptomatiques ou symptomatiques. De plus, une stimulation non spécifique du système immunitaire pourrait s’avérer contre-productive dans le cadre du FIV. En effet, l’activation de lymphocytes et de macrophages infectés de manière latente peut favoriser la réplication virale, accélérant ainsi la progression de la maladie.

En conséquence, l’utilisation de modulateurs immunitaires non spécifiques et dont les effets restent incertains n’est pas recommandée chez les chats atteints du FIV.

4.1.3 Soins palliatifs

La prise en charge palliative des chats atteints de FIV vise à améliorer leur qualité de vie. Elle inclut une alimentation équilibrée, le contrôle de la douleur (utilisation d’analgésiques comme les AINS ou opioïdes), l’hydratation, fournir un soutien hydrique oral, sous-cutané ou intraveineux et la gestion des comorbidités).

Dans la plupart des cas, les chats infectés par le FIV répondent bien aux traitements médicamenteux appropriés, de manière similaire aux chats non infectés. Toutefois, une approche thérapeutique plus prolongée ou plus intensive, comme l’administration d’antibiotiques sur une durée plus longue, peut être nécessaire.

L’utilisation de corticostéroïdes et d’autres immunosuppresseurs chez les chats FIV-positifs souffrant de stomatite chronique a été associée à des bénéfices cliniques selon certains cliniciens. Cependant, leur usage reste controversé en raison des risques potentiels d’effets secondaires. De plus, certaines molécules sont contre-indiquées : la griséofulvine, par exemple, est connue pour provoquer une suppression de la moelle osseuse chez les chats infectés par le FIV et ne doit donc pas être administrée ([SHELTON et al., 1990](#)).

Parmi les traitements étudiés, le filgastrim, un Facteur de stimulation des colonies de granulocytes (G-CSF), a été utilisé chez les chats FIV-positifs présentant une neutropénie profonde. Bien qu’il ait démontré une augmentation du nombre de neutrophiles ([K. PHILLIPS et al., 2005](#)), son administration pourrait également entraîner une augmentation significative de la charge virale dans les cellules mononucléaires du sang périphérique, potentiellement en raison d’une stimulation de l’infection des lymphocytes ou d’une augmentation de l’expression du FIV par ces cellules ([ARAI et al., 2000](#)).

En revanche, l’érythropoïétine humaine recombinante (rHuEPO), utilisée pour traiter l’anémie non régénérative due à une insuffisance en érythropoïétine endogène chez les chats souffrant d’insuffisance rénale chronique, a montré des résultats favorables chez les chats FIV-positifs. Son administration (100 UI/kg SQ q48h) a entraîné une augmentation progressive du nombre de globules rouges et blancs sans majoration de la charge virale, ce qui indique une utilisation sécurisée chez ces animaux ([ARAI et al., 2000](#)).

Enfin, le Facteur de croissance analogue à l'insuline de type 1 (IGF-1), également disponible sous forme recombinante IGF-1 humain recombinant (rHuIGF-1), est connu pour stimuler la croissance thymique et la fonction des cellules T. Une étude a montré que son administration entraînait une augmentation significative de la taille du thymus et une reconstitution du pool de cellules T périphériques chez des chats infectés expérimentalement par le FIV ([Woo et al., 1999](#)). Bien que ces résultats suggèrent un potentiel intérêt chez les jeunes chats infectés, aucune étude clinique sur le terrain n'a encore confirmé son efficacité chez les chats naturellement infectés par le FIV. Un environnement calme et une prévention des infections supplémentaires sont essentiels. L'euthanasie peut être envisagée si la qualité de vie est gravement compromise. La prise en charge doit être adaptée à chaque chat sous supervision vétérinaire ([K. HARTMANN, 2015](#)).

4.2 Prévention et contrôle de fiv

Afin de minimiser le risque d'infection par le virus de l'immunodéficience féline (FIV), il est recommandé aux propriétaires de restreindre l'accès de leur chat à l'extérieur ou d'opter pour un mode de vie exclusivement en intérieur. Lors de l'introduction de nouveaux chats, une gestion rigoureuse est essentielle afin d'éviter les interactions conflictuelles pouvant mener à la transmission du virus. Il est donc primordial de déterminer le statut FIV des chats avant toute mise en contact et d'observer attentivement leurs interactions. Si un risque d'agressivité susceptible d'entraîner des morsures profondes est identifié, les chats positifs et négatifs au FIV doivent être maintenus séparés.

Par ailleurs, la surpopulation féline représente un facteur aggravant dans la progression de la maladie, en particulier chez les chats immunodéprimés en raison du FIV. à l'inverse, les chats porteurs du virus conservent généralement un bon état de santé lorsqu'ils évoluent dans un environnement stable et peu peuplé, notamment dans un foyer comportant un seul animal ([BĘCZKOWSKI et al., 2015](#)).

L'une des principales mesures préventives consiste à protéger les chats infectés contre d'autres infections. En effet, les infections secondaires peuvent non seulement provoquer des symptômes cliniques mais également accélérer la progression du FIV. Le confinement à l'intérieur réduit ainsi le risque de contamination par d'autres félins du voisinage et limite la transmission du virus. Dans les foyers multi-chats où des maladies infectieuses sont déjà présentes, l'isolement des chats porteurs du FIV peut être envisagé.

La stérilisation des chats asymptomatiques infectés par le FIV est fortement recommandée. Cette intervention permet de réduire l'agressivité des mâles ainsi que le risque de propagation du virus. Elle limite également les déplacements et les contacts avec d'autres chats. Un suivi vétérinaire biannuel est nécessaire pour ces animaux, incluant une surveillance du poids ainsi que des examens de laboratoire périodiques (hématologie, biochimie, analyse d'urine). L'analyse

des marqueurs immunitaires CD4 et CD8 reste controversée et n'est ni largement disponible ni systématiquement applicable en pratique vétérinaire.

Les chats FIV-positifs asymptomatiques tolèrent généralement bien les interventions chirurgicales, mais une antibioprophylaxie périopératoire est recommandée pour toutes les chirurgies et soins dentaires. Lors d'une hospitalisation, ils peuvent être hébergés dans le même service que les autres patients, sous réserve d'un hébergement en cage individuelle. Toutefois, en raison de leur immunodéficience, ils doivent être éloignés des félins souffrant d'autres maladies infectieuses. En aucun cas, ils ne doivent être placés dans une unité dédiée aux maladies contagieuses, notamment en présence de pathologies virales respiratoires.

4.3 Vaccination

À ce jour, aucun vaccin contre le virus de l'immunodéficience féline (FIV) n'est commercialisé en Europe. Plusieurs stratégies vaccinales ont été explorées expérimentalement, notamment l'utilisation de vaccins à virus inactivé, de cellules infectées inactivées, de vecteurs viraux tels que le canarypox combinés à des cellules inactivées, ainsi que des vaccins à ADN (M. HOSIE et al., 2007). Parmi ces approches, le Vaccin à virus entier inactivé (WIV) a montré les résultats les plus prometteurs. L'un de ces vaccins a été mis sur le marché aux états-Unis en 2002, puis en Australie et en Nouvelle-Zélande en 2004, mais il n'est désormais plus disponible aux états-Unis.

L'efficacité de ce vaccin n'a cependant pas été évaluée face aux souches européennes du virus. Une étude expérimentale a démontré que la vaccination ne conférait pas de protection contre un isolat primaire virulent du FIV provenant du Royaume-Uni (DUNHAM et al., 2006). Il est donc probable que les chats vaccinés provenant d'autres régions ne soient pas protégés contre une infection par les souches européennes du FIV. De plus, une étude australienne récente a remis en question l'efficacité du vaccin Fel-O-Vax FIV dans des conditions de terrain, montrant un taux de protection limité à 56% (M. E. WESTMAN et al., 2016). La vaccination n'a pas significativement réduit le risque d'infection chez les chats appartenant aux propriétaires ayant fait vacciner leurs animaux.

En raison des incertitudes concernant son efficacité et des complications liées au diagnostic sérologique post-vaccination, l'Advisory Board on Cat Diseases (ABCD) ne recommande pas l'utilisation du vaccin à virus inactivé entier disponible en dehors de l'Europe.

Des études ont montré que ce vaccin confère une protection efficace à 89% contre certaines souches de virus hétérologues et notamment ceux classés dans le sous-type B qui est largement répandu mondialement, mais présente en général une moindre protection croisée entre les différents sous-types et donc il est possible que moins de 82% des animaux vaccinés soient protégés contre la grande possibilité de variants auxquels ils peuvent être exposés dans la nature (M. HOSIE et al., 2007), (KUSUHARA et al., 2007), (M. E. WESTMAN et al., 2015), (RICHARDS, 2005), (KUSUHARA et al., 2005), (YAMAMOTO et al., 2007), (COLEMAN et al., 2014), (HUANG

et al., 2004) et (M. WESTMAN et al., 2021).

L'introduction d'un vaccin contre le FIV a offert un nouvel outil de prévention et de protection pour les chats à risque. Cependant, son mécanisme d'action complique, voire empêche, la distinction entre un animal infecté et un animal simplement vacciné, ce qui engendre des conséquences notables. En effet, une étude a révélé que les chats ayant reçu ce vaccin deviennent séropositifs au test SNAP FIV/FeLV Combo® (IDEXX), un test largement utilisé par les vétérinaires européens. Cette positivité apparaît dès trois semaines après la seconde injection du protocole initial et peut persister pendant au moins douze mois, voire jusqu'à sept ans après la vaccination (M. E. WESTMAN et al., 2015).

Cette problématique est particulièrement préoccupante pour les refuges qui accueillent des chats possiblement positifs ou vaccinés sans pouvoir faire la différence entre les uns et les autres.

Cela pourrait rendre difficile l'adoption de ces animaux car premièrement cela représente un engagement de la part des propriétaires et il est important qu'ils soient conscients des risques et des coûts que peuvent engendrer l'adoption d'un animal immunodéficient.

Cependant une étude australienne datant de 2015 a montré qu'il existe deux kits de test d'immunochromatographie que sont, Witness FeLV/FIV® (Zoetis©) et Anigen Rapid FIV/FeLV® (Gentaur Group©), qui montrent une excellente sensibilité et spécificité, et qui sont capables de discerner les individus vaccinés des individus infectés et ce, quel que soit la durée entre la dernière vaccination et le test, à condition que la primovaccination n'ait pas eu lieu au cours des six mois précédents.

En outre, le vaccin FIV actuellement commercialisé est composé de virus entier inactivé, de ce fait, les traces de matériel génétique dues au vaccin seront rapidement évacuées de la circulation sanguine sans intégration d'une forme de provirus dans le génome de l'hôte. Par conséquent la vaccination n'entraînera pas d'amplification par PCR. Ainsi le test PCR est aussi un test permettant de discriminer efficacement les animaux infectés des animaux vaccinés.

Ces différents tests pourraient aider à régler le dilemme de la vaccination et potentiellement permettre de la rendre plus accessible (M. E. WESTMAN et al., 2015), (WESTMAN et al., 2017) et (WANG et al., 2010).

PARTIE EXPÉRIMENTALE



1 Contexte et objectifs de l'étude

Cette étude s'est déroulée durant une période allant du mois d'août 2024 au mois de mai 2025, à travers une enquête basée sur les observations des vétérinaires praticiens, au sein de plusieurs structures vétérinaires situées dans la région de Blida. Elle s'inscrit dans une démarche d'observation épidémiologique visant à mieux comprendre l'impact du virus de l'immunodéficience féline (FIV) en contexte clinique, dont l'objectif est de :

- Évaluer la prévalence de l'infection par le FIV dans une population féline locale, composée de chats domestiques et errants ;
- Identifier les signes cliniques les plus fréquemment associés à la séropositivité FIV ;
- Décrire les caractéristiques épidémiologiques et les modalités de prise en charge thérapeutique des chats infectés, en conditions réelles de terrain.

2 Matériel et méthodes

2.1 Population étudiée

L'étude a été portée sur 46 chats séropositifs au FIV, consultés ou reçus dans diverses structures vétérinaires de la région de Blida. L'échantillon comprend des chats mâles et femelles, et d'âges allant de 1 à 15 ans. Cette diversité permet une représentativité adéquate pour l'évaluation épidémiologique.

2.2 Matériel biologique et de laboratoire

Le test de dépistage FIV utilisé est un test rapide de type ELISA (Enzyme-Linked Immunosorbent Assay) fourni par Virbac® , permettant la détection d'anticorps anti-FIV dans le sang périphérique.

Les prélèvements sanguins ont été réalisés dans des conditions d'asepsie rigoureuse à l'aide du matériel suivant :

- Seringues stériles de 2 à 5 mL (Terumo® ou équivalent) ;
- Aiguilles hypodermiques 21G (0,8 mm x 40 mm) ;
- Gants à usage unique non poudrés ;
- Compresses stériles et antiseptique dermique (chlorhexidine 0,5% ou alcool à 70%) ;
- Tubes secs (sans anticoagulant) pour la récupération du sérum.

Les prélèvements se sont effectués principalement par ponction veineuse jugulaire ou céphalique, selon l'état et la coopération de l'animal.

Les échantillons ont été recueillis dans des tubes secs et analysés dans les 30 minutes suivant le prélèvement.

Le test a été réalisé conformément aux instructions du fabricant :

- Ajout de 1 goutte de sang total ou sérum sur la cassette.
- Ajout de 2 gouttes de diluant.
- Lecture des résultats après 10 minutes.

3 Collecte de données cliniques

Pour chaque animal, une fiche clinique a été remplie systématiquement. Cette fiche inclut :

- Informations générales : nom, âge, sexe.
- Signes cliniques observés lors de l'examen (ex : gingivite, fièvre, amaigrissement, diarrhée chronique, abcès, etc.).
- Traitements prescrits.

La liste des cas étudiés est présentée en [annexe](#).

4 Résultats de l'étude

4.1 Répartition des chats infectés par le FIV

4.1.1 Répartition des chats infectés en fonction de sexe

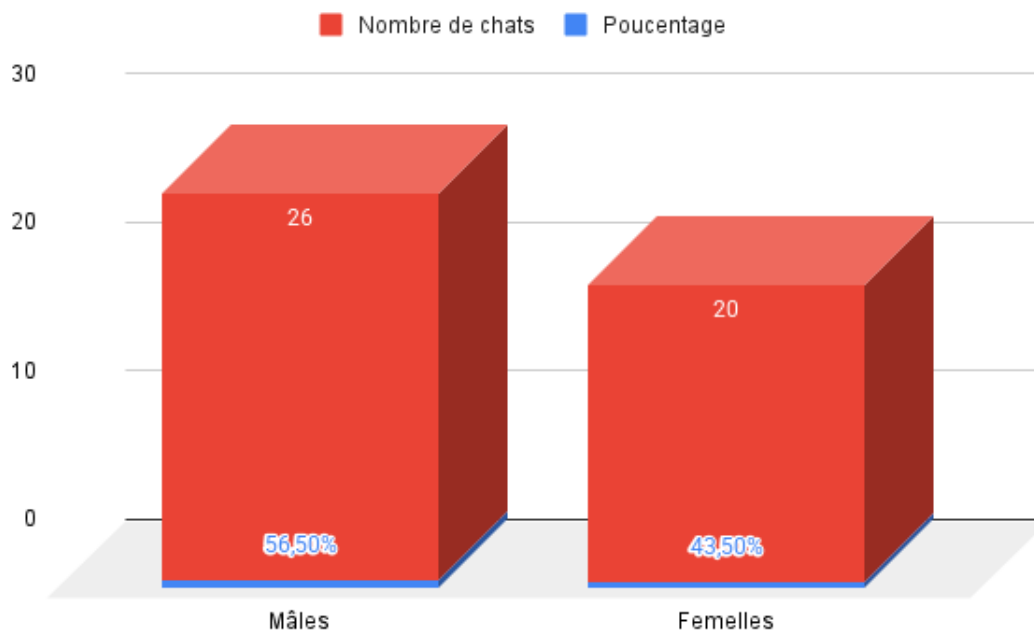


FIGURE 11 – Répartition des chats infectés par le FIV en fonction de sexe.

La [figure 11](#) montre une légère prédominance de cas chez les mâles, avec 26 individus (56,5%) sur les 46 analysés, contre 20 femelles..

4.1.2 Répartition des chats infectés en fonction d'âge.

Les âges des chats varient de 1 à 15 ans :

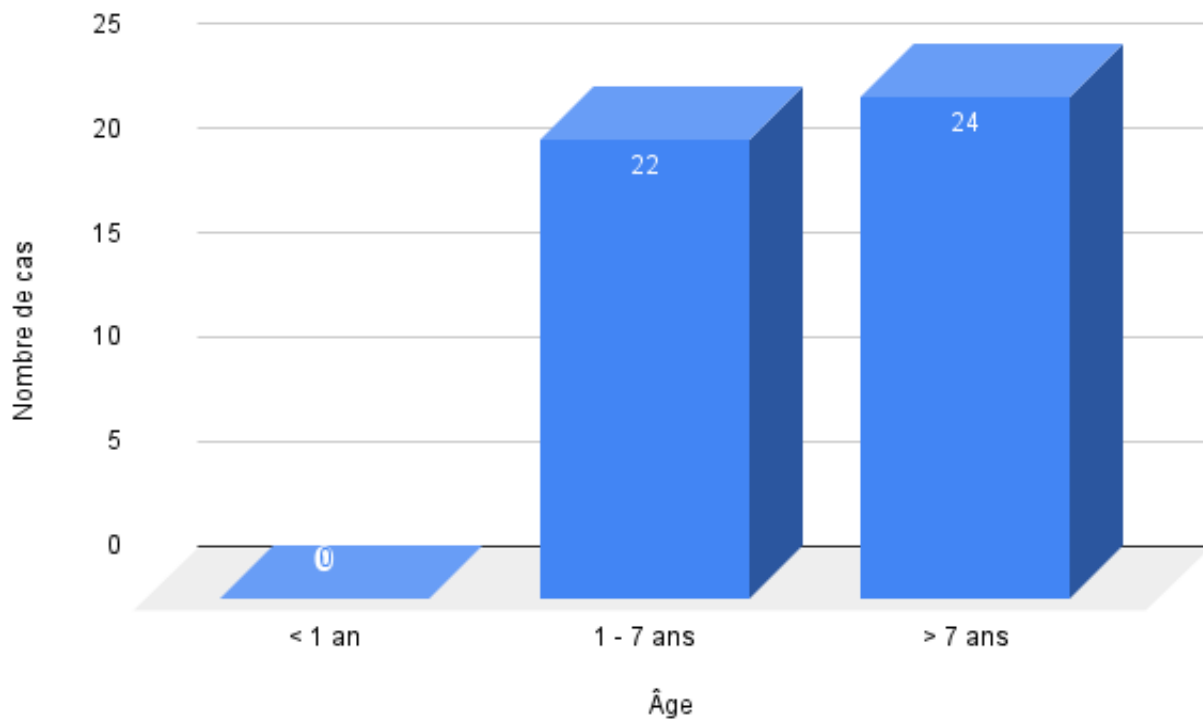


FIGURE 12 – Répartition des chats infectés en fonction de l'âge.

Âge	< 1 an	1 - 7 ans	> 7 ans
Nombre de cas	0	22	24

TABLE 4 – Répartition des chats infectés en fonction de l'âge.

Le [tableau 4](#) et la [figure 12](#)) illustrent la répartition des cas selon les tranches d'âge : aucun cas n'a été enregistré chez les chats de moins d'un an, tandis que 22 cas concernent les chats âgés de 1 à 7 ans, et 24 cas ceux de plus de 7 ans.

Notre étude montre clairement que l'incidence de la maladie augmente avec l'âge. Les chats plus âgés présentent une susceptibilité accrue au développement des affections liées au FIV par rapport aux sujets plus jeunes.

4.2 Fréquence des signes cliniques

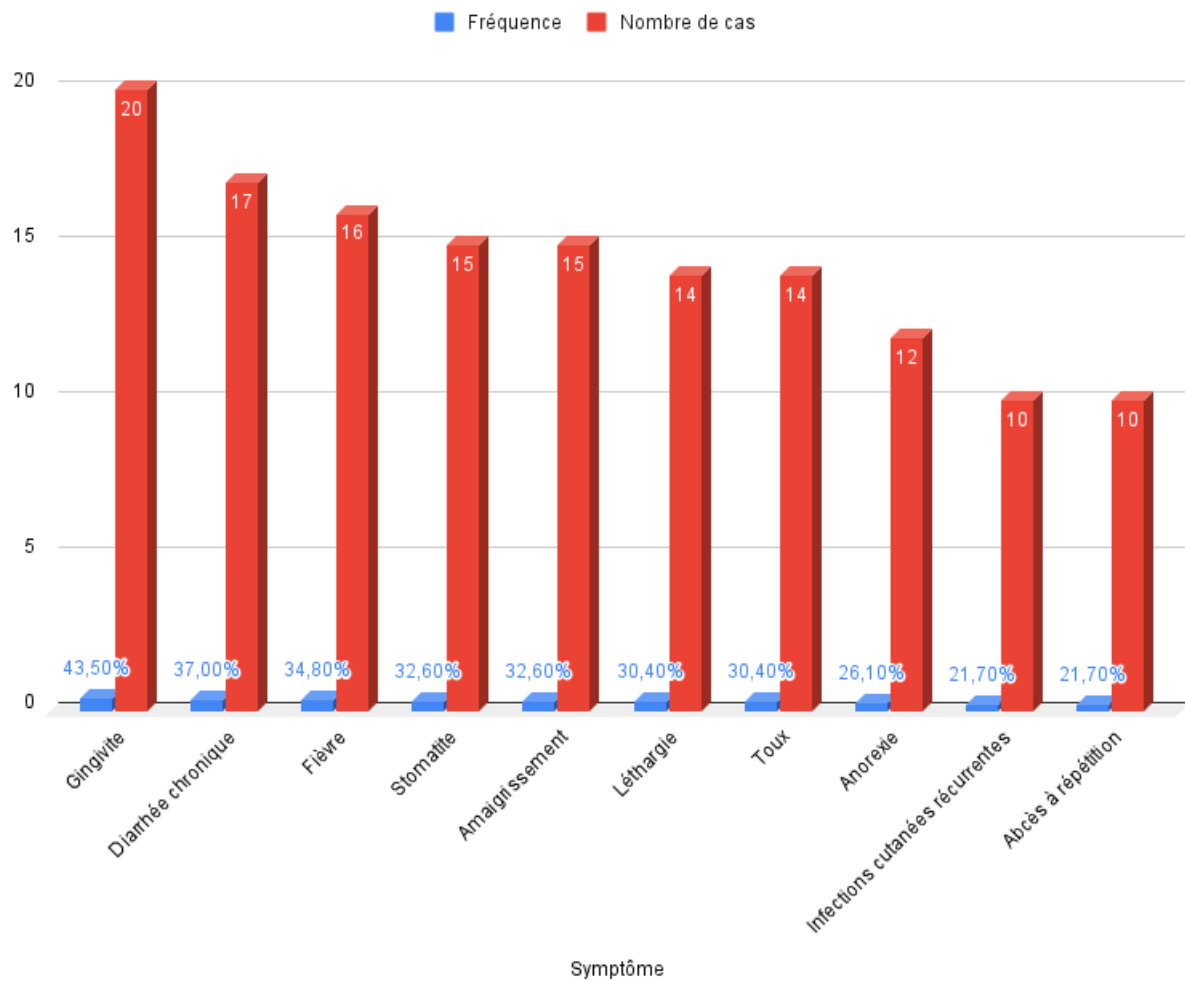


FIGURE 13 – Graphique représentant la fréquence des signes cliniques par rapport au nombre de cas.

Symptôme	Nombre de cas	Fréquence (%)
Gingivite	20	43,50%
Diarrhée chronique	17	37,00%
Fièvre	16	34,78%
Stomatite	15	32,60%
Amaigrissement	15	32,60%
Léthargie	14	30,40%
Toux	14	30,40%
Anorexie	12	26,10%
Infections cutanées récurrentes	10	21,70%
Abcès à répétition	10	21,70%

TABLE 5 – Fréquence des signes cliniques par rapport au nombre de cas

La [figure 13](#) et le [tableau 5](#) illustrent la répartition des signes cliniques observés chez les chats atteints de FIV.

On remarque que la gingivite est le symptôme le plus fréquent, ce qui souligne l'importance des manifestations bucco-dentaires dans le tableau clinique du FIV.

4.3 Catégorisation des signes cliniques

Signes cliniques	Symptômes	Fréquence
Signes bucco-dentaires	Gingivite (43,5 %) Stomatite (32,6 %) Anorexie (26,1 %)	Très fréquents ++++
Signes digestifs	Diarrhée chronique (47,0 %) Amaigrissement (32,6 %)	Fréquents (prédominants) +++
Signes généraux et respiratoires	Fièvre (34,8 %) Léthargie (30,4 %) Toux (30,4 %)	Fréquents ++
Signes dermatologiques	Infections cutanées récurrentes (21,7 %) Abcès à répétition (21,7 %)	Moins fréquents +

TABLE 6 – Fréquence des signes cliniques chez les chats infectés par le FIV

Le [tableau 6](#) met en évidence que les signes bucco-dentaires représentent les manifestations cliniques les plus fréquemment observées chez les chats infectés par le FIV.

4.4 Prise en charge thérapeutique

Les traitements administrés aux chats FIV+ ont été variés et symptomatiques, adaptés aux cas cliniques observés. Parmi les mesures les plus fréquentes :

- **Soins bucco-dentaires** : détartrage, anti-inflammatoires, voire extractions dentaires.
- **Traitement des infections secondaires** : antibiotiques, antifongiques, antiseptiques.
- **Soutien général** : perfusions, compléments immunitaires, alimentation enrichie.

5 Discussion des résultats

Notre étude menée sur une population de 46 chats séropositifs au virus de l'immunodéficience féline, consultés dans différentes structures vétérinaires de la région de Blida (voir le [tableau 7](#)), a permis de dégager plusieurs observations pertinentes sur les plans épidémiologique, clinique et thérapeutique.

Sur le plan démographique, une légère prédominance des individus de sexe mâles (56,5%) a été relevée. Cette observation est conforme aux publications antérieures indiquant que les mâles non castrés, en raison de comportements territoriaux agressifs, sont plus fréquemment exposés au risque d'infection par morsure. Ces résultats sont en adéquation avec ceux rapportés par ([BĘCZKOWSKI et al., 2015](#)). L'analyse par tranche d'âge révèle l'absence de cas chez les chats de moins d'un an, ce qui correspond à ce qui a été trouvé par ([NATOLI et al., 2005](#)), une proportion notable chez ceux âgés de 1 à 7 ans (47,8%), et une majorité de cas chez les individus de plus de 7 ans (52,2%). Cette répartition suggère une augmentation progressive du risque d'infection avec l'âge, vraisemblablement en lien avec une exposition cumulative au virus et une immunosuppression plus marquée chez les sujets âgés, ce qui corrobore les observations de ([M. J. HOSIE et al., 2009](#)).

D'un point de vue clinique, les manifestations les plus fréquentes sont d'origine bucco-dentaire, avec une forte prévalence de gingivite (43,5%) et de stomatite (32,6%). Ces lésions orales, souvent associées à de l'anorexie (26,1%), traduisent une altération de la réponse immunitaire locale, favorisant l'émergence d'infections opportunistes. Ces constatations sont en accord avec les résultats obtenus par ([Katrin HARTMANN, 2011](#)). Les signes digestifs, tels que la diarrhée chronique (37%) et l'amaigrissement (32,6%), s'intègrent dans un tableau de malabsorption et de dégradation progressive de l'état général. Par ailleurs, les signes généraux (fièvre : 34,8%, léthargie : 30,4%) ainsi que les atteintes respiratoires et dermatologiques (toux,

abcès récidivants, infections cutanées) illustrent la diversité des manifestations cliniques observées lors de la phase symptomatique du FIV. Ces éléments sont en concordance avec les données rapportées par (THIRY, 2015).

En ce qui concerne la prise en charge thérapeutique, les traitements administrés ont été adaptés aux signes cliniques présentés, s’inscrivant principalement dans une approche symptomatique. Les soins bucco-dentaires – incluant le détartrage, les extractions dentaires et l’administration d’anti-inflammatoires – ont occupé une place centrale. L’usage d’antibiotiques et d’antifongiques visait à contrôler les infections secondaires fréquentes chez les chats immunodéprimés. Des perfusions de soutien, une alimentation enrichie et l’administration de compléments immunostimulants ont été prescrits afin d’améliorer l’état général et la qualité de vie des animaux. L’utilisation ponctuelle de l’interféron oméga félin, bien que limitée dans cette étude, suggère un potentiel thérapeutique intéressant qui mériterait d’être exploré plus systématiquement.

Dans l’ensemble, cette étude souligne que la gestion du FIV repose essentiellement sur le soulagement des symptômes et le renforcement de l’état général de l’animal. Elle met également en lumière l’importance du dépistage précoce et d’une prise en charge individualisée, adaptée aux manifestations cliniques propres à chaque cas.

Conclusion

Le virus de l'immunodéficience féline (FIV) constitue une affection virale chronique d'importance majeure chez le chat domestique. À travers cette étude, nous avons pu approfondir les connaissances sur la biologie du virus, ses mécanismes de transmission, ainsi que les différentes options diagnostiques et thérapeutiques actuellement disponibles.

L'approche épidémiologique a permis d'identifier les principaux facteurs de risque associés à l'infection, notamment le sexe, l'âge, le mode de vie (accès à l'extérieur) et la densité de population. Les résultats obtenus confirment une prévalence plus élevée chez les chats mâles adultes non stérilisés. Ces observations soulignent la nécessité d'un dépistage ciblé et d'une sensibilisation accrue des propriétaires, particulièrement dans les contextes à haut risque.

En l'absence de traitement curatif, la prise en charge repose sur des soins de soutien et des mesures de prévention visant à limiter la transmission. Dans ce cadre, le vétérinaire joue un rôle essentiel, non seulement pour diagnostiquer et accompagner les animaux infectés, mais aussi pour prévenir la propagation du virus au sein des populations félines.

Une meilleure compréhension de l'épidémiologie du FIV permet donc d'optimiser la gestion de cette maladie, tant au niveau individuel que collectif, et ouvre des perspectives pour renforcer les stratégies de contrôle en milieu vétérinaire.

Recommandations

- Renforcer les campagnes de sensibilisation des propriétaires sur les risques de transmission du FIV et l'importance de la stérilisation.
- Intégrer systématiquement un dépistage FIV (tests rapides, sérologie ou PCR) lors des bilans de santé, notamment pour les chats à risque.
- Encourager la stérilisation et limiter l'accès à l'extérieur pour réduire les comportements agressifs et les contacts potentiellement infectieux.
- Former les praticiens à la gestion à long terme du FIV et aux dernières avancées en matière de diagnostic et de traitements de soutien.
- Soutenir la recherche vétérinaire sur le développement d'un vaccin fiable et sur l'évaluation de nouvelles thérapies antivirales ciblées.

Bibliographie

- ANDREU, A. (2016). « Contribution à l'étude des facteurs de risque associés à l'infection par le FIV et le FeLV : Étude réalisée en partenariat avec l'association de l'École du Chat Libre de Toulouse ». Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse, France : École Nationale Vétérinaire de Toulouse.
- ARAI, M., J. DARMAN, A. LEWIS et J.K. YAMAMOTO (2000). « Utilisation des facteurs de croissance hématopoïétiques humains (rhGM-CSF et rhEPO) comme traitement de soutien pour les chats infectés par le FIV ». In : *Veterinary Immunology and Immunopathology* 77.1-2, p. 71-92.
- ARJONA, A., N. BARQUERO, A. DOMÉNECH, G. TEJERIZO, V. M. COLLADO, C. TOURAL, D. MARTÍN et E. GOMEZ-LUCIA (2007). « Evaluation of a novel nested PCR for the routine diagnosis of feline leukemia virus (FeLV) and feline immunodeficiency virus (FIV) ». In : *Journal of Feline Medicine and Surgery* 9, p. 14-22.
- BARR, M. C., L. L. ZOU, F. LONG, W. A. HOOSE et R. J. AVERY (1997). « Organisation provirale et analyse de séquence du virus de l'immunodéficience féline isolé d'un chat pallas ». In : *Virology* 228, p. 84-91.
- BĘCZKOWSKI, P.M., A. LITSTER, T.L. LIN, D.J. MELLOR, B.J. WILLETT et M.J. HOSIE (2015). « Contrasting clinical outcomes in two cohorts of cats naturally infected with feline immunodeficiency virus (FIV) ». In : *Veterinary Microbiology* 176, p. 50-60.
- BOUCHARD, Léo (2010). « Virus de l'Immunodéficience féline (FIV) et vaccination : de la maladie naturelle du chat à un modèle d'étude du sida humain ». Thèse de doctorat vétérinaire. Alfort : École Nationale Vétérinaire d'Alfort.
- BROWN, A., M. BENNETT et C. J. GASKELL (1989). « Infection mortelle par le poxvirus associée à une infection par le FIV ». In : *Veterinary Record* 124.1, p. 19-20.
- BUCH, J., M. BEALL et T. O'CONNOR (2017). « Enquête sérologique mondiale en clinique sur les anticorps FIV et l'antigène FeLV chez les chats ». In : *Programme de résumés de recherche du Forum ACVIM*. T. 31, p. 1315.
- BURKHARD, M. et G. DEAN (2003). « Transmission and Immunopathogenesis of FIV in Cats as a Model for HIV ». In : *Current HIV Research* 1, p. 15-29.
- CALLANAN, J. J., B. A. JONES, J. IRVINE, B. J. WILLETT, I. A. MCCANDLISH et O. JARRETT (1996). « Classification histologique et immunophénotype des lymphosarcomes chez les chats infectés par le virus de l'immunodéficience féline (VIH) naturellement ou expérimentalement ». In : *Veterinary Pathology* 33.3, p. 264-272.

- CARPENTER, M. A., E. W. BROWN, M. CULVER, W. E. JOHNSON, J. PECON-SLATTERY, D. BROUSSET et S. J. O'BRIEN (1996). « Divergence génétique et phylogénétique du virus de l'immunodéficience féline chez le puma (*Puma concolor*) ». In : *Journal of Virology* 70, p. 6682-6693.
- COLEMAN, J.K., R. PU, M.M. MARTIN, E.N. NOON-SONG, R. ZWIJNENBERG et J.K. YAMAMOTO (2014). « Feline immunodeficiency virus (FIV) vaccine efficacy and FIV neutralizing antibodies ». In : *Vaccine* 32, p. 746-754.
- COURCHAMP, F., D. PONTIER, J.-M. LEGAY et M. ARTOIS (sept. 1994). « Le virus du sida du chat ». In : *La Recherche* 268. Disponible à l'adresse : <http://www.cnrs.fr/Cnrspresse/n94a5.html>.
- DE MARI, K., L. MAYNARD, A. SANQUER, B. LEBREUX et H.M. EUN (2004). « Therapeutic effects of recombinant feline interferon-omega on feline leukemia virus (FeLV)-infected and FeLV/feline immunodeficiency virus (FIV)-coinfected symptomatic cats ». In : *Journal of Veterinary Internal Medicine* 18, p. 477-482. DOI : [10.1111/j.1939-1676.2004.tb02574.x](https://doi.org/10.1111/j.1939-1676.2004.tb02574.x).
- DUNHAM, S.P., J. BRUCE, S. MACKAY et al. (2006). « Limited efficacy of an inactivated feline immunodeficiency virus vaccine ». In : *Veterinary Record* 158, p. 561-562.
- ECKSTRAND, C.D., E.E. SPARGER et B.G. MURPHY (2017). « Central and peripheral reservoirs of feline immunodeficiency virus in cats : a review ». In : *Journal of General Virology* 98, p. 1985-1996.
- EGBERINK, H. F., E. DE CLERCQ, A. L. W. VAN VLIET, J. BALZARINI, G. J. BRIDGER, G. HENSON, M. C. HORZINEK et D. SCHOLS (1999). « Les bicyclames, antagonistes sélectifs du récepteur de chimiokine humaine CXCR4, inhibent fortement la réplication du virus de l'immunodéficience féline ». In : *Journal of Virology* 73, p. 6346-6352.
- EUROPEAN ADVISORY BOARD ON CAT DISEASES (2023). *Guideline for Feline Immunodeficiency Virus (FIV)*. <https://www.abcdcatsvets.org/guideline-for-feline-immunodeficiency-virus/>. Consulté en juin 2025. URL : <https://www.abcdcatsvets.org/guideline-for-feline-immunodeficiency-virus/>.
- FANALES-BELASIO, E., M. RAIMONDO, B. SULIGOI et S. BUTTÒ (2010). « HIV virology and pathogenetic mechanisms of infection : a brief overview ». In : *Annali dell'Istituto Superiore di Sanità* 46.1, p. 5-14. DOI : [10.4415/ANN_10_01_02](https://doi.org/10.4415/ANN_10_01_02).
- FRANKENFELD, J., T. MEILI, M. MELI, B. RIOND, A. HELFER-HUNGERBUEHLER, E. BÖNZLI, B. PINEROLI et R. HOFMANN-LEHMANN (2019). « Decreased Sensitivity of the Serological Detection of Feline Immunodeficiency Virus Infection Potentially Due to Imported Genetic Variants ». In : *Viruses* 11, p. 697. DOI : [10.3390/v11080697](https://doi.org/10.3390/v11080697).

- FREY, S. C., E. A. HOOVER et J. I. MULLINS (2001). « Entrée cellulaire du virus de l'immuno-déficience féline ». In : *Journal of Virology* 75, p. 5433-5440.
- GOLDKAMP, C.E., J.K. LEVY, C.H. EDINBORO et J.L. LACHTARA (2008). « Séroprévalences du virus de la leucémie féline et du virus de l'immunodéficience féline chez les chats présentant des abcès ou des morsures, et taux de conformité des vétérinaires aux recommandations actuelles en matière de dépistage des rétrovirus ». In : *Journal of the American Veterinary Medical Association* 232, p. 1152-1158.
- GREENE, C. E. (2013). « Feline immunodeficiency virus (FIV) infection ». In : *Infectious Diseases of the Dog and Cat*. Sous la dir. de C. E. GREENE. 4th. St. Louis, MO : Saunders Elsevier, XYZ-ABC.
- HARTMANN, K. (2015). « Efficacy of antiviral chemotherapy for retrovirus-infected cats : What does the current literature tell us ? » In : *Journal of Feline Medicine and Surgery* 17, p. 925-939.
- HARTMANN, K., A. DONATH et W. KRAFT (1995). « L'AZT dans le traitement de l'infection par le virus de l'immunodéficience féline. Partie 2 ». In : *Feline Practice* 6, p. 13-20.
- HARTMANN, K., S. STENGEL, D. KLEIN, H. EGBERINK et J. BALZARINI (2002). « Efficacité de l'inhibiteur du récepteur des chimiokines 1,1'-bis-1,4,8,11-tétraazacyclotétradécan contre l'infection par le virus de l'immunodéficience féline ». In : *Résumés du 6^e Symposium international de recherche sur les rétrovirus félins*. Amelia Island, États-Unis, p. 26.
- HARTMANN, Katrin (2011). « Clinical aspects of feline immunodeficiency and feline leukemia virus infection ». In : *Veterinary Immunology and Immunopathology* 143, p. 190-201.
- HOHDATSU, T., T. SASAGAWA, A. YAMAZAKI, K. MOTOKAWA, H. KUSUHARA, T. KANESHIWA et H. KOYAMA (2002). « CD8⁺ T cells from feline immunodeficiency virus (FIV) infected cats suppress exogenous FIV replication of their peripheral blood mononuclear cells in vitro ». In : *Archives of Virology* 147, p. 1517-1529.
- HOSIE, M. et J. BEATTY (2007). « Vaccine protection against feline immunodeficiency virus : setting the challenge ». In : *Australian Veterinary Journal* 85, p. 5-12.
- HOSIE, M. J., D. ADDIE, S. BELÁK, C. BOUCRAUT-BARALON, H. EGBERINK, T. FRYMUS, T. GRUFFYDD-JONES, K. HARTMANN, H. LUTZ, F. MARSILIO, M. G. PENNISI, A. D. RADFORD, E. THIRY, U. TRUYEN, M. C. HORZINEK et A. LLORET (2009). « Feline Immunodeficiency : ABCD Guidelines on Prevention and Management ». In : *Journal of Feline Medicine and Surgery* 11, p. 575-584.

- HUANG, C., D. CONLEE, J. LOOP, D. CHAMP, M. GILL et H.-J. (Steve) CHU (2004). « Efficacy and safety of a feline immunodeficiency virus vaccine ». In : *Animal Health Research Reviews* 5, p. 295-300.
- HUGHES, M. S., N. W. BALL, D. N. LOVE, P. J. CANFIELD, D. I. WIGNEY, D. DAWSON, P. E. DAVIS et R. MALIK (1999). « Infection disséminée à *Mycobacterium genavense* chez un chat FIV-positif ». In : *Journal of Feline Medicine and Surgery* 1.1, p. 23-29.
- IDEXX LABORATORIES, INC. (2019). *2019 Annual Report*. Consulté le 3 juin 2025. URL : <https://www.idexx.com/files/2019-idexx-annual-report.pdf>.
- KENYON, Julia C. et Andrew M. L. LEVER (2011). « The Molecular Biology of Feline Immunodeficiency Virus (FIV) ». In : *Viruses* 3.11, p. 2192-2213. DOI : [10.3390/v3112192](https://doi.org/10.3390/v3112192). URL : <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3230847/>.
- KUSUHARA, H., T. HOHDATSU, M. OKUMURA, K. SATO, Y. SUZUKI, K. MOTOKAWA, T. GEMMA, R. WATANABE, C. HUANG, S. ARAI et H. KOYAMA (2005). « Dual-subtype vaccine (Fel-O-Vax FIV) protects cats against contact challenge with heterologous subtype B FIV infected cats ». In : *Veterinary Microbiology* 108, p. 155-165.
- KUSUHARA, H., T. HOHDATSU, T. SETA, K. NEMOTO, K. MOTOKAWA, T. GEMMA, R. WATANABE, C. HUANG, S. ARAI et H. KOYAMA (2007). « Serological differentiation of FIV-infected cats from dual-subtype feline immunodeficiency virus vaccine (Fel-O-Vax FIV) inoculated cats ». In : *Veterinary Microbiology* 120, p. 217-225.
- LAWSON, M.H. et M.J. HOSIE (2001). « Follow up of feline immunodeficiency virus-infected cats ». In : *Veterinary Record* 148.14, p. 449-450. DOI : [10.1136/vr.148.14.449](https://doi.org/10.1136/vr.148.14.449). URL : <https://doi.org/10.1136/vr.148.14.449>.
- LECOLLINET, S. et J. RICHARDSON (2008). « Vaccination against the feline immunodeficiency virus : The road not taken ». In : *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* 31, p. 167-190.
- LEVY, J., J. RICHARDS, D. EDWARDS, T. ELSTON, K. HARTMANN, I. RODAN, V. THAYER, M. TOMPKINS et A. WOLF (2003). « Rapport 2001 du comité consultatif de l'American Association of Feline Practitioners et de l'Academy of Feline Medicine sur les tests et la gestion des rétrovirus félines ». In : *Journal of Feline Medicine and Surgery* 5.1, p. 3-10.
- LEVY, J.K., P.C. CRAWFORD et S.J. TUCKER (2017). « Performance of 4 Point-of-Care Screening Tests for Feline Leukemia Virus and Feline Immunodeficiency Virus ». In : *Journal of Veterinary Internal Medicine* 31, p. 521-526.

- LITSTER, A., J. M. LIN, J. NICHOLS et H. Y. WENG (2014). « Utilité diagnostique du rapport lymphocytes T CD4% :CD8 à faible pourcentage pour différencier les chats infectés par le virus de l'immunodéficience féline (VIF) des chats vaccinés contre le VIF ». In : *Veterinary Microbiology* 170, p. 197-205.
- LITTLE, S., J. LEVY, K. HARTMANN et et AL. (2020). « 2020 AAEP Feline Retrovirus Testing and Management Guidelines ». In : *Journal of Feline Medicine and Surgery* 22, p. 5-30. DOI : [10.1177/1098612X19895940](https://doi.org/10.1177/1098612X19895940). URL : <https://doi.org/10.1177/1098612X19895940>.
- LUTZ, H., P. ARNOLD, U. HÜBSCHER, H. EGGERINK, N.C. PEDERSEN et M.C. HORZINEK (1988). « Évaluation de la spécificité de la sérologie du lentivirus T-lymphotrope félin ». In : *Zbl Vet Med B* 35, p. 773-778.
- MATSUMOTO, H., N. TAKEMURA, T. SAKO, H. KOYAMA, S. MOTOYOSHI et Y. INADA (1997). « Concentration sérique de complexes immuns circulants chez des chats infectés par le virus de l'immunodéficience féline détectée par la méthode d'hémagglutination par adhérence immunitaire ». In : *Journal of Veterinary Medical Science* 59.5, p. 395-396.
- MCDONNEL, S. J., E. E. SPARGER et B. G. MURPHY (2013). « Feline immunodeficiency virus latency ». In : *Retrovirology* 10, p. 69.
- MILLER, R. J., S. CAIRNS, S. BRIDGES et N. SARVER (2000). « Virus de l'immunodéficience humaine et SIDA : aperçu des lentivirus animaux ». In : *Journal of Virology* 74, p. 7187-7195.
- MUNRO, H.J., L. BERGHUIS, A.S. LANG, L. ROGERS et H. WHITNEY (2014). « Seroprevalence of feline immunodeficiency virus (FIV) and feline leukemia virus (FeLV) in shelter cats on the island of Newfoundland, Canada ». In : *Canadian Journal of Veterinary Research* 78.2, p. 140-144.
- NATOLI, Eugenia, Laurence SAY, Simona CAFAZZO, Roberto BONANNI, Martina SCHMID et Dominique PONTIER (2005). « Bold attitude makes male urban feral domestic cats more vulnerable to Feline Immunodeficiency Virus ». In : *Neuroscience & Biobehavioral Reviews* 29.1, p. 151-157. DOI : [10.1016/j.neubiorev.2004.06.011](https://doi.org/10.1016/j.neubiorev.2004.06.011).
- NJAA, B.L. (2012). *Kirkbride's Diagnosis of Abortion and Neonatal Loss in Animals*. 4^e éd. Chichester : John Wiley & Sons.
- OLMSTED, R. A., V. M. HIRSCH, R. H. PURCELL et P. R. JOHNSON (1989). « Analyse de la séquence nucléotidique du virus de l'immunodéficience féline : organisation du génome et relation avec d'autres lentivirus ». In : *Proceedings of the National Academy of Sciences USA* 86, p. 8088-8092.

- PAILLOT, R., S. RICHARD, F. BLOAS, F. PIRAS, H. POULET, S. BRUNET, C. ANDREONI et V. JUILLARD (2005). « Toward a detailed characterization of feline immunodeficiency virus-specific T cell immune responses and mediated immune disorders ». In : *Veterinary Immunology and Immunopathology* 106, p. 1-14.
- PECON-SLATTERY, J., J.L. TROYER, W.E. JOHNSON et et AL. (2008). « Évolution du virus de l'immunodéficience féline chez les félidés : implications pour la santé humaine et l'écologie de la faune sauvage ». In : *Veterinary Immunology and Immunopathology* 123, p. 32-44.
- PEDERSEN, N.C., E.W. HO, M.L. BROWN et J.K. YAMAMOTO (1987). « Isolement d'un virus T-lymphotrope chez des chats domestiques atteints d'un syndrome de type immunodéficience ». In : *Science* 235, p. 790-793.
- PEDRETTI, E., B. PASSERI, M. AMADORI et al. (2006). « Low-dose interferon-alpha treatment for feline immunodeficiency virus infection ». In : *Veterinary Immunology and Immunopathology* 109, p. 245-254.
- PENNISI, M. G. (2002). « Une prévalence élevée de leishmaniose féline dans le sud de l'Italie ». In : *Actes du Deuxième Forum International sur la Leishmaniose*. Séville, Espagne, p. 39-48.
- PENNISI, M. G., M. MASUCCI et M. DE MAJO (1994). « Présence d'anticorps antinucléo dans les fibres FIV positives ». In : *Actes de la Società Italiana delle Scienze Veterinarie*. T. 48, p. 973-976.
- PHILLIPS, K., M. ARAI, T. TANABE et al. (2005). « FIV-infected cats respond to short-term rHuG-CSF treatment which results in anti-G-CSF neutralizing antibody production that inactivates drug activity ». In : *Veterinary Immunology and Immunopathology* 108, p. 357-371.
- PHILLIPS, T. R., O. PROSPERO-GARCIA, D. W. WHEELER, P. C. WAGAMAN, D. L. LERNER, H. S. FOX, L. R. WHALEN, F. E. BLOOM, J. H. ELDER et S. J. HENRIKSEN (1996). « Dysfonctions neurologiques causées par un clone moléculaire du virus de l'immunodéficience féline, FIV-PPR ». In : *Journal of NeuroVirology* 2.6, p. 388-396.
- POLI, A., F. ABRAMO, D. MATTEUCCI, F. BALDINOTTI, M. PISTELLO, S. LOMBARDI, P. BARSOTTI et M. BENDINELLI (1995a). « Atteinte rénale dans l'infection par le virus de l'immunodéficience féline : détection de l'antigène p24, isolement du virus et analyse par PCR ». In : *Veterinary Immunology and Immunopathology* 46.1-2, p. 13-20.
- POLI, A., F. ABRAMO, E. TACCINI, G. GUIDI, P. BARSOTTI, M. BENDINELLI et G. MALVALDI (1993). « Atteinte rénale dans l'infection par le virus de l'immunodéficience féline : une étude clinicopathologique ». In : *Néphron* 64.2, p. 282-288.

- POLI, A., M. L. FALCONE, L. BIGALLI, C. MASSI, R. HOFMANN-LEHMANN, S. LOMBARDI, M. BENDINELLI et H. LUTZ (1995b). « Complexes immuns circulants et analyse des dépôts immuns rénaux chez les chats infectés par le virus de l'immunodéficience féline ». In : *Clinical and Experimental Immunology* 101.2, p. 254-258.
- RICHARDS, J. R. (2005). « Feline immunodeficiency virus vaccine : Implications for diagnostic testing and disease management ». In : *Biologicals* 33, p. 215-217.
- RICHARDSON, J., G. PANCINO, R. MERAT, T. LESTE-LASERRE, A. MORAILLON, J. SCHNEIDER-MERGENER, M. ALIZON, P. SONIGO et N. HEVEKER (1999). « Utilisation partagée du récepteur de chimiokine CXCR4 par des souches primaires et adaptées au laboratoire du virus de l'immunodéficience féline ». In : *Journal of Virology* 73, p. 3661-3671.
- RYAN, G., T. GRIMES, B. BRANKIN, M. J. MABRUK, M. J. HOSIE, O. JARRETT et J. J. CALLANAN (2005). « La neuropathologie associée à l'infection par le virus de l'immunodéficience féline met en évidence un trafic important de lymphocytes à travers les barrières hémato-encéphalique et hémato-plexus choroïde ». In : *Journal of NeuroVirology* 11.4, p. 337-345.
- SAYAG, D. et B. REYNOLDS (fév. 2014). « Anémies associées aux rétroviroses chez le chat ». In : *Le Nouveau Praticien Vétérinaire* 12.56, p. 45.
- SCHUBACH, T.M., A. SCHUBACH, T. OKAMOTO, I.V. PELLON, P.C. FIALHO-MONTEIRO, R.S. REIS, M.B. BARROS, M. ANDRADE-PEREZ et B. WANKE (2003). « Propagation hématogène de *Sporothrix schenckii* chez les chats atteints de sporotrichose d'origine naturelle ». In : *Journal of Small Animal Practice* 44.9, p. 395-398.
- SHELTON, G.H., C.K. GRANT, M.L. LINENBERGER et al. (1990). « Severe neutropenia associated with griseofulvin therapy in cats with feline immunodeficiency virus infection ». In : *Journal of Veterinary Internal Medicine* 4, p. 317-319.
- SHIMOJIMA, M., T. MIYAZAWA, Y. IKEDA, E. L. MCMONAGLE, H. HAINING, H. AKASHI, Y. TAKEUCHI, M. J. HOSIE et B. J. WILLETT (2004). « Use of CD134 as a primary receptor by the feline immunodeficiency virus ». In : *Science* 303.5661, p. 1192-1195. DOI : [10.1126/science.1092124](https://doi.org/10.1126/science.1092124).
- STICKNEY, A. L., M. DUNOWSKA et N. J. CAVE (2013). « Sequence variation of the feline immunodeficiency virus genome and its clinical relevance ». In : *Veterinary Record* 172, p. 607-614.
- TANABE, T. et J.K. YAMAMOTO (2001). « Phenotypic and Functional Characteristics of FIV Infection in the Bone Marrow Stroma ». In : *Virology* 282, p. 113-122.

- THIRY, Étienne (2015). *Virologie clinique du chien et du chat*. Français. Manuel Pratique. Broché, 213 pages, paru le 20 août 2015. France : Les Éditions du Point Vétérinaire. ISBN : 978-2-86326-353-2.
- TOMPKINS, W. A. (1999). « Immunomodulation and therapeutic effects of the oral use of interferon-alpha : mechanism of action ». In : *Journal of Interferon & Cytokine Research* 19.8, p. 817-828. DOI : [10.1089/107999099313880](https://doi.org/10.1089/107999099313880).
- TORTEN, M., M. FRANCHINI, J. E. BARLOUGH, J. W. GEORGE, E. MOZES, H. LUTZ et N. C. PEDERSEN (1991). « Dysfonctionnement immunitaire progressif chez les chats infectés expérimentalement par le virus de l'immunodéficience féline ». In : *Journal of Virology* 65.5, p. 2225-2230.
- WANG, C., C.M. JOHNSON, S.K. AHLUWALIA, E. CHOWDHURY, Y. LI, D. GAO, A. POUDEL, K.S. RAHMAN et B. KALTENBOECK (2010). « Dual-Emission Fluorescence Resonance Energy Transfer (FRET) Real-Time PCR Differentiates Feline Immunodeficiency Virus Subtypes and Discriminates Infected from Vaccinated Cats ». In : *Journal of Clinical Microbiology* 48, p. 1667-1672.
- WEAVER, C. C., S. C. BURGESS, P. D. NELSON, M. WILKINSON, P. L. RYAN, C. A. NAIL, K. A. KELLY-QUAGLIANA, M. L. MAY, R. K. REEVES, C. R. BOYLE et K. S. COATS (2005). « Immunopathologie placentaire et échec de la grossesse chez la chatte infectée par le FIV ». In : *Placenta* 26.2-3, p. 138-147.
- WESTMAN, M. E., MALIK, R., HALL, E., SHEEHY, P. A., NORRIS et J. M. (2017). « Comparaison de trois kits de test d'antigènes du virus de la leucémie féline (FeLV) au point de service utilisant du sang et de la salive ». In : *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* 50, p. 88-96.
- WESTMAN, Mark E., COGGINS, van DORSSELAER, NORRIS, SQUIRES, THOMPSON et MALIK (2022). « Feline immunodeficiency virus (FIV) infection in domestic pet cats in Australia and New Zealand : Guidelines for diagnosis, prevention and management ». In : *Australian Veterinary Journal* 100.8, p. 345-359. DOI : [10.1111/avj.13166](https://doi.org/10.1111/avj.13166).
- WESTMAN, M., R. MALIK et J. NORRIS (2019). « Diagnosing feline immunodeficiency virus (FIV) and feline leukaemia virus (FeLV) infection : an update for clinicians ». In : *Australian Veterinary Journal* 97, p. 47-55.
- WESTMAN, M., D. YANG, J. GREEN, J. NORRIS, R. MALIK, Y.A. PARR, M. McDONALD, M.J. HOSIE, S. VANDEWOUDE et C. MILLER (2021). « Antibody Responses in Cats Following Primary and Annual Vaccination against Feline Immunodeficiency Virus (FIV) with an Inactivated Whole-Virus Vaccine (Fel-O-Vax® FIV) ». In : *Viruses* 13, p. 470.

- WESTMAN, M. E., R. MALIK, E. HALL, M. HARRIS, M. J. HOSIE et J. M. NORRIS (2016). « Durée de la réponse des anticorps après vaccination contre le virus de l'immunodéficience féline ». In : *Journal of Feline Medicine and Surgery*.
- WESTMAN, M. E., R. MALIK, E. HALL, P. A. SHEEHY et J. M. NORRIS (2015). « Determining the feline immunodeficiency virus (FIV) status of FIV-vaccinated cats using point-of-care antibody kits ». In : *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases* 42, p. 43-52.
- WILLETT, B. J., M. J. HOSIE, J. C. NEIL, J. D. TURNER et J. A. HOXIE (1997). « Mécanisme commun d'infection par les lentivirus ». In : *Nature* 385, p. 587.
- WILLETT, B. J., E. L. MCMONAGLE, F. BONCI, M. PISTELLO et M. J. HOSIE (2006a). « Mapping the domains of CD134 as a functional receptor for feline immunodeficiency virus ». In : *Journal of Virology* 80.15, p. 7744-7747. DOI : [10.1128/JVI.00722-06](https://doi.org/10.1128/JVI.00722-06).
- WILLETT, B. J., E. L. MCMONAGLE, S. RIDHA et M. J. HOSIE (2006b). « Differential utilization of CD134 as a functional receptor by diverse strains of feline immunodeficiency virus ». In : *Journal of Virology* 80.7, p. 3386-3394. DOI : [10.1128/JVI.80.7.3386-3394.2006](https://doi.org/10.1128/JVI.80.7.3386-3394.2006).
- WOO, J.C., G.A. DEAN, A. LAVOY et al. (1999). « Investigation of recombinant human insulin-like growth factor type I in thymus regeneration in the acute stage of experimental FIV infection in juvenile cats ». In : *AIDS Research and Human Retroviruses* 15, p. 1377-1388.
- YAMAMOTO, J.K., R. PU, E. SATO et T. HOHDATSU (2007). « Feline immunodeficiency virus pathogenesis and development of a dual-subtype feline-immunodeficiency-virus vaccine ». In : *AIDS* 21, p. 547-563.
- ZEIDNER, N.S., M.H. MYLES, C.K. MATHIASON-DUBARD et al. (1990). « Alpha interferon (2b) in combination with zidovudine for the treatment of presymptomatic feline leukemia virus-induced immunodeficiency syndrome ». In : *Antimicrobial Agents and Chemotherapy* 34, p. 1749-1756.

Annexe

Liste des cas étudiés

Nom	Âge	Sexe	Test FIV	Symptômes	Traitements
Boris	14	Mâle	Positif	léthargie, toux, fièvre, diarrhée chronique	perfusions de soutien, compléments immunostimulants, anti-inflammatoires non stéroïdiens
Cookie	15	Mâle	Positif	fièvre, stomatite, toux, amaigrissement	corticoïdes en cas de gingivite sévère, antifongiques
Eros	5	Mâle	Positif	gingivite, anorexie, fièvre, écoulements nasaux	anti-inflammatoires non stéroïdiens, alimentation hyperdigestible
Luna	8	Femelle	Positif	anorexie, gingivite, stomatite, infections cutanées récurrentes	corticoïdes en cas de gingivite sévère, alimentation hyperdigestible, soins locaux des plaies
Lucky	1	Mâle	Positif	diarrhée chronique, gingivite, écoulements nasaux	compléments immunostimulants, antifongiques, soins dentaires avec extraction
Oliver	5	Mâle	Positif	fièvre, diarrhée chronique	antibiothérapie à large spectre
Oslo	14	Mâle	Positif	diarrhée chronique, anorexie, amaigrissement, gingivite	corticoïdes en cas de gingivite sévère, antiviraux (interféron oméga félin)
Rose	13	Femelle	Positif	abcès à répétition, infections cutanées récurrentes, fièvre, amaigrissement	perfusions de soutien, alimentation hyperdigestible, antifongiques
Daisy	10	Femelle	Positif	amaigrissement, anorexie	anti-inflammatoires non stéroïdiens, antifongiques
Simba	12	Mâle	Positif	stomatite, gingivite	perfusions de soutien, corticoïdes en cas de gingivite sévère, soins locaux des plaies

Nom	Âge	Sexe	Test FIV	Symptômes	Traitements
Nala	1	Femelle	Positif	abcès à répétition, diarrhée chronique, gingivite, fièvre	compléments immunostimulants
Akira	8	Mâle	Positif	léthargie, fièvre	antibiothérapie à large spectre
Stilla	13	Femelle	Positif	uvéite, fièvre	soins dentaires avec extraction
Bounty	9	Mâle	Positif	anorexie, léthargie	alimentation hyperdigestible
Thomas	4	Femelle	Positif	abcès à répétition, amaigrissement, fièvre, gingivite	compléments immunostimulants
Fleur	7	Femelle	Positif	amaigrissement, abcès à répétition, fièvre, infections cutanées récurrentes, toux	soins dentaires avec extraction, alimentation hyperdigestible
Fluffy	7	Femelle	Positif	abcès à répétition, uvéite	alimentation hyperdigestible
Léo	2	Mâle	Positif	amaigrissement, stomatite, léthargie, fièvre	soins dentaires avec extraction, antibiothérapie à large spectre
Oreo	6	Mâle	Positif	gingivite, léthargie, anorexie	compléments immunostimulants
Roméo	1	Mâle	Positif	diarrhée chronique, uvéite, stomatite	antifongiques
Ruby	8	Femelle	Positif	écoulements nasaux, gingivite, toux, fièvre	antibiothérapie à large spectre, corticoïdes en cas de gingivite sévère, anti-inflammatoires non stéroïdiens

Nom	Âge	Sexe	Test FIV	Symptômes	Traitements
Cerise	13	Femelle	Positif	diarrhée chronique, stomatite, infections cutanées récurrentes, gingivite, abcès à répétition	perfusions de soutien, antifongiques, anti-inflammatoires non stéroïdiens
Sucre	14	Mâle	Positif	léthargie, toux, diarrhée chronique	antibiothérapie à large spectre, antifongiques
Kitty	4	Femelle	Positif	diarrhée chronique, infections cutanées récurrentes, anorexie	soins dentaires avec extraction
Rico	4	Mâle	Positif	stomatite, écoulements nasaux	antiviraux (interféron oméga félin)
Lou	5	Mâle	Positif	écoulements nasaux, léthargie, amaigrissement, fièvre, gingivite	antibiothérapie à large spectre, soins dentaires avec extraction, compléments immunostimulants
Neige	6	Femelle	Positif	diarrhée chronique, gingivite, toux, léthargie, infections cutanées récurrentes	soins locaux des plaies, soins dentaires avec extraction, antifongiques
Moshi	2	Mâle	Positif	léthargie, anorexie, diarrhée chronique, stomatite, uvéite	anti-inflammatoires non stéroïdiens, perfusions de soutien
Mia	3	Femelle	Positif	écoulements nasaux, uvéite, gingivite, diarrhée chronique, toux	alimentation hyperdigestible, antifongiques, soins dentaires avec extraction
Pilou	7	Mâle	Positif	gingivite, stomatite, toux, amaigrissement, anorexie	corticoïdes en cas de gingivite sévère

Nom	Âge	Sexe	Test FIV	Symptômes	Traitements
Michou	8	Mâle	Positif	infections cutanées récurrentes, gingivite, diarrhée chronique	compléments immunostimulants, perfusions de soutien
Perle	8	Femelle	Positif	léthargie, uvéite	alimentation hyperdigestible, compléments immunostimulants
Roxy	13	Mâle	Positif	gingivite, léthargie, toux, fièvre	perfusions de soutien, corticoïdes en cas de gingivite sévère, anti-inflammatoires non stéroïdiens
Shiva	11	Mâle	Positif	léthargie, anorexie, écoulements nasaux, stomatite, infections cutanées récurrentes	anti-inflammatoires non stéroïdiens, soins locaux des plaies, corticoïdes en cas de gingivite sévère
Reine	11	Femelle	Positif	anorexie, abcès à répétition, toux, gingivite, uvéite	alimentation hyperdigestible, anti-inflammatoires non stéroïdiens
Atlas	8	Mâle	Positif	uvéite, diarrhée chronique, stomatite	anti-inflammatoires non stéroïdiens, corticoïdes en cas de gingivite sévère, perfusions de soutien
Tita	11	Femelle	Positif	gingivite, anorexie, stomatite, infections cutanées récurrentes, amaigrissement	perfusions de soutien, compléments immunostimulants
Ozzy	11	Mâle	Positif	toux, fièvre, abcès à répétition	anti-inflammatoires non stéroïdiens, antifongiques, corticoïdes en cas de gingivite sévère
Luz	14	Femelle	Positif	diarrhée chronique, gingivite, infections cutanées récurrentes	compléments immunostimulants, soins dentaires avec extraction

Nom	Âge	Sexe	Test FIV	Symptômes	Traitements
Caramel	1	Mâle	Positif	toux, stomatite, abcès à répétition, diarrhée chronique	soins locaux des plaies, soins dentaires avec extraction, antifongiques
Elsa	11	Femelle	Positif	amaigrissement, abcès à répétition, stomatite, léthargie	perfusions de soutien, antifongiques
Douce	4	Femelle	Positif	uvéïte, amaigrissement, écoulements nasaux	corticoïdes en cas de gingivite sévère
Ama	8	Femelle	Positif	léthargie, uvéïte	anti-inflammatoires non stéroïdiens, perfusions de soutien
Erel	1	Mâle	Positif	toux, écoulements nasaux, amaigrissement, stomatite, fièvre	corticoïdes en cas de gingivite sévère
Rusty	2	Mâle	Positif	amaigrissement, diarrhée chronique, gingivite	anti-inflammatoires non stéroïdiens
White	9	Mâle	Positif	toux, amaigrissement	antibiothérapie à large spectre, perfusions de soutien

TABLE 7: Liste exhaustive des cas étudiés.