



HAL
open science

La prévention médicale des maladies virales du chat en refuge

Morgane Le Quéré

► **To cite this version:**

Morgane Le Quéré. La prévention médicale des maladies virales du chat en refuge. Médecine vétérinaire et santé animale. 2023. dumas-04299680

HAL Id: dumas-04299680

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04299680>

Submitted on 22 Nov 2023

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



Distributed under a Creative Commons Attribution - NonCommercial - NoDerivatives 4.0 International License

Année 2023

LA PRÉVENTION MÉDICALE DES MALADIES VIRALES DU CHAT EN REFUGE

THÈSE

pour obtenir le diplôme d'État de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE
présentée et soutenue publiquement devant
la Faculté de Médecine de Créteil (UPEC)
le 24 Juillet 2023

par

Morgane, Geneviève, Yvette LE QUÉRÉ

sous la direction de

Sophie LE PODER

JURY

Présidente du jury :	Mme Christelle MAUREY-GUÉNEC	Professeur à l'EnvA
Directrice de thèse :	Mme Sophie LE PODER	Professeur à l'EnvA
Examineur :	M. Alain FONTBONNE	Professeur à l'EnvA

Liste des enseignants intervenant dans l'encadrement des thèses de Doctorat vétérinaire



version juin 2023

Liste des Professeurs et Maîtres de conférences titulaires de l'HDR

M	Adjou	Karim	Professeur	DPASP
M	Audigié	Fabrice	Professeur	DEPEC
M	Bellier	Sylvain	Professeur	DSBP
M	Blaga	Radu	Professeur	DSBP
M	Blot	Stéphane	Professeur	DEPEC
M	Boulouis	Henri-Jean	Professeur émérite	DSBP
Mme	Chahory	Sabine	Professeur	DEPEC
M	Chateau	Henry	Professeur	DSBP
Mme	Chetboul	Valerie	Professeur	DEPEC
Mme	Crevier-Denoix	Nathalie	Professeur	DSBP
M	Degueurce	Christophe	Professeur	DSBP
M	Denoix	Jean-Marie	Professeur	DEPEC
M	Desquilbet	Loïc	Professeur	DSBP
Mme	Dufour	Barbara	Professeur émérite	DPASP
M	Eloit	Marc	Professeur	DSBP
M	Fayolle	Pascal	Professeur émérite	DEPEC
M	Federighi	Michel	Professeur	DPASP
M	Fontbonne	Alain	Professeur	DEPEC
Mme	Gilbert	Caroline	Professeur	DSBP
M	Grandjean	Dominique	Professeur	DEPEC
Mme	Grimard-Ballif	Bénédicte	Professeur	DPASP
Mme	Haddad-Hoang Xuan	Nadia	Professeur	DPASP
M	Jouvion	Gregory	Professeur	DSBP
M	Kohlhauer	Matthias	Professeur	DSBP
Mme	Le Poder	Sophie	Professeur	DSBP
Mme	Le Roux	Delphine	Maître de conférences HDR	DSBP
M	Manassero	Mathieu	Professeur	DEPEC
Mme	Maurey-Guéneq	Christelle	Professeur	DEPEC
M	Millemann	Yves	Professeur	DPASP
Mme	Pilot-Storck	Fanny	Professeur	DSBP
M	Ponter	Andrew	Professeur	DPASP
Mme	Risco-Castillo	Véronica	Maître de conférences HDR	DSBP
Mme	Rivière	Julie	Maître de conférences HDR	DPASP
Mme	Robert	Céline	Professeur	DSBP
M	Tiret	Laurent	Professeur	DSBP
M	Tissier	Renaud	Professeur	DSBP
M	Verwaerde	Patrick	Professeur	DEPEC
Mme	Viateau	Véronique	Professeur	DEPEC

Liste des Maîtres de conférences et Ingénieurs de recherche DMV

M	Arné	Pascal	Maître de conférences	DPASP
Mme	Barassin	Isabelle	Maître de conférences	DPASP
Mme	Barbarino	Alix	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Benckroun	Ghita	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Bertoni	Lelia	Maître de conférences	DEPEC
M	Bolnot	Francois	Maître de conférences	DPASP
Mme	Canonne-Guibert	Morgane	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Chevallier	Lucie	Maître de conférences	DSBP
Mme	Cochet-Faivre	Noëlle	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Cordonnier-Lefort	Nathalie	Maître de conférences	DSBP
Mme	Coudry	Virginie	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Crepeaux	Guillemette	Maître de conférences	DSBP
M	Crozet	Guillaume	Maître de conférences	DPASP
Mme	De Paula Reis	Aline	Maître de conférences	DPASP
M	Delsart	Maxime	Maître de conférences associé	DPASP
Mme	Denis	Marine	Ingénieur de recherche (DMV)	DPASP
M	Deshuillers	Pierre	Maître de conférences	DSBP
M	Gauthier	Michel	Maître de conférences associé	DPASP
Mme	Guérin	Virginie	Maître de conférences	DSBP
Mme	Guélin-Poirier	Valentine	Maître de conférences	DPASP
Mme	Jacquet	Sandrine	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
M	Kurtz	Maxime	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Lagrée	Anne-Claire	Maître de conférences	DSBP
Mme	Le Dudal	Marine	Ingénieur de recherche (DMV)	DSBP
Mme	Legrand	Chantal	Maître de conférences associé	DSBP
M	Mammeri	Mohamed	Maître de conférences	DSBP
Mme	Manguin	Estelle	Maître de conférences	DEPEC
Mme	Marignac	Genevieve	Maître de conférences	DSBP
Mme	Marotto	Stéphanie	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
M	Mauffré	Vincent	Maître de conférences	DPASP
Mme	Maurice	Emeline	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Mespoules-Rivière	Céline	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Mtimet	Narjès	Maître de conférences	DPASP
M	Mortier	Jérémy	Maître de conférences associé	DEPEC
M	Nudelmann	Nicolas	Maître de conférences	DEPEC
M	Pignon	Charly	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
M	Polack	Bruno	Maître de conférences	DSBP
Mme	Quéré	Émilie	Ingénieur de recherche (DMV)	DEPEC
Mme	Ravary-Plumioën	Bérandère	Ingénieur de recherche (DMV)	DPASP
M	Reyes-Gomez	Edouard	Maître de conférences	DSBP
Mme	Rose	Hélène	Maître de conférences associé	DSBP
M	Tanquerel	Ludovic	Maître de conférences	DEPEC

Remerciements

À la Présidente du Jury de cette thèse, Mme Christelle MAUREY-GUÉNEC, Professeure à l'EnvA,

pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de cette thèse,
remerciements respectueux.

À Mme Sophie LE PODER, Professeure à l'EnvA,

pour avoir accepté de diriger cette thèse.

Pour votre accompagnement au cours de son écriture et vos conseils,
sincères remerciements.

À Mr Alain FONTBONNE, Professeur à l'EnvA,

pour avoir accepté d'être assesseur de cette thèse,

pour votre disponibilité et votre temps accordé à l'élaboration de ce travail,
sincères remerciements.

Table des matières

Liste des tableaux	5
Liste des abréviations	7
Introduction	9
1. Les maladies virales du chat au sein des refuges	10
A. <i>L'herpesvirus félin</i>	10
a. Description générale	10
b. Prévalence et épidémiologie	10
c. Modes de transmission	11
d. Pathogénie et signes cliniques	13
e. Méthodes diagnostiques	16
f. Immunité acquise après guérison	17
B. <i>Calicivirus félin</i>	18
a. Description générale	18
b. Prévalence et épidémiologie	18
c. Modes de transmission	19
d. Pathogénie et signes cliniques	20
e. Méthodes diagnostiques	23
f. Immunité acquise après guérison	25
C. <i>Panleucopénie féline</i>	25
a. Description générale	25
b. Prévalence et épidémiologie	26
c. Modes de transmission	26
d. Pathogénie et signes cliniques	27
e. Méthodes diagnostiques	30
f. Immunité acquise après guérison	32
D. <i>Péritonite infectieuse féline</i>	32
a. Description générale	32
b. Prévalence et épidémiologie	32
c. Modes de transmission	33
d. Pathogénie et signes cliniques	34
e. Méthodes diagnostiques	37
f. Immunité acquise après guérison	40
E. <i>Leucose et immunodéficience féline</i>	40
a. Description générale	40
b. Prévalence et épidémiologie	41
c. Modes de transmission	42
d. Pathogénie et signes cliniques	44
e. Méthodes diagnostiques	49
F. <i>Conséquences sur l'hébergement et la quarantaine</i>	54
a. Hygiène et sectorisation des locaux	55
b. Quarantaine	56
c. Tests de dépistage pour les rétrovirus	57
d. Isolement des chats malades	57
2. Prophylaxie médicale adaptée à la vie en refuge	59
A. <i>Généralités</i>	59
a. Rappels sur l'immunité	59
b. Définition et rôle de la vaccination	61
B. <i>Immunité du jeune</i>	62
a. Système immunitaire du nouveau-né	62
b. Immunité passive et période critique	62
C. <i>Les différents types de vaccins existants</i>	64

a. Vaccins vivants.....	64
b. Vaccins inertes.....	65
c. Avantages et inconvénients des différents vaccins.....	66
D. Les vaccins disponibles en France contre les maladies virales du chat	67
a. Vaccins contre l'herpesvirus FHV-1 et le calicivirus FCV.....	67
b. Vaccins contre la panleucopénie infectieuse féline.....	70
c. Vaccins contre la leucose féline.....	70
d. Facteurs pouvant influencer l'efficacité vaccinale en refuge.....	72
D. Protocoles vaccinaux adaptés aux refuges	74
a. Protocole de primo-vaccination des chatons.....	75
b. Protocole de vaccination des adultes.....	76
c. Protocole de vaccination des chats immunodéprimés	78
E. Rappels et suivi (Sparkes, 2010).....	80
F. Possibilités d'optimisation de l'efficacité vaccinale en refuge	80
a. Réduction du stress.....	80
b. Maintien en bonne santé	83
Deuxième partie : Étude de terrain de la prévention médicale au sein des refuges et pistes d'amélioration.....	85
1. But et objectifs de l'étude	85
A. Objectif des questionnaires	85
a. Objectif général de l'étude.....	85
b. Choix des éléments à inclure dans le questionnaire	86
B. Matériels et méthodes	87
a. Définition et choix des refuges	87
b. Elaboration du questionnaire.....	88
c. Format des questions.....	89
d. Choix du support	89
e. Diffusion des questionnaires	89
f. Visites de terrain.....	90
2. Résultats et discussion	91
A. Les réponses	91
a. Taux de retour final	91
b. Format des réponses	91
c. Biais d'échantillonnage.....	92
B. Analyse des résultats des questionnaires	92
a. L'implication du vétérinaire.....	92
b. Les maladies principalement rencontrées.....	95
c. Les stratégies d'hébergement et la gestion des groupes.....	97
d. Démarche diagnostique et remise en collectivité	103
e. Le dépistage des maladies virales	105
f. La vaccination	109
C. Analyse des résultats en fourrière	113
a. L'implication du vétérinaire.....	113
b. Hébergements des chats	114
c. Le dépistage des maladies virales	115
d. La vaccination	115
D. Difficultés rencontrées	117
Conclusion.....	119
Liste des références bibliographiques	120
Annexe 1.....	129
Annexe 2.....	133
Annexe 3.....	134
Annexe 4.....	135

Liste des figures

Figure 1: Modes de transmission de l'herpèsvirus FHV-1 (Reynolds et al., 2011).....	12
Figure 2: Ulcères dendritiques colorés au rose Bengale chez un chat atteint du FHV-1 (Reynolds et al., 2011).....	15
Figure 3: Rhinotrachéite virale féline : A/stade précoce, conjonctivite bilatérale séreuse et B/ stade avancé, conjonctivite bilatérale purulente et rhinite muco-purulente (Costes <i>et al.</i> , 2007).....	15
Figure 4: Dermatitis faciales causées par le FHV-1 : A/ dermatite étendue de la face et du nez et B/ dermatite nasale ulcéralive (Costes <i>et al.</i> , 2007).....	16
Figure 5: Ulcères linguaux chez un chat infecté par le calicivirus félin (Hofmann-Lehmann <i>et al.</i> , 2022).....	22
Figure 6: chat atteint d'une stomatite chronique due au FCV (Hofmann-Lehmann <i>et al.</i> , 2022).....	23
Figure 7: atrophie cérébelleuse due au FPV (à droite) (Njaa, 2012).....	28
Figure 8: Fig A : Chat atteint de PIF avec un abdomen distendu par de l'ascite ; Fig B : exsudat recueilli en grande quantité chez un chat atteint de PIF effusive (Addie et al. ; 2009).....	36
Figure 9 : Vascularite et lésions granulomateuses sur le rein d'un chat atteint de PIF non effusive (Addie et al., 2009).....	36
Figure 10: Fig A : Changement de couleur de l'iris droite et uvéite chez un chat atteint de PIF non effusive (Pedersen, 2009) ; Fig B : Uvéite chez un chat atteint de PIF non effusive (Addie et al., 2009).....	37
Figure 11: Les différentes issues d'une infection par le FeIV en fonction du statut immunitaire de l'hôte (Hofmann-Lehmann et Hartmann, 2020).....	45
Figure 12: Cycle infectieux du FIV et statuts diagnostiques associés (IDEXX laboratories, 2019).....	47
Figure 13 : Démarche diagnostique face à une infection par le FeIV (Hofmann-Lehmann et Hartmann, 2020).....	53
Figure 14 : Démarche diagnostique face aux rétrovirus FIV/FeIV (Little et al., 2020).....	54
Figure 15: Facteurs responsables de l'émergence, de la contamination et de la persistance d'agents infectieux en refuge (Pesavento et Murphy, 2014).....	55
Figure 16: La réponse immunitaire acquise (Fabrice Morales, 2009).....	61
Figure 17: Évolution des taux d'anticorps maternels pour deux chatons (A et B) en fonction du temps et périodes critiques associées.....	63
Figure 18: classification des différents vaccins existants. Les vaccins recombinants sont en rose (Eloit, 1998).....	66

Figure 19: Protocole de primo-vaccination pour les chatons arrivant au refuge (<i>s = semaine d'âge</i>) (<i>AG=antigénique</i>).....	76
Figure 20: Protocole de vaccination pour un chat adulte vacciné il y a moins de 3 ans et arrivant en refuge (<i>s = semaine</i>), (<i>AG=antigénique</i>)	77
Figure 21: Protocole de vaccination pour les chats entrants au statut inconnu ou ayant été vaccinés il y a plus de 3 ans (<i>s = semaine</i>), (<i>AG=antigénique</i>)	78
Figure 22: Cage individuelle idéale pour un chat en refuge (The Association of Shelter Veterinarians, 2022)	83
Figure 23 : Statut des vétérinaires travaillant en refuge.....	92
Figure 24 : Délai maximal entre l'arrivée d'un chat en refuge et son premier examen clinique par un vétérinaire.....	93
Figure 25: Maladies virales pour lesquelles les vétérinaires ont fait face à des épidémies sur les 2 dernières années.....	96
Figure 26: Exemple de logement individuel utilisé pour la quarantaine.....	99
Figure 27: Délai maximal entre l'arrivée d'un chat au refuge et sa première injection vaccinale...	109
Figure 28: Âge à partir duquel la primo-vaccination est commencée en refuge (TC = typhus-coryza)	110
Figure 29: Fréquence de la présence du vétérinaire dans la fourrière (6 réponses)	113
Figure 30 :Age minimal de la primo-vaccination en fourrière.....	116

Liste des tableaux

Tableau 1: Tissus cibles, lésions et signes cliniques associés à une infection par le FPV (Alcaraz, 2009)	29
Tableau 2: Durée moyenne et symptômes associés aux différents stades d'une infection par le FIV (Andreu, 2016).	48
Tableau 3: Résultats des différents tests de détection virale selon l'état infectieux du chat FeIV. ...	51
Tableau 4: Avantages et inconvénients des vaccins vivants et inertes	67
Tableau 5: Vaccins contre le FHV-1, le FCV et le FPV disponibles en France en 2022.....	69
Tableau 6: Vaccins contre le FeIV disponibles en France en 2022	72

Liste des abréviations

AAFP	American association of feline practitioners
ABCD	European advisory board on cat diseases
CPA	Cellule présentatrice d'antigène
CPV	Parvovirus canin
FCoV	Coronavirus félin
FCV	Calicivirus félin
FECV	Coronavirus entérique félin
FeIV	Virus de la leucose féline
FHV	Herpès virus félin
FIPV	Virus de la péritonite infectieuse féline
FIV	Virus de l'immunodéficience féline
FPV	Virus de la panleucopénie féline
PIF	Péritonite infectieuse féline
URI	Infection des voies respiratoires hautes
VS-FCV	Calicivirus félin à virulence systémique
WSAVA	World small animal veterinary association

Introduction

Le chat tient une place toute particulière en temps qu'animal de compagnie. En France, plus d'un foyer sur 3 possède un chat et leur population, estimée à 15,1 millions d'après la FACCO en 2020 ne fait qu'augmenter. Cependant cette hausse des chats de compagnie est tristement associée à l'augmentation du nombre d'abandons. Rien que pour l'année 2021, les 63 refuges de la société protectrice des animaux (SPA) ont accueilli plus de 30 000 chats, et selon eux, il y aurait environ 79 animaux recueillis en moyenne pour 50 places disponibles (Guay, 2022).

Un des défis pour les refuges Français consiste donc à gérer le flux permanent de nouveaux chats entrants, tout en garantissant la santé et l'hébergement optimal des chats déjà présents. Cette mixité et ce brassage d'individus favorisent l'émergence et la transmission de maladies infectieuses ayant une morbidité et une mortalité potentiellement élevées. La présence de chats malades, en plus de l'impact sur leur santé, limite les adoptions et contribue à augmenter leur temps de séjour en refuge. On voit alors le cercle vicieux se dégageant d'une mauvaise gestion de la prévention de ces maladies. Ce travail s'est limité à l'étude des maladies virales chez le chat.

Le rôle du vétérinaire sanitaire est alors primordial en refuge. En effet, celui-ci constitue la figure médicale permettant le diagnostic et le traitement individuel des animaux malades, mais son rôle fait également intervenir des compétences de la médecine de collectivité via la prophylaxie médicale de l'ensemble des chats et la gestion des populations.

Ainsi, il apparaît pertinent de se demander quelles sont les principales maladies virales auxquelles sont confrontés les refuges ? Comment est assurée la gestion des différentes populations de chats et sur quel(s) critère(s) ? Quelle est l'implication du vétérinaire en matière de prévention des maladies virales ? Quelles sont les modalités vaccinales adoptées ?

L'objectif de ce travail est de confronter des données issues de la littérature scientifique et les expériences de vétérinaires de terrain à propos de la prévention médicale des maladies virales du chat en refuge, dans le but, à terme, de fournir des pistes d'amélioration et une marche à suivre pour les vétérinaires travaillant en refuge. Ce travail prend part à une étude globale en matière de prévention, avec une autre thèse réalisée sur la prévention sanitaire des maladies du chat en refuge (Berlemont, 2022).

Dans un premier temps seront étudiées les caractéristiques des maladies virales du chat et leurs conséquences sur la vie en refuge. Puis nous verrons comment mettre en place une prophylaxie médicale adaptée pour les chats de refuge. Enfin, une étude de terrain permettra de déceler les mesures préventives effectivement mises en place et les pistes d'amélioration envisageables pour les vétérinaires.

1. Les maladies virales du chat au sein des refuges

La rédaction de cette première partie est commune avec la thèse portant sur la prévention sanitaire des maladies virales du chat en refuge (Berlemont, 2022).

A. L'herpesvirus félin

L'infection des voies respiratoires hautes (URI) est un syndrome ayant un grand impact en refuge pendant le séjour des animaux mais également durant le moment suivant l'adoption immédiate. L'herpèsvirus félin de type 1 (FHV-1) est un des pathogènes responsable de ce syndrome.

Leur impact peut être très important ; en effet les URI représentent la première cause d'euthanasie chez le chaton (Thiry *et al.*, 2009).

a. Description générale

L'Herpesvirus félin (FHV-1) est un virus à ADN appartenant à la famille des *Herpesviridae* et à la sous-famille des *Alphaherpesvirinae*, au genre des *Varicellovirus*. Il s'agit d'un virus enveloppé, ce qui le rend assez sensible à la majorité des détergents usuels. Il est sensible à la chaleur et aux acides. Il peut être infectieux dans l'environnement pendant 18 heures en milieu humide, et moins de 12 heures en milieu sec (Gaskell *et al.*, 2007).

Ces virus ont une croissance en culture cellulaire rapide, provoquent une infection lytique rapide des cellules. De plus, ils peuvent rentrer en phase de latence au niveau des ganglions nerveux sensoriels. L'existence de cette latence a deux conséquences :

- Un animal infecté le restera toute sa vie
- Un animal infecté pourra présenter une sérologie négative.

En effet, la séroconversion peut avoir lieu tardivement et seulement après la réactivation du virus, qui n'est pas systématique. Cela complique particulièrement le dépistage de cette maladie (Thiry *et al.*, 2009).

Ce virus touche en majorité les chats domestiques mais aussi dans une moindre mesure les félinés sauvages. Il ne possède qu'un seul sérotype, bien que la virulence puisse varier selon les souches.

b. Prévalence et épidémiologie

Plus de 70% des chats vivant en collectivité seraient infectés de manière inapparente, et notamment les adultes.

Selon une étude réalisée dans le Nord-Est de la France, une séroprévalence de 62% concernant le FHV-1 a été observée chez des chats ruraux, ayant ou non des propriétaires (Hellard *et al.*, 2011).

Ces prévalences restent néanmoins variables mais témoignent d'un grand impact de la vie en collectivité. Aux Etats-Unis par exemple, il s'agit du pathogène le plus fréquent des infections respiratoires hautes (URI) (Litster *et al.*, 2015).

Selon une étude Belge, 4% des chats excrétaient FHV-1 à l'admission au refuge. Après une semaine 52% étaient excréteurs (Zicola *et al.*, 2009). Ces résultats sont en faveur de nouvelles contaminations pour FHV-1 mais également de réactivation d'infections latentes. Ces réactivations sont notamment causées par le stress, qui joue donc un rôle important dans la contamination par FHV-1 (Pedersen *et al.*, 2004).

Le temps passé au sein d'un refuge semble lui-aussi augmenter la prévalence du virus, ce qui témoigne de la forte circulation du virus en leur sein (Litster, 2014). Ainsi, selon une étude réalisée dans un refuge en Floride en 2012, la proportion de chats possédant des anticorps contre le FHV-1 était significativement plus importante chez les chats de plus de 6 mois par rapport aux chats de moins de 6 mois. La séropositivité semble donc augmenter avec l'âge (Litster, 2014). Cependant, la prévalence chez les adultes pourrait être sous-estimée car l'excrétion peut être intermittente chez les adultes infectés et donc le virus moins facilement détectable (Zicola *et al.*, 2009).

La prévalence chez les chats errants apparaît élevée. Une séoprévalence de 50% chez des chats libres a pu être mise en évidence. Or, les anticorps ne persistent que peu de temps, ces résultats sont donc certainement sous évalués. Les chats errants seraient donc un véritable facteur de risque concernant le FHV-1. Malheureusement beaucoup de chats présents en refuge proviennent de la rue et se révèlent donc particulièrement à risque pour ce virus (Harel et Goujon, 2014).

De plus, concernant les facteurs de risques, les mâles adultes castrés ou non semblent avoir un taux d'infection plus élevés que les femelles stérilisées (Dinnage *et al.*, 2009).

Il reste néanmoins très difficile de déterminer la prévalence globale de chats atteints par le FHV-1 à l'admission et à la sortie du refuge. En effet, les animaux ne sont pas systématiquement testés et la possible infection latente rend souvent le diagnostic exclusivement clinique compliqué (Thiry *et al.*, 2009).

c. Modes de transmission

1- Transmission directe

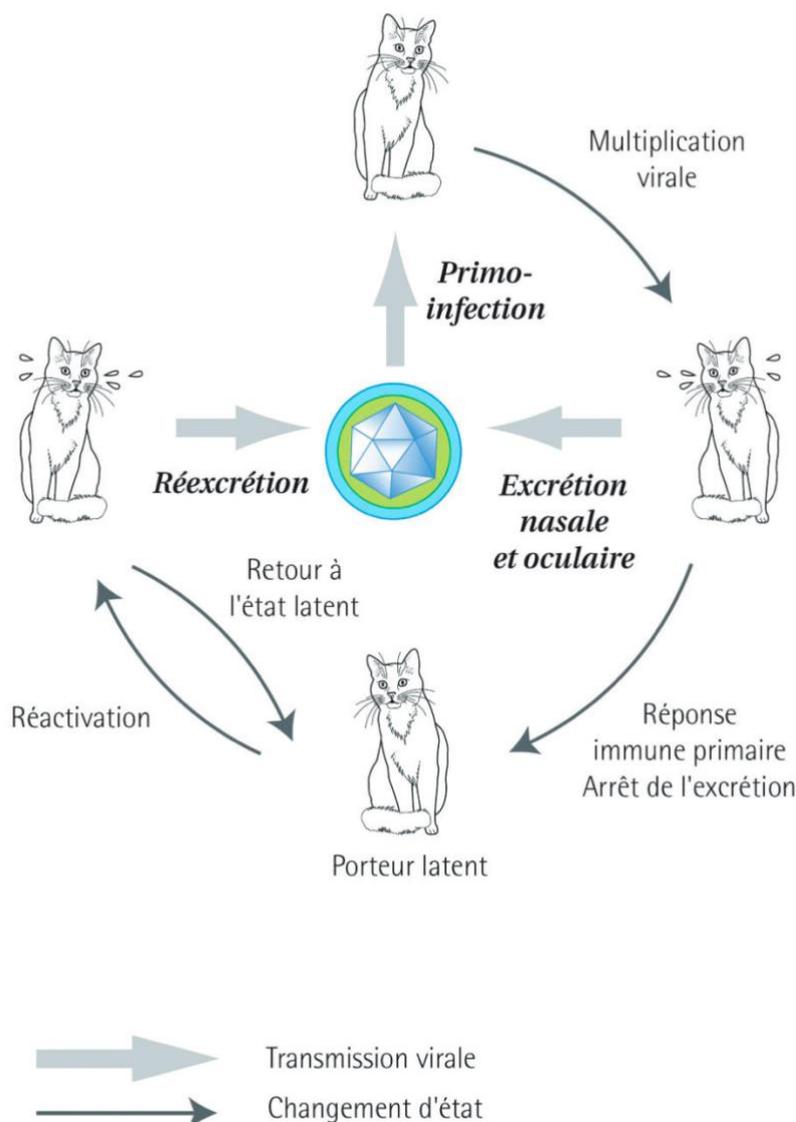
La contamination a lieu par les voies respiratoires (orales et nasales) et conjonctivales, de manière directe et horizontale via un contact ou les aérosols. Ceci est le mode de transmission majoritaire du FHV-1.

Cette transmission peut avoir lieu d'un chat en infection aiguë vers un chat sain, ou bien d'un chat en phase de réactivation du virus vers un chat sain (**Figure 1**).

Les chats en phase d'infection aiguë primaire ont un grand nombre de particules virales dans leurs sécrétions. En effet, des macrogouttelettes provenant des différentes sécrétions peuvent être projetées jusqu'à 1m30 (Costes *et al.*, 2007).

La transmission entre un chat en phase de réactivation et un animal sain nécessite un contact très rapproché nez à nez et ce pendant plusieurs jours.

Figure 1: Modes de transmission de l'herpèsvirus FHV-1 (Reynolds et al., 2011)



La transmission transplacentaire n'a pas été démontrée. Cependant, des mères infectées de façon latente peuvent transmettre le FHV-1 à leurs chatons. En effet la parturition et la lactation induisent typiquement un stress pouvant conduire à la réactivation du virus.

Les chatons peuvent donc acquérir le virus très tôt, et l'issue de l'infection dépend du niveau d'anticorps d'origine maternelle qu'ils possèdent. En présence de taux élevés, les chatons sont protégés contre la maladie et développent une infection subclinique menant à la latence ; en l'absence d'anticorps d'origine maternelle suffisants, ils peuvent développer des signes cliniques (Thiry *et al.*, 2009).

2- Transmission indirecte

Cette voie de transmission a lieu entre des objets contaminés par le virus et un hôte sain.

Le virus étant très instable dans l'environnement, cette voie reste minoritaire, surtout en cas de mesures d'hygiène satisfaisantes.

Néanmoins dans les situations des refuges où la densité animale peut être très élevée et les mesures d'hygiène difficiles à respecter, ce mode de transmission peut ne pas être négligeable (Thiry *et al.*, 2009).

d. Pathogénie et signes cliniques

1- Pathogénie

Le virus pénètre dans l'organisme du chat par voie nasale, orale ou conjonctivale. Il possède un tropisme pour les cellules épithéliales du tractus respiratoire et de la conjonctive.

Son pouvoir cytopathogène lui permet de lyser les cellules de l'épithélium nasal. Il peut ensuite se propager au niveau des conjonctives, du pharynx, de la trachée, des bronches et des bronchioles.

La lyse des cellules épithéliales induit une inflammation et une nécrose multifocale des tissus concernés, avec une infiltration de neutrophiles, pouvant être aggravée par d'éventuelles surinfections (Thiry *et al.*, 2009).

Le chat nouvellement infecté devient excréteur du virus au bout de 24 heures, et cela dure de 1 à 3 semaines.

La primo-infection aiguë se résout le plus souvent spontanément en 10 à 14 jours. Dans de rares cas, certains animaux développent des lésions chroniques des voies respiratoires supérieures et des tissus oculaires ; il s'agit le plus souvent de chats ayant un déficit immunitaire.

Une immunité existe pendant 6 mois après une primo-infection.

Chez la plupart des chats, la propagation virale a lieu le long des nerfs sensitifs pour atteindre le ganglion trijumeau, qui est le principal site de latence. D'autres sites de latence moins importants existent comme la cornée, le nerf optique, le bulbe olfactif ou les cornets nasaux.

Après la primo-infection, la latence est pérenne et le chat reste porteur toute sa vie.

La réactivation du virus latent peut se produire de façon spontanée mais elle est plus fréquente à la suite d'un stress tel que la lactation (40% des cas) ou bien un déménagement dans un nouvel environnement (18%) (Thiry *et al.*, 2009).

Le délai entre le début de la réactivation virale et l'excrétion virale est de 7 jours environ ; l'excrétion dure alors en moyenne entre 1 et 13 jours (Costes *et al.*, 2007).

2- Signes cliniques

La primo-infection concerne majoritairement les chatons à partir de 2 mois et les chats adultes indemnes non vaccinés.

Des symptômes correspondant à une infection des voies respiratoires hautes (URI) apparaissent alors souvent (Costes *et al.*, 2007).

Cette maladie des voies respiratoires supérieures et des yeux s'avère généralement aiguë et peut être particulièrement grave chez les jeunes chatons.

Les signes cliniques principaux sont **l'hyperthermie, l'abattement, l'anorexie** associés à un **écoulement oculaire et/ou nasal séreux**, une **hyperhémie conjonctivale**, des **éternuements** et moins fréquemment de la **toux** et du **ptyalisme**.

La plupart des signes d'URI apparaissent dans les 50 premiers jours après l'admission en refuge (Zicola *et al.*, 2009).

Des surinfections bactériennes peuvent accentuer la maladie causée par le virus et induire des pneumonies, des rhinites chroniques, des sinusites ou bien des conjonctivites. Ces surinfections sont assez fréquentes et provoquent alors des écoulements muco-purulents. Les sécrétions deviennent généralement de plus en plus sèches obstruant les narines et l'apparition de croûtes sur les yeux.

La sévérité des symptômes dépend principalement de la souche virale, de l'âge du chat, de son exposition au virus, de son statut immunitaire et de sa sensibilité individuelle.

Dans le cadre de réactivation latente, l'animal peut être asymptomatique ou présenter une infection subclinique, liée à la présence de lésions chroniques (Thiry *et al.*, 2009).

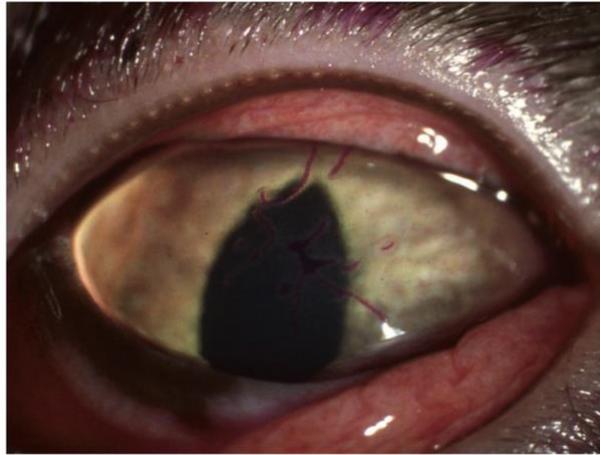
- Signes oculaires

La **conjonctivite** est le signe oculaire majoritaire en cas d'infection, qu'elle soit primaire ou bien en phase de réactivation. Elle est souvent bilatérale et se manifeste par une hyperhémie conjonctivale, un chemosis, un blépharospasme et un jetage oculaire séreux à purulent (**Figure 3**).

Le FHV-1 est également la seule cause virale connue de **kératite** chez le chat. La kératite peut être bilatérale ou non et ulcéreuse ou non, bien que les ulcères soient plus fréquents en cas de réactivation (Costes *et al.*, 2007).

Le FHV-1 est responsable **d'ulcères cornéens dendritiques**, considérés comme pathognomoniques de la maladie (Gould, 2011) (**Figure 2**).

Figure 2: Ulcères dendritiques colorés au rose Bengale chez un chat atteint du FHV-1 (Reynolds et al., 2011)



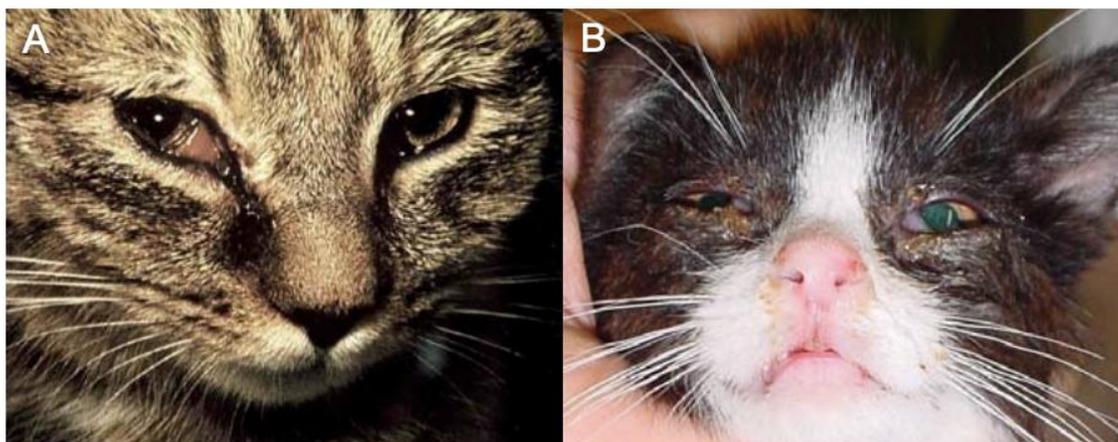
- Signes respiratoires

L'infection aiguë comprend des éternuements et du jetage nasal principalement (**Figure 3B**). Par ostéolyse des volutes ethmoïdiennes, l'infection peut conduire à une rhino sinusite chronique (Reynolds et al., 2011).

Les chatons étant plus sensibles, le virus peut induire une pneumonie primaire et une virémie qui amène à des symptômes généralisés graves puis à la mort.

Ces signes respiratoires peuvent parfois être majorés par une infection concomitante par plusieurs agents responsables d'URI comme le calicivirus félin (FCV), *Chlamydomphila felis*, *Bordetella bronchiseptica*, ou *Mycoplasma* (Duchateau, 2019).

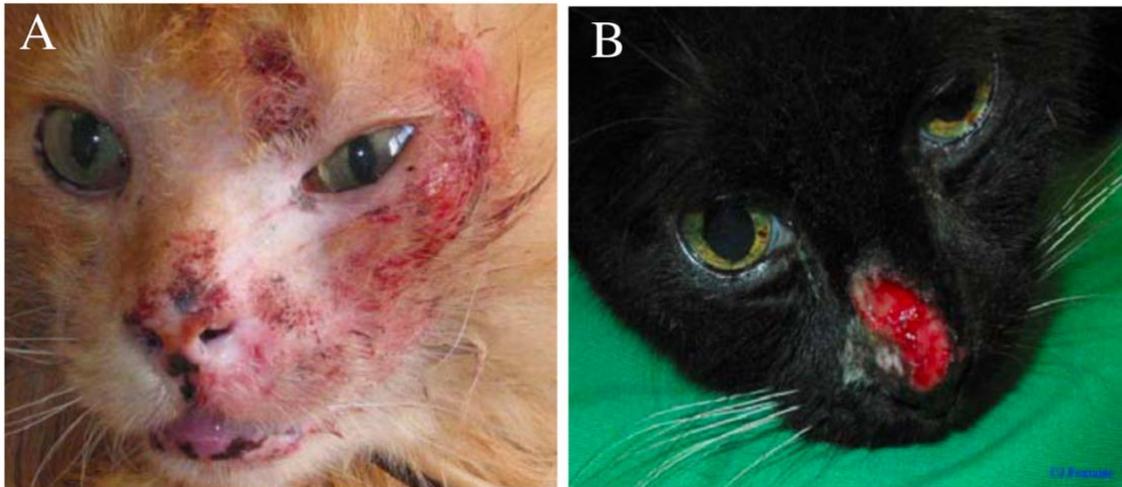
Figure 3: Rhinotrachéite virale féline : A/stade précoce, conjonctivite bilatérale séreuse et B/ stade avancé, conjonctivite bilatérale purulente et rhinite muco-purulente (Costes et al., 2007)



- Autres signes cliniques

Le FHV-1 peut être responsable d'une dermatite faciale et nasale ulcéreuse (**Figure 4**), parfois persistante et caractérisée par une infiltration éosinophilique (Reynolds et al., 2011).

Figure 4: Dermatites faciales causées par le FHV-1 : A/ dermatite étendue de la face et du nez et B/ dermatite nasale ulcérate (Costes *et al.*, 2007)



Des avortements peuvent survenir de manière sporadique, mais sont la conséquence d'une maladie grave généralisée due au FHV-1, sans qu'il y ait d'atteinte virale directement au niveau du placenta et du fœtus (Costes *et al.*, 2007).

e. Méthodes diagnostiques

Le diagnostic repose avant tout sur les signes cliniques évocateurs d'une infection par le FHV-1, mais ne nous permet pas de distinguer de manière certaine d'une infection par le calicivirus félin FCV (Costes *et al.*, 2007).

Le diagnostic de certitude ne peut s'obtenir qu'avec des tests en laboratoire.

1- Détection virale

○ Test PCR

La méthode privilégiée pour la détection du virus est la PCR.

Elle est effectuée à partir d'écouvillons conjonctivaux, cornéens ou oropharyngés, de raclages cornéens, d'humeur aqueuse, de sang ou de biopsies.

Que l'écouvillon provienne d'un échantillon oropharyngé ou conjonctival, la sensibilité de la PCR est la même (Thiry *et al.*, 2009).

La PCR permet de détecter de très faibles quantités d'ADN viral, et donc de déceler des infections en phase chronique, de latence ou de réinfection. Un résultat positif doit donc être interprété avec prudence, car n'est pas forcément corrélé aux signes cliniques.

De plus, on sait que la PCR est capable de détecter l'ADN du FHV-1 présent dans les vaccins à virus vivant modifié, ce qui peut amener à des faux-positifs. Malheureusement, on ne sait pas pendant combien de temps cette détection peut avoir lieu après la vaccination.

La PCR quantitative en temps réel peut nous donner plus d'informations sur le niveau d'infection. En effet une charge virale élevée dans les sécrétions nasales et lacrymales suggère une réplication active et donc une implication du FHV-1 dans les signes cliniques. Une charge virale faible dans un raclage cornéen indique une infection latente.

La technique de PCR reste aujourd'hui la technique la plus sensible dans le diagnostic (Thiry *et al.*, 2009).

- Isolement viral

La culture du FHV-1 en milieu cellulaire permet l'isolement du virus.

C'est une alternative traditionnelle à la PCR. Elle est moins sensible mais permet de détecter un virus viable.

Il a été démontré que combiner l'isolement viral et la PCR quantitative à partir des sécrétions oculaires de chats infectés permet de déterminer le stade de l'infection (Costes *et al.*, 2007).

Trois stades ont été identifiés :

- **Stade 1** : Jour 0 à 14 post-infection, le titre viral et le signal PCR sont élevés.
- **Stade 2** : Jour 14 à 24 post-infection, le titre viral diminue alors que le signal PCR reste élevé.
- **Stade 3** : Après 24 jours, l'isolement viral est nul et le signal PCR diminue.

2- Détection des anticorps

Les anticorps anti-FHV-1 peuvent être détectés dans le sérum, l'humeur aqueuse et le liquide céphalorachidien par un test de séroneutralisation ou ELISA.

En raison de l'infection naturelle et de la vaccination, la séroprévalence est élevée chez les chats et ne permet pas de distinguer les animaux infectés des animaux vaccinés.

Les anticorps neutralisants apparaissent 20 à 30 jours après la primo-infection et les titres peuvent être faibles, tant en cas de maladie aiguë que chronique.

La sérologie a donc une valeur très limitée dans le diagnostic d'une infection par le FHV-1 (Thiry *et al.*, 2009).

f. Immunité acquise après guérison

L'infection naturelle par le FHV-1 n'entraîne pas une immunité solide.

En général la réponse immunitaire protège contre l'expression de la maladie mais pas contre l'infection : Des signes cliniques légers ont été observés après une réinfection 150 jours seulement après la primo-infection.

Les titres en anticorps neutralisants sont souvent faibles et augmentent lentement ; ils peuvent encore être absents 40 jours post-infection (Thiry *et al.*, 2009).

B. Calicivirus félin

Le calicivirus félin est un autre pathogène du syndrome URI. Sa prévalence ainsi que son tropisme différent de l'herpesvirus, et par conséquent les signes cliniques également.

a. Description générale

Le calicivirus félin (FCV) appartient à la famille des *Caliciviridae* et au genre *Vesivirus*.

C'est un virus à ARN simple brin entouré d'une capsidie protéique, ayant pour cible les félins.

Le brin d'ARN viral est assez court (8 kb), avec un potentiel d'évolution et de mutation rapide. La capsidie virale possède à sa surface la zone la plus variable du virus, qui est la principale cible de la réponse immunitaire de l'hôte.

En dépit de cette forte variabilité, les différents isolats de FCV possèdent suffisamment de points communs pour être regroupés au sein d'un même sérotype (Bertagnoli et Reynolds, 2009).

C'est également un virus plus résistant dans le milieu extérieur que FHV-1. Il survit 8 jours dans un environnement sec et 10 jours en milieu humide. Cela est valable pour des températures entre 7° et 20°.

Il est également plus résistant aux acides mais ne résiste pas pour autant à la majorité des désinfectants utilisés. En effet, il est instable à des pH inférieurs à 3 et stable au-dessus d'un pH de 5 (Radford *et al.*, 2009).

Sa résistance peut même aller jusqu'à un mois sur les surfaces sèches à température ambiante et encore plus longtemps avec des températures froides. Il pourrait en effet résister dans l'environnement à température ambiante sans traitement plus de 25 jours (Radford *et al.*, 2009).

b. Prévalence et épidémiologie

La répartition du virus est cosmopolite et les infections fréquentes en collectivités. Des variations saisonnières existent avec une augmentation des cas pendant les saisons froides.

La prévalence du virus dans des logements collectifs mais en petit groupe est souvent autour de 10%. La prévalence apparaît généralement proportionnelle au nombre d'individus au sein d'un même groupe.

Une prévalence de 20% pour FHV-1 et de 33% pour FCV a été mise en évidence dans une étude portant sur un refuge à Liège, en Belgique. Ces résultats ont été obtenus par PCR. La co-infection par ces deux virus était de 10% (Zicola *et al.*, 2009).

La plupart des chats apparaissent séronégatifs à l'admission en refuge concernant le FCV, FHV-1 et le FPV (parvovirus félin). Cela confirme donc l'importance de la vaccination immédiatement après l'admission en refuge quelle que soit l'origine de l'animal et sa condition physique (DiGangi *et al.*, 2012).

Le genre n'est pas un facteur de risque significatif. Mais les individus stérilisés sont plus susceptibles d'être porteurs d'un des pathogènes de l'URI (Walter *et al.*, 2020). En effet, une prédisposition des chats stérilisés à développer une URI et donc être infectés par un des pathogènes a été montrée et est expliquée par le fait que les chats entiers sont plus souvent abandonnés ou errants et ont donc souvent déjà été confrontés dans leur vie à au moins un des virus (Edwards *et al.*, 2008).

Les chats errants étant plus susceptibles d'être infectés par le FCV ou le FHV-1, leur nombre accru dans un refuge augmente le risque de transmission par contacts directs (Gourkow *et al.*, 2013).

Les chatons sont décrits comme plus vulnérables au FCV. L'âge n'est pourtant pas toujours un facteur de risque suivant les études, mais celles-ci n'incluent pas toujours les jeunes animaux.

La prévalence du FCV au sein du refuge est surtout amenée à beaucoup évoluer, via une forte circulation virale. Par exemple, une étude épidémiologique a mis en évidence la circulation de 26 souches au sein d'un refuge mais aucune ne semblant prédominer. Cette observation apparaît surtout comme la conséquence de multiples introductions et de l'excrétion asymptomatique de nombreux chats. Elle met également en évidence une forte évolution du virus dans les infections récentes (Coyne *et al.*, 2007).

c. Modes de transmission

1- Transmission directe

La voie majoritaire de transmission du virus est directe et horizontale, d'un chat excréteur vers un chat sain.

Le virus est libéré dans les sécrétions nasales et orales. Les chats excréteurs peuvent être en phase aiguë de la maladie, mais aussi porteurs sains.

En effet, après la guérison clinique, le chat peut rester excréteur asymptomatique via ses sécrétions orales et nasales sur une durée allant de 1 mois à 1 an. L'excrétion peut être intermittente durant cette période, à un niveau variable classé en 3 catégories : excrétion faible, moyenne ou forte.

Lorsque l'excrétion est forte, le risque de contamination des chats sains est très élevé. Les chats porteurs asymptomatiques constituent donc le réservoir principal du virus. De nombreux auteurs estiment que 15 à 25% des chats sains sont porteurs d'un FCV (Bertagnoli et Reynolds, 2009).

Il semble que l'âge soit lié au niveau d'excrétion : les chats de plus de 3 ans sont moins à risque de devenir excréteurs sains que les chats plus jeunes (Jolivet, 2017).

Il n'y a aucune preuve à ce jour concernant une éventuelle transmission verticale de la mère aux chatons pendant la gestation (Bertagnoli et Reynolds, 2009).

2- *Transmission indirecte*

Le virus est très résistant dans le milieu extérieur, notamment en absence de traitement désinfectant. Une transmission indirecte est donc largement possible en refuge, via la contamination des cages, des gamelles, des vêtements et des mains du personnel manipulant les chats.

De plus, il a été montré de manière expérimentale l'implication des puces (*Ctenocephalides felis*) dans la transmission du FCV. Celles-ci étaient nourries à partir de cellules contaminées par un calicivirus félin, et il a été montré que leurs fèces contenaient du virus pathogène jusqu'à 8 jours après le repas. Une inoculation oronasale des fèces de puces contaminées à des chatons naïfs du virus a entraîné une contamination de l'ensemble du groupe testé (séroconversion et détection du virus par PCR oro-pharyngée). L'exposition de chatons naïfs à des puces infectées a montré l'infection d'un chat par voie hématogène (Mencke *et al.*, 2009).

d. Pathogénie et signes cliniques

1- *Pathogénie*

Les chats peuvent s'infecter par voie orale, nasale ou conjonctivale.

La réplication virale primaire a lieu dans l'oropharynx, les amygdales et le tractus respiratoire supérieur. C'est à partir de ce moment que le chat devient excréteur du virus. S'en suit une virémie transitoire, puis le virus atteint les sites de réplication secondaires : les conjonctives, les cavités nasales, le palais... (Jolivet, 2017).

La durée d'incubation peut varier mais reste généralement entre 2 et 10 jours (Radford *et al.*, 2009).

Le FCV induit une nécrose des cellules épithéliales touchées, ce qui crée des vésicules puis des ulcères sur les bords de la langue le plus souvent (Hurley *et al.*, 2004). Dans les régions touchées le derme est infiltré par des neutrophiles.

La guérison a lieu en 2-3 semaines.

Des lésions pulmonaires sont plus rares et semblent résulter d'une alvéolite focale causée initialement par le virus.

Celui-ci peut également être responsable de lésions de synovite aigüe sur un ou plusieurs membres. La pathogénèse n'est pas très claire mais l'antigène viral a été identifié dans des cellules semblables à des macrophages dans la membrane synoviale (Radford *et al.*, 2009).

Après la guérison, la plupart des chats arrêtent d'excréter le virus dans les 30 jours, mais certains peuvent rester excréteurs beaucoup plus longtemps voire pour quelques-uns toute leur vie.

Chez ces chats porteurs sains le FCV réside dans les amygdales mais pas seulement, car il a été montré que l'amygdalectomie ne met pas fin à l'état de porteur sain (Radford *et al.*, 2009).

Plus récemment, des affections systémiques à calicivirus ont été observées, responsables d'une défaillance multi-organique, de vascularites (avec CIVD) et d'une mort en quelques jours.

Elles sont appelées VS-FCV (virulent systemic feline calicivirus), sont très contagieuses et ont un tropisme marqué pour les cellules endothéliales, épithéliales et de la peau et pour le parenchyme (Duchateau, 2019). Elles sont associées à un taux de mortalité pouvant aller jusqu'à 79% en cas d'épidémie (Deschamps *et al.*, 2015).

La pathogénie de ces souches hypervirulentes est inconnue pour l'heure et peut inclure des composants à médiation immunitaire, une évolution virale, des facteurs environnementaux et des facteurs de gestion (Radford *et al.*, 2009).

Contrairement au calicivirus classique, les adultes présentent souvent des infections plus aiguës que les chatons lors d'infection par un VS-FCV (Radford *et al.*, 2009).

La plupart des épidémies de VS-FCV identifiées ont été associées à l'introduction de chats provenant de grandes colonies de refuge dans une nouvelle population.

Il est donc possible que les niveaux élevés de réplication des souches classiques de FCV dans de grands groupes de chats, tels que ceux dans les refuges, fournissent les conditions nécessaires à l'émergence de souches hypervirulentes (Radford *et al.*, 2009). De plus, au sein d'un même refuge plusieurs souches de virulence variables de calicivirus peuvent circuler et donc engendrer de nouvelles mutations (Duchateau, 2019).

2- Signes cliniques

La maladie qui suit l'infection est aiguë et touche la gueule et les voies respiratoires dans la majorité des cas.

Les signes cliniques sont parfois proches de ceux du FHV-1 mais certains signes sont plus spécifiques que d'autres. Il a été par exemple montré que les gingivites étaient plus présentes lors de FCV alors qu'au contraire les signes respiratoires étaient majoritaires après infection par le FHV-1 (Zicola *et al.*, 2009).

Le FCV peut également être associé au développement d'une stomatite chronique (Radford *et al.*, 2009).

Les souches hyper virulentes peuvent donner lieu à une forme systémique grave de la maladie.

○ Forme classique aiguë

L'intensité des signes cliniques dépend de la virulence de la souche infectante et de l'âge du chat. La plupart des évolutions cliniques tendent vers un syndrome typique d'ulcération linguale et d'atteinte respiratoire aiguë légère, bien que des formes subcliniques existent (Jolivet, 2017).

Les principaux symptômes sont l'**hyperthermie**, l'**abattement** ainsi que du **jetage nasal et/ou oculaire**.

Les **ulcères buccaux** sont les lésions les plus caractéristiques de la maladie (**Figure 5**). Ils démarrent en tant que vésicules qui se rompent sur les marges de la langue, et peuvent coloniser l'ensemble de la cavité buccale. Du ptyalisme est souvent associé à ces lésions, qui peuvent parfois conduire à de l'anorexie.

Des formes respiratoires pouvant aller jusqu'à la pneumonie sont parfois présentes, surtout chez les chatons (Radford *et al.*, 2009).

Certaines souches peuvent être responsables de **boiteries**, sur un ou plusieurs membres. La lésion associée est une **synovite aigüe**, plus ou moins associée à un œdème au niveau de l'articulation touchée. Les cas de boiteries restent assez peu courants (Jolivet, 2017).

Figure 5: Ulcères linguaux chez un chat infecté par le calicivirus félin (Hofmann-Lehmann *et al.*, 2022)



- Cas particulier de la stomatite chronique

Chez certains chats chez qui le virus du FCV persiste, une stomatite chronique peut se développer. On retrouve une gingivite sévère ainsi qu'une stomatite.

Le chat présente alors de l'halitose, du ptyalisme, de la dysphagie et est douloureux à l'ouverture de la gueule. On retrouve des ulcères au niveau du pharynx, de la langue et du palais (**Figure 6**).

D'autres agents pathogènes peuvent être responsables d'une stomatite chronique, et agissent parfois en association avec le calicivirus félin. C'est le cas du FHV-1 et des rétrovirus félines (FIV/FelV) (Jolivet, 2017).

Figure 6: chat atteint d'une stomatite chronique due au FCV (Hofmann-Lehmann *et al.*, 2022)



- Forme associée aux souches hypervirulentes (VS-FCV)

Les souches VS-FCV provoquent l'apparition de certains signes communs à une infection classique, tels que le jetage nasal et oculaire, la conjonctivite, les ulcères buccaux...

Mais la forme systémique s'accompagne en plus d'une hyperthermie marquée et persistante, d'anorexie et d'abattement, d'alopecie et d'ulcères de la face, d'œdème de la face et des membres.

Au niveau des organes on peut retrouver un œdème pulmonaire, des troubles de la coagulation, une nécrose hépatique, pancréatique et splénique (Jolivet, 2017).

e. Méthodes diagnostiques

Le tableau clinique ainsi que l'anamnèse et les commémoratifs nous permettent d'émettre une forte suspicion clinique d'infection par un calicivirus félin. Cependant, comme vu précédemment le diagnostic clinique ne permet pas de trancher de manière certaine entre une calicivirose (FCV) et une herpesvirose (FHV-1). Il faut donc avoir recours à des examens de laboratoire.

Par la présence de porteurs asymptomatiques, un résultat positif doit toujours être interprété avec précaution. En effet, la présence de signes cliniques et la présence du virus ne sont pas nécessairement corrélées.

La forme systémique due à un virus hypervirulent VS-FCV est diagnostiquée sur la base des signes cliniques, d'une contagiosité élevée, d'une mortalité élevée et de l'isolement de la même souche de calicivirus dans le sang de plusieurs chats malades (Pesavento et Murphy, 2014).

1- Détection virale

○ Test RT-PCR

Une des méthodes de référence pour identifier une infection au calicivirus félin est la RT-PCR.

Cette méthode permet de détecter l'ARN du FCV à partir d'écouvillons conjonctivaux, buccaux, de sang, de biopsie cutanée ou pulmonaire. Le choix de l'échantillon dépend de la forme clinique et de l'évolution de la maladie.

Chez les chats atteints d'une forme classique de FCV, le virus se limite généralement à la muqueuse orale et aux cellules épithéliales respiratoires. Chez les chats touchés par une souche VS-FCV, le génome viral peut être détecté dans les cellules endothéliales et épithéliales de nombreux tissus systémiques (Pesavento et Murphy, 2014).

Pendant, il faut être prudent car un faible niveau d'excrétion par les porteurs chroniques existe et limite donc la détection du virus. Pour s'assurer de la présence du virus il faut se fier à la présence de signes cliniques mais également à l'isolement d'une même souche chez plusieurs individus malades.

La sensibilité diagnostique de la RT-PCR est assez variable due à la grande variabilité génétique de ce virus et peut engendrer de faux-négatifs. Pour éviter au maximum cela, les tests moléculaires doivent être validés en utilisant un large panel de souches virales (Radford *et al.*, 2009).

○ Isolement viral

L'isolement se fait par culture sur cellules félines, à partir d'écouvillons oro-pharyngés, conjonctivaux ou nasaux.

Ce test est moins sensible aux variations de souches virales par rapport à la RT-PCR, mais de faux négatifs peuvent exister s'il y a peu de virions infectieux dans l'échantillon, si le virus a été inactivé pendant le transport ou neutralisé par des anticorps.

La probabilité de réussite du test est maximisée en utilisant deux échantillons, conjonctivaux et oraux (Marsilio *et al.*, 2005).

Cette méthode n'est quasiment pas utilisée en pratique, car coûteuse et les temps d'attente des résultats sont beaucoup plus long que ceux de la PCR (Lloret, 2009).

2- Détection des anticorps

Les anticorps anti-FCV peuvent être détectés à partir d'un prélèvement sanguin.

Le sérum issu de ce prélèvement est mis en contact avec différentes souches de calicivirus. Le résultat est positif si le sérum est capable de neutraliser une ou plusieurs souches virales.

Étant donné la diversité des souches virales rencontrées, des résultats faux-négatifs sont possibles si l'anticorps ne neutralise pas les souches de laboratoire utilisées dans le test. Des faux-négatifs sont aussi possibles si le taux d'anticorps neutralisants est trop faible.

La séroprévalence est généralement élevée dans une population de chats en raison de l'infection naturelle et de la vaccination.

La sérologie n'est donc pas utile pour le diagnostic, mais peut servir à évaluer le niveau de protection d'un chat ou à estimer la prévalence de la maladie dans une population non vaccinée (Jolivet, 2017).

f. Immunité acquise après guérison

Expérimentalement, il a été montré qu'un chat ayant récupéré de son infection par le FCV restait asymptomatique après une réexposition à la même souche virale. Cependant on ne sait pas si cette protection dure toute la vie ou non (Kahn *et al.*, 1975). L'immunité acquise n'impliquerait donc que la souche infectante primaire, et ne durerait pas nécessairement toute la vie de l'animal.

La présence d'une immunité protectrice n'a pas été montrée en cas de réinfection par une souche différente de FCV. Il semblerait donc que les chats ayant guéri d'une infection par le FCV ne soient pas nécessairement protégés contre une infection par une autre souche (Kahn *et al.*, 1975).

Cependant, en cas de réinfection avec une souche hétérologue, l'intensité des signes cliniques peut être moindre et l'excrétion virale diminuée de manière significative. Plus les deux souches sont distantes sur le plan antigénique, moins la protection croisée attendue sera importante (Hofmann-Lehmann *et al.*, 2022).

C. Panleucopénie féline

a. Description générale

La panleucopénie féline, appelée aussi typhus est causée par un virus appartenant à la famille des *Parvoviridae*, sous-famille des *Parvovirinae* du genre *Parvovirus*.

C'est un petit virus nu à ADN simple brin, qui affecte les chats domestiques, mais aussi les animaux appartenant à la famille des *Mustelidae*, des *Procyonidae* et des *Viverridae* (ce qui inclut les renards, les rats-laveurs, les visons) (Stuetzer et Hartmann, 2014) .

L'absence d'enveloppe rend le parvovirus félin (FPV) très résistant dans l'environnement. En effet, celui-ci peut survivre jusqu'à un an au sein de matière organique infectée (Stuetzer et Hartmann, 2014). Le virus peut également survivre une heure à 60°, à un pH compris entre 3 et 9 et à de nombreux détergents (Barrs, 2019).

Le FPV est très proche du parvovirus canin CPV, et l'infection de chats par les variants CPV2a et le CPV2b est possible mais reste rare en Europe et aux Etats-Unis. L'infection des chats par ces variants engendre dans ce cas des signes cliniques très proches de ceux de la panleucopénie féline. Au contraire le virus félin n'infecte pas les chiens (Truyen *et al.*, 2009).

b. Prévalence et épidémiologie

La répartition du virus est cosmopolite et la prévalence endémique. Les épidémies de FPV ont surtout lieu de l'été à l'automne par l'afflux de chatons ne possédant souvent pas l'immunité nécessaire pour combattre le virus (Barrs, 2019). Le virus tend à rendre malade préférentiellement des chatons non vaccinés ou dont le protocole vaccinal n'est pas complet. Ces contaminations et infections interviennent souvent lors de la baisse du taux des anticorps maternels.

L'étude d'Hellard mettait en évidence une séroprévalence de 25%. Mais les prévalences varient beaucoup suivant la technique de détection et l'origine des chats (Hellard *et al.*, 2011).

Dans l'étude de Digangi, presque 40% des chats de refuge étaient séropositifs. Cette séropositivité était plus importante chez les chats de plus d'un an et augmentait avec l'âge. Mais cela n'implique pas que ces chats exprimeront la maladie ou l'ont exprimé dans le passé (DiGangi *et al.*, 2012).

Les mâles sont plus souvent affectés que les femelles par la maladie (Hellard *et al.*, 2011).

La contamination conduira alors au développement de la maladie suivant différents facteurs tels que l'âge, le statut immunitaire, la présence ou non d'autres maladies concomitantes (Barrs, 2019).

c. Modes de transmission

1- Transmission directe

○ Horizontale

Les chats porteurs excrètent le virus du FPV au niveau de leurs fèces, majoritairement pendant la phase clinique mais aussi pendant quelques semaines à quelques mois après la guérison.

En effet les animaux infectés peuvent excréter le virus jusqu'à 6 semaines après le début de l'infection. De plus, l'excrétion du virus se fait à très hauts titres pouvant aller jusqu'à 10^9 particules virales par gramme de fèces (Truyen *et al.*, 2009).

La transmission vers un chat sain se fait de manière directe par voie féco-orale au sein de la sphère oro-nasale (Stuetzer et Hartmann, 2014).

○ Verticale

Si une femelle gestante est infectée par le virus ou vaccinée avec un vaccin vivant modifié, le virus infecte les embryons/fœtus via une transmission trans-placentaire.

Cela aboutit à des avortements ou à la naissance de chatons ayant une atrophie cérébelleuse pathognomonique, selon le stade de gestation au moment de l'infection (Njaa, 2012).

2- Transmission indirecte

Le virus étant très résistant dans le milieu extérieur, l'environnement constitue la principale source de contamination.

La transmission du FPV est donc majoritairement indirecte, en particulier via les vêtements et les chaussures contaminés. Les chats vivants seuls peuvent alors y être exposés (Stuetzer et Hartmann, 2014).

Les humains en contact avec des animaux excréteurs, ainsi que les insectes notamment les puces peuvent également jouer le rôle de vecteur passif du virus et donc participer à la transmission de l'infection (Alcaraz, 2009).

d. Pathogénie et signes cliniques

1- Pathogénie

Pour sa réplication, le virus nécessite une cellule capable de synthétiser son matériel génétique. C'est pourquoi il n'infecte que des cellules en phase S de mitose (phase de réplication de l'ADN cellulaire), au sein de tissus où les cellules sont en division active (Parrish, 1995).

Le virus possède donc un tropisme pour les populations de cellules en division et peut se multiplier dans les cellules des tissus lymphoïdes, de la moelle osseuse et de l'épithélium intestinal chez les chatons et les adultes. Chez les fœtus ou les nouveau-nés, le virus peut se répliquer dans les cellules de l'épithélium germinale du cervelet.

La voie d'entrée majoritaire du virus dans l'organisme est la sphère oro-nasale, où il peut se multiplier dans les cellules des tissus lymphoïdes de l'oropharynx dans les 24h suivant la contamination.

Au bout de 1 à 3 jours, le virus diffuse par voie hématogène au niveau des amygdales, des nœuds lymphatiques rétro-pharyngiens, du thymus et au bout de 3 jours aux nœuds lymphatiques mésentériques. Puis la colonisation virale s'étend aux cellules en division de l'épithélium intestinal et à la moelle osseuse.

La virémie a lieu en moyenne entre le 2ème et le 7ème jour après l'infection (Stuetzer et Hartmann, 2014).

L'infection atteint les cellules en division des cryptes des villosités intestinales du jéjunum et de l'iléon entre le 3ème et le 5ème jour post-inoculation, puis colonise toutes les portions intestinales dans les 8 jours post-inoculation. Une excrétion massive de virions dans les fèces peut donc avoir lieu à partir du 4ème jour post-inoculation (de 10^8 à 10^{11} particules par gramme de fèces) (Stuetzer et Hartmann, 2014).

Cette colonisation provoque une destruction de l'épithélium, un arrêt de la régénération et un raccourcissement des villosités intestinales. Tout cela est source d'un déséquilibre osmotique contribuant à une forte diarrhée (souvent hémorragique) par malabsorption et augmentation de perméabilité.

De plus la perte des villosités intestinales facilite le passage d'endotoxines vers la circulation sanguine. Cela peut conduire à une septicémie voire à la mort de l'animal par choc endo-toxémique.

Le virus se réplique dans la moelle osseuse et atteint préférentiellement les précurseurs des polynucléaires neutrophiles, ce qui engendre une neutropénie. Puis lors d'atteinte sévère des autres lignées myéloïdes et érythroïdes, on peut atteindre un état de panleucopénie.

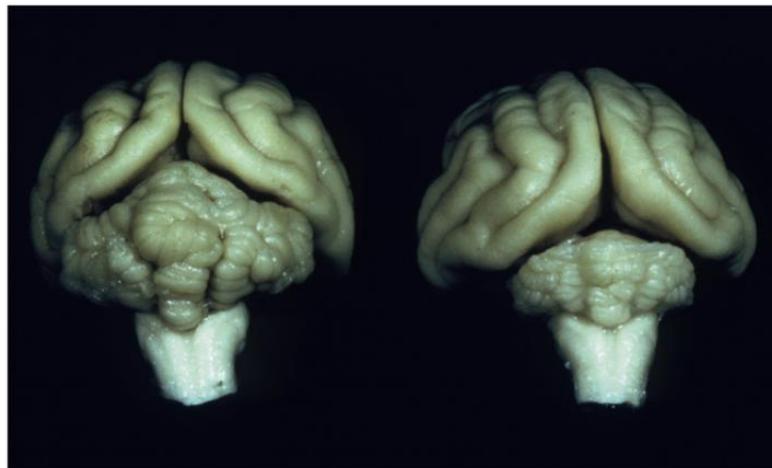
La lymphopénie est causée par la lymphocytolyse mais également par la migration des lymphocytes dans les tissus (Truyen *et al.*, 2009).

Le décès de l'animal est souvent dû aux complications de la maladie : bactériémie, septicémie, sévère déshydratation ou CIVD. Le taux de mortalité est d'environ 50 % mais une survie de plus de 5 jours est de bon pronostic (Porporato *et al.*, 2018).

Chez les fœtus ou nouveau-nés, le virus peut se multiplier dans les cellules germinales du cervelet, ce qui induit la lyse des cellules de Purkinje et aboutit à une hypoplasie cérébelleuse (**Figure 7**). Chez les chatons viables cette hypoplasie est responsable d'ataxie.

Si le virus atteint des fœtus ou des embryons *in utero* de manière précoce, il touche toutes les cellules, ce qui conduit à un avortement.

Figure 7: atrophie cérébelleuse due au FPV (à droite) (Njaa, 2012)



2- Signes cliniques

Les symptômes associés au FPV varient selon la virulence du virus, la résistance de l'hôte et les éventuelles complications (Stuetzer et Hartmann, 2014).

Les manifestations cliniques possibles sont néanmoins le reflet de la pathogénie du virus, résumées dans le **Tableau 1**.

Tableau 1: Tissus cibles, lésions et signes cliniques associés à une infection par le FPV (Alcaraz, 2009)

Tissus cibles	Lésions	Clinique
Moelle osseuse	Réduction des lignées cellulaires myéloïdes puis érythroïdes	Neutropénie (puis thrombocytopénie, anémie)
Nœuds lymphatiques, thymus	Réduction du centre germinal, apoptose des lymphocytes, atrophie du thymus	Lymphopénie
Cryptes épithélium intestinal	Collapsus des villosités, nécrose de l'épithélium	Diarrhée
Cellules fœtales	Destruction cellulaire généralisée	Mort du fœtus, avortement, fœtus momifié
Cervelet fœtus/nouveau-né	Hypoplasie cérébelleuse	Ataxie

On différencie deux types de forme clinique : une forme entérique qui touche les chats à partir de 2 mois, et une forme nerveuse qui touche les chatons *in utero* et autour de la naissance.

- Forme entérique

La maladie peut être **suraigüe** avec une très forte hyperthermie suivie d'une hypothermie et de la mort en 12 à 24 heures, voire une mort subite sans symptômes préalables.

La forme la plus commune est **aigüe** avec une période d'incubation d'en moyenne 6 jours, et pouvant atteindre 10 jours.

Pendant cette période les globules blancs baissent progressivement et passent de 14000-20000 cellules/mm³ à 7000 cellules/mm³, seuil à partir duquel les symptômes apparaissent.

Les symptômes principaux sont l'**hyperthermie**, l'**abattement**, l'**anorexie**, des **vomissements** et de la **diarrhée**. Le poil devient terne et hérissé, et l'animal peut alors entrer dans un état dit de « tuphos ».

La diarrhée apparaît souvent plus tardivement et n'est pas systématique ; des chats peuvent succomber avant d'avoir présenté des épisodes de diarrhée.

Quand elle est présente, celle-ci est abondante et peut contenir du sang, des morceaux de fibrine et des lambeaux de la muqueuse intestinale. La diarrhée hémorragique qui s'ensuit possède une odeur nécrotique typique d'une infection au parvovirus félin.

Cette diarrhée peut être majorée par des éventuelles co-infections avec d'autres virus entériques, comme le coronavirus félin FCoV par exemple (Truyen *et al.*, 2009).

Les vomissements, l'anorexie persistante et la diarrhée aqueuse induisent rapidement une déshydratation sévère, un état léthargique et la mort en l'absence de traitement (Tuzio, 2021).

Au niveau hématologique, on observe une leucopénie sévère due en grande partie à une forte neutropénie, souvent associée à une lymphopénie et à une anémie. Plus la leucopénie est importante, plus le pronostic est défavorable. Les chats survivants à la maladie retrouvent des taux de leucocytes dans les normes en quelques jours (Alcaraz, 2009).

Enfin la maladie peut prendre une forme **subaigüe**, qui concerne surtout les chats adultes non vaccinés ou les chats âgés qui ne sont plus vaccinés. Les symptômes sont ceux d'une gastro-entérite, pouvant être accompagnée d'une hyperthermie, d'anorexie et d'abattement. La guérison a lieu au bout de quelques jours s'il n'y a pas de complication (Alcaraz, 2009).

- Forme nerveuse

L'infection *in utero* en début de gestation peut provoquer un avortement ou la mort du fœtus, se caractérisant par une résorption fœtale, une momification ou à un mort-né.

Les chatons infectés *in utero* dans le dernier tiers de gestation ou pendant les premiers jours de vie peuvent mourir sans signes avant-coureurs.

Le cervelet continue de se développer dans les 2 premières semaines de vie : l'ataxie associée à l'hypoplasie cérébelleuse peut donc se manifester chez les chatons infectés peu après la naissance et ceux infectés dans le dernier tiers de gestation. L'ataxie est associée à de l'hypermétrie et à une incoordination qui se manifeste lorsque le chat commence à marcher.

Cette ataxie chez le chaton ne se détecte alors qu'après 2 à 3 semaines de vie (Alcaraz, 2009). Les chatons atteints ont un manque de coordination et des mouvements exagérés. Malgré cela, leur capacité mentale n'est pas altérée (Tuzio, 2021).

e. Méthodes diagnostiques

Le diagnostic repose sur l'épidémiologie, les signes cliniques et les données hématologiques évoqués ci-dessus. Il existe également des tests permettant de confirmer l'hypothèse diagnostique d'une infection par le FPV.

1- Détection virale

- Tests antigéniques

Il existe des tests rapides permettant d'identifier l'antigène du parvovirus à partir de fèces.

Ils utilisent des technologies d'agglutination ELISA (SNAP PARVO®) et d'immunochromatographie (WITNESS PARVO®, FASTEST PARVO TRIP®, et SPEED PARVO®). Ces tests possèdent l'avantage d'être réalisables sur place au refuge en quelques minutes.

Ils sont conçus à la base pour la détection du parvovirus canin CPV, et leurs fabricants ne recommandent donc pas leur utilisation chez les chats.

Néanmoins, comme vu précédemment les propriétés structurelles et antigéniques du CPV et du FPV sont très proches. Certaines études ont montré que l'utilisation de ces tests était efficace chez des chats présentant des signes cliniques, et leur utilisation est encouragée dans les refuges afin de séparer le plus en amont possible les chats infectés des chats sains, et ainsi prévenir la transmission du virus (Abd-Eldaim *et al.*, 2009).

De plus, une autre étude a comparé les résultats de ces différents tests sur des chats symptomatiques et asymptomatiques et a montré qu'ils avaient tous une bonne spécificité (entre 94,2% et 100%) (Neuerer *et al.*, 2008).

Un résultat antigénique positif confirme l'étiologie des symptômes observés. Mais il faut faire attention cependant car il est possible qu'un chat présente un test positif jusqu'à 3 semaines après avoir reçu un vaccin vivant modifié, bien que la détection de l'antigène vaccinal reste inhabituelle (Litster et Benjanirut, 2014).

En revanche, cette même étude a montré que les tests avaient une sensibilité moyenne (entre 50% et 70%) (Neuerer *et al.*, 2008).

C'est pourquoi il apparaît alors recommandé d'effectuer un de ces tests rapides en cas de suspicion d'un cas, à compléter par un test PCR chez les animaux qui sont négatifs mais restent suspects.

- Test PCR

Il s'agit du test de référence pour le diagnostic du FPV, permettant de détecter la présence d'ADN à partir de fèces ou d'un échantillon de sang total, notamment lorsqu'aucune diarrhée n'est présente.

La PCR possède un seuil de détection extrêmement bas, ce qui lui confère une très bonne sensibilité et spécificité. C'est aujourd'hui la méthode de choix pour un diagnostic de certitude.

De plus le virus est détectable avant l'apparition des signes cliniques et une semaine après la guérison (Truyen *et al.*, 2009).

Les techniques d'hémagglutination ou de microscopie électronique sont également disponibles en laboratoire, mais beaucoup moins utilisées de nos jours.

2- Détection des anticorps

Des tests ELISA ou d'immunofluorescence indirecte permettent de détecter les anticorps FPV mais leur valeur diagnostique est limitée : Ils ne font pas la différence entre les anticorps vaccinaux et ceux induits par la vaccination (Truyen *et al.*, 2009).

De plus, un chat peut présenter des anticorps à la suite d'une précédente infection subclinique.

L'immunité humorale jouant un rôle primordial dans la défense contre le parvovirus, un chat présentant une panleucopénie peut également ne présenter qu'un faible taux voire un taux nul d'anticorps (Stuetzer et Hartmann, 2014).

f. Immunité acquise après guérison

Les chats qui survivent à une infection clinique ou subclinique par le virus du FPV développent une immunité à vie contre la réinfection. De plus, des chatons recevant une grosse quantité d'anticorps maternels tout en étant exposés au virus peuvent développer une infection inapparente et donc dans le même temps une immunité à vie (Tuzio, 2021).

D. Péritonite infectieuse féline

a. Description générale

Le virus responsable de la péritonite infectieuse féline (PIF) est un coronavirus félin (FCoV).

Ce virus appartient à la famille des *Coronaviridae* et à l'ordre des *Nirovirales*.

C'est un virus enveloppé à ARN simple brin, particulièrement résistant pour un virus enveloppé : il peut résister jusqu'à 7 semaines dans un environnement sec. Cependant il est facilement inactivé par la plupart des détergents et désinfectants (Addie *et al.*, 2009).

Le FCoV se présente sous la forme de 2 pathotypes. Le coronavirus entérique félin (FECV) est défini comme le biotype entérique ubiquitaire, présent de manière très commune chez les chats domestiques. Chez certains chats porteurs de ce biotype, des mutations conduisent à l'apparition d'un biotype virulent (FIPV) responsable de la péritonite infectieuse féline (Kipar et Meli, 2014).

La transition du FECV vers le FIPV repose principalement sur des mutations du gène S et du gène 3c, mais également sur des facteurs environnementaux (Pedersen *et al.*, 2004).

Les deux biotypes FECV et FIPV ne sont pas distinguables morphologiquement et sérologiquement, si bien que pendant des années il a été impossible de les différencier.

b. Prévalence et épidémiologie

La répartition du virus FCoV est mondiale et atteint entre 10 et 40% des chats domestiques.

La vie en collectivité est un véritable facteur de risque pour le portage du FCoV, en effet il a été montré que la prévalence pouvait être au-delà de 50% aller jusqu'à 90% des chats du groupe (Tasker, 2018). Il a également été montré que la prévalence est beaucoup plus importante chez les chats errants par rapport aux chats domestiques (Pedersen *et al.*, 2004).

Certaines races et lignées de chats seraient plus susceptibles de développer une PIF. C'est le cas des chats de race Bengale et Ragdoll notamment (Pesteanu-Somogyi *et al.*, 2006).

La maladie touche essentiellement les chats de 6 à 24 mois et rarement les chats de plus de 7 ans. En effet 70% des cas de PIF concernent des chats de moins d'un an. Cela pourrait s'expliquer par le fait que la mutation du FECV vers le FIPV survient généralement lors de la première infection. Or les jeunes chats ont plus de chance d'être naïfs concernant le virus.

La majorité des cas de PIF sont des mâles (Addie et al., 2009). Il semblerait donc que le sexe soit un facteur de risque. De même, les chats entiers apparaissent plus atteints que les chats stérilisés (Felten et Hartmann, 2019).

D'autres facteurs participent fortement à l'augmentation du risque de développer une PIF : la saison (l'hiver en particulier), la présence de comorbidités (infection concomitante par le FeLV par exemple), un stress et l'introduction régulière de nouveaux individus (Pesteanu-Somogyi *et al.*, 2006).

Par exemple, il a été montré que le stress lors de la gestation et la parturition ainsi que les procédés chirurgicaux tels que la stérilisation augmentent l'incidence de la PIF chez les jeunes chats (Pedersen, 2009).

c. Modes de transmission

1- Transmission directe

C'est le biotype FECV qui est transmis, principalement par voie oro-fécale de manière horizontale, d'un chat infecté vers un chat sain.

Une semaine après l'infection, le chat commence à excréter le virus dans ses fèces. Cette excrétion peut durer pendant des semaines, des mois, voire à vie pour quelques individus.

Le virus peut également, mais très rarement, être retrouvé dans la salive à la suite d'un léchage rectal.

Au sein d'un groupe de chats ayant des contacts rapprochés, la transmission peut donc avoir lieu de manière directe via la salive de chats infectés (Horzinek *et al.*, 2013).

Une contamination ne mènera pas nécessairement au déclenchement d'une PIF. Un chat porteur d'anticorps anti-FCoV peut par la suite devenir séronégatif par exemple. Cependant, il peut se contaminer à nouveau et présenter alors une nouvelle séropositivité.

Le titre d'anticorps n'est pas directement corrélé à l'excrétion du virus mais des taux élevés d'anticorps sont plus susceptibles d'être associés à une excrétion virale (Addie *et al.*, 2000).

Il n'y a pas de preuve solide que les chats atteints de PIF transmettent naturellement le FIPV de manière directe à d'autres chats.

Des études ont montré que des chats infectés expérimentalement par le FIPV contractaient la maladie de la PIF, mais ne semblaient pas être infectieux. Certains chats atteints de PIF naturellement sont cependant susceptibles d'excréter le biotype FECV par voie fécale (Pedersen, 2014).

2- *Transmission indirecte*

Le virus FECV étant excrété en grande quantité dans les fèces, les litières et autres surfaces souillées par des selles sont le support d'une transmission virale indirecte chez les chats vivants en groupe.

De plus, nous avons vu précédemment qu'il était rare mais possible que le virus soit présent dans la salive. Ainsi les gamelles et bols d'eau partagés représentent aussi une source possible d'infection au FECV, notamment dans un environnement densément peuplé (Addie *et al.*, 2009).

d. Pathogénie et signes cliniques

1- *Pathogénie*

Les entérocytes sont la cible principale du biotype FECV transmis par voie oro-fécale. Les chats peuvent alors être asymptomatiques avec conservation d'un bon état général ou déclencher une légère entérite. Cela démontre l'importance des chats porteurs sains du biotype FECV dans l'épidémiologie de la PIF (Pedersen, 2009).

Le virus persiste alors dans les entérocytes du côlon pendant une durée variable, de quelques semaines à toute la vie de l'animal.

Une propagation systémique est par la suite possible via les monocytes sanguins. Celle-ci peut être récurrente chez les chats porteurs de FCoV. La réplication dans les macrophages est lente pendant les deux premières semaines. Une rapide augmentation de l'infection, de la réplication et de la diffusion du virus a ensuite lieu entre le 10^{ème} et le 21^{ème} jour post infection (Pedersen, 2014).

Ainsi, une virémie et donc par la suite la maladie de la PIF peuvent se développer à n'importe quel stade post infection, même si le virus n'est plus présent dans les entérocytes.

Le mécanisme conduisant à la PIF par mutation du FECV en FIPV n'est pas encore totalement compris aujourd'hui. L'hypothèse retenue à l'heure actuelle serait que le FECV mute au niveau du gène 3c d'une manière qui lui fait perdre son tropisme pour les entérocytes, tout en gagnant un tropisme pour les macrophages sous la forme FIPV (Pedersen, 2009).

Même si la pathogénie de la PIF n'est pas encore totalement établie, trois caractéristiques préalables sont essentielles au développement de la maladie : une infection systémique où le biotype FIPV est présent, la réplication efficace et durable du FIPV dans les monocytes et l'activation des monocytes infectés par le FIPV (Kipar et Meli, 2014).

Les différentes réplifications virales induisent l'apparition de nombreux mutants, dont certains peuvent appartenir au biotype FIPV. La charge virale et la réponse immunitaire de l'hôte déterminent ensuite si la PIF se développe ou non. Celle-ci est classée en deux types pathologiques : **la PIF effusive** (humide) et **la PIF non effusive** (sèche).

Sans traitement antiviral efficace, la PIF est une maladie inéluctablement mortelle. La durée de survie face à une forme humide est de quelques jours à quelques semaines et de quelques semaines à quelques mois pour une forme sèche. L'apparition récente de traitement anti-viraux efficaces (GS-441524) a montré des taux de survie importants plusieurs mois après l'infection (Sotin, 2021).

2- Signes cliniques

L'incubation dure 2 à 4 semaines sous conditions expérimentales pour la PIF effusive, et plusieurs semaines de plus pour la PIF non effusive.

La durée d'incubation réelle reste inconnue, mais il a été montré que l'infection pouvait rester subclinique pendant des semaines, mois voire années avant de déclencher des signes visibles.

Une co-infection avec d'autres agents pathogènes félines peut diminuer la résistance du chat au FIPV et noircir le tableau clinique.

Les premiers symptômes rencontrés peuvent être non spécifiques et survenir pour les deux formes cliniques. Cela peut être des **vomissements**, de la **diarrhée**, un **retard de croissance**, une **fièvre fluctuante**, une **baisse de l'appétit** et une **perte de poids**.

D'autres signes s'ajoutent ensuite, suivant la forme de la maladie (Pedersen, 2009).

- Forme effusive

La forme effusive est caractérisée par une inflammation des séreuses avec présence d'un exsudat.

La distension abdominale est le symptôme le plus fréquent et correspond à de l'**ascite**. L'abdomen est souvent très élargi, pâteux et indolore à la palpation (**Figure 8A**). En ponctionnant l'abdomen, on obtient un **liquide visqueux jaune typique** de la PIF, pouvant être légèrement trouble (**Figure 8B**) (Addie *et al.*, 2009).

Des **effusions thoraciques** et **péricardiques** peuvent aussi être présentes, engendrant potentiellement une dyspnée.

Les chats mâles entiers développent fréquemment une **hypertrophie scrotale**, due à l'extension de la péritonite aux tuniques testiculaires.

Des **signes oculaires et nerveux** sont observés chez moins de 9% des chats atteints de la forme humide de la PIF (Pedersen, 2009).

Figure 8: Fig A : Chat atteint de PIF avec un abdomen distendu par de l'ascite ; Fig B : exsudat recueilli en grande quantité chez un chat atteint de PIF effusive (Addie et al. ; 2009)



- Forme non effusive

La forme non effusive de la maladie est caractérisée par une **atteinte granulomateuse des organes parenchymateux** comme les reins (**Figure 9**), les ganglions lymphatiques mésentériques, la paroi intestinale, le foie, le système nerveux central et les yeux.

La PIF est donc dite granulomateuse, non effusive ou sèche car on ne retrouve pas d'exsudat dans les différentes cavités corporelles.

Figure 9 : Vascularite et lésions granulomateuses sur le rein d'un chat atteint de PIF non effusive (Addie et al., 2009)



Cette forme de la maladie est souvent plus difficile à détecter, car l'hyperthermie, l'anorexie et la léthargie peuvent être les seuls signes visibles, notamment dans les stades précoces de la maladie (Addie *et al.*, 2009).

L'atteinte des yeux et du système nerveux central prédomine chez 60% des chats atteints de PIF sèche. L'atteinte oculaire consiste en des **uvéites** ou des **choriorétinites** majoritairement (**Figure 10B**). Un changement de la couleur de l'iris est un signe précoce fréquent de PIF oculaire (**Figure 10A**).

Les symptômes nerveux sont variables selon la zone atteinte. Une atteinte de la moelle épinière peut provoquer de la **parésie**, de l'**hyperesthésie** ou encore une **incoordination des membres**. Une atteinte cérébelleuse ou vestibulaire peut quant à elle induire **un nystagmus** ou encore une inclinaison de la tête.

Figure 10: Fig A : Changement de couleur de l'iris droite et uvéite chez un chat atteint de PIF non effusive (Pedersen, 2009) ; Fig B : Uvéite chez un chat atteint de PIF non effusive (Addie et al., 2009)



L'atteinte du système digestif est retrouvée chez environ 40% des chats et provoque alors des vomissements ou de la diarrhée. Les lésions correspondent alors à une **lymphadénopathie caecocolique**, spécifique de cette forme sèche.

Chez 10% chez chats environ, le thorax est touché par des granulomes de la plèvre et du parenchyme pulmonaire, ce qui peut conduire à de la dyspnée (Pedersen, 2009).

Les chats présentent dans la très grande majorité des cas une forme ou l'autre de la maladie, et ne passent de l'une à l'autre que dans de rares cas.

e. Méthodes diagnostiques

Le diagnostic post-mortem de la PIF repose sur une combinaison d'examens macroscopiques et histologiques associés à la mise en évidence d'antigènes viraux dans les lésions.

En revanche le diagnostic ante-mortem non invasif est toujours un défi aujourd'hui, notamment pour la forme sèche de la maladie.

Le diagnostic repose à la fois sur la détection indirecte ou directe du virus FCoV, des paramètres hématologiques et chimiques du sang, des antécédents médicaux et signes cliniques rencontrés (Kipar et Meli, 2014).

Seuls des tests directs pourront fournir un diagnostic de certitude.

En effet, la valeur prédictive positive d'un test indirect varie particulièrement avec la présence de signes cliniques. Celle-ci sera plus élevée dans le cas d'un signalement en faveur de la PIF.

Additionner plusieurs tests indirects comme une numération formule et un rapport albumine/globuline peut engendrer des confusions plutôt qu'une aide diagnostique (Pedersen, 2014).

La démarche diagnostique à adopter face à différentes présentations de PIF est résumée dans **l'Annexe 1**.

- Hématologie

Des anomalies aux examens sanguins peuvent être présentes mais ne sont que peu spécifiques de la PIF. Il s'agit principalement d'une **leucocytose neutrophilique** et d'une **lymphopénie**, présentes dans 50% des cas.

Il est aussi possible de retrouver une **anémie** (régénérative ou non) (Felten et Hartmann, 2019).

L'**hyperglobulinémie** est l'anomalie retrouvée le plus fréquemment, chez 89% des chats ayant une PIF. Celle-ci est souvent combinée à une diminution de l'albumine provoquant donc un ratio albumine/globuline diminué.

L'**hyperbilirubinémie** est présente dans 21 à 63% des cas de PIF, et surtout chez les formes humides.

Les **protéines totales** peuvent être **augmentées**, ce qui est retrouvé chez 50% des cas avec épanchement et chez 70% des cas sans épanchement.

De façon évidente, des **marqueurs de l'inflammation** tels que le sérum amyloïde A s'en retrouvent **augmentés** (Felten et Hartmann, 2019).

D'autres paramètres tels que l'urée, la créatinine et les enzymes hépatiques peuvent être modifiés mais ils reflètent seulement les lésions des organes associés (Kipar et Meli, 2014).

Toutes ces modifications hématologiques et biochimiques peuvent avoir lieu avec des combinaisons variables, mais ne sont pas pathognomoniques ou spécifiques de la PIF (Felten et Hartmann, 2019).

- Analyse des fluides d'épanchements

La présence d'épanchement facilite le diagnostic de la maladie.

En effet les tests sur ceux-ci possèdent une meilleure valeur diagnostique que les tests sanguins.

Les épanchements de PIF sont dans la grande majorité des cas typiques car ils possèdent **un taux très élevé en protéines** (>35 g/L), **un taux cellulaire faible** (<5000 cellules nucléées/mL) avec une majorité de **neutrophiles et macrophages** (Kipar et Meli, 2014).

Le test Rivalta permettant de différencier un exsudat d'un transsudat est souvent utilisé lors de la recherche de mise en évidence d'une PIF mais il est important de rappeler qu'il n'est pas spécifique de la maladie (Tasker, 2018).

L'électrophorèse sur le liquide d'épanchement est un outil diagnostique avec une valeur prédictive positive élevée si le rapport Albumine/Globuline est inférieur à 0,4 et une valeur prédictive négative élevée si ce rapport est supérieur à 0,8 (Felten et Hartmann, 2019).

- Détection virale

Les seuls tests directs disponibles sont la mise en évidence de protéines virales par **immunohistochimie** et l'identification d'ARN du virus par **RT-PCR**.

L'immunohistochimie permet de détecter l'antigène viral FCoV à partir de biopsies chirurgicales de lésions granulomateuses et est donc invasif. Il possède cependant une très bonne valeur prédictive positive, et est donc considéré comme un **gold standard** dans le diagnostic ante mortem définitif de la PIF.

Cependant si le chat présente un **épanchement**, la mise en évidence du FCoV dans les **macrophages** peut être réalisée par **immunofluorescence**, ce qui constitue une méthode diagnostique non invasive. Un résultat positif est hautement prédictif de la PIF, tandis qu'un résultat négatif ne l'exclue pas (Kipar et Meli, 2014).

Dans les formes plus atypiques, des prélèvements au niveau de **l'humeur aqueuse** peuvent être réalisés afin de mettre en évidence des antigènes FCoV par immunofluorescence (Felten et Hartmann, 2019).

Bien qu'elle soit souvent utilisée en tant que diagnostic final, la **RT-PCR sur selles** permet de détecter et quantifier au besoin l'infection du chat par le FCoV mais en aucun cas de confirmer un diagnostic de PIF, car cette méthode diagnostique ne différencie pas les pathotypes FECV et FIPV.

Néanmoins, une étude a montré que les chats atteints de PIF avaient un plus fort taux d'ARN du FCoV dans leurs selles que les chats non malades. Une RT-PCR quantitative montrant un fort taux d'ARN viral dans les selles reste donc un élément en faveur d'un diagnostic de PIF (Tasker, 2018) (Porter *et al.*, 2014).

Le FCoV peut se propager par voie sanguine même sous la forme FECV ; ainsi un test PCR positif à partir d'échantillon sanguin ne permet pas de soutenir le diagnostic de PIF chez des chats présentant des signes cliniques.

Une PCR positive à partir d'un épanchement possède une valeur prédictive positive élevée, mais un résultat négatif n'exclue pas une PIF. Il est possible aussi de rechercher le virus par PCR sur des cytoponctions d'humeur aqueuse de liquide céphalo-rachidien ou d'organes lésés avec une valeur prédictive positive élevée.

- Détection des anticorps

Concernant l'utilisation des test sérologiques, ils ne peuvent être utilisés que chez des animaux de plus de 12 semaines car une interférence avec les anticorps maternels est possible.

Les anticorps peuvent être détectés par une série de méthodes telles **que l'immunofluorescence** ou bien **ELISA**, réalisées à partir de sang ou de liquide d'épanchement.

Des tests rapides (Speed F-Corona® par exemple) sont disponibles pour détecter l'absence ou la présence d'anticorps anti FCoV à partir d'échantillons sanguins, et donnent un résultat en quelques minutes.

La détection des anticorps peut être utile au diagnostic de la PIF, à condition d'interpréter les résultats avec précaution.

En effet, les anticorps mesurés sont ceux contre le virus FCoV. Des chats en bonne santé peuvent donc être positifs pour ces anticorps mais la plupart d'entre eux ne développeront jamais de PIF.

De plus des faux-négatifs sont fréquents car les anticorps peuvent se lier aux virus de l'échantillon et non à ceux du test (Kipar et Meli, 2014).

Ainsi, la présence d'anticorps indique seulement la présence de FCoV et non de FIPV, en revanche leur absence indique que le chat n'est probablement pas infecté par un FCoV (Addie *et al.*, 2009).

L'utilité des tests rapides qualitatifs reste donc discutable quant au diagnostic de la PIF.

En revanche, il existe des tests de laboratoire permettant de quantifier les anticorps.

Des titres très élevés associés à des données cliniques et paracliniques suggérant une PIF nous orientent d'autant plus vers cette hypothèse. En effet les titres en anticorps détectés sont corrélés à l'intensité et à la fréquence d'excrétion de FCoV (Kipar et Meli, 2014).

La sérologie peut donc être utile dans la gestion des quarantaines en refuge, afin de déterminer quels sont les chats à mettre en isolement car excréteurs.

Il peut donc être aussi intéressant de tester un chat avant son entrée dans un nouveau groupe. Les chats positifs pourraient alors être testés plusieurs fois pour suivre leur élimination du virus ou non (Felten et Hartmann, 2019).

f. Immunité acquise après guérison

L'immunité acquise après une infection par un FCoV est faible ; les anticorps sanguins baissent progressivement et les chats redeviennent ainsi sensibles à une nouvelle réinfection. Celle-ci ressemble alors souvent à une exposition primaire (Pedersen, 2009).

Comme vu précédemment, à l'heure actuelle un chat développant une PIF fini par en mourir dans quasiment 100% des cas.

E. Leucose et immunodéficiences félines

a. Description générale

Ces deux virus appartiennent à la famille des *Retroviridae* et à la sous-famille des *Orthoretrovirinae*.

Ils sont enveloppés, à ARN et possèdent différentes enzymes dont une transcriptase inverse et des intégrases, qui leur permettent de synthétiser de l'ADN à partir de l'ARN viral et d'intégrer cet ADN dans le génome de la cellule hôte.

Le virus FeIV responsable de la leucose féline appartient au genre *Gammaretrovirus*. Les virus appartenant à ce genre sont capables d'engendrer des processus néoplasiques tels que des lymphomes, sarcomes et leucémies.

Il peut infecter les chats et autres petits félins tels que les lynx et des espèces de chats sauvages.

Le FeIV est un virus assez sensible et peut survivre 1 à 2 heures dans l'environnement. Il est rapidement détruit par la chaleur, les UV et par les désinfectants et détergents usuels. Cependant au sein d'un milieu humide tel que le sang ou les exsudats, le virus peut survivre 48h à 37°C et 1 à 2 semaines à 22°C.

Le virus de l'immunodéficience féline FIV appartient lui au groupe des *Lentivirus* : il engendre une affection d'évolution lente, avec un dysfonctionnement immunitaire chronique. Le FIV est un virus spécifique du chat.

Il est très fragile dans le milieu extérieur. Il est sensible à la majorité des désinfectants et détergents, et est sensible à la chaleur. Il ne survit que quelques minutes à 60° (Andreu, 2016).

b. Prévalence et épidémiologie

Le virus FeIV est 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.

La prévalence peut être inférieure à 1% lorsque les chats vivent seuls mais peut atteindre 20% en logement collectif sans mesures de prévention particulières.

Concernant la densité animale, les logements avec plus de 5 chats par groupe semblent associés à une augmentation de la prévalence du FeIV. Une limite de 5 chats par groupe permettrait donc de limiter la propagation de la maladie (Studer *et al.*, 2019).

Il existe des facteurs de risque pour qu'un chat soit infecté par le FeIV. Les mâles seraient plus à risque de contracter le virus via une morsure, à cause de leur comportement généralement plus bagarreur.

De manière plus générale tout chat en contact avec d'autres est plus à risque de comportements agressifs et donc de morsure, mais aussi de contacts rapprochés permettant la transmission virale.

Les jeunes chats sont plus sensibles au virus. La maladie peut survenir à tout âge, néanmoins l'âge moyen des chats infectés est de 3 ans et les jeunes chats sont plus à risque de développer une infection progressive du FeIV (Andreu, 2016). L'âge du chat au moment de l'infection est donc le déterminant le plus important de l'évaluation clinique.

Le virus FIV est également cosmopolite et la séroprévalence très variable selon les régions.

Les chats asymptomatiques représentent de 1 à 12% des individus infectés.

Concernant les facteurs de risque, la présence d'affections chroniques augmente largement le risque d'infection. En effet la prévalence chez les chats sains en Amérique du Nord est de 0,7% et monte à 18,2% chez les chats malades (Andreu, 2016).

Les chats ayant un accès à l'extérieur sont plus atteints que les chats d'intérieur, car plus sujets aux morsures.

De plus les chats mâles ont 2 à 3 fois plus de chance d'être infectés que les femelles (plus de bagarres). Enfin, la prévalence s'avère augmenter avec l'âge (Hosie *et al.*, 2009). Cependant, cette augmentation de prévalence avec l'âge peut s'expliquer par le fait que la maladie est extrêmement mortelle pour les chatons ; la mortalité est de 100% chez les chatons de moins de 8 semaines (Lawson et Hosie, 2001).

Il arrive que des animaux soient à la fois infectés par le FIV et le FeLV, mais il n'a pas été montré de prédisposition au FIV sur des chats atteints de FeLV.

En refuge, il faut retenir que les prévalences de ces virus restent variables et qu'elles dépendent beaucoup de l'organisation et des mesures mises en place. Une densité de population faible et contrôlée, l'isolement des animaux atteints, une hygiène importante ainsi qu'un turn over rapide au sein du refuge sont associés à de plus faibles prévalences (Munro *et al.*, 2014).

c. Modes de transmission

1- Transmission directe

○ Horizontale

Le virus du FeLV est majoritairement transmis par contact direct horizontal via la salive, les sécrétions nasales et les fèces (Hellard *et al.*, 2011).

La transmission a donc lieu d'un chat excréteur du FeLV vers un chat sain par contact rapproché de la sphère oro-nasale. Cela peut être lors de comportements affiliatifs de grooming et de toilettage, mais aussi au cours d'une morsure (Hellard *et al.*, 2011).

Un chat ayant des symptômes dus au FeLV transmettra d'avantage le virus qu'un chat porteur asymptomatique (Studer *et al.*, 2019).

Un chat virémique pourra excréter jusqu'à 10^6 particules virales par millilitre de de salive. Cependant, ces particules résistent d'autant moins dans l'environnement que la salive contient des facteurs non spécifiques pouvant inactiver le virus (Gomeskeller *et al.*, 2006). Cela contribue donc à limiter la résistance du virus dans l'environnement.

De plus le virus du FeLV est présent dans les spermatozoïdes et les sécrétions vaginales. Une transmission vénérienne est donc possible, mais représente une voie mineure de contamination (Andreu, 2016).

Le virus du FIV est lui aussi transmis très majoritairement par contact direct. Il est excrété dans la salive et est transmis après une morsure. Cela peut avoir lieu lors d'une bagarre ou d'un accouplement lorsque le mâle mord le cou de la femelle.

Une différence majeure entre ces deux virus est donc la nécessité d'un contact agressif pour la transmission du FIV, par rapport au FeLV (Hellard *et al.*, 2011).

Il y a alors peu de transmission du FIV au sein d'un groupe de chats stables ayant seulement des rapports amicaux. La cohabitation entre un chat FIV positif et un chat FIV négatif doit donc être contrôlée afin d'éviter tout comportement agoniste (Litster, 2014). Cependant, il faut savoir qu'expérimentalement, il a été montré que l'ingestion de sang pouvait conduire au développement du FIV ; le toilettage ou le léchage de plaie peut donc potentiellement conduire à la transmission du virus (Andreu, 2016).

- Verticale

Le plus souvent, les femelles infectées par le FeLV possèdent des difficultés à la reproduction. La transmission verticale est donc assez peu fréquente. Néanmoins si la femelle devient gestante, le virus peut être transmis par voie transplacentaire et aboutir à des avortements tardifs et à de la mortalité néonatale (Njaa, 2012). Si les chatons survivent, ils seront porteurs du virus dès la naissance, et ce pour toute leur vie.

La transmission verticale du FIV est possible. Elle peut avoir lieu *in utero*, lors de la mise-bas ou via le lait de la mère.

Lors de la transmission *in utero* à partir de femelles gestantes infectées, le virus peut provoquer une diminution de la taille de la portée et des avortements. Cependant le mode de transmission transplacentaire n'est pas très clair (Njaa, 2012). Les chatons viables peuvent présenter une déficience en lymphocytes T et être porteurs du FIV (Andreu, 2016).

Le virus est également retrouvé dans les sécrétions vaginales chez 40% des femelles porteuses du FIV. Les chatons peuvent alors s'infecter lors de la mise-bas par voie naturelle. Enfin le virus peut être présent dans le lait et colostrum et donc infecter les chatons, mais cela reste très rare (Andreu, 2016).

2- Transmission indirecte

Concernant le FeLV, dans le cas de chats vivants en groupe et même s'il est peu résistant dans le milieu, le virus peut être transmis de manière indirecte par les gamelles d'eau et de nourriture. La

transmission peut aussi avoir lieu via les fèces présents sur la litière si les chats la partagent (Lutz *et al.*, 2009).

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 ces deux virus, via des instruments chirurgicaux contaminés ou une transfusion sanguine provenant d'un chat virémique.

d. Pathogénie et signes cliniques

1- Pathogénie

o Leucose féline

L'infection débute généralement au sein de l'oro-pharynx, dans les amygdales et les nœuds lymphatiques rétropharyngiens, où le virus se réplique une première fois.

Il infecte les lymphocytes qui vont jusqu'aux tissus lymphoïdes tels que la rate, le thymus et différents nœuds lymphatiques et s'y réplique alors une nouvelle fois, entre le 3ème et le 12ème jour post-infection.

Durant cette première virémie, la moelle osseuse hématopoïétique peut être infectée, touchant les précurseurs des lignées lymphoïde et myéloïde. Cela a lieu en général entre le 7ème et le 21ème jour post-infection.

Une fois ces cellules infectées, une seconde virémie se développe à partir du 28ème jour post-infection et conduit à l'infection des glandes salivaires et des muqueuses intestinales. Le virus peut alors être excrété massivement dans la salive et les fèces (Lutz *et al.*, 2009).

Néanmoins, il est important de retenir qu'une contamination par le FeLV ne mène pas nécessairement au même type d'infection. En effet à la suite de l'infection primaire, on définit 4 états infectieux du FeLV dépendant de la réponse immunitaire de l'hôte (**Figure 11**) :

- Infection progressive avec virémie permanente

Le système immunitaire n'arrive pas à contrôler l'infection. La virémie dure plus de 16 semaines et le chat reste contagieux à vie. Cela touche surtout les jeunes chats et les chats immunodéprimés. Ils meurent souvent d'une maladie associée au FeLV et leur espérance de vie est de 18 à 36 mois.

- Infection régressive avec virémie transitoire

La réponse immunitaire est efficace et réussit à maintenir le virus à l'état de provirus latent après l'infection de la moelle osseuse. Le chat est contagieux seulement pendant la première phase de la virémie.

Plus le temps passe dans l'état de latence et moins la réactivation du virus est probable. Elle devient extrêmement rare 2 ans après l'infection. En revanche, la virémie peut être réactivée par un stress ou des grosses doses de corticoïdes.

- Infection abortive

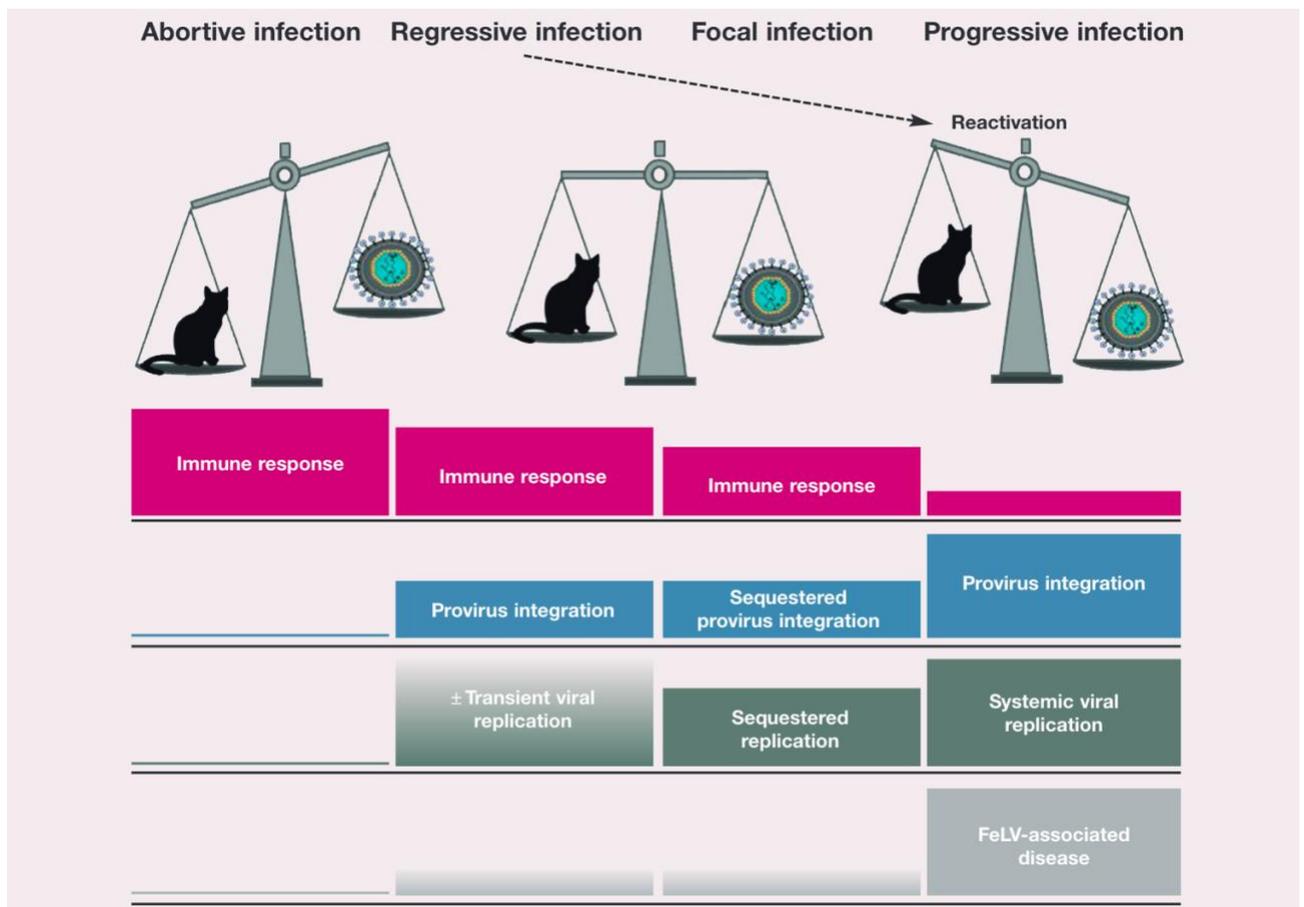
La réplication du virus est stoppée à l'oro-pharynx par le système immunitaire. Elle a lieu lors d'une faible exposition au virus et reste assez rare.

- Infection focale

Le virus reste dans un tissu ou il peut se multiplier (tissu intestinal, moelle osseuse, nœuds lymphatiques...) et est contagieux. L'infection peut devenir régressive ou progressive.

Il a cependant été montré que la plupart du temps les chats restaient infectés toute leur vie après l'exposition au FeLV via l'ADN pro viral présent dans les cellules. Cela n'est pas forcément détectable grâce aux tests disponibles.

Figure 11: Les différentes issues d'une infection par le FeLV en fonction du statut immunitaire de l'hôte (Hofmann-Lehmann et Hartmann, 2020)



○ Immunodéficience féline

Le mode d'action du FIV est totalement différent de celui du FeIV. Les cellules cibles sont les lymphocytes T CD4⁺ activés, au centre de l'immunité cellulaire et humorale, ainsi que les macrophages et les cellules dendritiques.

Jusqu'à 4 semaines post-infection, l'ARN du virus est converti en ADN et intégré au sein du génome cellulaire des lymphocytes. Puis le virus est disséminé aux différents tissus lymphoïdes (rate, thymus, nœuds lymphatiques...).

On est alors en phase aiguë de l'infection. Il y a un pic de la charge virale ainsi qu'une baisse des lymphocytes T CD4⁺, puis ceux-ci ré augmentent et la charge virale diminue. Ce premier stade de l'infection constitue la **phase aiguë** de la maladie (Andreu, 2016).

La diminution de la charge virale marque le début d'un deuxième stade de la maladie : la **séropositivité asymptomatique**, qui peut durer de quelques années à toute la vie pour la majorité des chats infectés.

Les lymphocytes T CD4⁺ baissent progressivement, la fonction immunitaire est altérée et les nœuds lymphatiques subissent une hypoplasie puis une aplasie. Pendant cette période le chat ne présente plus de signes cliniques mais reste contagieux. La durée de survie des chats infectés par le FIV est très variable, et peut être similaire à celle de chats non infectés (Little *et al.*, 2020).

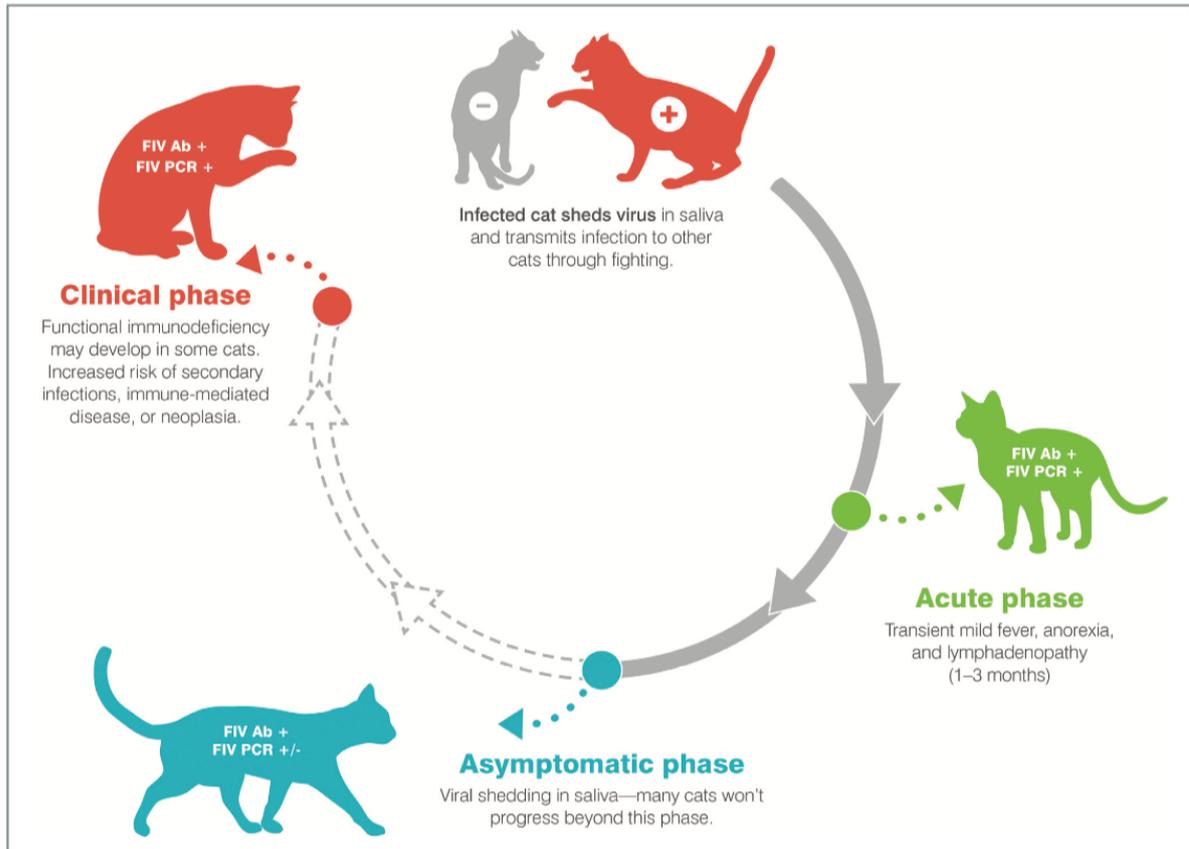
L'issue finale du FIV est variable. Certains chats restent asymptomatiques toute leur vie tandis que d'autres subissent une déplétion lymphocytaire majeure associée à une augmentation de la virémie (Andreu, 2016). Ils rentrent alors dans le troisième stade de la maladie : le **début de la phase clinique**.

Les lymphocytes CD4⁺ diminuent plus rapidement que lors de la phase asymptomatique, tandis que la virémie augmente. Cette phase clinique est suivie et parfois confondue cliniquement avec le 4^{ème} stade de la maladie : le stade **pré-SIDA**, qui peut durer de quelques mois à des années. L'immunodéficience augmente de plus en plus et les chats peuvent développer des affections secondaires opportunistes, telles que des infections chroniques ou récurrentes. De plus, les processus néoplasiques sont cinq fois plus fréquents que chez les chats non infectés (Little *et al.*, 2020).

Enfin, le cinquième stade décrit de l'immunodéficience féline est le stade **SIDA**, qui dure de 1 à 6 mois et au cours duquel les tissus lymphoïdes secondaires présentent une involution folliculaire. Les stocks de lymphocytes T CD4⁺ sont épuisés et la charge virale continue d'augmenter, laissant la place au développement d'infections opportunistes (Andreu, 2016).

Les différentes phases de l'infection par le FIV sont présentées sur la **Figure 12** ainsi que dans le **Tableau 2**.

Figure 12: Cycle infectieux du FIV et statuts diagnostiques associés (IDEXX laboratories, 2019)



2- Signes cliniques

○ Leucose féline

Les conséquences les plus courantes d'une virémie persistante du FeIV sont l'immunosuppression, l'anémie et le lymphome (Lutz *et al.*, 2009).

- L'immunosuppression

Qu'il présente des signes cliniques ou non, un chat virémique au FeIV est immunodéprimé. Cette immunosuppression peut conduire à une atrophie thymique, une lymphopénie ou encore une neutropénie.

Le chat immunodéprimé peut être sujet à des agents pathogènes auxquels il est normalement résistant, mais aussi exacerber les signes cliniques associés à d'autres pathogènes. Les infections secondaires sont donc fréquentes.

- L'anémie

Les chats virémiques peuvent présenter différents types d'anémie, principalement de type non-régénérative. Celle-ci peut être due à la myélosuppression induite par le virus, mais aussi à des infections secondaires ou à une destruction à médiation immunitaire.

- Le lymphome

Le virus peut induire la formation de lymphomes et de leucémies. Ceux-ci sont classés parmi les cancers les plus fréquents chez le chat. Il peut s'agir de lymphomes thymiques ou médiastinaux, de lymphomes digestifs, multicentriques ou solitaires (rénaux par exemple).

- Autres maladies

Des maladies à médiation immune peuvent suivre une infection par le FeLV. L'anémie hémolytique, la glomérulonéphrite et la polyarthrite en sont des exemples.

○ **Immunodéficience féline**

Il faut retenir que la plupart des signes cliniques rencontrés face à un cas d'immunodéficience féline ne sont pas directement causé par le virus, mais sont le résultat d'une infection secondaire à l'immunodéficience causée par celui-ci. En l'absence de surinfection, les chats pourront donc avoir une présentation asymptomatique (Little *et al.*, 2020).

Néanmoins, certains signes cliniques peuvent être associés aux différents stades de l'infection, nous permettant d'avoir une idée de l'avancement de la maladie. Ils sont résumés dans le **Tableau 2**.

Tableau 2: Durée moyenne et symptômes associés aux différents stades d'une infection par le FIV (LPG : lymphadénopathie persistante généralisée) (Andreu, 2016).

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 - Alopecies/prurit - Lymphopénie, neutropénie
5 : SIDA	1 à 6 mois	- Signes précédents - Atteintes neurologiques - Tumeurs

e. Méthodes diagnostiques

Le diagnostic repose sur la base des signes cliniques s'ils sont présents mais surtout sur la positivité de tests utilisables sur place et en laboratoire.

En plus de permettre de poser un diagnostic étiologique, le diagnostic d'une infection par le FeLV et/ou le FIV permet d'identifier et de séparer les chats infectés des chats sains. Ceci limite la progression de ces maladies et permet d'adapter la prise en charge selon le statut de l'animal (Little *et al.*, 2020).

1- Détection virale

○ Isolement viral

L'isolement du FeLV à partir d'une culture cellulaire a longtemps été considéré comme le gold standard dans la détection du virus. La culture est réalisée à partir d'un échantillon de plasma ou de moelle osseuse.

Cependant cette méthode est complexe, longue et chère ; c'est pourquoi elle n'est plus utilisée aujourd'hui en routine (Lutz *et al.*, 2009).

De même, l'isolement du FIV est une méthode diagnostique fiable, réalisable à partir de sang frais hépariné. Mais cette technique est laborieuse et non utilisée en routine (Hosie *et al.*, 2009).

○ Test antigénique

Le test antigénique concerne le virus du FeLV. Il existe un test ELISA rapide donnant un résultat en quelques minutes. Ce test permet la détection de l'antigène viral p27 du FeLV associée à la détection d'un anticorps du FIV (SNAP FIV/FeLV Combo plus®).

Il existe aussi des tests basés sur des techniques d'immunochromatographie (Witness FeLV-FIV®, Duo Speed® ou encore FASTest FeLV-FIV®).

Ces tests sont réalisés à partir d'un échantillon de plasma, sérum ou sang total, et permettent de déceler l'infection pendant la phase précoce de la virémie primaire. Des tests antigéniques sont également disponibles en laboratoire.

La plupart des chats sont positifs aux tests antigéniques dans les 30 jours suivant leur exposition au FeLV, mais le développement de l'antigénémie peut prendre encore plus de temps chez certains. Ainsi, lorsque le résultat est négatif mais qu'une infection récente ne peut pas être exclue, le test devrait être à nouveau réalisé au moins 30 jours plus tard (Levy *et al.*, 2008).

La sensibilité de ces différents tests est très bonne (entre 93,5 et 100% selon les études) (Andreu, 2016). Un faux-négatif peut exprimer une infection focale, abortive ou régressive.

La spécificité est encore meilleure (entre 99,6 et 100%).

A la suite d'un résultat positif, la réalisation d'un nouveau test diagnostique est conseillée lorsque le chat est à faible risque (cliniquement sain, vivant uniquement à l'intérieur, seul). En effet un résultat positif peut avoir de lourdes conséquences ; il faut donc s'assurer de sa véracité. De plus, la proportion de faux positifs est d'autant plus grande lorsque la prévalence du virus est faible. Un résultat positif doit donc toujours être interprété avec précaution et confirmé par un test PCR, d'autant plus lorsque l'on est fait face à un chat asymptomatique. A défaut, un second test devra être réalisé.

Si un chat a des symptômes très évocateurs de ceux du FeIV, un seul test positif est nécessaire (**Figure 13**) (Andreu, 2016).

En cas d'infection régressive, l'antigénémie devient négative au bout de 1 à 12 semaines, et peut prendre plusieurs mois dans de rares cas. Il a été démontré qu'il existe **une excellente concordance entre un test antigénique au FeIV positif et la présence d'ARN viral dans la salive**. Par conséquent, un test antigénique positif est révélateur des chats excréteurs du virus.

En cas de résultat positif confirmé (c'est-à-dire par PCR ou par un autre test antigénique), le chat doit être à nouveau testé 6 semaines plus tard. S'il est à nouveau positif, on le teste encore 6 semaines après. Ceci est fait dans le but de distinguer une infection progressive d'une infection régressive (**Figure 13**).

Les chats positifs au test antigénique sont excréteurs et doivent donc être séparés des autres chats, quel que soit leur état de santé, jusqu'à ce que le test soit éventuellement négatif (Hofmann-Lehmann et Hartmann, 2020).

Lorsqu'un nouveau chat arrive en refuge, il est conseillé de réaliser un test antigénique avant de le vacciner. En effet le sang prélevé directement après la vaccination peut contenir des antigènes provenant du vaccin lui-même, et donc engendrer de faux-positifs. On ne sait pas exactement combien de temps peut durer cette interférence au test ; c'est pourquoi le test doit être fait avant la vaccination (Levy *et al.*, 2008).

Il n'existe pas de test antigénique pour le FIV, car les chats infectés ont une charge virale assez faible pendant la majeure partie de leur vie.

- Tests PCR et RT-PCR

Concernant les deux maladies, 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 réalisés à partir de sang, de moelle osseuse et de tissus.

Ils sont très sensibles et spécifiques pour le FeIV.

Leur utilisation est intéressante face à une suspicion d'infection focale, pouvant donner un résultat antigénique faux-négatif, ou pour confirmer un résultat antigénique positif chez un chat sans signe clinique.

La PCR est aussi pertinente en cas d'infection régressive, où les taux d'antigènes sont souvent faibles mais de l'ADN proviral est détectable par PCR. En revanche, la plupart des chats infectés de

manière régressive n'ont pas d'infection de la moelle osseuse, et aucun ARN proviral n'est généralement détectable dans les cellules du sang périphérique (Hofmann-Lehmann et Hartmann, 2020).

C'est pourquoi cette nouvelle méthode, de plus en plus accessible est un bon moyen de définir plus précisément le statut de l'animal (Little *et al.*, 2020). De plus, il s'agit d'une technique de laboratoire donnant un résultat assez rapidement (Andreu, 2016).

Les différents résultats attendus concernant la détection virale du FeIV sont résumés dans le **Tableau 3**.

Tableau 3: Résultats des différents tests de détection virale selon l'état infectieux du chat FeIV.

État infectieux	ELISA	Isolement viral	PCR et RT-PCR
Infection progressive (virémie persistante)	+	+	+
Infection régressive (virémie transitoire)	+ puis -	+ puis -	PCR : + RT-PCR : + puis -
Infection abortive	-	-	-
Infection focale	-	+ ou – (non détectable dans le sang ou la moelle osseuse)	+ ou – (non détectable dans le sang ou la moelle osseuse)

Les techniques de PCR et 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 (Hosie *et al.*, 2009).

2- Détection des anticorps

La détection des anticorps anti-FeIV n'est pas utilisée en pratique. En effet il est impossible de différencier des anticorps d'origine vaccinale, virale ou maternelle. De plus en cas d'infection progressive, il est commun que les chats ne développent pas suffisamment d'anticorps pour être détectés.

Concernant le FIV, l'infection est persistante et la production d'anticorps anti-FIV est permanente. Leur détection apparaît alors pertinente pour le diagnostic de la maladie.

Comme évoqué précédemment, il existe des tests rapides combinés à la détection antigénique du FeIV donnant un résultat en quelques minutes.

De la même manière que pour le FeIV, un résultat positif à un test rapide FIV devrait toujours être confirmé par un test en laboratoire ou à défaut par un second test rapide, notamment dans les zones à faible prévalence et populations peu à risque (**Figure 14**) (Hosie *et al.*, 2009).

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 (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 combinant FeIV et FIV à différents moments de leur vie :

- Lors de l'acquisition d'un chat ou d'un chaton, avant toute vaccination contre le FeIV.

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 FeIV et/ou au FIV.
- Lorsqu'un chat a accès à un extérieur.
- Lorsqu'un chat donne son sang pour une transfusion.

Figure 13 : Démarche diagnostique face à une infection par le FeLV (Hofmann-Lehmann et Hartmann, 2020)

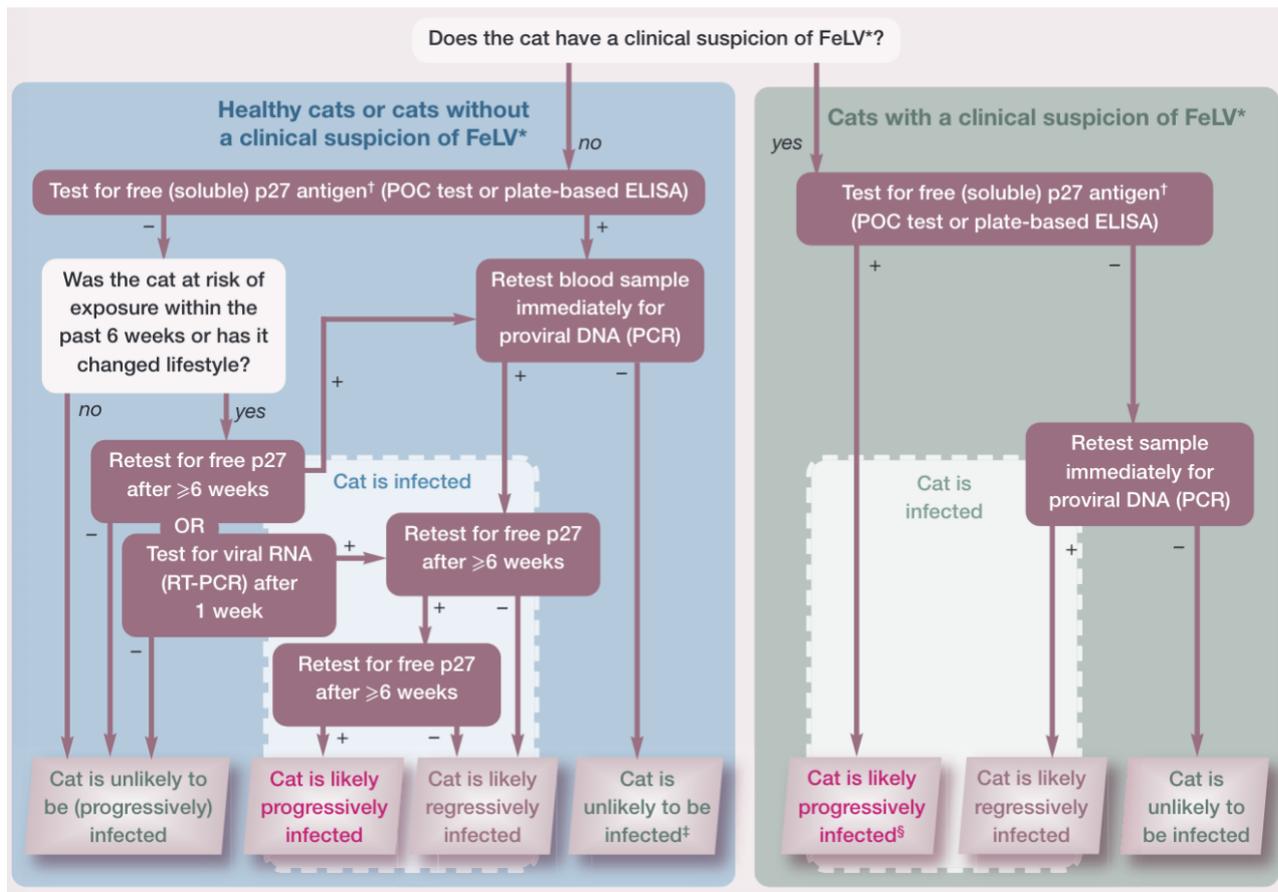
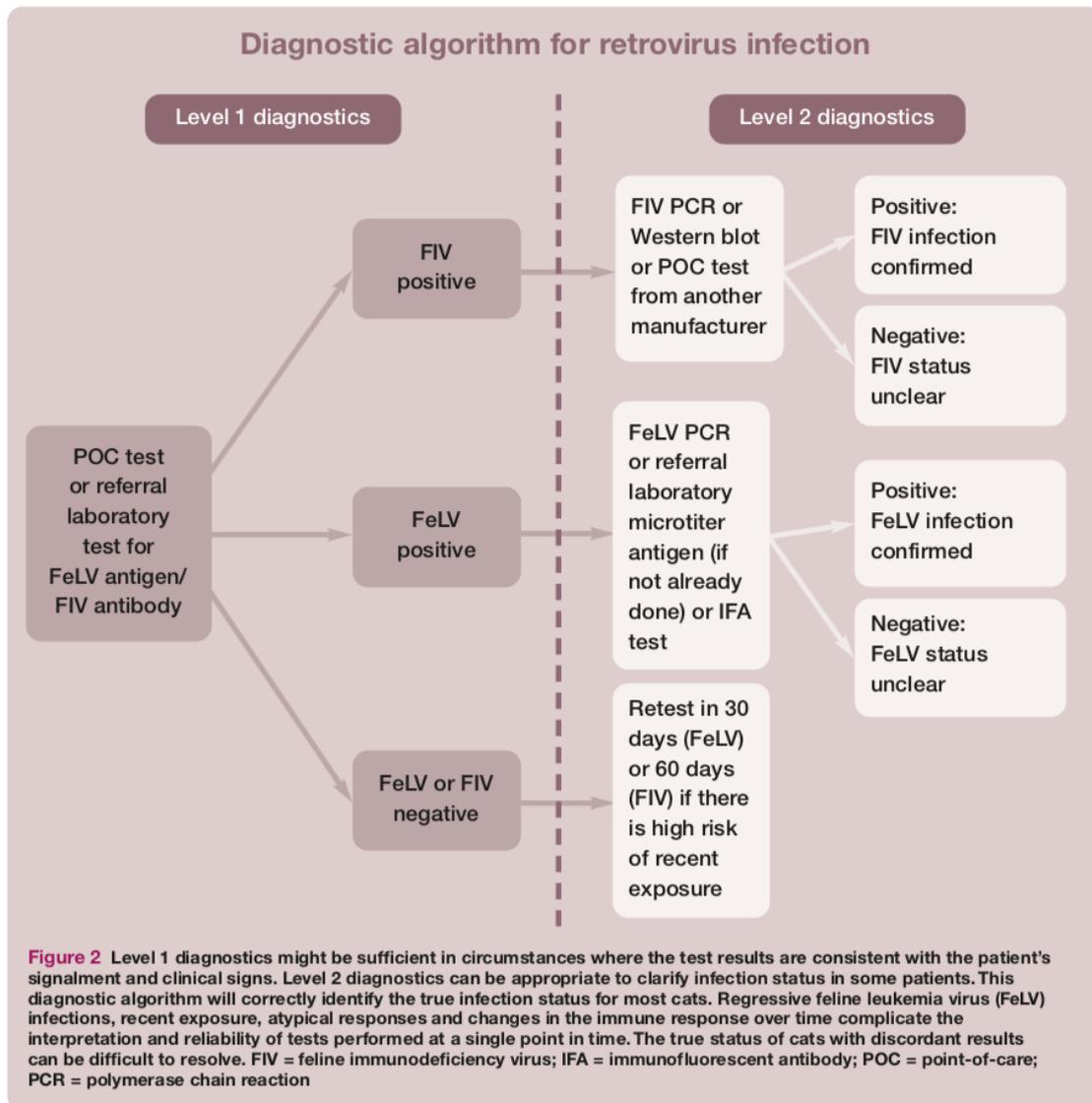


Figure 14 : Démarche diagnostique face aux rétrovirus FIV/FelV (Little et al., 2020)

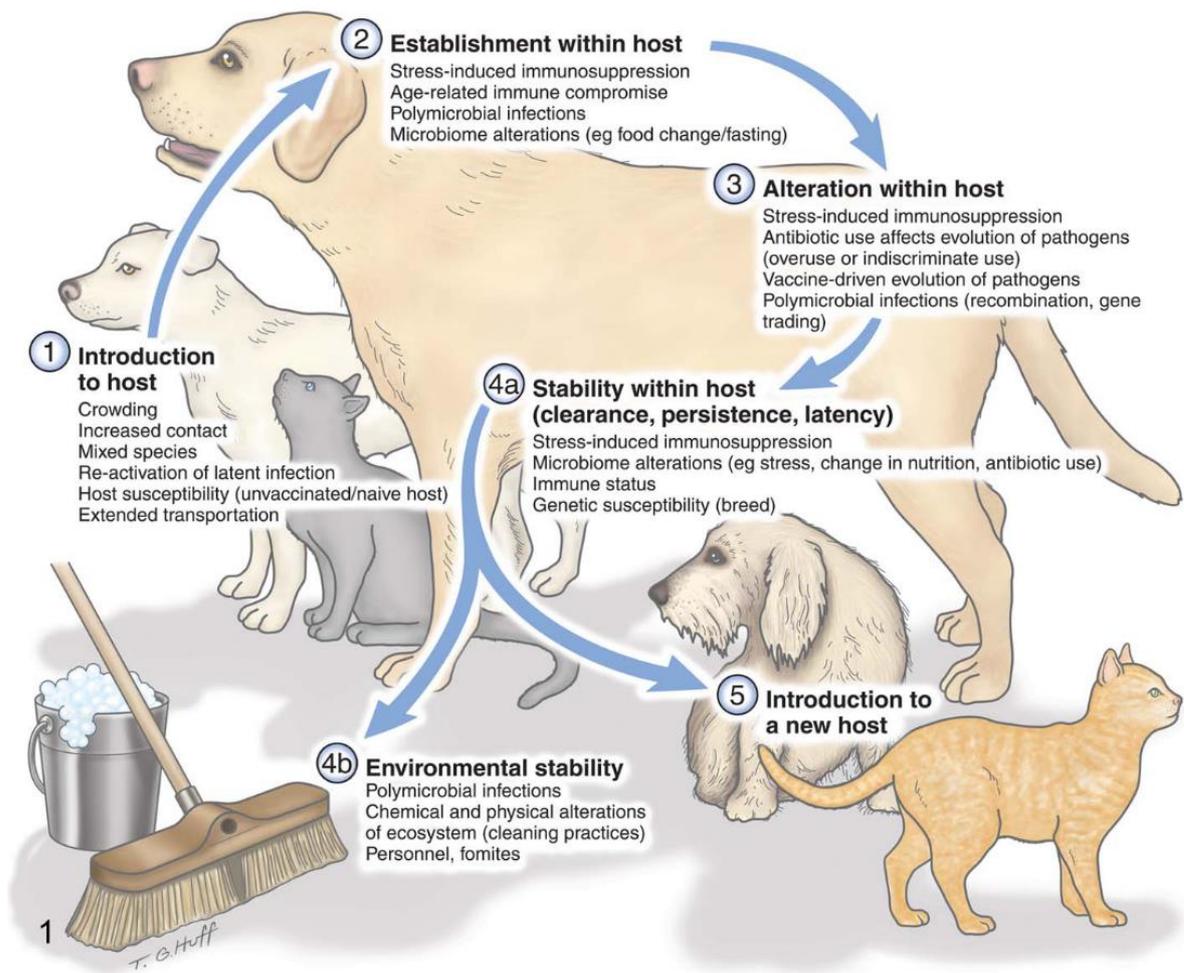


F. Conséquences sur l'hébergement et la quarantaine

Les chats arrivant en refuge peuvent être de tout âge et de tout type de provenance, et leur passé vaccinal est bien souvent naïf ou inconnu. De plus, le renouvellement des individus est constant et le brassage de populations peut donc être important.

La densité animale et notamment la surpopulation ainsi que le stress engendré par l'environnement sont des problématiques majeures, pouvant causer l'émergence et/ou la perte de contrôle de la gestion de certaines maladies infectieuses. Ces différentes causes pouvant contribuer à une forte pression infectieuse, à l'émergence de nouveaux pathogènes et à la contamination de nouveaux individus en refuge sont résumées sur la **Figure 15**.

Figure 15: Facteurs responsables de l'émergence, de la contamination et de la persistance d'agents infectieux en refuge (Pesavento et Murphy, 2014)



C'est pourquoi la vaccination seule ne suffit pas et nécessite des mesures de gestion sanitaire concernant les hébergements et les délais avant la mise en collectivité.

a. Hygiène et sectorisation des locaux

La **sectorisation du refuge** est primordiale, et idéalement il faudrait au moins quatre zones distinctes (Möstl *et al.*, 2013) :

- Une **zone de quarantaine** pour les chats entrants
- Une **zone d'isolement ou infirmerie** pour les chats malades ou potentiellement contagieux
- Une **zone de logement pour les animaux en bonne santé**
- Une **zone de logement pour les femelles allaitantes et leurs chatons**

Une **sectorisation du matériel** utilisé, ainsi que des équipements de protection dédiés à chaque secteur (surchaussures, blouses) sont également à envisager afin de limiter la diffusion de particules virales (Spindel *et al.*, 2013). De même, si leur nombre le permet, une **sectorisation du personnel** est idéale car permet de limiter la diffusion de particules virales entre les différents secteurs.

L'hygiène est un aspect majeur dans le contrôle des maladies infectieuses. Le nettoyage et la désinfection permettent d'abaisser la dose de pathogène présent dans le milieu et ainsi de limiter la pression infectieuse. S'ils sont faits correctement et à une fréquence adaptée, ils permettent en plus de réduire la durée d'exposition de l'hôte à l'agent pathogène (Duchateau, 2019).

Afin de minimiser le risque de transmission virale, il convient de respecter le **principe de marche en avant** en commençant toutes les activités depuis les animaux les plus à risque vers les animaux les moins à risque. Ceci permet d'éviter le transport de particules virales de chats malades vers des chats mal protégés (Spindel *et al.*, 2013).

L'ordre à respecter pour toute activité est donc le suivant :

- Chatons et/ou mères allaitantes
- Chats adultes
- Chatons en quarantaine
- Chats adultes en quarantaine
- Chats en isolement

b. Quarantaine

Étant donné la contagiosité, la gravité et la possibilité de réactivation de certains virus, des mesures de gestion des chats entrants et la mise en place d'une quarantaine apparaissent cruciales en refuge, afin de contenir et limiter les nouvelles infections.

La mise en quarantaine consiste à placer les chats arrivant au refuge dans une section séparée du reste des animaux, pendant une période déterminée afin de voir s'ils développent une maladie ou non.

Le temps d'incubation du FPV peut aller jusqu'à 7 jours, c'est pourquoi une mise en quarantaine d'au moins une semaine doit être mise en place systématiquement pour les chats nouvellement arrivés.

Concernant le FHV-1, les recommandations ABCD (*European Advisory Board on Cat Diseases*) suggèrent que les chats nouvellement arrivés soient mis en quarantaine pendant 2 semaines, ce qui couvre la durée d'incubation et de réactivation du virus. Durant cette période, ils doivent être hébergés individuellement sauf s'ils proviennent du même foyer (Thiry *et al.*, 2009).

La période d'incubation est plus longue pour le FCV, c'est pourquoi la quarantaine devrait au total durer **3 semaines minimum** pour prévenir l'apparition de cette maladie, et donc couvrir le délai d'incubation le plus long (Möstl *et al.*, 2013).

La zone de quarantaine doit être de sorte à éviter toute contamination croisée, et les chats doivent être vaccinés dès que possible.

Les femelles allaitantes et leurs chatons doivent rester à part, dans l'idéal dans des familles d'accueil.

c. Tests de dépistage pour les rétrovirus

L'ABCD ainsi que l'AAFP (*American association of feline practitioners*) prônent le dépistage de tous les chats entrants en refuge pour les rétrovirus.

Étant donné la période de séroconversion du FIV et le délai potentiellement long de détection des antigènes du FeIV, lorsque les chats sont systématiquement dépistés pour ces deux maladies, une quarantaine de 6 semaines minimum est recommandée, suivie d'un nouveau test rapide à la fin de cette période. Si celui-ci est à nouveau négatif, les chats pourront passer en logement collectif.

De plus, il faut retenir que les chats de moins de 6 mois peuvent présenter un test positif au FIV à cause des anticorps maternels ; si l'on veut être rigoureux il faudrait maintenir les chats de moins de 6 mois positifs au FIV en quarantaine ou en famille d'accueil et les tester à nouveau après leur 6 mois (Möstl *et al.*, 2013).

Un résultat positif à un test rapide doit être confirmé par un test de laboratoire, étant donné la gravité de la maladie associée. Néanmoins, cela reste coûteux et demande des moyens et une logistique non négligeable. Selon les données de la littérature, aux Etats-Unis en cas de test rapide positif pour l'un des rétrovirus, les chats de refuge sont majoritairement euthanasiés contrairement aux recommandations (Miller et Zawistowski, 2013).

Si les chats ne peuvent pas être testés à leur arrivée au refuge, il faudrait néanmoins le faire avant leur adoption et avant leur stérilisation et leur mise en collectivité s'ils restent au refuge.

Lors de la réalisation des tests, les échantillons ne doivent jamais être mélangés, et un résultat négatif pour un chat ne doit pas être extrapolé à d'autres chats. Par exemple, une mère testée négative aux rétrovirus n'implique pas que tous ses chatons seront négatifs (Levy *et al.*, 2008).

Si jamais le test n'a pas pu être effectué avant l'adoption, il faut conseiller aux nouveaux propriétaires de tester leur chat et de le garder séparé des autres chats du foyer ou de l'extérieur en attendant (Miller et Zawistowski, 2013).

d. Isolement des chats malades

L'isolement consiste à placer les chats malades dans une section physiquement séparée du reste des hébergements, afin de pouvoir les traiter et éviter la contamination des autres chats.

La zone doit être strictement séparée de la zone de quarantaine et des autres hébergements, dans l'idéal dans un bâtiment séparé.

L'isolement peut concerner tout chat nouvellement arrivé ou déjà présent sur le site ayant des signes cliniques compatibles avec une maladie infectieuse (Horzinek *et al.*, 2013).

Dans l'idéal, les zones d'isolement devraient être subdivisées pour séparer les chats souffrant d'infections respiratoires de ceux souffrant d'infections cutanées ou gastro-intestinales.

Si l'espace le permet, il est préférable de séparer les chats légèrement malades ou en cours de guérison de ceux plus gravement malades (Hurley, 2005).

De plus, en cas d'épidémie d'une maladie infectieuse il convient de séparer physiquement les animaux exposés, ceux à risque et les animaux non exposés (Newbury, 2009).

Concernant les chats positifs au FIV ou FeIV, ils ne devraient pas être logés avec des chats négatifs. Les chats FIV peuvent être logés ensemble, de même pour les chats FeIV, mais les chats infectés par le FIV et FeIV ne devraient pas être mélangés (Möstl *et al.*, 2013).

2. Prophylaxie médicale adaptée à la vie en refuge

A. Généralités

a. *Rappels sur l'immunité*

L'immunité définit la capacité d'un organisme à répondre à l'agression d'agents pathogènes, et ainsi à résister à une infection (Leprêtre, 2009).

Celle-ci fait intervenir différentes réactions et acteurs, plus ou moins spécifiques, regroupés au sein de la réponse immunitaire innée et adaptative ou acquise.

1- *Réponse immunitaire innée*

La réponse immunitaire innée regroupe des mécanismes non spécifiques d'apparition rapide et constante à chaque nouvelle infection.

Cette réponse peut être induite de différentes manières. L'agent pathogène peut être reconnu directement par les cellules immunitaires tissulaires tels que des macrophages, mastocytes ou encore cellules dendritiques. Ces mêmes cellules peuvent être activées via des molécules sécrétées par les cellules infectées lors de leur apoptose. Enfin, l'agent infectieux peut être lié et reconnu par le système du complément.

La réaction immunitaire qui s'ensuit provoque des modifications locales qui facilitent la migration de cellules immunitaires, d'anticorps et du complément vers le site d'infection.

L'agent pathogène peut être détruit par phagocytose via les granulocytes neutrophiles et les macrophages. Les cellules infectées par un agent intra-cellulaire ou marquées par un anticorps sont lysées par les cellules NK. Le système du complément peut lui aussi se fixer à un anticorps lié au pathogène ou directement sur celui-ci et participer à sa destruction.

De plus, la réponse immunitaire innée non spécifique participe à la mise en place d'une réponse immunitaire adaptative. En effet, celle-ci active les cellules présentatrices d'antigènes (CPA), permettant à terme l'activation des lymphocytes T. Le système du complément permet lui aussi l'activation des lymphocytes B au sein des tissus lymphoïdes (Leprêtre, 2009).

2- *Réponse immunitaire adaptative ou acquise*

Cette réponse immunitaire est spécifique d'un type d'antigène donné et permet la mise en place d'une mémoire immunitaire. Elle apparaît moins rapidement que la réaction immunitaire innée, mais son efficacité est plus longue. Cette réponse est initiée dans les tissus lymphoïdes périphériques, via la présentation de l'agent pathogène par des cellules présentatrices d'antigènes (CPA).

- Réponse immunitaire à médiation cellulaire

Après la présentation par la CPA, les lymphocytes T CD4⁺ sont activés et se différencient en cellules effectrices circulantes : les lymphocytes auxiliaires, qui peuvent alors être recrutés sur le site de l'infection. Une autre partie de ces lymphocytes est transformée en lymphocytes mémoires de l'antigène présenté.

La reconnaissance de l'antigène par les lymphocytes T CD8⁺ induit leur multiplication et leur différenciation en lymphocytes T cytotoxiques capables de lyser les cellules infectées via des perforines, ainsi que la différenciation de lymphocytes T mémoires.

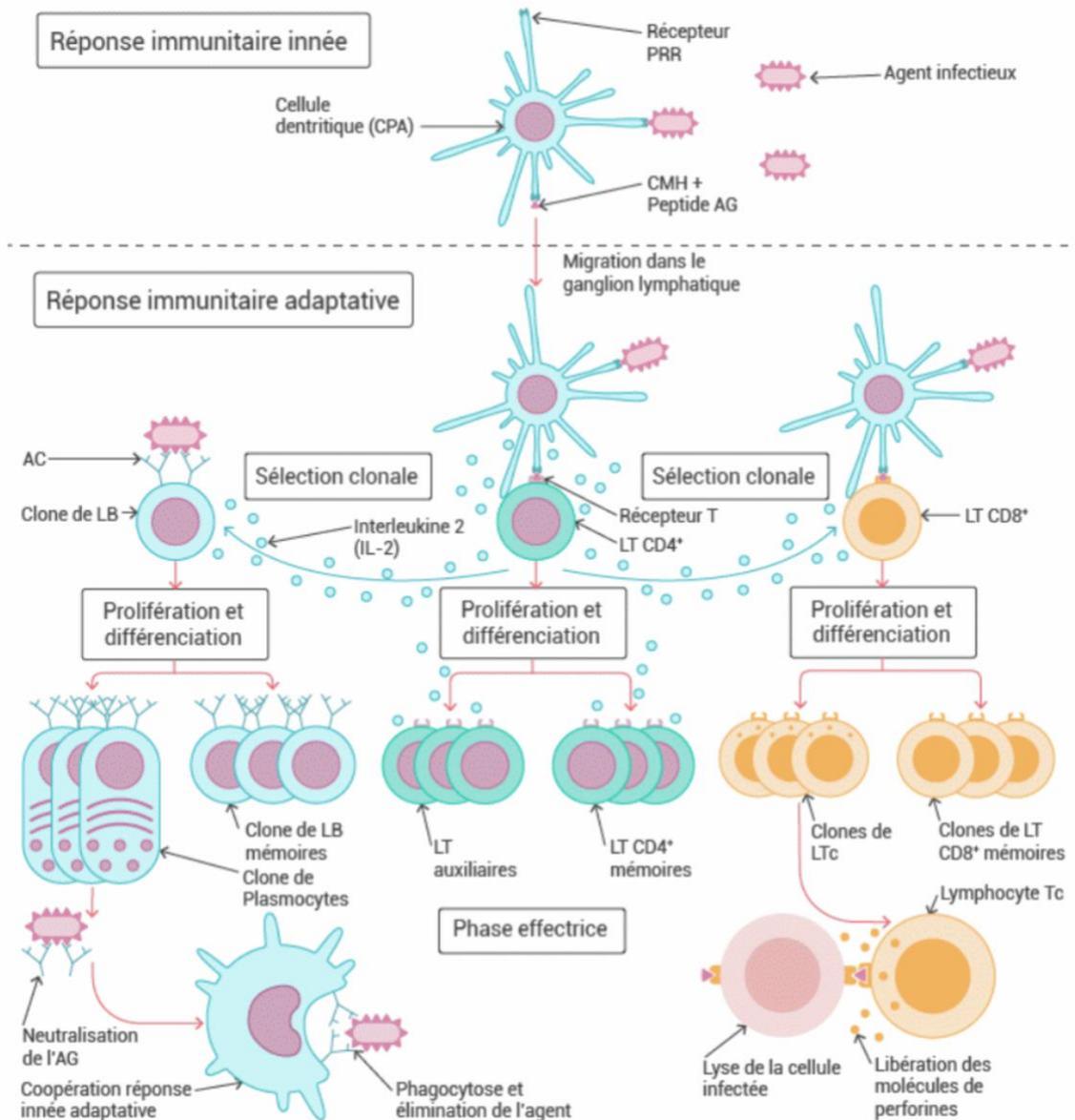
- Réponse immunitaire à médiation humorale

L'activation des lymphocytes B par la reconnaissance de l'antigène aboutit à leur multiplication et différenciation en plasmocytes. Ceux-ci produisent des anticorps spécifiques à l'antigène reconnu. Les anticorps produits circulent ensuite dans le sang et peuvent rejoindre les tissus infectés pour se lier aux antigènes et provoquer leur destruction directe ou en coopération avec les cellules de l'immunité innée (macrophages, granulocytes neutrophiles et système du complément). Des lymphocytes B mémoires sont également produits, spécifiques de l'antigène.

Au cours de la réponse immunitaire acquise, les cellules dites « mémoire » sont spécifiques de l'antigène du pathogène et sont prêtes à être sollicitées en cas d'une nouvelle infection par celui-ci. Elles permettent alors la mise en place d'une réaction immunitaire spécifique plus rapide et efficace que lors de la première infection (Leprêtre, 2009).

Les différentes étapes de l'immunité acquise sont résumées dans la **Figure 16**.

Figure 16: La réponse immunitaire acquise (Morales, 2009)



b. Définition et rôle de la vaccination

Le vaccin est une préparation médicale dont le but est de stimuler l'immunité d'un individu afin de le protéger contre un agent pathogène et des signes cliniques associés.

La réponse immunitaire adaptative est donc la cible de la vaccination, permettant une réponse immunitaire secondaire durable, plus intense et plus rapide grâce à la mémoire immunitaire. Afin de prolonger la protection et maintenir une mémoire immunitaire à long terme, il est nécessaire d'effectuer des rappels vaccinaux au cours de la vie de l'animal (Guillemet, 2020).

La vaccination est un pilier de la prophylaxie médicale, permettant à l'échelle individuelle de réduire la mortalité induite par un pathogène, ainsi que prévenir ou limiter les signes cliniques. A l'échelle

de la population, la vaccination permet de réduire voire empêcher l'excrétion du pathogène et prévient le développement d'infections chroniques ou latentes. Ainsi, la dissémination des pathogènes et l'existence d'individus réservoirs sont alors contrées. À terme, la prévalence de l'agent infectieux dans la population peut donc être significativement diminuée.

On voit donc bien ici l'intérêt majeur porté par la vaccination, tant du point de vue individuel que collectif, au sein de populations telles que les chats séjournant en refuge (Jolivet, 2017).

B. Immunité du jeune

a. Système immunitaire du nouveau-né

Le chat nouveau-né possède un système immunitaire immature, et est donc sensible aux différents agents pathogènes environnants. En effet les chattes gestantes possèdent un placenta de type endothélio-chorial qui ne permet qu'un passage restreint d'anticorps et cellules immunitaires maternelles. Il a été montré que seulement 5 à 10% des immunoglobulines G retrouvées chez le nouveau-né proviennent d'un passage transplacentaire ayant eu lieu lors du dernier tiers de gestation (Leprêtre, 2009).

Les anticorps maternels sont transmis au chaton nouveau-né principalement par l'ingestion de colostrum. La majeure partie de l'absorption a lieu dans les premières 24 heures de vie, c'est pourquoi il est crucial que le chaton ait accès au colostrum de sa mère sur cette période (Stone *et al.*, 2020).

Cependant il faut retenir que cette protection initiale du jeune dépend de la santé et du statut immunitaire de sa mère, ainsi que de son propre état de santé.

b. Immunité passive et période critique

La période critique pour la vaccination se définit comme la période au cours de laquelle le taux d'anticorps maternels est insuffisant pour protéger le jeune contre les agents pathogènes mais assez important pour compromettre sa capacité à répondre à la vaccination (**Figure 17**). Cette période peut varier d'un animal à l'autre.

En effet, au bout de quelques semaines les anticorps maternels sont progressivement dégradés par le catabolisme protéique du chaton. Leur niveau passe en dessous du seuil de protection **entre 6 et 16 semaines d'âge** suivant les individus, les maladies concernées et le taux d'anticorps transmis associé. Le chaton rentre alors dans une période critique concernant son statut immunitaire et l'efficacité d'une éventuelle vaccination.

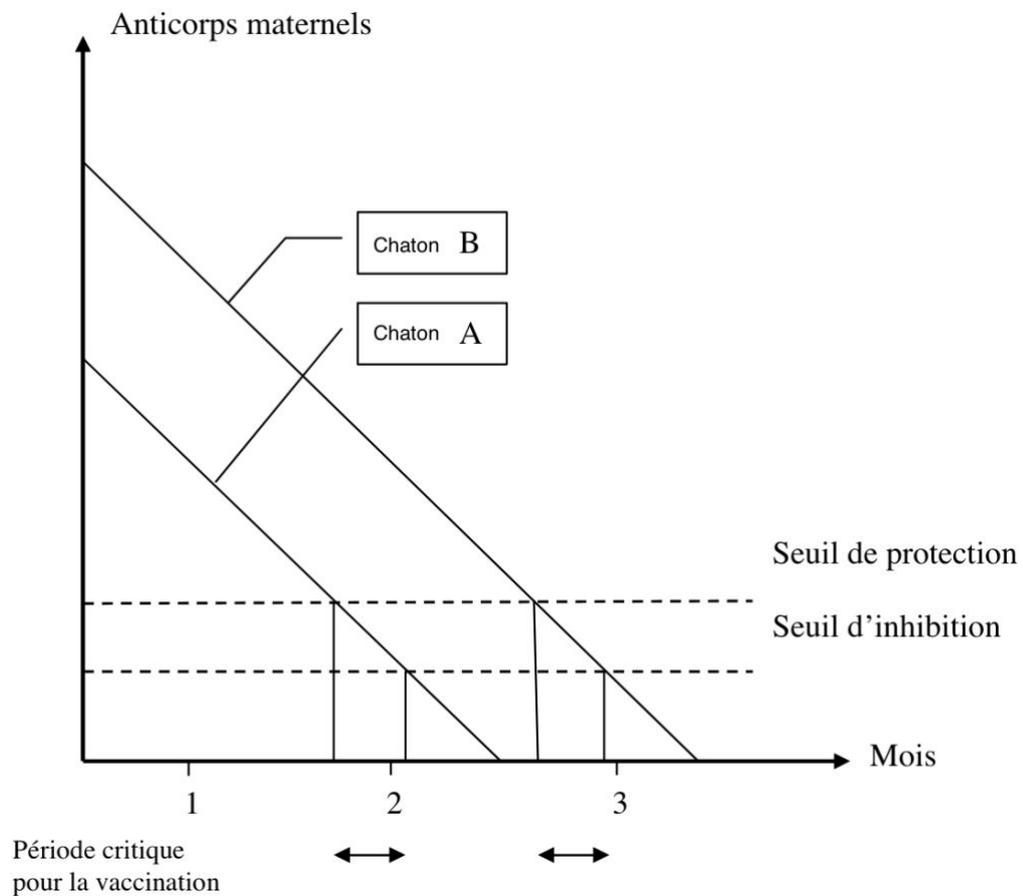
Concernant le FHV-1, si la mère possède les anticorps, ceux-ci sont transmis par le colostrum et persistent en moyenne entre 2 et 10 semaines chez le chaton. Cependant certaines études ont montré qu'environ 25% des chatons ne possédaient plus ces anticorps maternels à seulement 6 semaines d'âge. Une vaccination efficace pourrait alors être envisageable à cet âge (Thiry *et al.*, 2009).

Les anticorps maternels contre le FCV persistent en moyenne entre les 10 et 14 semaines d'âge, soit un peu plus longtemps que ceux contre le FHV-1. Néanmoins, des études ont montré que 20% des chatons n'avaient plus d'anticorps détectables dès l'âge de 6 semaines (Radford *et al.*, 2009).

Les anticorps maternels contre le FPV restent protecteurs chez la plupart des chatons jusqu'à leur 6-8 semaines, où débute alors la période critique. Les mères vivant dans un environnement à haut risque de la maladie transmettent généralement des titres en anticorps assez élevés à leurs chatons. Ceci a pour conséquence une période critique pouvant aller jusqu'à 16 semaines d'âge (Truyen *et al.*, 2009).

Concernant la leucose féline, si une femelle gestante est virémique, cela se solde généralement par la mort des embryons, de la mortinatalité ou par la naissance de chatons virémiques qui meurent rapidement (Lutz *et al.*, 2009).

Figure 17: Évolution des taux d'anticorps maternels pour deux chatons (A et B) en fonction du temps et périodes critiques associées



C. Les différents types de vaccins existants

Les différents types de vaccins disponibles peuvent être divisés en deux grandes catégories : les **vaccins vivants** et les **vaccins inertes**.

Quel que soit sa catégorie, tout vaccin doit répondre aux critères suivants : il se doit d'être efficace en induisant une réponse immunitaire et une protection durable, être facile à administrer en termes de modalités et de nombres d'administrations et présenter une grande sécurité d'emploi (Canouï et Launay, 2019).

Il existe une catégorie de vaccins obtenus par des technologies de clonage moléculaire du génome de microorganismes. Celles-ci sont réalisées de manière à obtenir un principe actif avec une efficacité vaccinale. Il s'agit des **vaccins recombinants**, pouvant être vivants ou inertes.

a. Vaccins vivants

1- Vaccins à virus vivant atténué

Les vaccins à virus vivant atténué incluent une souche de l'agent pathogène dont le pouvoir pathogène est rendu faible ou nul pour l'espèce de destination via différents procédés. En revanche les propriétés antigéniques et immunogènes sont conservées. Le but est alors d'induire une forme atténuée à asymptomatique de la maladie tout en stimulant la réponse immunitaire.

Les souches atténuées peuvent être obtenues de différentes manières.

Elles peuvent par exemple être **spontanément avirulentes** pour une autre espèce cible.

La sélection des souches peut également se faire via des **moyens conventionnels** tels que des cultures cellulaires multiples, ou bien encore la multiplication à température inférieure à 37°C sélectionnant des souches thermosensibles (**Figure 18 A**).

Il faut retenir qu'avec ces moyens conventionnels la sélection de la souche vaccinale se fait à l'aveugle, et la raison de son atténuation reste souvent inconnue. Le niveau de stabilité de l'atténuation peut donc être incertain.

La sélection d'une souche vivante atténuée peut être réalisée par **sélection contre le produit d'un gène**. Des souches virales sont mises en culture en présence d'un anticorps monoclonal contre une protéine qui est un facteur de virulence. Les mutants obtenus n'expriment alors pas le gène de virulence (**Figure 18 B**).

Enfin, les souches vivantes atténuées peuvent être obtenues par **mutagenèse dirigée**, qui permet la délétion sélective de certains gènes de virulence par **recombinaison génétique** (**Figure 18 C**) (Eloit, 1998).

2- Vaccins vectorisés ou recombinants

Le principe des vaccins vectorisés repose sur les protéines majeures contre lesquelles la réponse immunitaire de l'hôte est dirigée. La seule présence de ces protéines peut alors engendrer une protection complète. Le gène codant ces protéines est transféré dans un virus ou bactérie qui sert de vecteur et qui est lui non pathogène (**Figure 18 D**).

A titre d'exemple, les poxvirus sont très utilisés en tant que vecteur du fait de leur stabilité (plus de 10% de leur génome peut être supprimé et remplacé par des fragments d'ADN étranger sans altération de la viabilité du virus) et de la possibilité d'altérer leur capacité de réplication (Leprêtre, 2009).

b. Vaccins inertes

L'agent contenu dans un vaccin inerte se définit par son incapacité à se multiplier à la fois *in vitro* et *in vivo*.

1- Vaccins inactivés

Ces vaccins sont obtenus en exposant l'agent pathogène à un agent physique (chaleur) ou chimique (réticulation par le formaldéhyde, alkylation par la bêtapropiolactone, etc..), le rendant inoffensif d'un point de vue infectieux mais tout en conservant son aptitude immunogène (**Figure 18 F**).

Cependant, il faut une quantité importante de virus inactivé pour obtenir une réaction immunitaire satisfaisante, et la présence d'un adjuvant est quasiment systématique (Eloit, 1998).

En effet, l'adjuvant permet d'augmenter l'intensité et la durée de la réponse immunitaire par rapport à l'injection du vaccin inactivé seul.

2- Fractions antigéniques

Certaines fractions protéiques possèdent l'intégralité du pouvoir immunogène du pathogène, en accord avec ce que nous avons vu sur les vaccins vectorisés. Reposant sur cette connaissance, il existe des vaccins inertes subunitaires constitués uniquement de protéines immunogènes. Ils sont soit purifiés à partir de l'agent pathogène, soit créés *in vitro* par des techniques de génie génétique. Dans ce dernier cas il s'agit de vaccins recombinants (**Figure 18 G**).

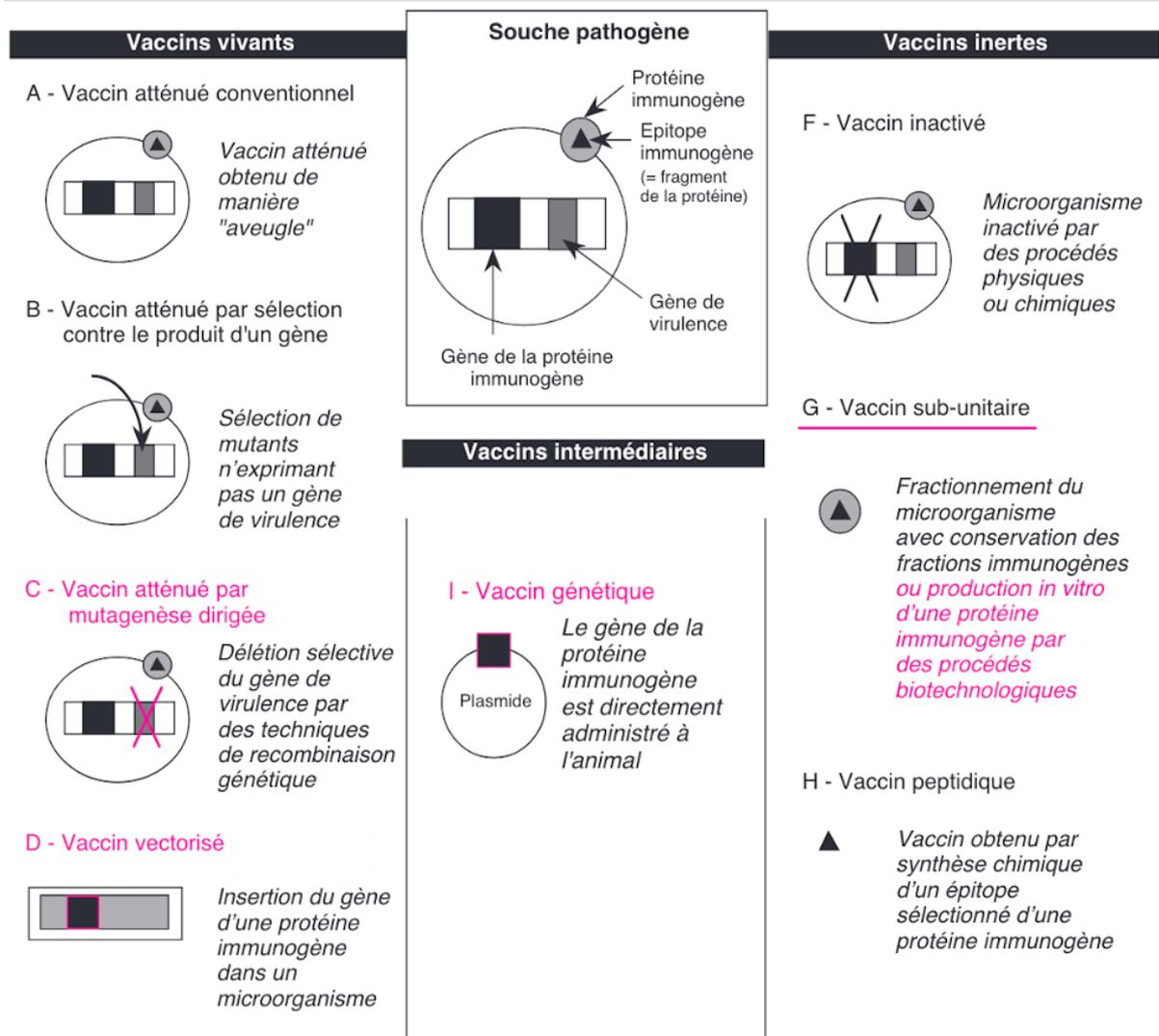
Dans certains cas, la fraction antigénique peut être limitée à de petits fragments protéiques immunogènes, appelés épitopes. Cette séquence d'acides aminés peut parfois être reconnue même si sa structure dans l'espace est modifiée. Il s'agit d'épitopes linéaires, qui sont alors synthétisables chimiquement, aboutissant à un vaccin peptidique (**Figure 18 H**). Les peptides doivent le plus souvent être couplés à une protéine porteuse et à un adjuvant pour être efficaces (Eloit, 1998).

3- Immunisation génétique

L'immunisation génétique repose sur l'inoculation intra-musculaire directe du gène codant pour la ou les protéines immunogènes, sous forme d'une séquence ADN ou ARN intégrée dans un plasmide

bactérien qui joue le rôle de vecteur (**Figure 18 I**). Ce sont ensuite les cellules de l'hôte qui produisent l'antigène (Leprêtre, 2009).

Figure 18: classification des différents vaccins existants. Les vaccins recombinants sont en rose (Eloit, 1998)



c. Avantages et inconvénients des différents vaccins

Les avantages et inconvénients des différentes techniques vaccinales, de leur fabrication à leur utilisation sont résumés dans le **Tableau 4** (Eloit, 1998 ; Jolivet, 2017 ; Leprêtre, 2009).

Tableau 4: Avantages et inconvénients des vaccins vivants et inertes

	Vaccins vivants	Vaccins inertes
Avantages	<ul style="list-style-type: none"> - Stimulation immunitaire similaire à l'infection naturelle - Une seule injection de primo-vaccination nécessaire - Peu d'effets secondaires - Peu coûteux à produire 	<ul style="list-style-type: none"> - Pas de risque de virulence résiduelle ou de réversion de virulence : sécurité vaccinale
Inconvénients	<ul style="list-style-type: none"> - Virulence résiduelle possible - Réversion de virulence possible chez l'hôte - Recombinaison avec d'autres virus - Pathogénie possible pour d'autres espèces 	<ul style="list-style-type: none"> - Plusieurs injections de primo-vaccination souvent nécessaires - Durée de protection plus courte que vaccins vivants - Présence obligatoires d'adjuvants - Fabrication parfois très coûteuse notamment vaccins recombinants

D. Les vaccins disponibles en France contre les maladies virales du chat

a. Vaccins contre l'herpesvirus FHV-1 et le calicivirus FCV

Les préparations vaccinales contre ces deux virus sont **multivalentes**, et comprennent au minimum une valence contre le FCV et FHV-1, mais peuvent aussi contenir une valence contre d'autres virus, tel que le parvovirus félin FPV par exemple.

En effet, chaque injection est responsable d'un stress et d'éventuels effets secondaires sur le chat. C'est pourquoi il est nécessaire de pouvoir administrer plusieurs vaccins à la fois ou d'avoir recours à des vaccins multivalents.

Attention cependant à toujours se confronter à l'autorisation de mise sur le marché des différents vaccins, et de n'associer que ceux d'un même producteur (Leprêtre, 2009). Des vaccins d'une marque différente du précédent peuvent être utilisés lors d'une injection de rappel annuel (Thiry *et al.*, 2009).

La vaccination des chats contre ces deux maladies est devenue très courante depuis sa mise en place dans les années 1970.

La souche vaccinale utilisée contre le FHV-1 est la même dans tous les vaccins et aucune souche mutante échappant à la vaccination n'a encore été mise en évidence. Cependant, certaines études ont montré que des chats vaccinés contre le FHV-1 pouvaient présenter des signes cliniques et être porteurs du virus. Le vaccin n'empêche donc pas l'infection, l'existence de porteurs latents et la réactivation du virus. Mais celui-ci est efficace pour diminuer l'intensité de l'excrétion virale et des signes cliniques (Thiry *et al.*, 2009) (Féroul, 2006).

Concernant le vaccin contre le FCV, ce virus possède de nombreux variants et mute facilement, ce qui nécessite une évolution permanente dans l'élaboration des vaccins et l'utilisation de différentes souches. Un échappement à la vaccination est donc toujours possible. Aucun vaccin à ce jour ne protège de manière uniforme contre toutes les souches de FCV.

De plus, les souches de calicivirus utilisées ne permettent pas une protection croisée contre toutes les souches virales. Les souches les plus utilisées dans les vaccins sont la F9, qui est la plus ancienne connue, F255 et deux souches plus récentes G1 et 431 (Radford *et al.*, 2009).

Indépendamment des souches vaccinales utilisées, si un chat correctement vacciné déclare une maladie liée au calicivirus, un vaccin contenant une ou plusieurs souches différentes doit être considéré (Hofmann-Lehmann *et al.*, 2022).

La vaccination ne semble pas avoir protégé les chats de l'infection lors d'épidémies de calicivirus hypervirulent VS-FCV. Expérimentalement il a pourtant été montré que la vaccination entraînait une forme atténuée de la maladie.

On ne sait toujours pas à l'heure actuelle si ce manque de protection vaccinale est dû aux caractéristiques inhérentes des souches hautement virulentes ou si les souches sensibles au vaccin ne sont pas susceptibles de provoquer des épidémies, étant donné la vaccination largement pratiquée. Cependant, lors d'une vaste épidémie de VS-FCV à l'hôpital Universitaire de Zurich en 2016, environ 80% des chats atteints n'avaient pas été correctement vaccinés contre le FCV (Hofmann-Lehmann *et al.*, 2022). Une bonne couverture vaccinale resterait alors dans tous les cas préférables.

Les vaccins disponibles en France contre ces deux virus sont fabriqués à partir de virus vivants atténués ou inactivés, administrables par voie parentérale sous-cutanée. Les vaccins sous-unitaires et intranasaux vivants modifiés ne sont plus autorisés aujourd'hui en Europe.

Il faut garder à l'esprit que les vaccins vivants conservent une certaine virulence et peuvent potentiellement induire l'une des maladies s'ils sont administrés de manière incorrecte. Ce risque reste très rare.

D'un autre côté l'administration d'un vaccin inactivé peut entraîner plus d'effets secondaires, liés à la présence d'un adjuvant.

La durée de l'immunité contre ces deux virus est difficile à déterminer. En pratique, la fréquence des rappels vaccinaux est annuelle chez les chats adultes pour les vaccins de base dits « essentiels » incluant le FHV-1, FCV et le FPV. Certaines études sur les vaccins inactivés ont montré que l'efficacité relative du vaccin contre le FHV-1 et FCV était de 95% peu après la primo-vaccination et de 52% après 7 ans et demi (Gaskell *et al.*, 2007). Des études expérimentales et de terrain ont

également indiqué que l'immunité contre le FHV-1 durait plus d'un an chez la plupart des chats vaccinés (Thiry *et al.*, 2009).

Dans une situation à faible risque infectieux, un intervalle de 3 ans maximum semble adapté pour les rappels de vaccin contre le FCV. Malheureusement comme il n'existe pas de vaccin avec une valence unique, des rappels annuels sont nécessaires (Radford *et al.*, 2009).

L'ensemble des vaccins disponibles en France en 2022 contre le FHV-1 et le FCV est résumé dans le **Tableau 5** (Monier *et al.*, 2020).

Tous ces vaccins sont contre-indiqués chez les femelles gestantes.

Tableau 5: Vaccins contre le FHV-1, le FCV et le FPV disponibles en France en 2022

Noms déposés des vaccins	Laboratoire	Valences associées	Catégorie de vaccin	Début de l'immunité
FELIGEN® CR	VIRBAC	/	Vivant atténué	4 semaines
FELIGEN® CRP		FPV		3 semaines pour FCV 4 semaines pour FHV-1
LEUCOFELIGEN® FeIV/CRP		FPV FeIV		
FELIGEN® CRP/RAGE		FPV Rage		
PUREVAX® RC	BOEHRINGER	/	Vivant atténué pour FHV-1 Inactivé pour FCV	1 semaine
PUREVAX® RCP		FPV		
PUREVAX® RCPCH		FPV <i>Chlamydomphila felis</i>		
PUREVAX® RCP FeIV		FPV FeIV		
PUREVAX® RCPCH FeIV		FPV FeIV <i>Chlamydomphila felis</i>		
NOVIBAC® TRICAT TRIO	MSD ANIMAL HEALTH	FPV	Vivant atténué	4 semaines
VERSFEL® CVR	ZOETIS	FPV	Vivant atténué	3 semaines
VERSIFEL® CVR-C		FPV <i>Chlamydomphila felis</i>		
FEVAXYN PENTOFEL®			FPV FeIV <i>Chlamydomphila felis</i>	Inactivé

b. Vaccins contre la panleucopénie infectieuse féline

Des vaccins vivants atténués et inactivés existent contre le virus FPV, et induisent tous une immunité solide contre la maladie. En effet, ils protègent les chats contre l'infection et l'excrétion des variants FPV, CPV-2a et CPV-2b (Guillemet, 2020).

Cependant les vaccins vivants atténués représentent en très large majorité les vaccins les plus utilisés, car ils confèrent une immunité solide plus rapidement par rapport à des vaccins inactivés sur des chats en bonne santé (Truyen *et al.*, 2009).

Il a été montré que les chats répondant correctement au vaccin possèdent une immunité solide pendant 7 ans au minimum (Stuetzer et Hartmann, 2014). Malgré cela, les experts du monde entier recommandent un rappel de vaccin tous les 3 ans maximum après la primo-vaccination, sur des chats en bonne santé (Sparkes, 2010).

Les préparations vaccinales peuvent contenir un vaccin contre le FPV seul, mais le plus souvent elles sont associées aux souches vaccinales contre le FHV-1 et le FCV au minimum. Cette association de valences conditionne donc également les intervalles de rappel pour lutter contre ces maladies.

La panleucopénie féline est toujours diagnostiquée de manière fréquente dans des pays où la vaccination est pourtant largement pratiquée, et peut être retrouvée à la fois chez des chats non vaccinés mais aussi vaccinés. Ceci pourrait avoir un lien avec l'interférence des anticorps maternels durant parfois une longue période pour ce virus, ce qui conduirait à des échecs vaccinaux (Stuetzer et Hartmann, 2014).

En effet une étude de terrain en 2012 a révélé que 37% des chatons ne développaient pas d'anticorps malgré trois vaccinations à l'âge de 8, 12 et 16 semaines. Des taux d'anticorps maternels encore élevés ont été retrouvés chez la plupart des chatons de 12 semaines et étaient encore détectables pour certains jusqu'à 20 semaines d'âge (Jakel *et al.*, 2012). Une primo-vaccination allant jusqu'à 16 semaines d'âge apparaît donc pertinente.

Les vaccins vivants atténués sont contre-indiqués chez les femelles gestantes. Ils sont capables de passer la barrière placentaire et d'endommager les fœtus, et notamment le développement de leur cervelet.

L'ensemble des vaccins disponibles en France contre le virus du FPV sont associés avec au minimum des valences contre le FHV-1 et le FCV. Ceux-ci sont présentés dans le **Tableau 5**.

c. Vaccins contre la leucose féline

Il existe différents types de vaccins disponibles contre le virus du FeLV. La majorité d'entre eux sont composés de glycoprotéines d'enveloppe inactivées, tandis que d'autres sont produits par recombinaison de protéines de surface. Il existe un vaccin vivant vectorisé par un canarypoxvirus, exprimant les gènes immunogènes du FeLV (Espinasse, 2016).

Les vaccins disponibles semblent offrir une protection contre l'infection progressive, et donc par continuité contre les maladies associées au FeLV.

Cependant, la plupart des études d'efficacité sont en conditions de laboratoire et non de terrain, et sont parfois soutenues par des fabricants de vaccin. Les résultats obtenus sont très variables et parfois contradictoires, ce qui ne permet pas d'émettre de conclusion certaine sur l'étendue de l'efficacité des différents vaccins (Little *et al.*, 2020) (Levy *et al.*, 2008) (Lutz *et al.*, 2009). Les résultats contrastés des multiples études montrent néanmoins qu'aucun vaccin n'offre une protection de 100% contre le virus.

En effet, il a été démontré que les vaccins protègent certains chats contre une infection progressive, mais la vaccination ne semble pas toujours empêcher l'intégration de l'ADN proviral après une exposition au virus du FeLV. On ne peut donc pas s'assurer que la vaccination protège les chats contre toutes les conséquences d'une infection par le virus (Little *et al.*, 2020).

Plusieurs études ont montré que l'immunité durait au moins 1 an à la suite d'une vaccination contre le FeLV, et dans l'une d'entre elle la plupart des chats possédaient encore une immunité efficace 2 ans plus tard (Jirjis *et al.*, 2010).

La vaccination n'a aucune efficacité si elle est réalisée après l'infection, même en l'absence de signes cliniques. De plus, pour rappel les antigènes vaccinaux peuvent interférer avec la détection antigénique du virus. Si possible, les chats devraient donc être testés pour cette infection avant leur vaccination afin de réduire des échecs vaccinaux (Espinasse, 2016) (Levy *et al.*, 2008).

Les différents vaccins disponibles en France sont résumés dans le **Tableau 6**, et sont contre-indiqués en cas de gestation.

Tableau 6: Vaccins contre le FeIV disponibles en France en 2022

Noms déposés des vaccins	Laboratoire	Valences associées	Catégorie de vaccin	Début de l'immunité
LEUCOFELIGEN® FeIV/CRP	VIRBAC	FPV FHV-1 FCV	Inerte : fractions antigéniques	3 semaines
LEUCOGEN®		/		
NOVIBAC® LEUFEL		/		
PUREVAX® FeIV	BOEHRINGER	/	Virus canarypox recombiné	2 semaines
PUREVAX® RCP FeIV		FPV FHV-1 FCV		
PUREVAX® RCPCH FeIV		FPV FHV-1 FCV <i>Chlamydomphila felis</i>		
LEUKOCELL 2®	ZOETIS	/	Inerte : fractions antigéniques	Non indiqué
VERSIFEL® FeIV		/		4 semaines
FEVAXYN PENTOFEL®		FPV FHV-1 FCV <i>Chlamydomphila felis</i>	Inerte : virus inactivé	Non indiqué

d. Facteurs pouvant influencer l'efficacité vaccinale en refuge

1- Facteurs liés à l'hôte

o L'âge

Des chats d'âge très différents sont retrouvés au sein d'un refuge, et notamment très jeunes, arrivant avec ou sans leur mère. Pour rappel, la très grande majorité des anticorps maternels sont transmis non pas par le placenta mais par le colostrum, qui doit être pris dans les premières heures de vie des chatons.

Ainsi, une faible prise voire une absence de prise de colostrum rend des chatons très vulnérables aux maladies infectieuses dès leur plus jeune âge. D'un autre côté certains chatons issus notamment de mères déjà porteuses de maladies virales possèdent de forts taux d'anticorps maternels, interférant durant de longues semaines avec la vaccination.

Pour obtenir une primo-vaccination efficace, il apparaît donc que les injections vaccinales doivent être initiées dès l'âge minimal possible, et répétées pendant une assez longue période.

- Le statut immunitaire

Les vaccins ne peuvent pas assurer une protection optimale chez des animaux dont la fonction immunitaire est compromise (Truyen *et al.*, 2009).

Il a été montré que le stress, notamment lorsqu'il devient chronique, perturbe l'efficacité du système immunitaire des chats.

Celui-ci accentue les modifications, surtout d'ordre endocrinien via l'activation de l'axe corticotrope et de sa principale hormone, le cortisol, responsable de la diminution d'autres hormones (en particulier celles de la reproduction), des désordres électrolytiques et d'une baisse d'efficacité du système immunitaire, rendant l'organisme affaibli et sensible aux infections (Lapeyrade, 2014).

Le refuge est un milieu potentiellement très stressant pour les chats. Le bruit, les odeurs, les autres animaux, l'environnement non familier ainsi que les manipulations imprévisibles sont des sources de stress non négligeables. Les effets de ces stimuli peuvent être amplifiés lorsque le chat n'a pas la possibilité d'exprimer des réponses comportementales naturelles (Möstl *et al.*, 2013).

Ainsi, en cas de stress intense et/ou chronique, l'efficacité des vaccins injectés peut se retrouver diminuée.

De même, il est important de connaître l'existence d'autres facteurs pouvant causer une immunodépression, tel qu'un fort niveau de parasitisme, une malnutrition, une maladie immunodéficente (FeLV ou FIV) ou autre maladie aiguë ou chronique.

2- Facteurs liés à l'environnement

Un refuge est un environnement où la densité de population est particulièrement élevée, où les âges et provenances des chats sont très divers. La pression infectieuse peut donc y être très forte. Le risque d'infection des chats est plus élevé que dans d'autres milieux et des souches diverses peuvent être présentes, et notamment des souches hautement virulentes, qui peuvent entraver et induire des échecs de vaccination. En effet, si l'animal est déjà en incubation de la maladie d'intérêt vaccinal, l'injection sera inefficace (Leprêtre, 2009).

L'environnement contribue également très fortement au stress engendré sur les chats du refuge, pouvant conduire à la réactivation d'infections au FHV-1 latentes et donc à l'augmentation de la charge infectieuse du milieu (Duchateau, 2019) (Stone *et al.*, 2020). En effet, il a été montré dans des refuges ayant des scores de stress élevés que les chats étaient plus à même de développer des URI (Pesavento et Murphy, 2014).

3- Facteurs liés au vaccin

L'efficacité du vaccin peut être compromise par un mauvais stockage s'il s'agit de vaccins à agents vivants, par l'utilisation excessive d'alcool au point d'injection, par l'emploi de produits chimiques pour stériliser la seringue ou par le non-respect de la voie d'administration recommandée (Leprêtre, 2009).

Le stockage et la manipulation exigent que les vaccins soient conservés dans un environnement à température contrôlée depuis le moment où ils quittent le fabricant jusqu'à leur admission. Cette chaîne du froid implique les laboratoires et les distributeurs, mais aussi les vétérinaires. Ils doivent donc posséder des équipements de stockage et de contrôle de la température adaptés. De même s'ils sont amenés à transporter les vaccins sur un site annexe, ou en refuge par exemple.

Les vaccins réfrigérés doivent être conservés au sein de leur emballage d'origine, couvercle fermé entre 2 et 8°C. Il doivent être placés au centre de l'unité de réfrigération pour avoir une bonne circulation de l'air. L'unité de réfrigération doit être dédiée aux vaccins. Une seringue et une aiguille neuves et stériles doivent être sorties pour chaque vaccin (American Animal Hospital Association, 2022).

S'ils doivent être transportés, les vaccins doivent être placés dans un réfrigérateur portable dédié, avec un dispositif de contrôle de la température placé avec. Si cela n'est pas possible, des conteneurs avec des emballages adéquats peuvent être utilisés. Seul le nombre de vaccin nécessaire pour le transport doit être pris (Centers for disease control and prevention, 2023).

D. Protocoles vaccinaux adaptés aux refuges

Il existe trois groupes internationaux composés d'experts en immunologie, vaccinologie et médecine féline dont le but est de fournir aux vétérinaires des directives sur l'utilisation des vaccins félines. Il s'agit de *l'American Association of Feline Practitioners (AAFP)*, de *la World Small Animal Veterinary Association (WSAVA)* et de *l'European Advisory Board on Cat Diseases (ABCD)*.

Bien que les idées de ces trois groupes ne soient pas toujours parfaitement alignées, tous s'accordent à dire que chaque chat devrait recevoir des vaccins de base contre le FPV, le FCV et le FHV-1 (plus celui contre la rage lorsque celle-ci est endémique ou le vaccin obligatoire). Ceci s'applique donc aux chats de refuges.

Les injections de rappels peuvent être espacées de 1 à 3 ans après le premier rappel pour ces trois virus (Sparkes, 2010).

Les conditions particulières de la vie en refuge mènent à des protocoles vaccinaux parfois différents de ceux de chats de propriétaires. Ces protocoles sont à adapter à chaque refuge selon les risques liés aux vaccins, les maladies endémiques de la région ainsi que le potentiel d'exposition des animaux (Duchateau, 2019).

Plusieurs catégories de chats peuvent ainsi être différenciées sur leurs protocoles de primo-vaccination. Il s'agit des **chatons de moins de 16 semaines**, des **chats adultes de plus de 16 semaines** et des **chats au statut immunitaire compromis**. Parmi ces derniers on peut y retrouver

les chateurs porteurs d'une infection rétrovirale au FIV et/ou FeIV, les chats ayant une maladie chronique ou encore ceux sous traitement immunosuppresseur.

a. Protocole de primo-vaccination des chatons

Dans la mesure du possible, les chatons arrivant au refuge ne doivent pas être mélangés aux autres chats (sauf s'ils proviennent d'une même fratrie) pendant une période de **quarantaine de 3 semaines**, temps d'incubation maximal du FCV. La quarantaine de 3 semaines est également applicable pour tout chat adulte arrivant au refuge.

Dans l'idéal, **les familles d'accueil** sont à privilégier pour les chatons à cause de leur sensibilité aux différentes maladies virales.

Ils doivent être vaccinés le plus rapidement possible, au minimum contre le FCV, FHV-1 et FPV.

Les chatons étant des sujets très sensibles et réceptifs aux URI et au parvovirus félin, des **vaccins vivants atténués** sont préférables aux vaccins inertes, car ils induisent une protection plus rapide.

En temps normal, la première injection de vaccin est faite autour de 8 à 9 semaines, mais il est conseillé de la réaliser à partir de 6 semaines d'âge en refuge (Sparkes, 2010).

Dans le cas où l'on sait ou que l'on suspecte une faible prise de colostrum à la naissance, que les chatons sont au refuge et non en famille d'accueil ou qu'une épidémie de l'une de ces trois maladies a eu lieu récemment, une première injection vaccinale à 4 semaines d'âge (voir moins) est envisageable. Attention cependant à ne pas utiliser dans ce cas de vaccins vivants atténués, mais d'utiliser des vaccins inertes. En effet jusqu'à 4 semaines d'âge, le cervelet est toujours en développement et un vaccin vivant contre le FPV pourrait alors causer une ataxie cérébelleuse irréversible (Tryen *et al.*, 2009).

De plus, dans le cas de chatons issues de mères vivant dans un milieu à forte pression infectieuse, les anticorps contre le FCV et le FPV peuvent persister à de hauts taux pendant de longues semaines. Il est donc conseillé dans ce cas de vacciner les chatons toutes les 3 à 4 semaines jusqu'à au moins leurs 16 semaines voire à leurs 20 semaines pour le FPV (Tryen *et al.*, 2009).

En ce qui concerne la primo-vaccination contre le FeIV, celle-ci n'est pas considérée comme indispensable par l'ABCD, le WSAVA et l'AAFP. Son intégration au protocole dépend selon ces organismes de l'incidence du FeIV dans la zone d'intérêt (Sparkes, 2010).

Néanmoins nous avons vu précédemment que l'incidence de la maladie était très variable et avait tendance à fortement augmenter dans le cas de chats mis en collectivité. Le bénéfice d'une vaccination contre une maladie aussi grave que la leucose apparaît alors clair, notamment au sein de refuges mettant les chats en collectivité.

Il est conseillé de tester tous les chats entrant en refuge par un test antigénique rapide pour le FeIV. Néanmoins ce test doit être réalisé avant le premier vaccin pour éviter les interférences avec les antigènes vaccinaux. Pour rappel en cas de test négatif et de forte suspicion, le test doit être reconduit 30 jours plus tard. Il convient alors dans ce cas de garder le chaton en quarantaine pendant 30 jours supplémentaires, avant d'envisager une éventuelle vaccination.

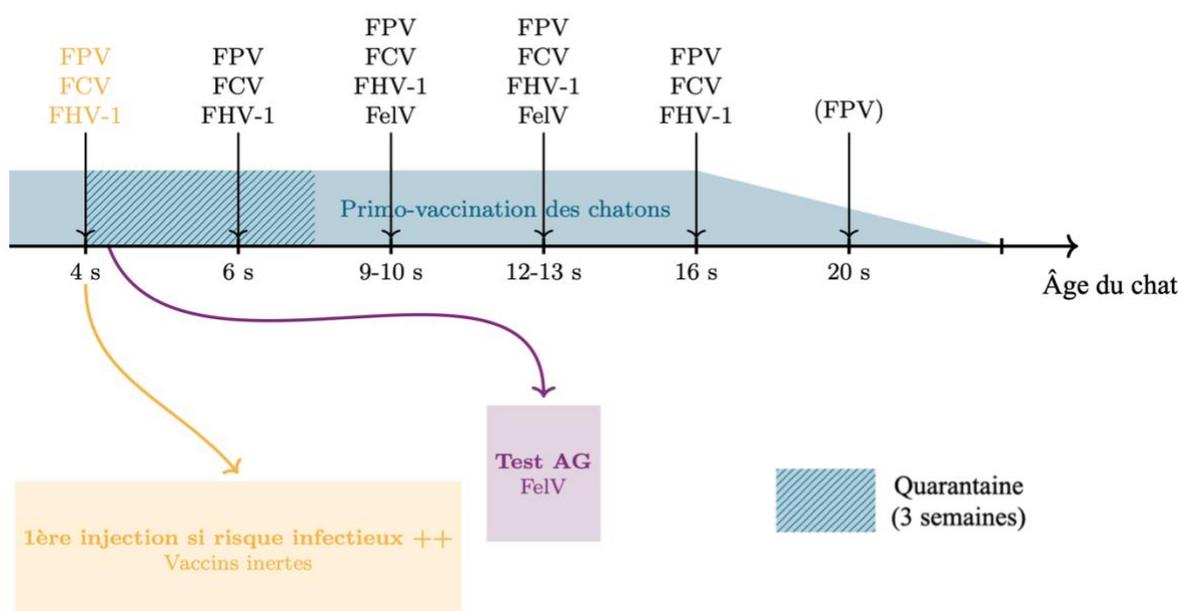
En cas de test positif, il ne sert à rien de vacciner le chaton contre le FeIV.

Si les chatons n'ont pas de raison d'avoir été contaminés par le FeIV, par exemple s'ils sont issus d'une mère testée négative et s'ils n'ont jamais été en contact avec d'autres chats, alors le bénéfice de la vaccination prévaut. Le test antigénique peut être évité, afin de permettre une vaccination précoce pour les chatons (Lutz *et al.*, 2009).

La première injection est conseillée à 8 ou 9 semaines d'âge, suivie d'une deuxième à 12 semaines (Sparkes, 2010).

Le protocole de vaccination pour les chatons, adapté aux refuges est résumé dans la **Figure 19**.

Figure 19: Protocole de primo-vaccination pour les chatons arrivant au refuge (s = semaine d'âge) (AG=antigénique)



b. Protocole de vaccination des adultes

Le statut vaccinal des chats adultes arrivant au refuge peut être divisé en 3 catégories. Soit le chat a été vacciné il y a moins de 3 ans, soit il y a plus de 3 ans, soit il n'a jamais été vacciné ou son statut vaccinal est inconnu. Un chat va être considéré adulte au niveau des protocoles vaccinaux s'il a plus de 6 mois d'âge.

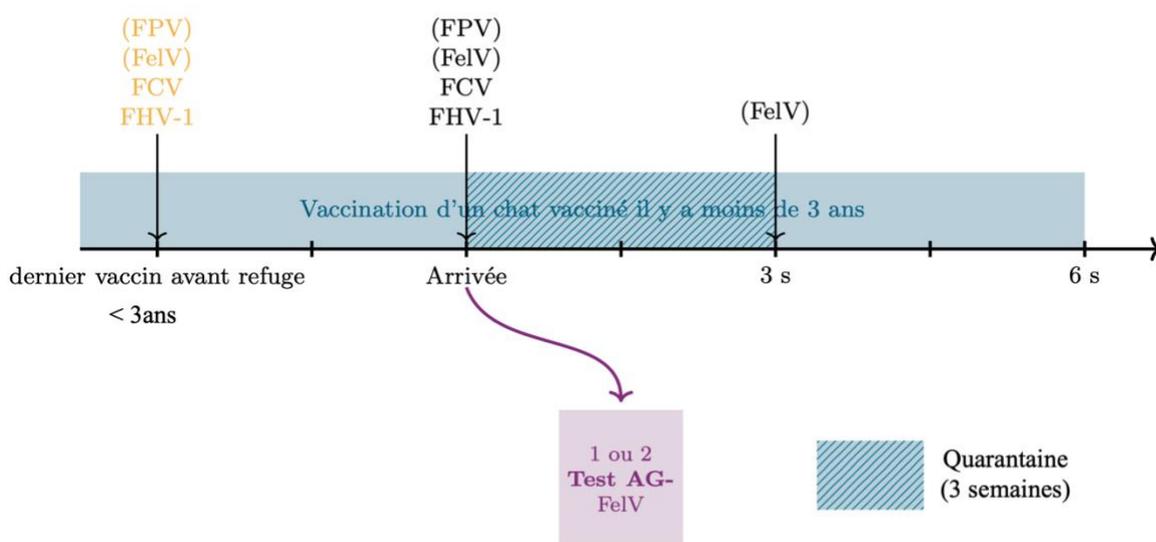
De la même manière que pour les chatons, les vaccins nécessaires sont ceux contre FHV-1, FCV et FPV. Le vaccin contre la leucose est fortement recommandé en refuge étant donné la mixité des individus et leur brassage permanent. Cependant ce dernier doit être réalisé après un voir deux tests antigénique rapide négatifs espacés de 30 jours, suivant le degré de suspicion de la maladie chez le chat nouveau entrant.

Si le chat a été vacciné il y a moins de 3 ans, une injection contre le FHV-1 et le FCV est recommandée. S'il a déjà été vacciné contre le FPV et le FeIV il y a moins de trois ans, aucune injection n'est à prévoir pour ces deux maladies au moment de l'admission.

Si le chat n'était pas vacciné contre le FeIV, à la suite du ou des tests négatifs, une injection est à réaliser, suivie d'un rappel 2 à 4 semaines plus tard.

Le protocole de vaccination d'un chat adulte ayant eu son dernier vaccin il y a moins de 3 ans est résumé **Figure 20**.

Figure 20: Protocole de vaccination pour un chat adulte vacciné il y a moins de 3 ans et arrivant en refuge (s = semaine), (AG=antigénique)



Si le chat a eu son dernier vaccin il y a plus de 3 ans, il faut le vacciner contre FCV, FHV-1 et FPV, suivie d'une injection contre FCV et FHV-1, 2 à 4 semaines plus tard. Il faut également réaliser la primo-vaccination contre le FeIV à la suite du(x) test(s), avec la deuxième injection 2 à 4 semaines plus tard (Hosie *et al.*, 2015 ; Sparkes, 2010).

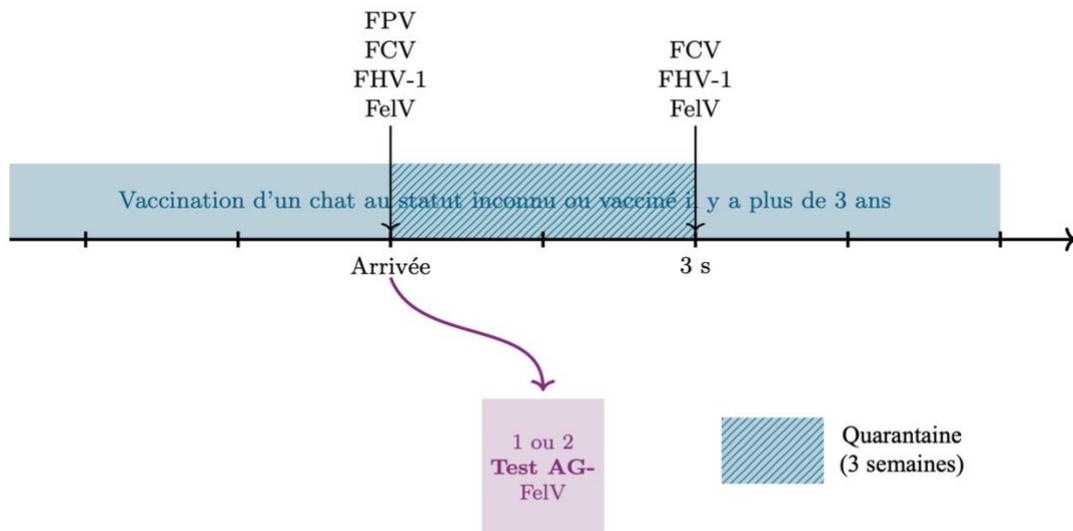
Dans le cas d'un chat adulte au passé vaccinal inconnu ou absent, la marche à suivre est la même.

Le protocole vaccinal pour ces deux catégories de chats est résumé **Figure 21**.

Les vaccins vivants atténués sont là encore à privilégier pour leur durée d'action plus rapide que les vaccins inertes (Hosie *et al.*, 2015).

Bien que les vaccins vivants contre la panleucopénie féline soient contre-indiqués chez les femelles gestantes, ils restent privilégiés sur celles-ci en refuge dès leur admission. En effet, en refuge elles sont stérilisées même à des niveaux avancés de gestation.

Figure 21: Protocole de vaccination pour les chats entrants au statut inconnu ou ayant été vaccinés il y a plus de 3 ans (s = semaine), (AG=antigénique)



c. Protocole de vaccination des chats immunodéprimés

Les vaccins ne peuvent pas générer une protection optimale chez des animaux dont la fonction immunitaire est altérée. Les causes de cette immunodépression peuvent être une malnutrition, un état de stress, une immunodéficience génétique ou acquise, ou encore l'administration de médicaments immunosuppresseifs.

Ces chats devraient préférablement être éloignés d'une exposition aux pathogènes, mais cela paraît difficilement applicable en refuge, en dehors du recours à des familles d'accueil.

La nutrition et la gestion du stress sont du ressort du refuge ; des solutions existent et sont détaillées dans une autre partie de ce travail.

Concernant les chats sous traitement immunosuppresseif ou corticoïdes au moment de leur arrivée, l'idéal serait de faire une pause dans le traitement ou de le commencer après la vaccination.

1- Chats porteurs du FIV/FeLV

Pour rappel, les chats positifs au FeLV et au FIV doivent être logés en intérieur et seuls, ou en groupe de chats FeLV⁺ et chats FIV⁺, mais non mélangés entre ces deux pathologies (Möstl *et al.*, 2013).

Les chats asymptomatiques mais infectés FeLV⁺ ou FIV⁺ doivent être protégés contre les URI s'ils y sont confrontés. Pour un chat FeLV⁺ asymptomatiques, les intérêts liés à la vaccination sont

supérieurs au risque que celle-ci peut engendrer en refuge, car la probabilité d'exposition au FHV-1 et FCV est importante. Un chat FIV⁺ asymptomatique ayant eu un historique d'URI devrait également être vacciné. Les vaccins à utiliser sur ces chats positifs sont les vaccins inertes seulement. Le système immunitaire est affaibli et l'usage de vaccins vivants serait trop risqué (Hosie *et al.*, 2009) (Thiry *et al.*, 2009).

Les chats asymptomatiques FeIV⁺ devraient être vaccinés contre le FPV. Il n'existe pas d'évidence de risque augmenté de maladie induite par le vaccin chez ces chats, mais l'usage de vaccins inertes est préféré.

En ce qui concerne les chats asymptomatiques FIV⁺, ceux-ci sont capables de déclencher une réponse immunitaire même si elle est affaiblie.

Cependant il a été montré *in vitro* que la stimulation immunitaire de chats chroniquement infectés entraînait la baisse du rapport CD4⁺ / CD8⁺. Une contrepartie de la vaccination peut alors être une progression de l'infection par le FIV.

Ainsi, seuls les chat FIV⁺ en bonne santé et à haut risque d'exposition au FHV-1, FCV ou FPV devraient être vaccinés, et avec des vaccins inertes dans ce cas (Hosie *et al.*, 2009).

Concernant la vaccination des chats FIV⁺ contre le FeIV, les résultats de différentes études divergent. Une étude expérimentale de 3 ans a étudié la protection à long terme du vaccin contre le FeIV sur un groupe de chat FIV⁺ et un autre contrôle FIV⁻. Il n'y avait pas de différence en termes d'efficacité vaccinale entre les chats FIV⁺ et les chats sains. De plus, après trois ans, les chats FIV⁺ vaccinés avaient un taux de survie significativement meilleur que des chats FIV⁺ non vaccinés contre la leucose (Hofmann-Lehmann *et al.*, 1995). En revanche, une autre étude de terrain a été réalisée sur 5 ans et portait sur une colonie de 30 chats naturellement exposés au FeIV. La vaccination s'est révélée efficace contre la leucose sur les chats FIV⁻, mais inefficace sur les chats FIV⁺ (Bandecci *et al.*, 2006). Il semble y avoir des différences majeures concernant la réponse vaccinale en fonction du statut immunitaire de chaque chat infecté par le FIV (Hartmann *et al.*, 2022).

De plus, il faut garder à l'esprit le mode de vie du chat FIV⁺. Si celui-ci est isolé et maintenu à l'intérieur strictement, le bénéfice d'une vaccination contre le FeIV est d'autant plus discutable.

La vaccination des chats FeIV⁺ contre la leucose n'a pas de bénéfice et est donc inutile.

Si un chat présente une maladie associée au FIV ou au FeIV, la vaccination est déconseillée (Radford *et al.*, 2009 ; Thiry *et al.*, 2009).

2- Chats ayant une maladie chronique

Les chats ayant une maladie chronique stable telle qu'une hyperthyroïdie ou une maladie rénale chronique doivent être vaccinés à la même fréquence que les chats sains, et notamment lorsqu'ils sont dans une situation à risque. Ceci est valable pour tous les vaccins.

Il est préférable pour les chats ayant une stomatite chronique due à un calicivirus d'être vaccinés avec un vaccin inerte (Radford *et al.*, 2009).

A l'inverse, un chat présentant une maladie aiguë ou un syndrome fébrile ne doit pas être vacciné (Sparkes, 2010).

E. Rappels et suivi (Sparkes, 2010)

Les chats sont le plus souvent destinés à ne rester que quelques jours à quelques mois au refuge. Néanmoins il peut être intéressant de connaître les doses de rappel qui sont nécessaires et le moment où les donner, pour des chats restant longtemps au refuge et en conseil pour les futurs adoptants.

A la suite de la primo-vaccination des chatons, un rappel doit être effectué 1 an plus tard pour tous les vaccins, puis tous les 1 ans pour le FHV-1 et le FCV si le chat est toujours dans un environnement à risque. En revanche, par exemple si le chat est adopté et se retrouve en appartement sans contact avec d'autres chats, un rappel tous les 3 ans est recommandé.

Après le premier rappel, la vaccination contre le FPV n'est conseillée que tous les 3 ans.

Pour le virus du FeLV, les différentes études à ce propos ont démontré une protection efficace durant 1 an. Les fabricants de vaccin recommandent donc une injection de rappel annuelle. Néanmoins la sensibilité au virus semble baisser avec l'âge, et les chats majoritairement touchés sont des chats jeunes de moins de 3 ans. Une injection de rappel tous les 2 ou 3 ans apparaît alors raisonnée chez les chats âgés de 3 ans et plus vivants dans un milieu peu à risque, selon l'ABCD. L'AAFP et le WSAVA maintiennent qu'un chat devrait être vacciné annuellement contre la leucose s'il vit dans un milieu à risque.

F. Possibilités d'optimisation de l'efficacité vaccinale en refuge

Nous avons vu précédemment que l'efficacité vaccinale pouvait être compromise par des facteurs inhérents à l'hôte tel que son âge et son statut immunitaire, mais aussi par des facteurs environnementaux. Tout ceci peut aboutir à un état de stress qui, en plus de réduire l'efficacité vaccinale peut favoriser l'émergence et la réactivation de maladies virales, notamment des URI.

Il est donc majeur que le refuge mette en place différents outils pour veiller à la bonne santé et limiter le stress des chats qui l'occupent.

a. Réduction du stress

1- Repérer et évaluer le stress

Afin de pouvoir réduire un éventuel stress, il est important de savoir le repérer. En effet, même des variations mineures telles qu'un changement de cage peuvent être significativement stressantes pour un chat. Le stress de ces événements peut être exacerbé s'ils sont imprévisibles et/ou si le chat ne peut pas y répondre par un comportement normal, comme se cacher par exemple (Möstl *et al.*, 2013).

Les chats possèdent un panel très large de communication pouvant retranscrire leur état de stress. La communication visuelle passe par la posture, l'expression faciale, la position de la queue mais également par tous les comportements habituels du chat.

En effet, les premiers signes d'un chat stressé seront le caractère inactif de l'animal et l'arrêt des comportements habituels lui permettant de répondre à ses besoins (se nourrir, se nettoyer ...).

Un chat malade présentera les mêmes caractéristiques. C'est pourquoi, il sera toujours plus simple de repérer un animal malade dans un environnement correctement enrichi et peu stressant (Rochlitz, 1999).

Des grilles permettant de mettre un score de stress aux chats ont été développées par la comportementaliste McCune puis par Turner et Kessler pour les chats en refuge. Il s'agit du « **Cat Stress Score** ». Le score varie entre 1 et 7, de « totalement relaxé » à « terrorisé ». Ces grilles s'appuient sur l'observation des yeux, des pupilles, des oreilles, de la position, des vocalisations et de l'activité des chats (**Annexes 2 et 3**).

De plus, lors de l'abandon d'un chat par ses propriétaires, des questions devraient être posées afin de déterminer son caractère et antécédents comportementaux. Une évaluation comportementale par le personnel du refuge devrait aussi avoir lieu afin d'adapter, lorsque cela est possible, le devenir du chat (logement individuel ou collectif après quarantaine, famille d'accueil nécessaire...) (Newbury, 2009).

2- Conception et enrichissement des hébergements

L'arrivée d'un chat en refuge constitue un moment pouvant être très stressant. L'hébergement doit donc dès la mise en quarantaine être le plus adapté possible à l'animal, afin de répondre au mieux aux besoins du chat.

L'enclos dans lequel le chat est mis doit lui offrir suffisamment d'espace pour qu'il puisse tourner librement, se lever, s'asseoir, s'étirer sans toucher le plafond de son enclos. Il doit aussi pouvoir se coucher de manière confortable, s'alimenter, boire et faire ses besoins dans une posture confortable. L'enclos doit être assez grand pour permettre au chat de dresser sa queue lorsqu'il est en position debout. Il doit pouvoir voir à l'extérieur, mais également être en mesure d'éviter le contact visuel s'il le souhaite (Newbury, 2009).

Les besoins environnementaux des chats peuvent être décrits en cinq piliers (Wagner *et al.*, 2018) :

- Un endroit sûr pour se reposer
- Des ressources multiples
- La possibilité d'exprimer le jeu et le comportement
- Un contact humain positif et constant
- Une stimulation olfactive appropriée

L'espace doit être d'au moins 60 cm entre la zone de couchage, la litière et la zone de repos. Une distance plus petite a été associée avec une baisse de la prise alimentaire. Il a également été montré

que des chats étaient significativement moins stressés dans une cage de 1 m² plutôt que dans une cage de 0.5 m².

Un enclos compartimenté à deux sections est également envisageable, séparant la litière des autres zones. De plus, ces sections permettent de nettoyer par du « spot-cleaning », qui consiste à nettoyer partiellement la cage en la séparant en deux et donc en laissant le chat dedans. Cette technique participe donc également à limiter le stress du chat (Newbury, 2009). De plus, il faut noter que cette technique évite le déplacement quotidien des chats pour le nettoyage de leur cage, et donc permet de limiter la diffusion et la transmission de pathogènes viraux si les chats sont porteurs (Wagner *et al.*, 2018).

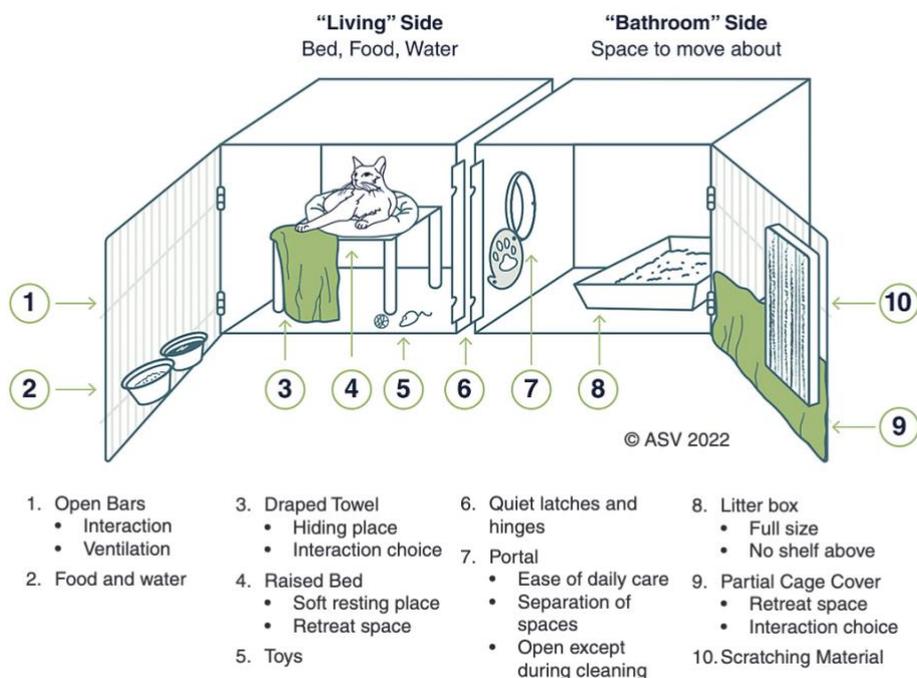
Lorsque les chats sont rassemblés en groupe, une attention particulière doit être portée à la compatibilité entre les congénères, et les groupes doivent rester le plus stables possibles. Pour éviter les conflits, les chats ont besoin de plus d'espace que lorsqu'ils sont logés seuls. Un minimum de 1.67 m² par chat est recommandé, extérieur avec accès permanent compris. Un bac à litière pour deux chats est préconisé.

Afin de garder une certaine stabilité des groupes en refuge, ceux-ci doivent être limités à 4 à 6 chats maximum, avec pas ou peu de nouvelles introductions jusqu'à ce que le groupe soit adopté (Wagner *et al.*, 2018).

L'enrichissement est un processus qui permet d'améliorer l'environnement et les soins comportementaux offerts aux animaux concernés. Son objectif est de réduire le stress et de favoriser le bien-être. Que les chats soient logés individuellement ou en groupe, ils devraient posséder un espace en hauteur, une zone pour se cacher, une zone de couchage, une zone d'alimentation, un bac à litière et une surface à gratter (**Figure 22**) (Duchateau, 2019).

Si le refuge accueille des chiens, ceux-ci doivent être dans une section différente afin d'éviter le contact mais aussi le stress induit par les aboiements (Möstl *et al.*, 2013).

Figure 22: Cage individuelle idéale pour un chat en refuge (The Association of Shelter Veterinarians, 2022)



3- Mise en place de routines quotidiennes

Au sein d'un refuge, une routine d'interaction prévisible peut aider les chats à s'acclimater à leur nouvel environnement. De plus, il a été montré qu'une interaction quotidienne positive avec des humains et adaptée au comportement du chat augmentait la sécrétion d'immunoglobulines A et réduisait le risque de développer une URI.

Il apparaît donc important de réaliser les différents soins des animaux et nettoyages des logements à heure fixe pour le personnel, et que ceux-ci y associent des interactions positives avec les différents chats. Une plaque décrivant succinctement le comportement des chats peut être ajoutée afin d'adapter les interactions, à la fois pour le personnel et les visiteurs. Pour les logements individuels, les cages peuvent être placées à hauteur des yeux afin de faciliter une interaction positive avec les humains (Wagner *et al.*, 2018).

b. Maintien en bonne santé

1- Une prévention sanitaire adaptée

Le maintien des chats en bonne santé passe par la limitation de la transmission de pathogènes. Les points clés, évoqués partie I.F, regroupent une hygiène correcte des locaux, une bonne sectorisation des espaces ainsi que du matériel utilisé et du personnel y travaillant, le respect du principe de marche en avant, *ainsi que* d'une quarantaine et d'un isolement des chats malades adaptés.

En effet, tous ces outils contribuent à la compétence du système immunitaire des chats, et donc à une réponse vaccinale efficace.

2- Détection des chats malades et soins quotidiens

Un chat malade voit son système immunitaire compromis, et donc présente potentiellement une moins bonne réponse aux vaccins. C'est pourquoi il est primordial que le personnel travaillant quotidiennement avec les chats soit en mesure de repérer les signes cliniques des maladies les plus communément rencontrées en refuge.

Il faut qu'une personne formée fasse au moins une ronde par période de 24 heures pour observer les animaux et s'assurer de leur santé et de leur bien-être. La ronde devrait avoir lieu avant le nettoyage, de manière à vérifier la **consommation de nourriture**, l'éventuelle **présence d'excréments, d'urine ou de vomissements et leurs caractéristiques**. Il faut aussi évaluer **l'attitude, le comportement** et les **autres signes plus caractéristiques** des principales maladies rencontrées en refuge. Lors d'un doute sur un animal, il faut prendre la température de l'animal (Newbury, 2009).

Dans le cas des animaux hébergés en groupe, il faut aussi surveiller la distribution des aliments, ce qui permet de vérifier l'appétit de chaque chat et les éventuels conflits au sein du groupe (Carney *et al.*, 2012).

La détection efficace des chats malades et notamment de ceux atteints de maladies infectieuses est d'autant plus cruciale qu'elle permet de les isoler précocement et donc de limiter les risques de transmission de pathogènes.

De nombreux animaux entrants en refuge sont infectés par des parasites internes et externes, ce qui constitue à la fois un risque pour leur santé et amenuise leur système immunitaire, mais aussi un risque de santé publique avec des maladies zoonotiques, persistantes dans l'environnement.

Il est donc recommandé de traiter préventivement tous les animaux entrants en refuge contre les principaux parasites de la région, puis de façon régulière durant leur séjour.

Il apparaît également important de fournir aux chats de l'eau propre et fraîche ainsi qu'une alimentation appropriée à leurs besoins, non avariée. Elle doit être disponible à volonté ou en un minimum de deux prises quotidiennes, et être changée tous les jours si non consommée (Newbury, 2009).

Deuxième partie : Étude de terrain de la prévention médicale au sein des refuges et pistes d'amélioration

1. But et objectifs de l'étude

Cette étude prend part à une enquête globale portant sur un état des lieux de la situation des refuges félines en France en matière de prévention des maladies virales. Ce travail de terrain a été mené conjointement à un autre retranscrivant la situation sanitaire des refuges en France (Berlemont, 2022).

A. Objectif des questionnaires

a. Objectif général de l'étude

Cette étude a pour but de retranscrire la situation sanitaire et vaccinale des refuges félines en France afin de mieux cerner les points d'amélioration envisageables.

Il apparaît important de se rendre compte des problématiques majeures auxquelles sont confrontés les refuges, ainsi que les moyens alloués disponibles.

En effet, de nombreuses recommandations trouvées dans la littérature proviennent des Etats-Unis ou d'Angleterre, où le contexte socio-culturel, économique, législatif et les moyens entrepris pour la gestion des refuges et la prévention diffèrent en certains aspects d'un pays tel que la France. Cela rend ces recommandations parfois difficilement applicables.

Le but est également de quantifier l'impact des maladies virales chez le chat afin de mieux cerner les enjeux de cette prévention.

Enfin, l'objectif final de l'étude est de proposer d'éventuelles améliorations réalisables et pertinentes pour les refuges et leurs vétérinaires, afin de les aider dans la prévention des maladies virales du chat. En effet, l'idée n'est pas nécessairement de changer l'ensemble de leur fonctionnement mais de se fonder sur ce qui est fait tout en proposant des solutions économiquement viables, et corriger certains aspects de la prévention si nécessaire. Ces pistes d'amélioration sont à construire en mettant en regard la situation des refuges félines en France aux recommandations de la littérature.

Pour cette étude, j'ai réalisé **un questionnaire destiné à tous les vétérinaires travaillant en refuge**, qu'ils soient salariés ou libéraux.

J'ai également élaboré **un questionnaire pour les vétérinaires travaillant en fourrière**. En effet, la fourrière constitue une source importante de chats arrivant en refuge (37 %) (Harel et Goujon,

2014). La prévention médicale y commence directement avant le déplacement des chats en refuge. Il apparaissait donc important de recueillir les pratiques de ces vétérinaires.

b. Choix des éléments à inclure dans le questionnaire

Les éléments ci-dessous sont retrouvés au sein des différentes sections du questionnaire à destination des vétérinaires de refuge, disponible en **Annexe 4**.

1- Le rôle du vétérinaire

Le vétérinaire peut être salarié d'un refuge ou bien agir en tant que collaborateur libéral. Cette donnée peut être informative sur l'implication du vétérinaire : temps passé au refuge, le partage du travail avec une autre activité professionnelle ou encore l'intérêt exprimé pour la médecine de collectivités. Il est aussi pertinent de connaître l'avis de ce dernier quant aux mesures de prévention prises au sein du refuge où il travaille et à leur suivi.

2- Les problématiques épidémiologiques rencontrées et leur gestion

Certaines maladies virales sont très contagieuses, et leur prévalence peut donc fortement augmenter au sein de collectivités. Le mélange des différents chats peut amener à des situations de propagation rapide de certaines maladies, pouvant alors être qualifiées d'épidémies. Il est alors crucial de définir les maladies les plus fréquemment rencontrées ainsi que le risque épidémique pour adapter la prise en charge des animaux et éviter l'apparition d'un nouvel épisode infectieux.

La démarche clinique du vétérinaire quant au diagnostic des maladies virales est également à étudier, jusqu'au moment de la remise en collectivité.

3- Les locaux, leur organisation et la sectorisation des populations

Un refuge est censé comprendre différentes zones d'hébergement pour les chats, afin d'assurer la prévention des différentes maladies infectieuses. Nous avons donc cherché à obtenir l'organisation des différents secteurs du refuge, les critères de séparation ou de regroupement des populations, les durées d'hébergements au sein des différentes aires.

De plus, il était important de connaître la capacité d'accueil des refuges et le ressenti des vétérinaires sur la surpopulation éventuelle. En effet, la gestion du logement apparaît fondamentale dans le contrôle des populations, notamment lors de périodes à forte pression concernant l'arrivée de nouveaux chats.

4- Vaccination efficace et dépistages des maladies virales

La vaccination assure une protection efficace et durable contre les maladies virales, à condition que celle-ci soit complète et rapide à la suite de l'arrivée des chats au refuge. Une vaccination réalisée

dans de mauvaises conditions et/ou selon un mauvais protocole peut aboutir à de lourdes conséquences du point de vue de la santé des chats et, dans une moindre mesure, au point de vue économique. Le risque d'exposition aux maladies infectieuses étant plus important en refuge qu'ailleurs, la nature des protocoles vaccinaux utilisés est d'un intérêt majeur.

Au sein d'un refuge, on peut aussi s'intéresser à la pratique de différents tests de dépistages existants pour les maladies telles que le FIV ou le FeLV. Une utilisation raisonnée de ces tests est recherchée, afin de garantir la bonne gestion des groupes et le maintien des chats en bonne santé.

B. Matériels et méthodes

L'étude expérimentale s'est déroulée entre janvier 2022 et décembre 2022.

a. Définition et choix des refuges

1- Les refuges animaliers en France

D'un point de vue juridique, un refuge répond à la loi 1901. D'après l'article L214-6 du code rural et de la pêche maritime :

« On entend par refuge un établissement à but non lucratif géré par une fondation ou une association de protection des animaux désignée à cet effet par le préfet, accueillant et prenant en charge des animaux soit en provenance d'une fourrière à l'issue des délais de garde fixés aux articles L.211-24 et L.211-25, soit donnés par leur propriétaire » (Code rural et de la pêche maritime., 2023).

Un refuge se dote généralement de locaux dans lesquels une partie voire parfois la totalité des animaux admis y sont logés le temps de leur adoption.

Les associations de protection animale possédant un refuge sont soumises à déclaration auprès des directions départementales chargées de la protection des populations. Des règles sanitaires et de protection animales sont obligatoires concernant les locaux, les installations et les équipements ainsi que les normes de surfaces minimales par animal. Elles sont fixées par l'arrêté du 03 avril 2014 (Code rural et de la pêche maritime., 2023).

Les associations possédant un refuge sont soumises à la déclaration d'un vétérinaire sanitaire, selon l'article R203-1 du code rural et de la pêche maritime.

2- Les fourrières en France

Selon la réglementation, une fourrière est « une structure communale apte à l'accueil et à la garde des chiens et chats trouvés errants ou en état de divagation jusqu'au terme des délais fixés aux articles L.211-25 et L.211-26 », soit 8 jours ouvrés en France métropolitaine, indemne de rage. C'est un service public relevant des collectivités territoriales, contrairement aux refuges. Cependant, la gestion des fourrières peut être réalisée par la commune mais aussi par une structure privée ou

associative. Une association peut donc être responsable d'un ou plusieurs refuges, mais aussi d'une ou plusieurs fourrières.

Les fourrières nécessitent elles-aussi la présence d'un vétérinaire sanitaire. Après l'avis médical de celui-ci, le gestionnaire d'une fourrière cède les animaux à titre gratuit à des fondations ou des associations de protection des animaux, qui sont les seules habilitées à proposer les animaux à l'adoption (Ecole nationale des services vétérinaires, 2012).

3- Choix des refuges

Tout d'abord, il était important de sélectionner le type de structures auxquelles le questionnaire devait être envoyé. Plusieurs types d'associations de protection animale s'occupant de chats existent en France, mais toutes ne possèdent pas de refuge. Or le but de cette étude était de cibler les associations en possédant.

Dans un premier temps, nous sommes rentrés en contact avec des vétérinaires référentes (*Dr Stéphanie Verdu et Hela Rokbani*) de la société protectrice des animaux (SPA), qui est l'association possédant le plus de refuges (63 refuges) en France métropolitaine. Ceci permettait d'avoir accès à une liste de diffusion par courriel auprès de 26 vétérinaires salariés de cette association.

Dans un second temps, nous avons voulu cibler plus largement les différents refuges présents en France. Il existe une confédération nationale appelée « défense de l'animal » regroupant plus de 270 associations et refuges partageant des valeurs communes pour la défense des animaux. Parmi ces associations, celles possédant des refuges et/ou fourrières et accueillant des chats ont été sélectionnées. Ceci comprenait 150 refuges.

Le questionnaire pour les vétérinaires sanitaires de refuge et de fourrière a été envoyé à ces associations.

b. Elaboration du questionnaire

Afin d'établir un questionnaire cohérent à destination des vétérinaires de refuge, il fallait convenir de plusieurs points.

Une étude bibliographique complète des principales maladies virales rencontrées chez le chat, leurs prévalences et leur mode de transmission, ainsi que l'ensemble des particularités liées à la vie en refuge a été nécessaire, et constitue la première partie de ce travail. Ces données bibliographiques ont été complétées par un état des lieux des différentes stratégies vaccinales envisageables, des tests de dépistages et des leviers sur lesquels agir afin d'optimiser la prévention des maladies virales en refuge.

Au cours de ce travail, nous étions en contact avec des vétérinaires référents de la SPA, avec qui nous avons pu échanger sur les points qui semblaient cruciaux à aborder, ainsi que sur les difficultés auxquelles sont confrontés les refuges. Ces échanges nous ont permis de centrer nos questions à la réalité du terrain.

Toutes les données issues de la littérature et de nos discussions ont permis la sélection d'un ensemble de questions, réparties dans différentes sections d'étude. Le questionnaire à destination des vétérinaires de refuge est disponible en **Annexe 4**.

Le questionnaire destiné aux vétérinaires de fourrière reprend les mêmes axes de questionnement que celui pour les refuges. Certaines parties ont été allégées, notamment sur toutes les modalités d'hébergement en groupe. Quelques questions ont été ajoutées, notamment concernant la durée maximale de séjour.

c. Format des questions

Il a été décidé de proposer un maximum de questions fermées avec des propositions à cocher afin de simplifier le recueil des résultats et le traitement des données : questions du type Oui/Non, questions à choix multiples ou unique.

Ceci permettait d'avoir des réponses déjà organisées en différentes catégories. Pour chaque question, il est possible de répondre par une case « autre » afin de détailler son propos si cela est souhaité.

Certaines questions ne pouvant être rédigées de manière fermée ou pouvant admettre des réponses bien trop diverses ont été laissées ouvertes avec la possibilité de rédiger.

Les idées ont été synthétisées au maximum dans le but d'obtenir un nombre restreint de questions et éviter de faire un questionnaire trop long et rébarbatif pour les vétérinaires.

Afin de limiter le nombre de réponses différentes à certaines questions et faciliter le recueil des résultats, plusieurs catégories ont été proposées. Par exemple, il a été fait des classes de pourcentages (entre 0 et 10%, entre 10 et 25%, etc....) pour les prévalences des maladies virales.

La définition de certains termes tels que l'infirmerie et la quarantaine ont été rappelés afin d'éviter toute source de confusion de la part des vétérinaires répondants.

d. Choix du support

Afin d'assurer la bonne diffusion des questionnaires et le recueil de tous les résultats de manière aisée, le choix d'un Google Form et donc d'une version informatique apparaissait optimal.

De plus, la prise initiale de contact avec les différents refuges de la SPA avait lieu via une liste de diffusion courriel de la part des vétérinaires référentes. Le choix de ce support était donc d'autant plus à privilégier.

e. Diffusion des questionnaires

Dans un premier temps, le questionnaire pour les vétérinaires de refuge a été diffusé en avril 2022 auprès de 26 vétérinaires salariés des refuges de la SPA par les vétérinaires référentes de

l'association. Un message décrivant l'objectif de l'étude et l'importance de la réponse au questionnaire était joint au questionnaire.

Deux relances ont suivi, en mai et septembre 2022, mais n'ont abouti qu'à 2 réponses de la part des vétérinaires de l'association.

Dans le but de toucher un plus large public de vétérinaires, et notamment les vétérinaires libéraux travaillant avec la SPA, un contact téléphonique avec les 63 refuges SPA est entrepris afin d'obtenir le contact des différents vétérinaires sanitaires. Malheureusement, plusieurs difficultés viennent s'ajouter et le démarchage téléphonique ne permit d'obtenir qu'une seule réponse supplémentaire.

En Septembre 2022, le questionnaire pour les vétérinaires de fourrière a été créé, et envoyé par courriel en plus de celui pour les vétérinaires de refuges à 150 associations adhérentes à la confédération nationale de la « défense de l'animal », accueillant des chats et possédant des refuges et/ou des fourrières. Là encore, un message expliquant l'enjeu des questionnaires a été joint.

Il n'était pas toujours précisé si les refuges appartenant à la confédération possédaient des fourrières. Le questionnaire dédié était joint au mail pour l'ensemble des destinataires, dans l'éventualité où ceux-ci possédaient une fourrière.

Une prise de contact a également été réalisée par courriel avec le groupe privé SACPA, gestionnaire de fourrière.

Le recueil des données a été arrêté au mois de décembre 2022.

f. Visites de terrain

Afin de compléter les réponses issues des questionnaires et mieux illustrer notre propos, il a été choisi de réaliser 3 visites de refuges de la SPA (Hermeray, Vaux-le-Penil, Plaisir), conjointement avec l'étude concernant la prévention sanitaire des maladies du chat en refuge (Berlemont, 2022).

Une autre visite a eu lieu au refuge du *Relai des animaux* (Buxières-lès-Villiers) en compagnie de leur vétérinaire sanitaire.

L'idée principale de ces visites était de se familiariser davantage à l'environnement des refuges, discuter avec les principaux acteurs (bénévoles, salariés, gestionnaires et vétérinaires), afin d'affiner les pistes d'amélioration envisageables.

2. Résultats et discussion

A. Les réponses

a. Taux de retour final

Le questionnaire pour les vétérinaires de refuge a été envoyé aux 26 vétérinaires salariés de la SPA, ainsi qu'à 150 refuges accueillant des chats et adhérents à la confédération nationale de « défense de l'animal ». Dix réponses au total ont été obtenues, ce qui donne un taux de réponse de 5%.

Ce taux de réponse très faible peut s'expliquer par plusieurs points. D'une part, la prise de contact a eu lieu avec les adresses électroniques des refuges et non de leurs vétérinaires en ce qui concerne ceux de la confédération nationale. Il fallait donc que le refuge transfère le questionnaire à son vétérinaire, ce qui constitue une étape supplémentaire dans le procédé. Le questionnaire n'est donc peut-être même pas arrivé jusqu'au vétérinaire dans certains cas.

Après les visites de terrain, force a été de constater que les vétérinaires et les responsables de refuge ont beaucoup de travail et donc peu de temps disponible. Le questionnaire était assez long et nécessitait au moins 30 minutes pour y répondre correctement. Ceci a dû constituer une limite majeure dans le recueil de réponses.

Concernant le questionnaire pour les vétérinaires de fourrière, il a été envoyé à l'ensemble des destinataires, qui choisissaient ou non de le remplir s'ils avaient la charge d'une fourrière. Le taux de retour est donc très difficile à estimer. Seul 6 réponses, dont une concernant 4 sites de la SACPA (*Société d'Assistance pour le Contrôle des Populations Animales*) en île de France ont été obtenues. Cela donne un taux de retour très faible comparé au nombre de destinataires.

b. Format des réponses

Les réponses ont été pour la plupart directement obtenues sous la forme de diagramme ou d'histogramme, grâce à l'utilisation d'un Google Form. Les réponses qui étaient des variables quantitatives ont été exploitées sous forme de moyenne ou de pourcentage par rapport aux différentes catégories de réponse créées.

Pour les réponses qui étaient des variables qualitatives avec un seul choix possible, les résultats étaient traités sous forme de pourcentage, dont la somme totale faisait 100%.

Pour les réponses à des variables qualitatives avec plusieurs choix possibles, les pourcentages utilisés étaient ceux des vétérinaires ayant répondu telle ou telle réponse. La somme totale des pourcentages était donc bien souvent supérieure à 100%, car plusieurs choix étaient cochés.

Compte-tenu du faible nombre de réponses, aucune analyse statistique n'a été réalisée.

c. *Biais d'échantillonnage*

Le public ciblé par le questionnaire était l'ensemble des vétérinaires travaillant en refuge félin et/ou en fourrière en France métropolitaine.

Or, le contact initial s'est fait via les adresses courriel des refuges félins et non des vétérinaires directement. Ceci peut constituer un biais d'échantillonnage pour les refuges n'ayant pas fourni d'adresse courriel sur leur site internet.

De plus, on peut supposer que le transfert du questionnaire au vétérinaire était plus aisé si celui-ci était salarié du refuge par exemple, qu'il s'y déplaçait fréquemment ou entretenait une très bonne relation avec le personnel de la structure.

B. Analyse des résultats des questionnaires

Il a été choisi d'associer directement les résultats obtenus à leur analyse et aux pistes d'amélioration envisageables. Afin de compléter les résultats de notre travail, des éléments complémentaires provenant de différentes études de terrain auprès de refuges ont été étudiés et inclus dans notre analyse.

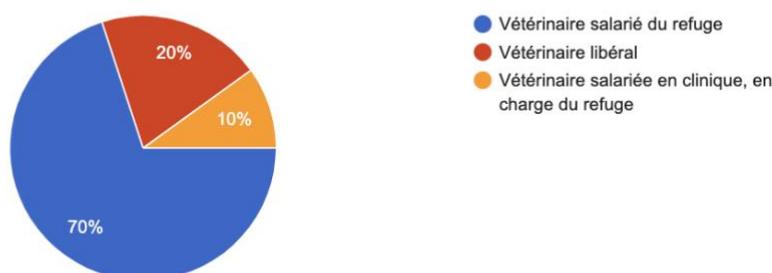
a. *L'implication du vétérinaire*

1- *Statut du vétérinaire et temps passé au refuge*

Parmi les réponses fournies, **70%** des vétérinaires sont **salariés** du refuge, et les **30%** restants sont des vétérinaires **libéraux ou salariés de cliniques privées (Figure 23)**.

Figure 23 : Statut des vétérinaires travaillant en refuge

10 réponses



Ce résultat est à prendre avec précaution, car il peut être biaisé par le fait que des vétérinaires salariés ont potentiellement eu un meilleur accès au questionnaire que des vétérinaires travaillant en clinique privée. Néanmoins, cela montre que parmi l'ensemble des vétérinaires travaillant en refuge, une part non négligeable d'entre eux travaille également au sein d'une clinique privée. La médecine de collectivité n'est alors pas leur activité principale.

De plus, selon une étude Américaine portant sur 536 refuges animaliers, il y avait significativement plus de refuges ayant recouru à des cliniques locales (73,9%) que de refuges ayant recouru à des vétérinaires salariés (48,5%). La proportion des refuges n'ayant pas de vétérinaire salarié et désirant en avoir un était significativement plus élevée (42%) que la proportion de refuges ne travaillant pas avec des vétérinaires de cliniques locales mais le souhaiterait (7,9%) (Laderman-Jones *et al.*, 2016).

Ces données nous suggèrent que les gestionnaires de refuges donnent de l'importance à la relation avec leur vétérinaire, et souhaiteraient plutôt établir un service vétérinaire sur place.

Il est vrai que dans l'idéal, une activité dédiée à un ou plusieurs refuges et à la médecine de collectivité est souhaitable pour le vétérinaire impliqué. Néanmoins, le statut associatif des structures d'accueil est à prendre en compte, et peut rendre difficile le recouru à un vétérinaire salarié à plein temps d'un point de vue financier.

Effectivement, seul **30 %** des vétérinaires ayant répondu sont **présents tous les jours de la semaine** au refuge. Le reste des réponses est variable ; les vétérinaires sont présents **entre une fois par mois et 3 à 4 fois par semaine**.

Une étude de 2014 sur 65 refuges félins français montrait qu'en moyenne 2,7 vétérinaires étaient impliqués dans le suivi d'un refuge. Ceci suggère que dans la plupart des cas, plusieurs vétérinaires sont concernés dans le suivi des animaux (Harel et Goujon, 2014).

Il apparait donc que le travail des vétérinaires au sein des refuges ne soit pas, dans la majorité des cas, une activité à temps plein.

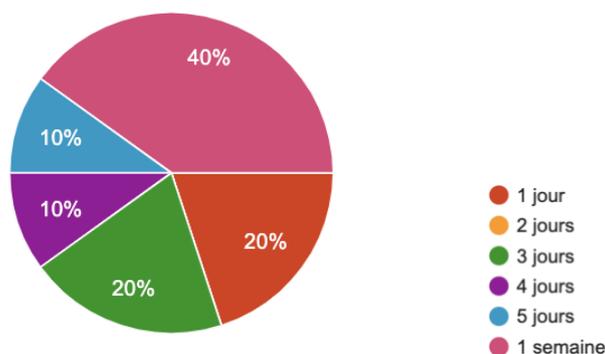
Dans notre étude, nous ne savons pas si les vétérinaires interrogés sont les seuls vétérinaires pour le refuge. Ainsi, nous ne savons pas si leur temps de présence est lié au temps de présence effectif d'un vétérinaire au sein de la structure, ou si d'autres confrères viennent également.

2- Délais avant la mise à l'adoption

En moyenne, le **délai maximal** entre l'arrivée d'un chat au refuge et son **premier examen clinique** par un vétérinaire est de **1 semaine** dans **40%** des cas. Ce délai reste cependant compris **entre 1 et 3 jours** dans **40%** des cas et **entre 4 et 5 jours** dans **20 %** des cas (**Figure 24**).

Figure 24 : Délai maximal entre l'arrivée d'un chat en refuge et son premier examen clinique par un vétérinaire

10 réponses



Un des objectifs principaux en refuge est de faire partir les animaux adoptables le plus rapidement possible. Pour cela, un examen clinique dans un délai assez rapide par le vétérinaire est nécessaire pour plusieurs raisons : s'assurer de l'état de santé de l'animal, mais aussi diagnostiquer d'éventuelles maladies et mettre en place des mesures nécessaires le cas échéant.

Plus ce délai sera court, plus l'animal pourra être soigné rapidement et les mesures de prévention (isolement, précautions avant manipulation...) adéquates mises en place.

En 2008, une étude de cohorte rétrospective d'un an dans un refuge de Chicago a été réalisée sur 370 chatons afin d'étudier les facteurs de risques de délai entre l'arrivée des chatons et l'autorisation d'adoption par un vétérinaire pour des raisons médicales. Dans cette étude, il a été mis en évidence que les chatons présentant des signes cliniques de maladie respiratoire ou gastro-intestinale à l'admission mettaient significativement plus de temps que d'autres chatons à obtenir une autorisation à l'adoption par le vétérinaire (Litster *et al.*, 2011).

De plus, il a également été montré que l'administration d'antibiotiques par voie orale ou parentérale sur les chatons présentant des signes respiratoires et/ou oculaires dans les 24h suivant leur admission permettait de réduire considérablement le délai d'approbation d'adoption par le vétérinaire pour raisons médicales.

Ainsi, la mise en place d'un traitement anti-infectieux rapide sur des chatons présentant des signes respiratoires et/ou oculaires peut réduire la durée de séjour au refuge (Litster *et al.*, 2011).

Les délais maximums avant examen clinique par un vétérinaire apparaissent alors longs dans certains refuges de notre étude. Dans l'idéal, le premier examen clinique devrait être fait le jour-même voire le lendemain de l'admission. En effet, plus le temps passe, plus les animaux sont à risque de développer des signes cliniques de maladies infectieuses et donc de rester plus longtemps au refuge avant d'être adoptés. Ces signes cliniques peuvent alors s'aggraver en l'absence de vétérinaire car nécessitent un traitement le plus précocement possible.

3- Niveau de connaissance

Quatre-vingts pour cent des vétérinaires interrogés estiment que leur **niveau de connaissance** est **bon** concernant les maladies virales du chat et leur gestion en collectivité, et **10%** jugent que leur niveau est **insuffisant**. Néanmoins, là-encore **80%** des vétérinaires sont intéressés par une **formation** sur les maladies virales du chat en collectivité.

On voit bien ici que les vétérinaires, bien qu'ils considèrent leurs connaissances plutôt bonnes au sujet de la gestion des maladies virales en collectivité, sont en demande de formation et d'actualités sur le sujet.

Au bilan, les piste d'améliorations seraient de :

- Privilégier le recours à un vétérinaire salarié pour le refuge, dans l'idéal engagé à temps plein.
- Limiter le nombre de vétérinaires impliqués dans la gestion du refuge.
- Réalisation d'un examen clinique complet par le vétérinaire dans les plus brefs délais post-admission, dans l'idéal dans les 24 premières heures.

b. Les maladies principalement rencontrées

1- Prévalence des maladies virales

Sur les deux dernières années, les prévalences pour les maladies virales étudiées ont été les suivantes :

- Syndrome coryza (FHV-1 et FCV) : Entre **25 et 50%** des chats sont atteints **selon la moitié des refuges**. Pour **3 d'entre eux**, la prévalence était plutôt comprise **entre 50 et 75%**, et l'un des refuges a également considéré qu'entre **75 et 100%** des chats accueillis sur les deux dernières années étaient infectés. Le dernier refuge a quant à lui estimé que la prévalence était entre **0 et 10%** sur les deux dernières années.

- Calicivirus hypervirulent (VS-FCV) : Pour **90% des refuges** interrogés, la prévalence de calicivirus hypervirulent sur les deux dernières années s'élevait **entre 0 et 10%**. Un refuge a estimé une prévalence comprise entre **10 et 25%**.

- Typhus (FPV) : **90% des refuges** ont indiqué une prévalence comprise entre **0 et 10%** sur les deux dernières années. Un refuge a estimé une prévalence comprise entre **10 et 25%**.

- Immunodéficience féline (FIV) : Pour **70%** des refuges, une prévalence de **0 à 10%** est rapportée. Pour **30%** d'entre eux, celle-ci est comprise entre **10 et 25%**.

- Leucose féline (FeLV) et péritonite infectieuse féline (FIPV) : Ces deux infections concernent entre **0 et 10%** des chats, selon les 10 refuges interrogés.

Les refuges font donc face principalement aux virus responsables **d'affections respiratoires hautes (URI)**. Leur prévalence est bien supérieure aux autres virus, et atteint parfois les valeurs très importantes. Ce résultat est cohérent, compte-tenu de la transmission aisée directe et indirecte de ces virus, ainsi que de leur capacité de latence et de réactivation dans un contexte de stress.

Une attention toute particulière doit donc être faite sur les mesures de sectorisation et d'hygiène afin de prévenir la transmission de ces virus.

Dans une étude américaine réalisée sur 60 chats de refuge, il a été montré que ceux ayant un score de stress élevé durant leur première semaine avaient 5,6 fois plus de risques de développer une URI que les chats ayant un score de stress bas (Tanaka *et al.*, 2012). Ainsi, des mesures

d'évaluation et de réduction du stress sont également à prévoir, afin d'éviter la réactivation des virus et maintenir un système immunitaire compétent.

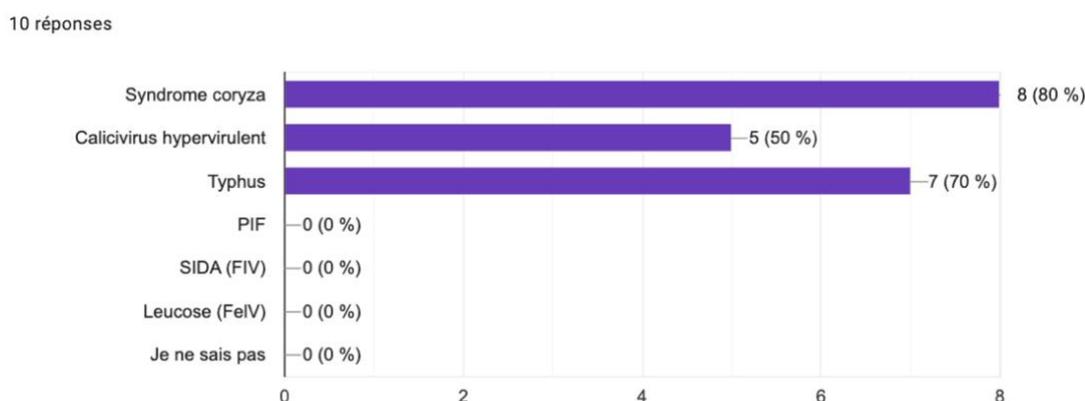
Dans un second temps, les refuges sont confrontés au virus FIV responsable de **l'immunodéficience féline**. Ceci montre l'intérêt de dépister les animaux nouvellement arrivés, afin de pouvoir isoler les chats atteints. Ceci prévient des nouvelles infections en cas de comportements agonistes et surtout protège ces chats malades des agressions extérieures. Leur prise en charge, notamment vaccinale pourra alors être adaptée au besoin.

La prévalence apparaît moins élevée sur les deux dernières années pour la leucose féline, le typhus et la péritonite infectieuse féline.

2- Épidémies

Au cours des deux dernières années, **80%** des refuges interrogés ont fait face à une situation de propagation rapide de **syndrome coryza (URI) (Figure 25)**.

Figure 25: Maladies virales pour lesquelles les vétérinaires ont fait face à des épidémies sur les 2 dernières années



Cela nous montre qu'en plus d'une prévalence globalement élevée chez les chats de refuges, des épisodes de forte propagation d'URI ont lieu. On peut supposer que ces épisodes infectieux sont associés aux périodes de forte tension, notamment entre mai et septembre lors de la période de reproduction.

Les URI doivent donc être sujets à une vigilance marquée de la part des vétérinaires et de l'ensemble de l'équipe du refuge.

Soixante-dix pour cent des refuges ont fait l'expérience d'épidémies de typhus, et **la moitié** d'entre eux ont fait face à au moins une épidémie de **Calicivirus hypervirulent (Figure 25)**.

Le parvovirus félin est donc une maladie infectieuse touchant majoritairement les chats de refuges par vagues d'épidémies. Il en va de même pour les cas de calicivirus hypervirulent. Ces deux maladies ayant une mortalité très élevée, les vétérinaires jouent un rôle majeur concernant la formation de l'ensemble du personnel aux mesures sanitaires à adopter pour éviter leur transmission, qui doivent être maintenues rigoureusement même en dehors d'une épidémie. La

présence régulière du vétérinaire sur le site est là encore primordiale à la détection et surtout au diagnostic précoce de ses maladies, afin de pouvoir prendre les mesures d'isolement nécessaires.

Parmi les pistes d'amélioration, on pourrait proposer :

→ Le vétérinaire doit axer tout particulièrement les mesures de prévention sur les virus responsables d'affections respiratoires hautes : sectorisation, hygiène des locaux et du personnel, scores de stress, enrichissements, routines de soins...

→ Former le personnel à la détection de signes cliniques indicateurs de maladies virales, notamment pour le syndrome coryza, la panleucopénie infectieuse féline et le calicivirus hypervirulent.

→ Réaliser un examen clinique et d'éventuels examens complémentaires rapidement à la suite de signes cliniques détectés par le personnel. Ceci implique une bonne transmission des informations au sein de l'équipe.

c. Les stratégies d'hébergement et la gestion des groupes

1- Capacité d'accueil

La capacité d'accueil maximale des refuges interrogés varie entre 50 et 200 places, et est de **105 places en moyenne**.

Dans **80%** des cas, les vétérinaires estiment que **le nombre de place est insuffisant** sur le site. La demande en refuge semble donc bien supérieure à ce qui peut être offert en matière d'hébergement. Cela nous montre encore une fois la forte pression démographique à laquelle sont soumis l'ensemble des acteurs travaillant en refuge.

Néanmoins, il existe des outils de calcul leur permettant d'anticiper au mieux leur capacité d'accueil, et les périodes de l'année où celle-ci sera dépassée.

Ainsi, il est possible d'estimer la capacité d'adoption mensuelle. Elle représente le nombre idéal d'animaux disponibles à l'adoption dans le refuge. Elle est calculée à partir du **nombre moyen d'adoption journalier sur un mois** et de la **durée moyenne de séjour visée**.

Capacité d'adoption = moyenne journalière mensuelle des adoptions X la durée moyenne de séjour visée

Pour les animaux sans traitement particulier et assez âgés pour être adoptés (qui ne nécessitent alors que les soins de base tels que la vaccination et la stérilisation), la durée moyenne de séjour devrait être de 2 semaines environ voire moins. Ceci est valable s'ils sont en zone de quarantaine tout en pouvant être vus ou mis à l'adoption. Cette capacité d'adoption devrait être calculée dans l'idéal sur 1 an. L'équipe du refuge pourra alors estimer sa capacité maximale en termes de chats adoptables et le mois de l'année correspondant. Il peut être intéressant de calculer plusieurs capacités d'adoption en fonction de l'âge des animaux (par exemple pour les adultes et les chatons), car les taux d'adoptions ou les exigences en matière de logement peuvent varier en fonction de la tranche d'âge (Miller et Zawistowski, 2013).

Une meilleure anticipation des périodes les plus critiques peut permettre la mise en place d'outils en amont tels que le recours aux familles d'accueil, un renfort du personnel et du travail des vétérinaires en termes de prévention médicale, ou bien encore des campagnes d'adoption et journées portes ouvertes.

2- Logements collectifs et individuels

Il y a 78 places réservées en moyenne pour les logements en groupe, contre 33 places pour les logements individuels. Les chats sont donc **préférentiellement placés en logement collectif**. Les logements individuels sont utilisés pour :

- La mise en **quarantaine** des chats arrivants dans **100%** des cas
- Isoler les chats **malades** (toutes maladies confondues) dans **100%** des cas
- Isoler les **femelles et leurs chatons** dans **70%**, des **fratries de chatons** dans **50%** des cas et des **groupes de chatons** dans **30%** des cas.
- Isoler des chats ayant un **statut vaccinal non à jour** dans **40%** des cas
- Isoler des **chats FeIV+** dans **30%** des cas et **FIV+** dans **20%** des cas.

Les logements individuels sont donc réservés pour des hébergements de courte durée (quarantaine, statut vaccinal non à jour...), pour éviter la transmission de pathogènes en séparant les malades. Ils sont aussi utilisés pour séparer les individus à risque (chatons, chats FeIV ou FIV+) dans certains cas.

Ces résultats apparaissent plutôt satisfaisants et en adéquation avec les critères d'isolement trouvés dans la littérature. Cependant, il n'est pas recommandé de loger ensemble des groupes de chatons n'étant pas issus de la même fratrie. Leur origine étant différente et leur statut immunitaire inconnu, ils sont donc sujets à la transmission de nombreux pathogènes.

De plus, au vu des visites de terrain effectuées, ces logements individuels ne répondent pas toujours à l'ensemble des critères de taille et d'enrichissement nécessaires au bien être des chats, et engendrent donc nécessairement un stress. Par exemple le logement de la **Figure 26** ne possède pas de zone pour se cacher, se mettre en hauteur ni de griffoir.

Figure 26: Exemple de logement individuel utilisé pour la quarantaine



Ce type de logement n'est pas adapté pour accueillir des chats pour une longue période, et est à réserver pour les périodes de quarantaine ou d'isolement en infirmerie. Une réduction du taux d'occupation peut passer par le recours en famille d'accueil pour les chatons et les chats immunodéprimés, ou bien à la création de logements de groupe respectivement pour les chats FIV⁺ et FeLV⁺. Il y aura alors plus de cages individuelles disponibles pour des hébergements courts, et des efforts d'enrichissement pourront être mis en place.

3- L'infirmerie

Pour rappel, l'infirmerie désigne un local séparé à l'écart du secteur sain, destiné à l'hébergement d'animaux malades ou blessés. Il doit être aménagé spécialement afin de procurer des soins aux animaux dans de bonnes conditions d'hygiène et éviter la transmission de pathogènes entre individus.

Parmi les refuges interrogés, les chats sont placés en infirmerie pour les maladies suivantes :

- **Typhus et coryza** dans **80%** des cas
- **Calicivirose hypervirulente** dans **60%** des cas
- **PIF et immunodéficience féline** dans **20%** des cas.
- **Leucose féline** dans **10%** des cas.

Dans l'un des refuges interrogés, il n'y a pas d'infirmerie.

Tout refuge devrait posséder une infirmerie, afin de ne pas mélanger des chats malades avec des chats en quarantaine dans la même pièce par exemple, même s'ils sont logés individuellement. Du fait de la gravité de la maladie et de sa forte capacité de transmission, les cas de VS-FCV devraient tous être isolés en infirmerie.

Le placement d'un chat en infirmerie repose sur la présence de **signes cliniques** compatibles avec une maladie infectieuse transmissible dans **80%** des cas. Dans **40%** des cas, il peut s'agir de chats ayant un **test positif** pour une maladie virale, **avec ou sans signes cliniques** associés.

Il apparaît donc pertinent que les vétérinaires forment les différents agents du refuge (salariés, bénévoles...) sur les signes cliniques de base à repérer sur des chats atteints de maladies virales transmissibles. En effet, une détection précoce des signes cliniques est essentielle afin d'isoler rapidement les individus atteints et prévenir la transmission de la maladie.

Enfin, l'infirmier se trouve dans **une salle séparée et fermée** du reste des logements mais **mélange l'ensemble des malades** dans **40%** des cas. Celle-ci est **séparée** mais **ouverte** dans **30%** des cas.

Il est important d'avoir une infirmerie séparée et fermée du reste des autres pièces du local, afin d'éviter tout risque de transmission virale directe ou indirecte, là où de nombreux passages ont lieu chaque jour.

Il existe une **salle réservée** pour les cas de **typhus** dans **40%** des cas et une salle réservée aux cas de **coryza** dans **30%** des cas.

Les individus malades ont un système immunitaire affaibli et sont plus à même d'être infectés par d'autres pathogènes. Dans l'idéal, il faut donc séparer au maximum l'infirmier avec, si possible, plusieurs salles fermées dédiées chacune à une pathologie ou à l'affection d'un système.

Pour les malades les plus gravement touchés, il peut être intéressant d'héberger les chats concernés en hospitalisation au sein des cliniques vétérinaires partenaires du refuge.

Une salle **d'hébergements individuels** est réservée aux chats **FIV+ et FeIV+** dans **40%** des refuges.

On ne sait pas ici s'il s'agit de chats positifs au rétrovirus et malades ou bien s'il s'agit de chat en bon état général. Cela peut changer les recommandations à adopter. En effet, pour des chats malades et atteints par des rétrovirus, il apparaît plus intéressant de les isoler individuellement et dans une pièce dédiée, car leur mise en cage, même individuelle, dans un lieu regroupant tous les autres chats malades du refuge représente pour eux un risque infectieux important. Pour les chats positifs aux rétrovirus et en bon état général, il convient plutôt soit de les placer en familles d'accueil, soit de les regrouper au sein d'une communauté pour chaque rétrovirus, ou bien de les placer en logement individuel dans la même pièce que d'autres chats FIV/FeIV+ en bon état général.

Selon **80%** des vétérinaires de refuges interrogés, les **recommandations d'isolement** des chats malades sont **insuffisantes**, et pour **60%** d'entre eux les **recommandations ne sont pas bien suivies** par le personnel et les bénévoles. Selon un des refuges, les recommandations sont bien suivies par le personnel qualifié mais pas par les bénévoles.

Cela fait ressortir une des problématiques majeures compromettant la prévention des maladies virales en refuge. Leur fonctionnement repose en grande partie sur l'activité de personnes bénévoles, souvent très bien intentionnées mais n'ayant pas forcément les connaissances scientifiques nécessaires en matière de prévention. Selon une étude de 2014 sur les refuges félines français, en moyenne un refuge comportait 24 bénévoles pour 5,4 salariés (Harel et Goujon, 2014).

Le modèle des refuges félines français et ces résultats impliquent alors que les vétérinaires jouent un rôle plus prononcé concernant la sectorisation et les recommandations d'isolement pour les chats malades. Ils peuvent par exemple organiser des réunions d'informations régulières obligatoires pour

les bénévoles, participer à la mise en place d'affiches explicatives des principaux signes cliniques à repérer, ou encore sur les mesures sanitaires à adopter. Une sélection plus importante de ces bénévoles de la part des refuges pourrait aussi être envisagée, mais semble peu envisageable compte-tenu du manque de temps, de personnel et de moyen auxquels ils font face.

4- La quarantaine

La mise en place d'une quarantaine est cruciale dans la lutte contre la transmission des maladies virales du chat, à condition que celle-ci soit correctement réalisée.

Quatre-vingts pour cent des refuges interrogés réalisent **systématiquement** une quarantaine. Pour les **20%** des vétérinaires n'y ayant pas recourt systématiquement, il s'agit des situations suivantes :

- Chat provenant d'un abandon par un particulier
- Chat provenant de la fourrière
- Chat malade
- Chat testé FIV/FelV négatif
- Chat adopté une première fois puis revenu rapidement sans avoir eu accès à l'extérieur

Parmi les situations évoquées ci-dessus, la seule nécessitant effectivement le déplacement d'un animal de la quarantaine est l'apparition de signes cliniques évocateurs d'une maladie infectieuse. Un chat **malade** doit alors être déplacé en isolement en **infirmierie**.

Les autres situations évoquées par les refuges ne sont pas applicables pour échapper à une mise en quarantaine. En effet, même un chat correctement vacciné, en bonne santé et abandonné directement au refuge ou bien un chat adopté récemment et revenant au refuge peuvent être porteur du FHV-1, car pour rappel le vaccin n'empêche ni l'infection ni l'existence de porteurs latents et la réactivation du virus. Il est seulement efficace pour diminuer l'intensité de l'excrétion virale et des signes cliniques. Il en va de même pour le FCV. L'arrivée au refuge étant un moment stressant pour les chats, le risque de réactivation d'une éventuelle infection latente est important. Il convient donc d'isoler l'ensemble des nouveaux arrivants des chats en communauté.

Il en va de même pour les chats provenant de fourrière, car le temps passé entre l'entrée en fourrière et le transfert en refuge est censé être de 8 jours ouvrés. Or, étant donné les durées d'incubation pour les différents virus et notamment le FPV, une quarantaine de 3 semaines est recommandée. Il convient alors de placer les chats provenant de fourrière en isolement pour le temps nécessaire à l'écoulement de ces 3 semaines au total, en comptant le temps passé à la fourrière et au refuge.

La durée de la quarantaine est de **1 semaine** ou **5 jours** dans **la moitié** des refuges interrogés, ce qui est donc trop court, même pour les chats provenant de fourrière. Un refuge effectue une quarantaine de **3 semaines** et un autre indique laisser les chats isolés jusqu'à leur **rappel vaccinal**, soit entre **3 et 4 semaines** après leur arrivée.

Ces deux refuges (soit **20%** des réponses) adoptent donc une période de quarantaine adaptée. Le reste des vétérinaires interrogés indiquent que la durée d'isolement est variable, mais n'indiquent pas d'intervalle.

Le nombre de places en quarantaine peut être compliqué à estimer pour le refuge, et varie avec le nombre d'abandons sur l'année. D'après ce qui a été vu en visite, parfois les refuges se retrouvent contraints de mélanger des cages de chats en isolement avec des cages de chats malades au sein d'une même pièce par manque de place. Un nombre limité de places peut aussi contribuer à la réduction des temps d'isolement nécessaires.

Il existe des outils afin **d'estimer le nombre de places en quarantaine nécessaire** selon les différents mois de l'année, utilisant le **nombre moyen d'arrivées journalières sur un mois** et la **durée nécessaire à la quarantaine**, qui est donc de 3 semaines et d'environ 2 semaines pour des chats provenant de la fourrière.

Capacité d'accueil en quarantaine = *moyenne journalière mensuelle d'arrivées X durée de la quarantaine*

L'idéal est de calculer cette capacité d'accueil sur tous les mois de l'année avec dans l'idéal les données des 3 dernières années. Ainsi, le nombre de place à attribuer à la quarantaine peut être anticipé et mieux ajusté (Miller et Zawistowski, 2013).

Concernant l'emplacement des hébergements dédiés à la quarantaine, ils sont dans une **salle séparée et fermée** du reste du refuge dans **60% des cas**.

Cette séparation entre la zone de quarantaine et le reste du refuge est primordiale pour éviter toute contamination d'une zone à l'autre. Les chats déclarés adoptables par le vétérinaire doivent pour autant être visibles, tant sur des annonces que par des visiteurs, avec un respect de mesures de prévention sanitaires adaptées.

Parmi les autres réponses, la quarantaine est dans une salle séparée mais ouverte et pour un refuge, la quarantaine se trouve dans la même pièce que les autres hébergements.

Soixante pourcent des vétérinaires trouvent que les **recommandations** d'isolement en quarantaine **ne sont pas suffisantes** dans leur refuge, mais **la majorité (70%)** d'entre eux estiment que les recommandations en place sont **effectivement bien suivies** par le personnel du refuge.

L'instauration de mesures simples visant à améliorer les modalités de la quarantaine est donc à envisager pour les vétérinaires de refuges, telles qu'une durée adéquate d'isolement en prenant en compte la capacité d'accueil à fournir selon les mois et une sectorisation stricte des différents locaux.

Au bilan les pistes d'amélioration concernant la période de quarantaine pourraient être :

→ Anticiper avec le refuge les périodes les plus critiques en termes de surpopulation, notamment via le calcul de la capacité d'adoption selon les différents mois de l'année.

→ Sur les périodes à forte tension, renforcer les équipes vétérinaires présentes au refuge.

- Définir avec le refuge les classes de chats pour lesquelles faire appel à des familles d'accueil, en prenant en compte le ratio de places collectives par rapport aux places individuelles disponibles, loger ensemble des chatons issus d'une même fratrie uniquement, et insister sur les enrichissements à fournir pour chaque cage individuelle.
- Tous les refuges devraient posséder des locaux d'infirmerie séparés et fermés du reste du refuge. Dans l'idéal, il doit y avoir plusieurs secteurs fermés basés sur les différentes maladies présentes ou sur les symptomatologies (maladies respiratoires, gastro-intestinale...).
- Pour les chats gravement malades, une hospitalisation en dehors du refuge chez les cliniques vétérinaires partenaires est à envisager.
- Les chats FIV ou FeIV⁺ en bon état général doivent être soit placés en familles d'accueil, soit regroupés au sein de communautés pour chaque rétrovirus, ou bien placés en logement individuel dans la même pièce que d'autres chats FIV/FeIV⁺ en bon état général.
- Pour assurer l'application des différentes mesures d'isolement, il est important que le vétérinaire prenne part à des réunions et à des séances de formation obligatoires pour le personnel et bénévoles du refuge. Il peut aussi contribuer à la mise en place d'affiches explicatives ou de manuels d'instruction pour les nouveaux arrivants.
- Tout chat arrivant au refuge doit être isolé en quarantaine, indépendamment de sa provenance. La quarantaine est une pièce devant être séparée et fermée des autres locaux. La seule exception concerne les chats malades en arrivant ou déclarant une maladie au cours de leur quarantaine. Ceux-là doivent être déplacés en isolement en infirmerie.
- La durée de quarantaine ne doit pas être inférieure à 3 semaines (en comptant le temps passé en fourrière si les chats étaient bien isolés) si l'on veut lutter efficacement contre la transmission des maladies virales.
- Avoir une estimation de la capacité d'accueil mensuelle disponible permet de connaître le nombre de place optimal pour la quarantaine.

d. Démarche diagnostique et remise en collectivité

1- Syndrome Coryza

Il a été vu que le diagnostic des URI reposait en pratique sur la présence de signes cliniques évocateurs, sans qu'une distinction ne puisse être faite de manière certaine sur les différents agents en jeu. Les vétérinaires des refuges interrogés concluent effectivement à des cas de coryza **uniquement** sur la base de **signes cliniques** dans **100%** des cas. Un seul des refuges interrogés effectue en plus des écouvillons pour une analyse PCR/RT-PCR.

L'identification de l'agent causal ne modifie pas les mesures de précaution à mettre en place, qui doivent être strictes afin d'éviter la transmission indirecte des pathogènes. La réalisation d'une analyse PCR/RT-PCR peut alors apparaître comme une dépense à éviter pour le refuge, excepté en cas de suspicion d'un calicivirus hypervirulent par exemple.

Après isolement d'un chat malade, **90%** des vétérinaires interrogés le remettent en collectivité lorsque ses **signes cliniques ont disparu**, et **10%** après la **fin de son traitement**.

La formulation de cette question n'était pas forcément très claire pour les vétérinaires, car un animal présentant toujours des signes cliniques aura un traitement, et donc à la fin du traitement les signes cliniques ont nécessairement disparu.

Selon une étude Américaine portant sur la gestion des URI en refuge, parmi les 193 réponses 56% (109/193) des refuges remettaient les chats à l'adoption après la fin du traitement et la résolution complète des signes cliniques, et 25% (49/193) le faisaient après la résolution des signes cliniques. 18% (35/193) des refuges remettaient les chats à l'adoption pendant leur traitement (Spindel *et al.*, 2013).

La question soulevée par cette étude n'est pas totalement la même, à savoir que la mise à l'adoption n'implique pas nécessairement la remise en collectivité. D'autant plus, les refuges de l'étude Américaine utilisaient en majorité des logements individuels (59% d'entre eux).

Cependant, elle confirme le fait qu'un chat puisse être potentiellement déplacé dans une zone d'hébergement plus « classique », car il est remis à l'adoption.

Les chats atteints d'URI sont donc globalement remis en logement classique après résolution de leurs signes cliniques et la fin de leur traitement. Néanmoins, la durée d'excrétion d'un chat infecté par le FHV-1 est de 1 à 3 semaines après guérison, et de 30 jours chez la majorité des chats atteints de FCV. La durée d'excrétion peut être bien plus longue chez certains individus.

On voit donc ici l'intérêt théorique de l'identification du ou des pathogène(s) responsable de l'URI.

Si la suspicion est forte pour une infection par un herpesvirus FHV-1, un délai de 3 semaines entre le début des signes cliniques et la remise en collectivité devrait être appliqué.

Si la suspicion est forte pour une infection par un calicivirus FCV, le chat devrait rester en isolement dans l'idéal jusqu'à son adoption. Si cela n'est pas possible, un délai de 30 jours après guérison est envisageable.

2- Typhus

Le diagnostic d'une infection par le FPV repose sur la suspicion clinique et les données hématologiques, pouvant être confirmées par des tests.

La moitié des vétérinaires interrogés diagnostiquent des cas de panleucopénie infectieuse féline sur la base de **signes cliniques uniquement**, mais **90%** d'entre eux ont recouru dans certains cas à des **tests antigéniques rapides** sur fèces. Aucun n'a répondu positivement sur le recours à un test PCR sur fèces ou sur sang.

Il faut garder à l'esprit que la spécificité du test antigénique sur selles est bonne, mais sa sensibilité est moyenne (entre 50 et 70%). Si la suspicion clinique demeure avec un test négatif, le recours à la PCR est alors justifié afin d'éviter une erreur de diagnostic.

Lorsqu'un chat a été malade, il est remis en collectivité **à la fin de son traitement et à la résolution de ses signes cliniques** dans **la moitié** des réponses obtenues. Certains refuges attendent un

délai de 3 semaines à 1 mois après la résolution des signes cliniques et un autre réalise plusieurs tests antigéniques sur selles, qui doivent être négatifs sur 2-3 semaines avant de pouvoir replacer le chat en groupe.

Une étude s'est intéressée sur l'intensité et la durée d'excrétion de particules virales de FPV après son diagnostic sur les chats d'un refuge de Toronto au Canada. L'excrétion virale était mesurée par PCR quantitative sur fèces sur plusieurs jours après le diagnostic. L'objectif de l'étude était également de savoir si un test antigénique négatif ou la disparition de la diarrhée et des signes systémiques étaient indirectement révélateurs de la positivité de la PCR quantitative.

Les résultats de l'étude ont révélé que les chats devraient être isolés pendant au moins **14 jours après un diagnostic d'infection par le FPV**. En cas de guérison, un retour à la collectivité est envisageable après les 14 jours, si les mesures préventives au sein du refuge depuis le diagnostic sont raisonnables. Selon les résultats de cette étude, les résultats de tests antigéniques rapides, la présence de diarrhée ou les signes systémiques ne sont pas utilisables comme mesures indirectes de l'excrétion du virus (Janke *et al.*, 2022).

Certains vétérinaires des refuges interrogés appliquent donc des délais parfois trop longs avant la remise en collectivité d'un chat ayant guéri d'une infection par le FPV. De plus, l'utilisation de plusieurs tests antigéniques négatifs n'apparaît pas utile.

Au bilan les pistes d'amélioration pourraient être :

→ Pour les chats atteints d'URI et placés en infirmerie : si la suspicion est forte pour une infection par le FHV-1, un délai de 3 semaines entre le début des signes cliniques et la remise en collectivité devrait être appliqué. Si la suspicion est forte pour une infection par un calicivirus félin, le chat devrait rester en isolement dans l'idéal jusqu'à son adoption. Si cela n'est pas possible, un délai de 30 jours après guérison est envisageable. Une remise à l'adoption pour des familles sans autres chat peut être faite dès la fin du traitement et la disparition des signes cliniques.

→ Pour les chats atteints de la panleucopénie infectieuse féline : En cas de guérison, ils peuvent être replacés en logement collectif 14 jours après le diagnostic de leur infection, si les mesures préventives au sein du refuge depuis le diagnostic ont été adaptées.

e. Le dépistage des maladies virales

1- Dépistage des rétrovirus

Les refuges ont les mêmes critères concernant la réalisation d'un test rapide pour le FIV et pour FeIV.

Soixante pour cent d'entre eux réalisent ces tests **dès l'arrivée d'un chat au refuge, quel que soit son âge et avant son premier vaccin.**

Vingt pour cent d'entre eux profitent de la **stérilisation** pour faire ces tests, et les chats ont donc parfois déjà reçu une première injection vaccinale.

Le reste des réponses est variable : un des refuges effectue les tests dès l'arrivée mais seulement sur les chats de plus de 6 mois, un autre sur tous les chats à partir de 2 mois et un dernier ne réalise ces tests qu'avant la mise en collectivité des chats, qu'ils soient vaccinés ou non.

Dans cette question, il nous manque une information concernant les maladies visées par les vaccins utilisés. En effet, si les refuges ne vaccinent que contre le FCV, FHV-1 et FPV alors il n'y a pas de contre-indication à vacciner les chats avant leur test de dépistage contre le FeIV. Mais si le vaccin inclue une valence contre ce dernier, alors des faux-positifs causés par les antigènes vaccinaux sont possibles.

Les réponses des refuges sont globalement satisfaisantes. Les chats sont testés avant leur mise en collectivité, ce qui limite grandement le risque de transmission des rétrovirus. De plus, si les vaccins utilisés en primo-vaccination ne contiennent pas de valence contre le FeIV, un dépistage au moment de la stérilisation apparaît donc intéressant afin de limiter les manipulations stressantes sur les chats.

En revanche, si le refuge utilise des vaccins contre le FeIV, le test doit être réalisé avant la première injection pour éviter les risques de faux-positifs.

Il n'y a pas d'âge minimal pour le dépistage des rétrovirus. Néanmoins il faut garder à l'esprit que les anticorps maternels détectables pour le FIV peuvent persister les 6 premiers mois de vie des chatons.

Soixante-quinze pour cent (6/8) des vétérinaires interrogés effectuent un **nouveau test sur des chats de moins de 6 mois FIV⁺**. Tous attendent au minimum entre 1 et 2 mois pour le refaire, et certains précisent le refaire à l'âge de 6 mois. La moitié d'entre eux refont des tests rapides. Parmi l'autre moitié, certains réalisent des PCR, d'autres ne précisent pas la méthode diagnostique employée.

Dans l'idéal, il faudrait réaliser un test PCR pour le FIV si un chat a moins de 6 mois. Comme les tests rapides sont généralement communs pour le FIV et le FeIV, il convient plutôt de les réaliser le plus tôt possible, dès l'arrivée des chats au refuge et avant une éventuelle vaccination contre le FeIV. Si un test est positif pour le FIV sur un chat de moins de 6 mois, il faudra bien prendre soin de faire une analyse PCR afin de s'affranchir des possibles anticorps maternels, ou bien de refaire un test rapide après ses 6 mois tout en le gardant isolé entre-temps.

Dans **62,5% (5/8)** des cas, les vétérinaires effectuent un nouveau test de dépistage pour des chats de moins de 6 mois FeIV⁺, et seulement **25% (2/8)** d'entre eux en effectuent un sur des chats de plus de 6 mois.

Il n'y a pas de distinction d'âge à faire quant à la réalisation d'un nouveau test en cas d'infection par le FeIV. Celui-ci repose sur la suspicion clinique associée. Les réponses à cette question reflètent potentiellement certaines confusions entre les deux rétrovirus félines, notamment en termes de diagnostic. L'arbre décisionnel sur la conduite diagnostique à tenir pour les rétrovirus est à retrouver sur la **Figure 13 et la Figure 14**.

Dans le cas d'une mère arrivant au refuge avec ses chatons, un test de dépistage pour les rétrovirus est effectué **uniquement sur la mère** pour **60%** des refuges.

Cette pratique peut en effet apparaître tentante, notamment pour limiter les coûts liés à l'achat de tests. Cependant elle n'est pas appropriée et le résultat d'un animal ne doit pas être étendu au groupe auquel il appartient. De plus, la prévalence de ces maladies reste faible même dans des populations de chats sauvages, et pour ces tests plus la prévalence est faible plus la proportion de faux-positifs augmente. C'est pourquoi un test doit être associé à un seul individu.

Si les ressources sont limitées en termes de tests pour le refuge, il est possible de cibler les chats à plus haut risque (malades, mâles entiers, chats supposés exposés...). Les chats non testés doivent en contrepartie être logés individuellement durant l'entièreté de leur séjour au refuge, et un test post-adoption recommandé.

Parmi le reste des réponses données, les **chatons sont tous testés à leur arrivée** pour **20%** des refuges, et les **20%** restants attendent les **2 mois des chatons**. Comme vu précédemment, il n'y a pas de justification à repousser l'âge de dépistage pour les chatons.

En cas de résultat négatif pour la détection des rétrovirus, **80%** des vétérinaires **n'effectuent pas d'autre test** plus tard. Seul **20%** d'entre eux effectuent une **PCR ou un nouveau test** en cas de suspicion clinique ou selon le contexte sanitaire de l'animal. Il est indiqué que le nouveau test est réalisé 1 mois plus tard pour une suspicion de FeIV.

Il est important de rappeler qu'à la suite d'un résultat négatif, un nouveau test est à envisager 30 jours plus tard pour le FeIV et 60 jours plus tard pour le FIV, et ce dans le cas où il y a un risque non négligeable d'une exposition récente à ces virus. Il convient donc aux vétérinaires de refuges d'être conscient de ces différents cas de figure, et d'adapter les tests à réaliser (**Figure 13**).

2- Dépistage du coronavirus entérique félin

Sur l'ensemble des refuges interrogés, **la moitié n'utilise jamais de tests rapides** de détection des anticorps du coronavirus félin. **Quarante pour cent** des refuges les utilisent sur des chats **suspects de PIF** ou en ayant **été en contact** avec un chat atteint par la PIF.

Sur des chats suspects de PIF, la présence d'anticorps anti-FCoV n'est pas révélatrice de la maladie, et nous oriente juste sur le portage d'un coronavirus félin. Ce test ne possède pas de valence diagnostique. S'il est négatif, on ne peut pas exclure totalement la possibilité d'une PIF, et s'il est positif, il ne confirme pas la maladie. L'utilisation de ce type de test n'apparaît pas indispensable dans le diagnostic d'une suspicion de PIF au sein d'un refuge. Son utilisation sur des chats ayant été en contact avec un animal atteint de PIF est certainement réalisée dans le but de séparer les chats excréteurs de FCoV des chats non excréteurs.

Un des refuges interrogés indique avoir essayé un allotement avec respectivement des chats testés positivement et des chats testés négativement, mais sans succès.

Selon les données issues de la littérature, une telle démarche peut être envisageable en refuge afin d'isoler les chats excréteurs, mais avec un dosage quantitatif des anticorps en laboratoire. En effet, les titres en anticorps détectés sont corrélés à l'intensité et à la fréquence d'excrétion du FCoV.

Une étude s'intéressant aux facteurs de risque de séropositivité pour le coronavirus félin en refuge a été réalisée en 2004 en Angleterre et incluait 2207 chats provenant de 14 refuges différents. Le titrage des anticorps était réalisé par immunofluorescence, et au-dessus d'un certain titrage les chats étaient considérés excréteurs pour le FCoV. Dans l'ensemble, la séropositivité au FCoV était associée au temps passé dans le refuge, mais n'était pas linéaire. Les chats présents depuis **plus de 60 jours** étaient **5 fois plus à risque** d'être séropositifs que des chats présents depuis **moins de 60 jours**. Ces derniers ne présentaient pas de taux significativement plus élevés de séropositivité par rapport à leur arrivée. Il a été supposé que le gap des 60 jours correspondait certainement au passage d'un logement individuel à collectif pour les chats restant longtemps en refuge.

Chez les chats arrivés depuis moins de 5 jours, il existait des variations significatives de la séropositivité entre les refuges. Il y aurait donc une variabilité de séropositivité initiale, intrinsèque à chaque refuge. Dans cette étude, la séropositivité à l'arrivée était significativement plus importante chez des chats vivant initialement en collectivité, de 3 ans ou moins et de race Persan (Cave *et al.*, 2004).

Le recours à des tests sérologiques rapides ou de laboratoire ne semble donc pas être la pierre angulaire en matière de prévention de la PIF. De plus, il apparaît en pratique infaisable de réaliser un titrage en laboratoire pour l'ensemble des chats devant être mis en collectivité. La priorité doit être axée sur des mesures hygiéniques adaptées limitant la transmission via les fèces, associée à une limitation du stress pour les animaux reçus. Des mesures d'isolement adaptées doivent être prises notamment en début de séjour afin d'éviter une transmission massive du FCoV. Celles-ci peuvent être renforcées avec des durées d'isolement plus longues par exemple sur les chats possédant des facteurs de risque d'excrétion de coronavirus félin.

Concernant le dépistage des maladies virales, le bilan des pistes d'amélioration serait :

- De tester l'ensemble des chats à leur arrivée au refuge y compris les chatons, sauf si cela a pu être fait en fourrière.
- De faire le dépistage des rétrovirus avant l'injection vaccinale, dans le cas où les chats vont être vaccinés contre la leucose.
- De faire ce test au cours de leur stérilisation, afin d'éviter le nombre de manipulations, dans le cas où les chats ne seront pas vaccinés contre la leucose.
- Il n'y a pas d'âge minimal pour le dépistage des rétrovirus.
- Si un test est positif pour le FIV sur un chat de moins de 6 mois, il faut soit faire une analyse PCR, soit refaire un test rapide après ses 6 mois tout en le gardant isolé entre-temps.
- En cas de résultat négatif et qu'un risque d'exposition aux rétrovirus ne peut être écarté, il faudrait refaire un test 30 jours plus tard pour le FeLV et 60 jours plus tard pour le FIV, afin d'éviter de sous-diagnostiquer une infection. Dans ce cas il ne faut pas vacciner contre le FeLV, et le test doit être préconisé aux adoptants si le chat est adopté pendant ce délai.
- Le recours à des tests rapides pour la détection du coronavirus félin ne semble pas être une priorité dans la prévention de la PIF, et son intérêt est discutable. Afin de prévenir l'apparition de

cette maladie, des mesures hygiéniques adaptées limitant la transmission via les fèces doivent être mises en place. Éventuellement, des durées d'isolement plus longues peuvent être envisagées sur les chats possédant des facteurs de risque d'excrétion du coronavirus félin (chat jeune, venant de collectivité).

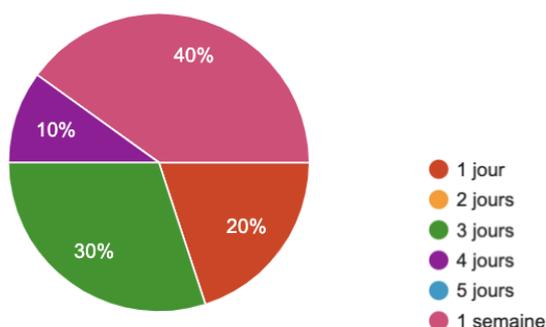
f. La vaccination

1- Délais avant la vaccination

Parmi les vétérinaires de notre étude, le délai maximal entre l'**arrivée** d'un chat au refuge et son **premier vaccin** est de **1 semaine** dans **40%** des cas, entre **3 et 4 jours** pour **40%** d'entre eux et **d'un jour** maximum dans seulement **20%** des cas (**Figure 27**). Ces résultats sont sans surprise sensiblement similaires aux délais entre l'arrivée et le premier examen clinique par un vétérinaire.

Figure 27: Délai maximal entre l'arrivée d'un chat au refuge et sa première injection vaccinale

10 réponses



Tout comme le premier examen clinique, la première injection vaccinale doit être réalisée dans les plus brefs délais à la suite de l'arrivée d'un chat en refuge afin de lui conférer une protection immunitaire le plus rapidement possible.

Un point positif est que pour **90%** des refuges, l'ensemble des chats provenant de **fourrière** ont déjà reçu **une injection vaccinale** là-bas. Dans ces cas-là, les vétérinaires de refuge effectuent si nécessaire une injection de rappel 3 à 4 semaines après la première injection.

Effectivement, la mise en place de la vaccination des chats dès leur passage en fourrière est une bonne pratique à réaliser. Elle n'empêche cependant pas la réalisation d'un examen clinique par le vétérinaire ainsi que le dépistage pour les maladies rétrovirales rapidement après le passage du chat en refuge. En effet, c'est à la suite de la première semaine en refuge ou fourrière que les maladies virales latentes peuvent se réactiver. Il faut donc être particulièrement vigilant sur cette période.

2- Conditions de stockage

Les vaccins sont stockés dans un réfrigérateur **appartenant au refuge** dans **80%** des cas. Sinon, les vaccins sont transportés dans une **glacière ou autre contenant réfrigérant** à chaque déplacement du vétérinaire.

L'idéal est effectivement de ne pas avoir à déplacer tous les vaccins à chaque déplacement du vétérinaire, et donc de les conserver dans un réfrigérateur présent sur le refuge. Les moyens de transport présentés par les vétérinaires interrogés semblent adaptés au transport de vaccins. Il faut dans ce cas ne prendre que le nombre de vaccin nécessaire pour l'intervention.

D'autres médicaments ou tests nécessitant d'être au frais sont présents dans le frigo pour **90%** des vétérinaires interrogés. Un seul vétérinaire déclare ne rien mettre d'autre dans le frigo dédié aux vaccins. Aucun vétérinaire ne stocke de vaccin dans la porte du réfrigérateur. Ils sont majoritairement placés **en haut (62,5% (5/8)) ou au centre** du réfrigérateur.

Les vaccins sont globalement bien placés dans le réfrigérateur, ou la circulation de l'air peut être correcte. Il faudrait théoriquement n'y placer que des vaccins, mais dans un souci de praticité, le stockage de médicaments et tests à visée médicale peut être envisagé.

Dans seulement **60%** des cas, il est possible de surveiller la **température** des vaccins stockés.

Il est très fortement recommandé de pouvoir avoir accès à la température du réfrigérateur afin de vérifier que celle-ci reste dans un intervalle correct (entre 2 et 8°C).

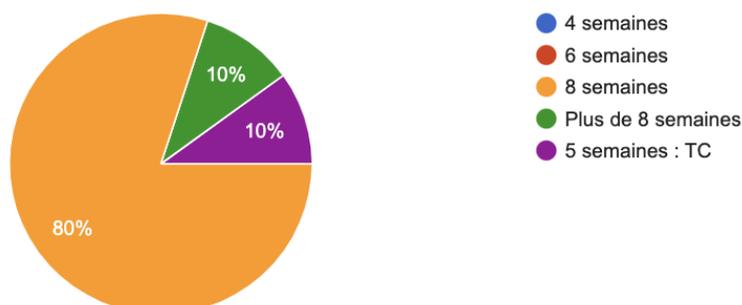
Les conditions de stockage pour les vaccins sont plutôt correctes pour les refuges étudiés. Le maintien de la chaîne du froid au travers d'un stockage adéquat jusqu'à l'injection est primordial pour une vaccination efficace.

3- Protocole vaccinal des chatons

Les chatons représentent les chats de moins de 16 semaines. La primo-vaccination est commencée à l'âge de **8 semaines** pour **80%** des refuges interrogés. Un des refuges commence la primo-vaccination des chatons **après 8 semaines d'âge**, et un autre la commence à **5 semaines d'âge (Figure 28)**.

Figure 28: Âge à partir duquel la primo-vaccination est commencée en refuge (TC = typhus-coryza)

10 réponses



En moyenne, l'âge minimal pour la vaccination n'est pas adapté au contexte de la collectivité pour les refuges interrogés. Il apparaît plus adapté de commencer la vaccination à partir de 6 semaines pour les vaccins indispensables (FCV, FHV-1 et FPV).

En cas d'épidémie de coryza ou de typhus, l'âge minimal de vaccination devient 6 semaines pour seulement 20% des refuges. 80% d'entre eux conservent le même âge minimal. Les vaccins utilisés sont vivants atténués dans la totalité des cas. Il s'agit de vaccins VERSIFEL® dans 62,5% (5/8) des cas et de vaccins PUREVAX® dans 37,5% (3/8) des cas.

Étant donné que l'ensemble des refuges utilise des vaccins vivants atténués, en cas d'épidémie l'âge minimal doit rester supérieur à 4 semaines d'âge. De plus, en France parmi l'ensemble des vaccins disponibles, un seul est inerte (FEVAXYN PENTOFEL®). Mais ce vaccin contient également une valence pour la leucose, qui ne peut être commencée qu'à partir de 8 semaines d'âge et n'est pas considérée comme un vaccin essentiel. Dans ce contexte, il peut alors être préconisé aux refuges Français de commencer la vaccination à partir de 5 semaines d'âge.

La moitié des refuges interrogés vaccinent les chats contre le FCV, FHV-1 et FPV, et l'autre moitié y ajoute une vaccination contre le FeIV.

Soixante-quinze pour cent (6/8) des vétérinaires réalisent 2 injections à 3 ou 4 semaines d'intervalle, et seulement 25% (2/8) réalisent une primo-vaccination en 3 injections espacées de 3 à 4 semaines lorsque la primo-vaccination est commencée à 8 semaines.

La majorité des vétérinaires arrête la primo-vaccination des chatons trop tôt pour leur assurer une immunité solide. La primo-vaccination devrait être continuée jusqu'aux 16 semaines de l'animal, voire 20 semaines si la pression infectieuse notamment de parvovirus félin est importante au sein du refuge.

4- Protocole vaccinal des chats adultes

Les chats adultes considérés sont ceux âgés de plus de 16 semaines. Les résultats sont similaires à ceux des chatons en termes de fournisseur et des valences de vaccin utilisés. La question portait sur le protocole à adopter face à un chat au passé vaccinal inconnu. Les refuges réalisent une première injection contre le **FCV, FHV-1 et FPV** (et le **FeIV** pour la moitié d'entre eux), puis un rappel avec les mêmes valences 3 à 4 semaines plus tard.

Ils adoptent donc un protocole compatible avec un chat adulte vacciné il y a plus de 3 ans ou jamais vacciné pour des chats au passé vaccinal inconnu. L'usage de vaccins vivants atténués est adapté dans le cas de chats en bonne santé.

L'ensemble des vétérinaires effectuent une **injection de rappel annuelle** si les chats sont toujours présents au refuge, ce qui est en accord avec les recommandations pour des chats vivant en collectivité dans un milieu à risque.

5- Protocole vaccinal des chats au statut immunitaire compromis

Environ **33%** (3/9) des vétérinaires **diffèrent la vaccination** si un chat est atteint d'une **maladie aigüe**. Cela devrait être le cas dans l'ensemble des refuges.

Autour de **22%** (2/9) des vétérinaires ne **vaccinent pas** les chats testés **FelV⁺ contre cette même maladie**. Effectivement, il n'y a aucun intérêt à vacciner des chats atteints de leucose contre celle-ci ; c'est pourquoi l'ensemble des vétérinaires vaccinant contre le FelV en refuge pourraient ne pas vacciner les chats infectés FelV.

Un des vétérinaires utilise un protocole vaccinal différent pour les chats FIV⁺, et indique faire une « vaccination la plus complète possible ». Le protocole utilisé n'est pas explicité clairement, mais l'on peut supposer que si l'état clinique des chats FIV⁺ le permet, la vaccination est réalisée dans la mesure du possible.

Seul les chats FIV⁺ en bonne santé et à haut risque d'exposition devraient être vaccinés contre le FCV, FHV-1 et FPV. Il a été vu précédemment que les avantages ne sont pas clairs quant à la vaccination de ces chats contre le FelV. Si le chat est isolé des autres, il apparaît préférable de ne pas le vacciner. Dans les autres situations, il faut faire au cas par cas.

Un des vétérinaires indique repousser la vaccination si le chat reçoit un traitement à base de corticoïdes. L'idéal serait plutôt d'arrêter le traitement ou de différer le début du traitement après l'injection vaccinale, si l'état clinique de l'animal le permet.

Il y a tout de même **22,2%** (2/9) des vétérinaires qui indiquent **ne jamais modifier** leur protocole vaccinal, et **aucun** des vétérinaires interrogés n'effectue de changement pour les chats souffrant d'une **maladie chronique**.

En effet, pour ces derniers, ainsi que pour les chats atteints de la leucose et de l'immunodéficience féline en état d'être vaccinés, il est préférable d'utiliser des vaccins inertes. Comme vu précédemment, le seul vaccin inerte disponible en France pour le FCV, FHV-1 et FPV est le FEVAXYN PENTOFEL®. Cependant, celui-ci possède également une valence contre le FelV. Cela implique donc que les vétérinaires de refuge vaccinent les chats visés par un vaccin inerte systématiquement contre l'ensemble de ces maladies. Il n'y a donc pas de solution optimale disponible pour ces animaux. Il faut choisir entre un vaccin vivant atténué n'ayant pas de valence contre la leucose, ou bien préférer un vaccin inerte mais avec une valence contre la leucose.

Au final, les pistes d'amélioration concernant les protocoles vaccinaux seraient :

- Effectuer le premier vaccin dans les plus brefs délais post-admission, dans l'idéal dans les 24 premières heures.
- Afin de conserver une chaîne du froid correcte pour les vaccins, il est nécessaire de contrôler la température du réfrigérateur. Celle-ci doit rester comprise entre 2 et 8°C.
- La primo-vaccination est à commencer dès leurs 6 semaines d'âge.
- Face à une épidémie de typhus ou de coryza, la primo-vaccination peut être commencée dès les 5 semaines d'âge des chatons avec un vaccin vivant atténué (VERSIFEL® ou PUREVAX® par exemple).
- La primo-vaccination des chatons doit être continuée jusqu'à leurs 16 semaines, voire 20 semaines si la pression infectieuse notamment de parvovirus félin est importante au sein du refuge.

→ Repousser la vaccination si un chat est atteint d'une maladie aigüe.

→ Il ne sert à rien de vacciner les chats FeIV⁺ contre la leucose.

→ Un chat FIV⁺ en bonne santé et à haut risque d'exposition devrait être vacciné contre le FCV, FHV-1 et FPV. S'il est isolé, il est préférable de ne pas le vacciner contre le FeIV.

→ Pour les chats atteints d'une maladie chronique, les chats FIV⁺ et les chats FeIV⁺, les recommandations indiquent d'utiliser des vaccins inertes. Le FEVAXYN PENTOFEL® est aujourd'hui le seul vaccin disponible en France, mais contient une valence contre le FeIV. Il peut donc être envisageable pour les chats avec une maladie chronique et les chats FIV⁺ ne pouvant pas être isolés. Pour les autres, il n'y a pas à ce jour de solution vaccinale optimale disponible.

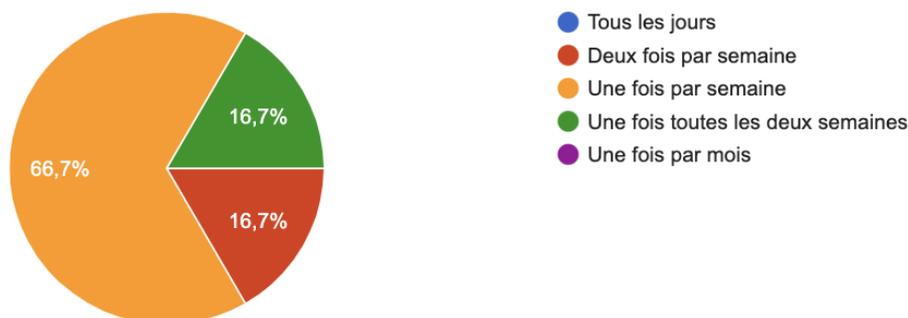
C. Analyse des résultats en fourrière

a. L'implication du vétérinaire

Parmi les vétérinaires ayant répondu au sondage, **66,7%** (4/6) indiquent être présents sur le site de la fourrière **une fois par semaine**. Un vétérinaire est présent seulement une fois toutes les deux semaines. Un autre répond être présent deux fois par semaine (**Figure 29**).

Figure 29: Fréquence de la présence du vétérinaire dans la fourrière (6 réponses)

6 réponses



Les délais apparaissent majoritairement long entre deux visites du vétérinaire, mais une information nous manque ; on ne sait pas si le vétérinaire interrogé est le seul à travailler dans la fourrière.

Cependant, le délai maximal entre l'arrivée d'un chat à la fourrière et son premier examen clinique/vaccin est de **moins de 7 jours** dans la **moitié** des cas et de **7 jours** maximum dans l'autre moitié. Ceci suggère donc qu'un vétérinaire est présent au minimum une fois par semaine sur tous les sites interrogés.

Concernant leur niveau de connaissance sur les maladies virales du chat et leur gestion en collectivité, les réponses sont variables, dans des proportions équivalentes (**33,6%** (2/6)). Les vétérinaires estiment qu'ils ont soit un **très bon niveau** de connaissance, un **bon niveau** ou un niveau **suffisant**.

Mais là-encore, nous retrouvons la même tendance que pour les vétérinaires de refuge. Ceux-ci sont intéressés par une **formation** sur les maladies virales en collectivité à **83,3%** (5/6).

b. Hébergements des chats

Les chats destinés aux refuges restent en moyenne **11 jours** dans **50%** (3/6) des cas, ce qui correspond aux 8 jours ouvrés décrits dans la réglementation.

Dans **33,4%** (2/6) des fourrières, les chats peuvent être amenés à rester **beaucoup plus longtemps** sur une durée **variable**, en fonction des places au sein du refuge. Ces réponses sont données pour des fourrières attenantes à des refuges, qui sont donc en lien direct avec eux.

Dans ce cas de figure, il peut paraître envisageable de garder les chats en logement individuel sur le lieu de la fourrière, ce qui correspondrait à la mise en quarantaine par le refuge. Cependant, nous ne savons pas avec le questionnaire si les chats sont mis à l'adoption par le refuge ou non. Dans le but de favoriser les sorties et limiter le temps passé au refuge, ces animaux devraient être mis à l'adoption après autorisation par le vétérinaire, même s'ils restent dans la zone de fourrière.

Les logements disponibles pour les chats sont **tous individuels** dans **66,7%** (4/6) des fourrières. Dans une des fourrières, les logements sont collectifs pour les chats d'une même provenance, et individuels sinon. Une autre utilise des logements individuels pour les chats non vaccinés, et collectifs si les chats sont vaccinés.

Cette dernière pratique ne devrait pas avoir lieu selon les recommandations. En effet, les chats de fourrière sont présents pour une durée déterminée censée être de 11 jours maximum environ. Ils doivent alors rester en quarantaine sur toute la période, même vaccinés. Une mise en logement commun des chats de même provenance est quant à elle une pratique envisageable, car ne modifie pas le risque de transmission virale aux autres chats de la fourrière.

Au niveau de la sectorisation, la **moitié** des fourrières possède une salle séparée et fermée pour les chats malades, autrement dit une **infirmerie**.

Pourtant, dans les normes en matière de fonctionnement, une fourrière doit posséder une infirmerie pour les animaux malades ou blessés (École nationale des services vétérinaires, 2012).

Une seule des fourrières interrogées indique ne pas avoir de sectorisation des chats. Les autres possèdent au minimum plusieurs salles séparées et fermées permettant d'isoler les femelles et leurs petits et les chatons du reste des individus.

La fourrière devrait donc posséder dans tous les cas une infirmerie pour isoler dans une pièce séparée et fermée les chats malades. Dans l'idéal, une séparation des femelles avec des chatons et des jeunes du reste des chats adultes est à réaliser afin d'éviter la transmission de pathogènes, et notamment de particules virales.

c. Le dépistage des maladies virales

La prévention médicale des maladies virales du chat de refuge commence dès la fourrière lorsque celui-ci y séjourne.

Il est intéressant de savoir si des tests de dépistages de maladies virales et notamment des rétrovirus sont effectués avant même l'arrivée au refuge. Les réponses obtenues sont les mêmes pour le FIV et le FeLV.

Environ **66%** (4/6) des vétérinaires de fourrière **réalisent ces tests** avant le premier vaccin des chats. Un seul des vétérinaires interrogés l'effectue sur tous les chats déclarés abandonnés, d'autres se limitent aux chats de plus de 2 ou 6 mois et un autre ne l'effectue que s'il possède une suspicion clinique.

Ces résultats sont plutôt encourageants pour la mise en place d'un dépistage précoce par les fourrières concernant les rétrovirus. Ces dépistages permettent par la suite au vétérinaire de vacciner les chats contre le FeLV si souhaité. En ayant à faire moins de tests, le vétérinaire du refuge peut ainsi libérer du temps pour d'autres activités. Cette pratique permet également de gagner quelques jours si un nouveau test doit être réalisé plusieurs semaines plus tard.

Pour les vétérinaires effectuant des tests de dépistages pour les rétrovirus, ils ne le font que sur la mère dans **66,6%** (2/3) des cas, et le dernier vétérinaire l'effectue sur les chatons s'ils ont plus que 2 mois.

Ces résultats ont la même tendance que les réponses obtenues en refuge. Dans cette situation encore, il est nécessaire de tester tous les individus, chatons compris, sans distinction d'âge.

d. La vaccination

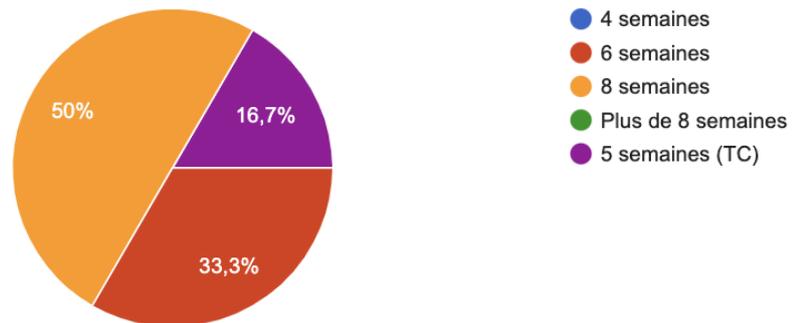
Les résultats concernant les délais maximaux entre l'arrivée d'un chat en fourrière et son premier examen clinique et sa première injection vaccinale sont les mêmes, ce qui suggère que ces deux actes sont réalisés simultanément. Le délai est **maximum** de **7 jours** pour la **moitié** des fourrières (3/6).

Ceci peut paraître un peu long, mais les animaux ne sont pas encore déclarés abandonnés sur cette période. La vaccination apparaît intéressante surtout pour les chats destinés à aller en refuge. Pour les autres, le temps passé en fourrière est trop court pour attendre une efficacité de la vaccination en matière de protection contre les maladies virales.

La primo-vaccination des chatons est commencée à **8 semaines** dans **50%** (3/6) des cas. Elle est commencée plus tôt à **6 semaines** dans **33,3%** (2/6) des cas et même à **5 semaines** pour les valences FHV-1, FCV et FPV dans l'une des fourrières (**Figure 30**).

Figure 30 : Age minimal de la primo-vaccination en fourrière

6 réponses



La primo-vaccination des chatons est commencée plus tôt que dans les refuges interrogés. L'âge recommandé pour débiter la vaccination dans un milieu à haut risque reste 6 semaines. En cas d'épisode infectieux ayant engendré une épidémie, cet âge peut être à 5 semaines en cas d'utilisation de vaccins vivants atténués, et à 4 semaines si les vaccins sont inertes.

Les vaccins utilisés sont réalisés à partir de virus **vivants atténués** dans tous les cas. Il s'agit de vaccins PUREVAX® dans 50% (3/6) des cas, FELIGEN® dans 33,3% des cas et VERSIFEL® dans 16,6% (1/6) des cas. Les vétérinaires de fourrière injectent des vaccins ayant une valence pour le **FHV-1, le FCV et le FPV** dans **66,6%** (4/6) des cas. Les autres effectuent une injection contre le FeIV à partir de 8 semaines d'âge, et si le test antigénique est négatif.

Les mesures prises avant la vaccination contre le FeIV semblent adaptées.

Là encore, **66,6%** (4/6) des vétérinaires réalisent une primo-vaccination des chatons avec deux injections espacées de 3 à 4 semaines. Un seul des vétérinaires interrogés indiquent faire 3 injections à partir de 5 semaines d'âge, espacées de 3 à 4 semaines.

Dans les faits, aucun chaton n'est censé rester assez longtemps en fourrière pour recevoir plusieurs injections vaccinales. Mais ces vétérinaires sont parfois vétérinaires de refuge. Ainsi, le protocole de primo-vaccination doit être continué avec des injections toutes les 3-4 semaines jusqu'aux 16 à 20 semaines des chatons.

Un seul protocole vaccinal est utilisé dans **66,6%** (4/6) des cas. Un seul vétérinaire n'utilise pas de valence contre la leucose si le chat est FeIV⁺. Un autre évoque le recourt à des familles d'accueil pour un chat FeIV⁺ avec un protocole vaccinal inchangé, ou bien l'euthanasie.

L'adaptation des protocoles vaccinaux apparait insuffisante en fourrière. Les recommandations à adopter face aux différentes classes de chats immunodéprimés sont les mêmes que pour les refuges.

Les pistes d'amélioration pour la gestion des maladies virales en fourrière seraient :

- Dans le cas de fourrières attenantes à un refuge et où les chats restent parfois beaucoup plus longtemps que 11 jours, ces derniers devraient être mis à l'adoption après autorisation vétérinaire et dépassement du délai légal, même s'ils restent dans la zone de fourrière.
- En fourrière, les chats ne doivent pas être mis en logement collectif. Des exceptions sont envisageables pour des chats provenant du même foyer.
- Toute fourrière doit posséder une infirmerie pour isoler dans une pièce séparée et fermée les chats malades.
- Dans l'idéal, la fourrière devrait présenter plusieurs pièces permettant la séparation des femelles avec des chatons et des jeunes du reste des chats adultes.
- Le dépistage de l'ensemble des chats de fourrière (et avant leur premier vaccin s'il contient une valence FeLV) est une bonne pratique à adopter. Ce dépistage doit être fait sur tous les chats, peut-être importe leur âge et même s'ils arrivent avec leur mère.
- Tout comme en refuge, la primo-vaccination doit être commencée dès 6 semaines d'âge, et peut être avancée à 5 semaines en cas d'épidémie compte tenu des vaccins utilisés.
- Des considérations doivent être faites pour les protocoles vaccinaux des animaux immunodéprimés. Ce sont les mêmes recommandations que celles évoquées pour les refuges.

D. Difficultés rencontrées

La principale difficulté de ce travail a été la prise de contact initiale avec les vétérinaires. En effet, il n'existe aucun registre ou liste regroupant les vétérinaires travaillant avec des refuges ou fourrières. C'est pourquoi la prise initiale de contact avait été réalisée en partenariat avec les vétérinaires référentes de la SPA pour leurs vétérinaires salariés, mais sans un réel retour concluant de leur part après plusieurs relances.

Dans le but de réaliser une étude la plus complète possible sur l'implication du vétérinaire dans la lutte contre les maladies virales, le questionnaire était relativement long. Les questions étaient majoritairement fermées et étaient synthétisées au maximum, mais le temps nécessaire pour y répondre a pu décourager un grand nombre de vétérinaires.

Enfin, compte-tenu du faible nombre de réponses, j'ai cherché à recouper des résultats d'études de terrain aux miens afin de convenir des meilleures pistes d'amélioration à adopter. Cependant, il y a très peu de données de la littérature autour des maladies virales en refuge en France. L'ensemble des recommandations et des études de terrain sont Américaines, Anglaises ou Canadiennes, ce qui rend la comparaison à la situation Française parfois difficile.

Conclusion

Cette étude réunissant les réponses de 16 vétérinaires de refuges et de fourrière a permis de mettre en évidence la complexité du maillage des vétérinaires et de leur relation avec les refuges. Ceux-ci sont confrontés à de nombreuses problématiques en matière de prévention des maladies virales du chat, et sont désireux de formation à ce sujet.

En effet, les maladies virales du chat constituent un défi en matière de prévention médicale en refuge. La mise en collectivité, le stress, la surpopulation et les origines multiples des chats forment non seulement les conditions idéales à la transmission et à la contamination des chats mais également à la baisse de l'efficacité vaccinale.

Une sectorisation rigoureuse ainsi que des délais d'isolement adaptés doivent être mis en place, en corrélation avec les caractéristiques des différents virus étudiés en première partie de ce travail. Le rôle du vétérinaire est primordial dans le dépistage des maladies rétrovirales et leur gestion au sein des collectivités. Il se doit également d'assurer une vaccination efficace de l'ensemble des chats, en adaptant les protocoles au contexte et aux différentes populations de chat.

La compréhension des différentes caractéristiques des maladies virales est nécessaire et se doit d'être transmise aux différents acteurs du refuge, afin de maximiser les mesures préventives. En effet, il est nécessaire que le travail du vétérinaire soit mené conjointement et en accord avec le personnel non médical du refuge pour mener à bien les différentes missions en matière de prévention.

Ce travail permettra, je l'espère, aux vétérinaires travaillant en refuge ou en fourrière de pouvoir mettre en regard leurs pratiques face aux recommandations actuelles et de les aider dans leur travail au quotidien en matière de prévention.

D'autres travaux portant également sur les maladies infectieuses non virales du chat pourraient être très intéressants à réaliser, ainsi qu'une analyse de plus grande ampleur sur les pratiques actuelles, dans le but de favoriser au mieux les adoptions et limiter le nombre de chats malades en refuge.

Liste des références bibliographiques

- ABD-ELDAIM, M., BEALL, M.J., KENNEDY, M.A. (2009) Detection of Feline Panleukopenia Virus Using a Commercial ELISA for Canine Parvovirus. *Veterinary Therapeutics* vol. 10, n° 4, p. 6.
- ADDIE, D., BELÁK, S., BOUCRAUT, C., *et al.* (2009) Feline Infectious Peritonitis: ABCD Guidelines on Prevention and Management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, p. 594-604. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.05.008>]
- ADDIE, D.D., TOTH, S., REID, S., *et al.* (2000) Long-term impact on a closed household of pet cats of natural infection with feline coronavirus, feline leukaemia virus and feline immunodeficiency virus. *Veterinary Record* vol. 146, n° 15, p. 419-424. [<https://doi.org/10.1136/vr.146.15.419>]
- ALCARAZ, C. (2009) La panleucopénie féline: données actuelles et diagnostic moléculaire. Thèse de doctorat vétérinaire. École nationale vétérinaire de Lyon.
- AMERICAN ANIMAL HOSPITAL ASSOCIATION (2022) Vaccine storage and handling. In *AAHA Guidelines 2022*. [<https://www.aaha.org/aaha-guidelines/2022-aaha-canine-vaccination-guidelines/vaccine-storage-and-handling/>] (consulté le 14/03/2023).
- 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. École Nationale Vétérinaire de Toulouse.
- BANDECCHI, P., DELL'OMODARME, M., MAGI, M., *et al.* (2006) Feline leukaemia virus (FeLV) and feline immunodeficiency virus infections in cats in the Pisa district of Tuscany, and attempts to control FeLV infection in a colony of domestic cats by vaccination. *Veterinary Record* vol. 158, n° 16, p. 555-557. [<https://doi.org/10.1136/vr.158.16.555>]
- BARRS, V.R. (2019) Feline Panleukopenia. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* vol. 49, n° 4, p. 651-670. [<https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2019.02.006>]
- BERLEMONT, L. (2022) Prévention sanitaire des maladies virales du chat en refuge. Thèse de doctorat vétérinaire. École Nationale Vétérinaire d'Alfort.
- BERTAGNOLI, M.S., REYNOLDS, M.B. (2009) Étude d'une série d'infections nosocomiales par une souche hypervirulente de Calicivirus félin. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.
- CANOUI, E., LAUNAY, O. (2019) Histoire et principes de la vaccination. *Revue des Maladies Respiratoires* vol. 36, n° 1, p. 74-81. [<https://doi.org/10.1016/j.rmr.2018.02.015>]
- CARNEY, H.C., LITTLE, S., BROWNLEE-TOMASSO, D., *et al.* (2012) AAFP and ISFM Feline-Friendly Nursing Care Guidelines. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 14, n° 5, p. 337-349. [<https://doi.org/10.1177/1098612X12445002>]
- CAVE, T.A., GOLDBERGER, M.C., SIMPSON, J., *et al.* (2004) Risk factors for feline coronavirus seropositivity in cats relinquished to a UK rescue charity. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 6, n° 2, p. 53-58. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2004.01.003>]
- CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION (2023) Vaccins ayant une AMM pour le chien

en France - Programme de vaccination. [<https://m.20-bal.com/biolog/8988/index.html?page=6>] (consulté le 12/09/2022).

CODE RURAL ET DE LA PÊCHE MARITIME. (2023a) Arrêté du 3 avril 2014. *In Arrêté du 3 avril 2014 fixant les règles sanitaires et de protection animale auxquelles doivent satisfaire des activités liées aux animaux de compagnie d'espèces domestiques relevant du IV de l'article L.214-6 du code rural et de la pêche maritime.* [<https://www.legifrance.gouv.fr/loda/id/JORFTEXT000028856756>] (consulté le 05/07/2023).

CODE RURAL ET DE LA PÊCHE MARITIME. (2023b) Article L.214-6. *In Dispositions relatives aux animaux de compagnie : Article L.214-6, version en vigueur depuis le 02 Décembre 2021.* [https://www.legifrance.gouv.fr/codes/article_lc/LEGIARTI000044394021] (consulté le 05/07/2023).

COSTES, B., VAN DEN BRANDEN, A., THIRY, E., *et al.* (2007) L'herpèsvirus félin 1, l'agent de la rhinotrachéite virale féline. *Annales de Médecine Vétérinaire* vol. 151, p. 61-78.

COYNE, K.P., EDWARDS, D., RADFORD, A.D., *et al.* (2007) Longitudinal Molecular Epidemiological Analysis of Feline Calicivirus Infection in an Animal Shelter: a Model for Investigating Calicivirus Transmission within High-Density, High-Turnover Populations. *Journal of Clinical Microbiology* vol. 45, n° 10, p. 3239-3244. [<https://doi.org/10.1128/JCM.01226-07>]

DESCHAMPS, J.-Y., TOPIE, E., ROUX, F. (2015) Nosocomial feline calicivirus-associated virulent systemic disease in a veterinary emergency and critical care unit in France. *Journal of Feline Medicine and Surgery Open Reports* vol. 1, n° 2, p. 205-311. [<https://doi.org/10.1177/2055116915621581>]

DIGANGI, B.A., LEVY, J.K., GRIFFIN, B., *et al.* (2012) Prevalence of serum antibody titers against feline panleukopenia virus, feline herpesvirus 1, and feline calicivirus in cats entering a Florida animal shelter. *Journal of the American Veterinary Medical Association* vol. 241, n° 10, p. 1320-1325. [<https://doi.org/10.2460/javma.241.10.1320>]

DINNAGE, J.D., SCARLETT, J.M., RICHARDS, J.R. (2009) Descriptive epidemiology of feline upper respiratory tract disease in an animal shelter. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 10, p. 816-825. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.03.001>]

DUCHATEAU, A. (2019) Mise en place et gestion d'un refuge pour chats : aspects réglementaires et pratiques. Thèse de doctorat vétérinaire. École nationale vétérinaire de Toulouse.

ECOLE NATIONALE DES SERVICES VÉTÉRINAIRES (2012) Fourrière animale-guide à l'attention des maires. [https://agriculture.gouv.fr/sites/default/files/documents/pdf/Fourriere_animale_guide_cle8629f9.pdf] (consulté le 24/03/2022).

EDWARDS, D.S., COYNE, K., DAWSON, S., *et al.* (2008) Risk factors for time to diagnosis of feline upper respiratory tract disease in UK animal adoption shelters. *Preventive Veterinary Medicine* vol. 87, n° 3-4, p. 327-339. [<https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2008.05.005>]

ELOIT, M. (1998) Vaccins traditionnels et vaccins recombinants. *INRAE Productions Animales* vol. 11, n° 1, p. 5-13. [<https://doi.org/10.20870/productions-animales.1998.11.1.3912>]

ESPINASSE, F. (2016) Détermination des critères d'efficacité des vaccins contre la leucose féline. Thèse de doctorat vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Toulouse.

FELTEN, S., HARTMANN, K. (2019) Diagnosis of Feline Infectious Peritonitis: A Review of the Current

- Literature. *Viruses* vol. 11, n° 11, p. 1030-1068. [<https://doi.org/10.3390/v11111068>]
- FÉROUL, M. (2006) Le coryza du chat : essai de traitement homéopathique. Thèse de doctorat vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Lyon.
- GASKELL, R., DAWSON, S., RADFORD, A., *et al.* (2007) Feline herpesvirus. *Veterinary Research* vol. 38, n° 2, p. 337-354. [<https://doi.org/10.1051/vetres:2006063>]
- GOMESKELLER, M., TANDON, R., GONCZI, E., *et al.* (2006) Shedding of feline leukemia virus RNA in saliva is a consistent feature in viremic cats. *Veterinary Microbiology* vol. 112, n° 1, p. 11-21. [<https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2005.10.027>]
- GOULD, D. (2011) Feline herpesvirus-1: ocular manifestations, diagnosis and treatment options. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 13, n° 5, p. 333-346. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2011.03.010>]
- GOURKOW, N., LAWSON, J.H., HAMON, S.C., *et al.* (2013) Descriptive epidemiology of upper respiratory disease and associated risk factors in cats in an animal shelter in coastal western Canada. *The Canadian Veterinary Journal* vol. 54, n° 2, p. 132-138. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.03.001>]
- GUAY, B. (2022) France: les abandons de chats se multiplient à la SPA. In *RFI*. [<https://www.rfi.fr/fr/france/20220808-france-les-abandons-de-chats-se-multiplient-%C3%A0-la-spa>] (consulté le 20/03/2023).
- GUILLEMET, D. (2020) Analyse rétrospective des échecs de vaccination contre la parvovirose chez le chiot et le chaton à partir des déclarations de pharmacovigilance reçues entre 2013 et 2018. Thèse de doctorat vétérinaire. École nationale vétérinaire de Toulouse.
- HAREL, M., GOUJON, M. (2014) Contribution à l'étude des refuges félins en France: étude prospective et synthèse sur les adoptions et les abandons. Thèse de doctorat vétérinaire. École nationale vétérinaire d'Alfort.
- HARTMANN, K., MÖSTL, K., LLORET, A., *et al.* (2022) Vaccination of Immunocompromised Cats. *Viruses* vol. 14, n° 5, p. 923. [<https://doi.org/10.3390/v14050923>]
- HELLARD, E., FOUCHET, D., SANTIN-JANIN, H., *et al.* (2011) When cats' ways of life interact with their viruses: A study in 15 natural populations of owned and unowned cats (*Felis silvestris catus*). *Preventive Veterinary Medicine* vol. 101, n° 3-4, p. 250-264. [<https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2011.04.020>]
- HOFMANN-LEHMANN, R., HARTMANN, K. (2020) Feline leukaemia virus infection: A practical approach to diagnosis. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 22, n° 9, p. 831-846. [<https://doi.org/10.1177/1098612X20941785>]
- HOFMANN-LEHMANN, R., HOLZNAGEL, E., AUBERT, A., *et al.* (1995) Recombinant FeLV vaccine: long-term protection and effect on course and outcome of FIV infection. *Veterinary Immunology and Immunopathology, Feline Retroviruses* vol. 46, n° 1, p. 127-137. [[https://doi.org/10.1016/0165-2427\(94\)07012-V](https://doi.org/10.1016/0165-2427(94)07012-V)]
- HOFMANN-LEHMANN, R., HOSIE, M.J., HARTMANN, K., *et al.* (2022) Calicivirus Infection in Cats. *Viruses* vol. 14, n° 5, p. 937. [<https://doi.org/10.3390/v14050937>]
- HORIZINEK, M.C., ADDIE, D., BELÁK, S., *et al.* (2013) ABCD: Update of the 2009 guidelines on prevention and management of feline infectious diseases. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 15, n° 7, p. 530-539. [<https://doi.org/10.1177/1098612X13489208>]

- HOSIE, M.J., ADDIE, D., BELÁK, S., *et al.* (2009) Feline Immunodeficiency: ABCD Guidelines on Prevention and Management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 7, p. 575-584. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.05.006>]
- HOSIE, M.J., ADDIE, D.D., BOUCRAUT-BARALON, C., *et al.* (2015) Matrix vaccination guidelines: 2015 ABCD recommendations for indoor/outdoor cats, rescue shelter cats and breeding catteries. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 17, n° 7, p. 583-587. [<https://doi.org/10.1177/1098612X15590732>]
- HURLEY, K.F. (2005) Feline infectious disease control in shelters. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* vol. 35, n° 1, p. 21-37. [<https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2004.08.002>]
- HURLEY, K.F., PESAVENTO, P.A., PEDERSEN, N.C., *et al.* (2004) An outbreak of virulent systemic feline calicivirus disease. *Journal of the American Veterinary Medical Association* vol. 224, n° 2, p. 241-249. [<https://doi.org/10.2460/javma.2004.224.241>]
- JAKEL, V., CUSSLER, K., HANSCHMANN, K.M., *et al.* (2012) Vaccination against Feline Panleukopenia: implications from a field study in kittens. *BMC Veterinary Research* vol. 8, n° 1, p. 62. [<https://doi.org/10.1186/1746-6148-8-62>]
- JANKE, K.J., JACOBSON, L.S., GIACINTI, J.A., *et al.* (2022) Fecal viral DNA shedding following clinical panleukopenia virus infection in shelter kittens: a prospective, observational study. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 24, n° 4, p. 337-343. [<https://doi.org/10.1177/1098612X211023056>]
- JIRJIS, F., DAVIS, T., LANE, J., *et al.* (2010) Protection against feline leukemia virus challenge for at least 2 years after vaccination with an inactivated feline leukemia virus vaccine. *Veterinary Therapeutics : Research in Applied Veterinary Medicine* vol. 11, p. 1-6.
- JOLIVET, S. (2017) Calicivirus félin et immunité : intérêt et perspectives d'une vaccination muqueuse. Thèse de doctorat vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Toulouse.
- KAHN, D.E., HOOVER, E.A., BITTLE, J.L. (1975) Induction of immunity to feline caliciviral disease. *Infection and Immunity* vol. 11, n° 5, p. 1003-1009.
- KESSLER, M.R., TURNER, D.C. (1997) Stress and Adaptation of Cats (*Felis Silvestris Catus*) Housed Singly, in Pairs and in Groups in Boarding Catteries. *Animal Welfare* vol. 6, n° 3, p. 243-254. [<https://doi.org/10.1017/S0962728600019837>]
- KIPAR, A., MELI, M.L. (2014) Feline Infectious Peritonitis: Still an Enigma? *Veterinary Pathology* vol. 51, n° 2, p. 505-526. [<https://doi.org/10.1177/0300985814522077>]
- LADERMAN-JONES, B.E., HURLEY, K.F., KASS, P.H. (2016) Survey of animal shelter managers regarding shelter veterinary medical services. *Veterinary Journal* vol. 210, p. 68-76. [<https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2016.02.007>]
- LAPEYRADE, E. (2014) Manifestations cliniques et endocrines liées au stress chez le chien et le chat : étude bibliographique comparative. Thèse de doctorat vétérinaire. École Nationale Vétérinaire de Toulouse.
- LAWSON, M.H., HOSIE, M.J. (2001) Follow up of feline immunodeficiency virus-infected cats. *Veterinary Record* vol. 148, n° 14, p. 449-450. [<https://doi.org/10.1136/vr.148.14.449>]
- LEPRÊTRE, C. (2009) La vaccination des carnivores domestiques en 2008. Thèse de doctorat vétérinaire. École Nationale Vétérinaire d'Alfort.

- LEVY, J., CRAWFORD, C., HARTMANN, K., *et al.* (2008) 2008 American Association of Feline Practitioners' feline retrovirus management guidelines. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 10, n° 3, p. 300-316. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2008.03.002>]
- LITSTER, A., ALLEN, J., MOHAMED, A., *et al.* (2011) Risk factors for delays between intake and veterinary approval for adoption on medical grounds in shelter puppies and kittens. *Preventive Veterinary Medicine* vol. 101, n° 1-2, p. 107-112. [<https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2011.04.016>]
- LITSTER, A., BENJANIRUT, C. (2014) Case series of feline panleukopenia virus in an animal shelter. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 16, n° 4, p. 346-353. [<https://doi.org/10.1177/1098612X13497738>]
- LITSTER, A., WU, C.C., LEUTENEGGER, C.M. (2015) Detection of feline upper respiratory tract disease pathogens using a commercially available real-time PCR test. *The Veterinary Journal* vol. 206, n° 2, p. 149-153. [<https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2015.08.001>]
- LITSTER, A.L. (2014) Transmission of feline immunodeficiency virus (FIV) among cohabiting cats in two cat rescue shelters. *The Veterinary Journal* vol. 201, n° 2, p. 184-188. [<https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2014.02.030>]
- LITTLE, S., LEVY, J., HARTMANN, K., *et al.* (2020) 2020 AAFP Feline Retrovirus Testing and Management Guidelines. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 22, n° 1, p. 5-30. [<https://doi.org/10.1177/1098612X19895940>]
- LLORET, A. (2009) The Process of Evidence-Based Medicine. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 7, p. 529-529. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.05.001>]
- LUTZ, H., ADDIE, D., BELÁK, S., *et al.* (2009) Feline Leukaemia: ABCD Guidelines on Prevention and Management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 7, p. 565-574. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.05.005>]
- MARSILIO, F., MARTINO, B.D., DECARO, N., *et al.* (2005) A novel nested PCR for the diagnosis of calicivirus infections in the cat. *Veterinary Microbiology* vol. 105, n° 1, p. 1-7. [<https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2004.09.017>]
- MCCUNE, S. (1992) Temperament and the welfare of caged cats. Ph.D. University of Cambridge.
- MENCKE, N., VOBIS, M., MEHLHORN, H., *et al.* (2009) Transmission of feline calicivirus via the cat flea (*Ctenocephalides felis*). *Parasitology Research* vol. 105, n° 1, p. 185-189. [<https://doi.org/10.1007/s00436-009-1381-5>]
- MILLER, L., ZAWISTOWSKI, S. (Éd.) (2013) Shelter medicine for veterinarians and staff, 2nd edition. Ames, Iowa, Wiley-Blackwell.
- MONIER, M., BEGON, E., ROUGIER, S., *et al.* (2020) Effets indésirables graves de la vaccination chez le chat. *Point Vétérinaire* n° 404, p. 28-29.
- MORALES, F. (2009) Banque de schémas SVT Dijon. [<https://www.qcm-svt.fr/QCM/public-affichage.php?niveau=1ere-Spe-SVT&id=955>] (consulté le 05/07/2023).
- MÖSTL, K., EGBERINK, H., ADDIE, D., *et al.* (2013) Prevention of infectious diseases in cat shelters: ABCD guidelines. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 15, n° 7, p. 546-554.

[<https://doi.org/10.1177/1098612X13489210>]

MUNRO, H.J., BERGHUIS, L., LANG, A.S., *et al.* (2014) Seroprevalence of feline immunodeficiency virus (FIV) and feline leukemia virus (FeLV) in shelter cats on the island of Newfoundland, Canada. *Canadian Journal of Veterinary Research* vol. 78, n° 2, p. 140-144.

NEUERER, F.F., HORLACHER, K., TRUYEN, U., *et al.* (2008) Comparison of different in-house test systems to detect parvovirus in faeces of cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 10, n° 3, p. 247-251. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2007.12.001>]

NEWBURY, S. (2009) Recommandations de normes de soins pour refuges animaliers. In *Conseil consultatif canadien sur les normes nationales pour les refuges*. [http://www.avqmr.org/wp-content/uploads/2014/07/asv_shelter_standards_french_april_2014.pdf] (consulté le 23/09/2022).

NJAA, B.L. (2012) Kirkbride's Diagnosis of Abortion and Neonatal Loss in Animals, 4th Edition. Chichester, John Wiley & Sons.

PARRISH, C.R. (1995) Pathogenesis of feline panleukopenia virus and canine parvovirus. *Baillière's Clinical Haematology* vol. 8, n° 1, p. 57-71. [[https://doi.org/10.1016/S0950-3536\(05\)80232-X](https://doi.org/10.1016/S0950-3536(05)80232-X)]

PEDERSEN, N.C. (2014) An update on feline infectious peritonitis: Diagnostics and therapeutics. *The Veterinary Journal* vol. 201, n° 2, p. 133-141. [<https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2014.04.016>]

PEDERSEN, N.C. (2009) A review of feline infectious peritonitis virus infection: 1963–2008. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 4, p. 225-258. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2008.09.008>]

PEDERSEN, N.C., SATO, R., FOLEY, J.E., *et al.* (2004) Common virus infections in cats, before and after being placed in shelters, with emphasis on feline enteric coronavirus. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 6, n° 2, p. 83-88. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2003.08.008>]

PESAVENTO, P.A., MURPHY, B.G. (2014) Common and Emerging Infectious Diseases in the Animal Shelter. *Veterinary Pathology* vol. 51, n° 2, p. 478-491. [<https://doi.org/10.1177/0300985813511129>]

PESTEANU-SOMOGYI, L.D., RADZAI, C., PRESSLER, B.M. (2006) Prevalence of feline infectious peritonitis in specific cat breeds. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 8, n° 1, p. 1-5. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2005.04.003>]

PORPORATO, F., HORZINEK, M.C., HOFMANN-LEHMANN, R., *et al.* (2018) Survival estimates and outcome predictors for shelter cats with feline panleukopenia virus infection. *Journal of the American Veterinary Medical Association* vol. 253, n° 2, p. 188-195. [<https://doi.org/10.2460/javma.253.2.188>]

PORTER, E., TASKER, S., DAY, M.J., *et al.* (2014) Amino acid changes in the spike protein of feline coronavirus correlate with systemic spread of virus from the intestine and not with feline infectious peritonitis. *Veterinary Research* vol. 45, n° 1, p. 49-53. [<https://doi.org/10.1186/1297-9716-45-49>]

RADFORD, A.D., ADDIE, D., BELÁK, S., *et al.* (2009) Feline Calicivirus Infection: ABCD Guidelines on Prevention and Management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 7, p. 556-564. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.05.004>]

REYNOLDS ET AL., B. (2011) Herpesvirose du chat. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France* vol. 164, n° 4, p. 327-330. [<https://doi.org/10.4267/2042/48104>]

- ROCHLITZ, I. (1999) Recommendations for the Housing of Cats in the Home, in Catteries and Animal Shelters, in Laboratories and in Veterinary Surgeries. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 1, n° 3, p. 181-191. [[https://doi.org/10.1016/S1098-612X\(99\)90207-3](https://doi.org/10.1016/S1098-612X(99)90207-3)]
- SOTIN, J. (2021) Traitement de la péritonite infectieuse féline par les molécules antivirales GC376 et GS-441524 : état des lieux sur leur utilisation en dehors du cadre légal en France. Thèse de doctorat vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes.
- SPARKES, H.A. (2010) Feline vaccination protocols: is a consensus emerging? *Schweizer Archiv für Tierheilkunde* vol. 152, n° 3, p. 135-140. [<https://doi.org/10.1024/0036-7281/a000032>]
- SPINDEL, M.E., SLATER, M.R., BOOTHE, D. (2013) A survey of North American shelter practices relating to feline upper respiratory management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 15, n° 4, p. 323-327. [<https://doi.org/10.1177/1098612X13477801>]
- STONE, A.E.S., BRUMMET, G.O., CAROZZA, E.M., *et al.* (2020) 2020 AAHA/AAFP Feline Vaccination Guidelines. *Journal of the American Animal Hospital Association* vol. 56, p. 249- 265. [<https://doi.org/10.1177/1098612X20941784>]
- STUDER, N., LUTZ, H., SAEGERMAN, C., *et al.* (2019) Pan-European Study on the Prevalence of the Feline Leukaemia Virus Infection – Reported by the European Advisory Board on Cat Diseases (ABCD Europe). *Viruses* vol. 11, n° 11, p. 993. [<https://doi.org/10.3390/v11110993>]
- STUETZER, B., HARTMANN, K. (2014) Feline parvovirus infection and associated diseases. *The Veterinary Journal* vol. 201, n° 2, p. 150-155. [<https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2014.05.027>]
- TANAKA, A., WAGNER, D.C., KASS, P.H., *et al.* (2012) Associations among weight loss, stress, and upper respiratory tract infection in shelter cats. *Journal of the American Veterinary Medical Association* vol. 240, n° 5, p. 570-576. [<https://doi.org/10.2460/javma.240.5.570>]
- TASKER, S. (2018) Diagnosis of feline infectious peritonitis: Update on evidence supporting available tests. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 20, n° 3, p. 228-243. [<https://doi.org/10.1177/1098612X18758592>]
- THE ASSOCIATION OF SHELTER VETERINARIANS (2022) The Guidelines for Standards of Care in Animal Shelters: Second Edition. *Journal of Shelter Medicine and Community Animal Health* p. 1-76. [<https://doi.org/10.56771/ASVguidelines.2022>]
- THIRY, E., ADDIE, D., BELÁK, S., *et al.* (2009) Feline Herpesvirus Infection: ABCD Guidelines on Prevention and Management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 7, p. 547-555. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.05.003>]
- TRUYEN, U., ADDIE, D., BELÁK, S., *et al.* (2009) Feline Panleukopenia: ABCD Guidelines on Prevention and Management. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 7, p. 538-546. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.05.002>]
- TUZIO, H. (2021) Feline Panleukopenia. In Miller, L., Janeczko, S., Hurley, K.F. (Éd.), *Infectious Disease Management in Animal Shelters*, 2nd Edition. New York, Wiley, p. 337-366. [<https://doi.org/10.1002/9781119294382.ch15>]
- WAGNER, D., HURLEY, K., STAVISKY, J. (2018) Shelter housing for cats: Principles of design for health, welfare and rehoming. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 20, n° 7, p. 635-642.

[<https://doi.org/10.1177/1098612X18781388>]

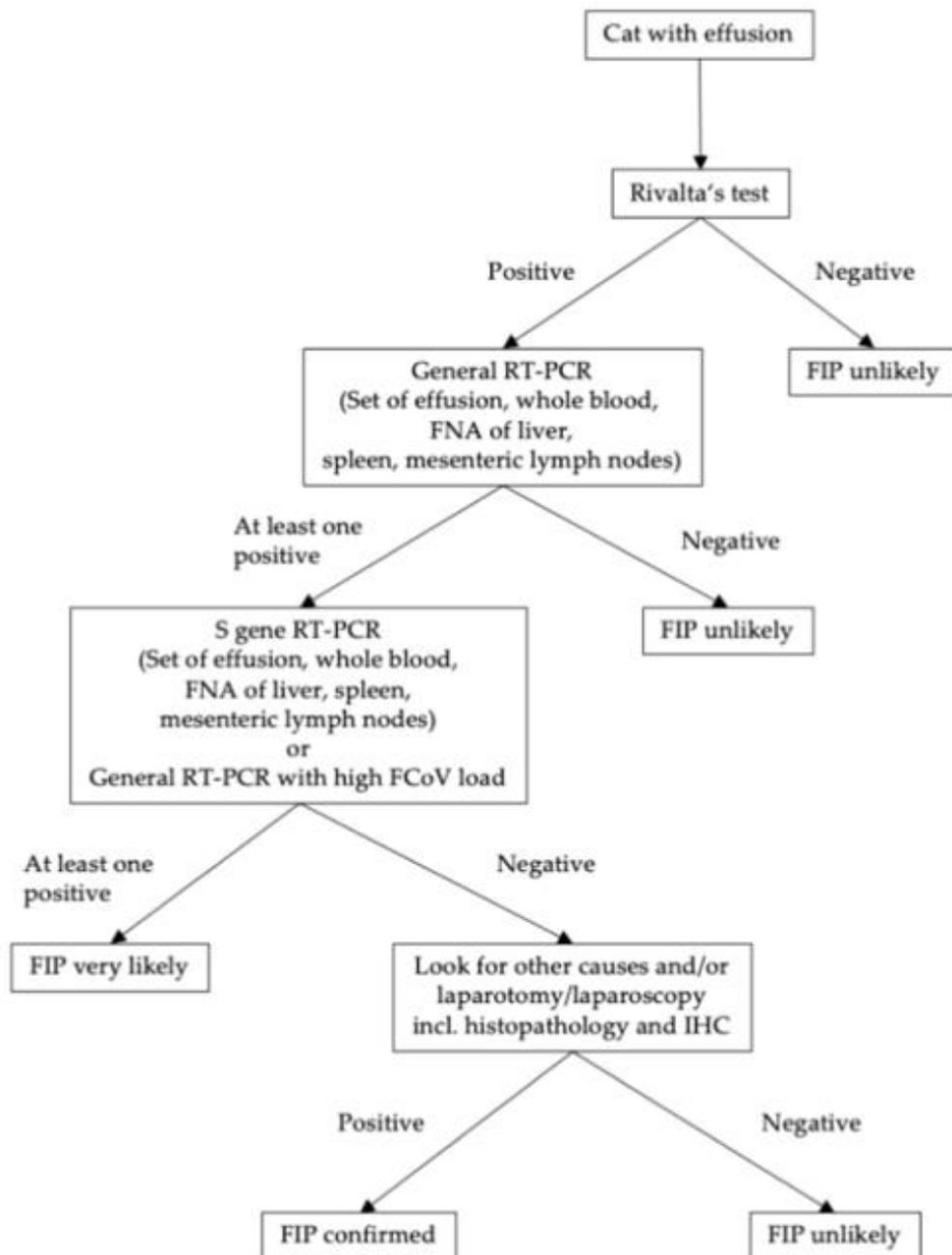
WALTER, J., FOLEY, P., YASON, C., *et al.* (2020) Prevalence of feline herpesvirus-1, feline calicivirus, *Chlamydia felis*, and *Bordetella bronchiseptica* in a population of shelter cats on Prince Edward Island. *Canadian Journal of Veterinary Research* vol. 84, n° 3, p. 181-188. [<https://doi.org/10.1177/1098612X16634387>]

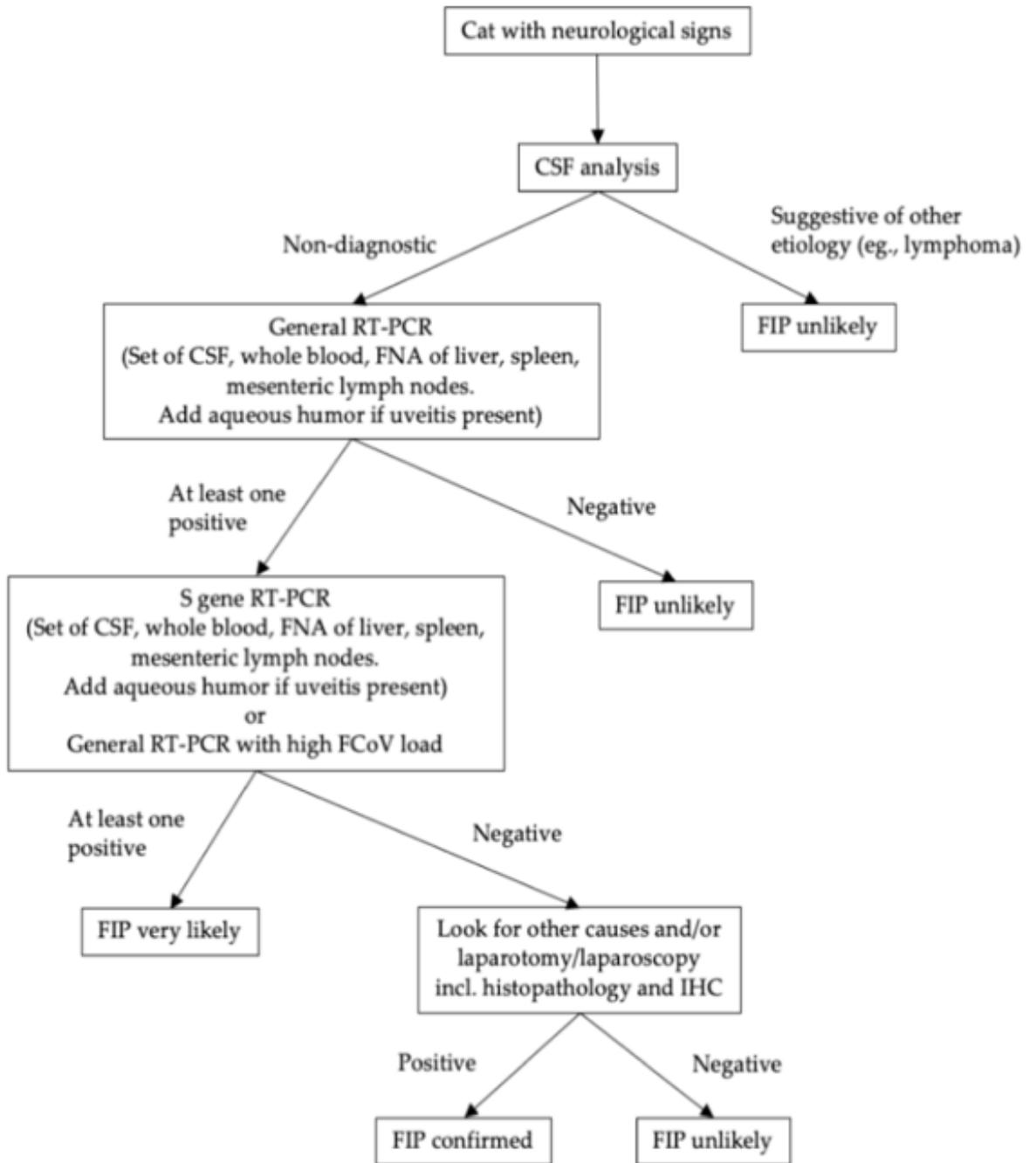
ZICOLA, A., SAEGERMAN, C., QUATPERS, D., *et al.* (2009) Feline herpesvirus 1 and feline calicivirus infections in a heterogeneous cat population of a rescue shelter. *Journal of Feline Medicine and Surgery* vol. 11, n° 12, p. 1023-1027. [<https://doi.org/10.1016/j.jfms.2009.05.023>]

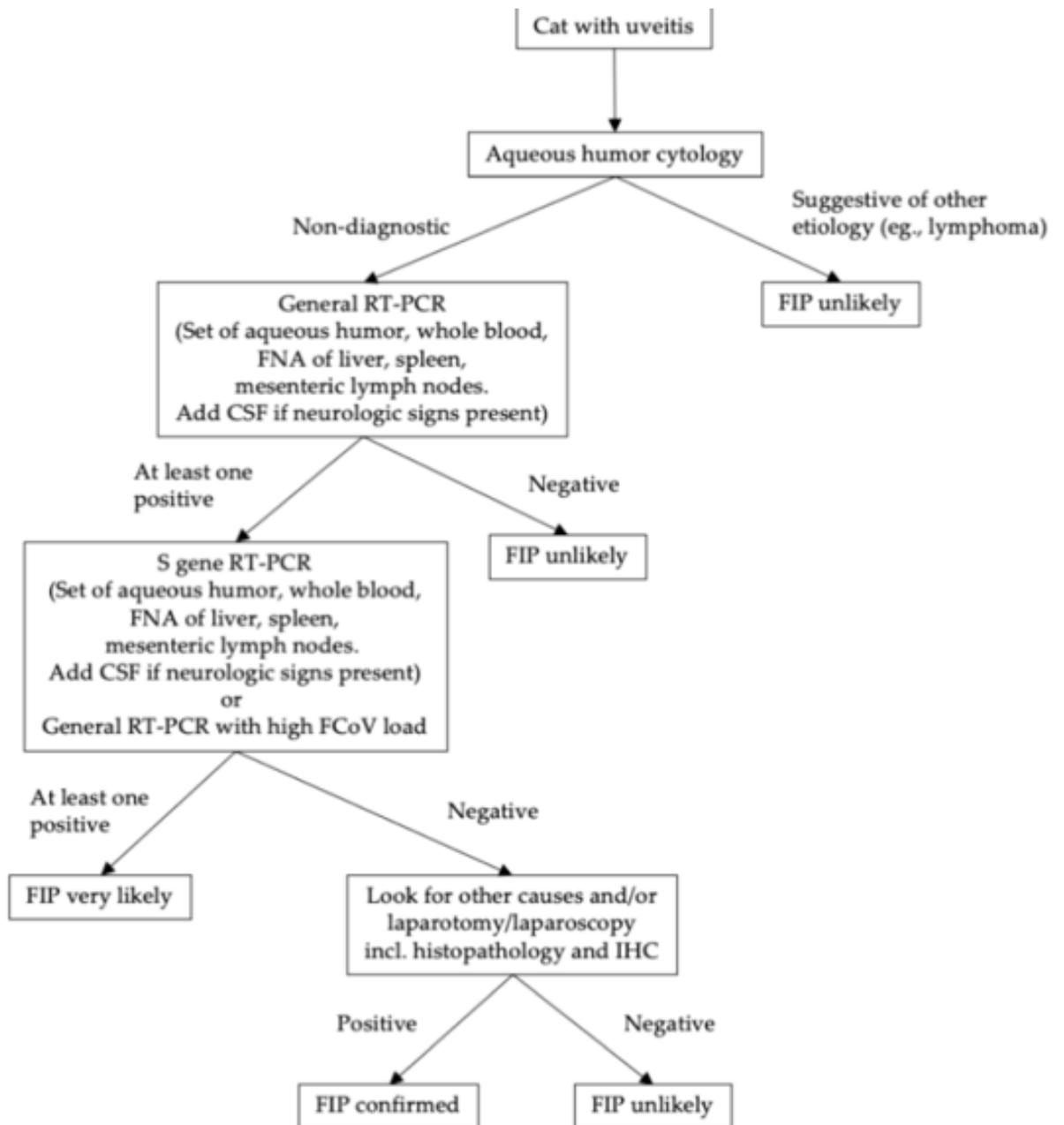
Annexe 1

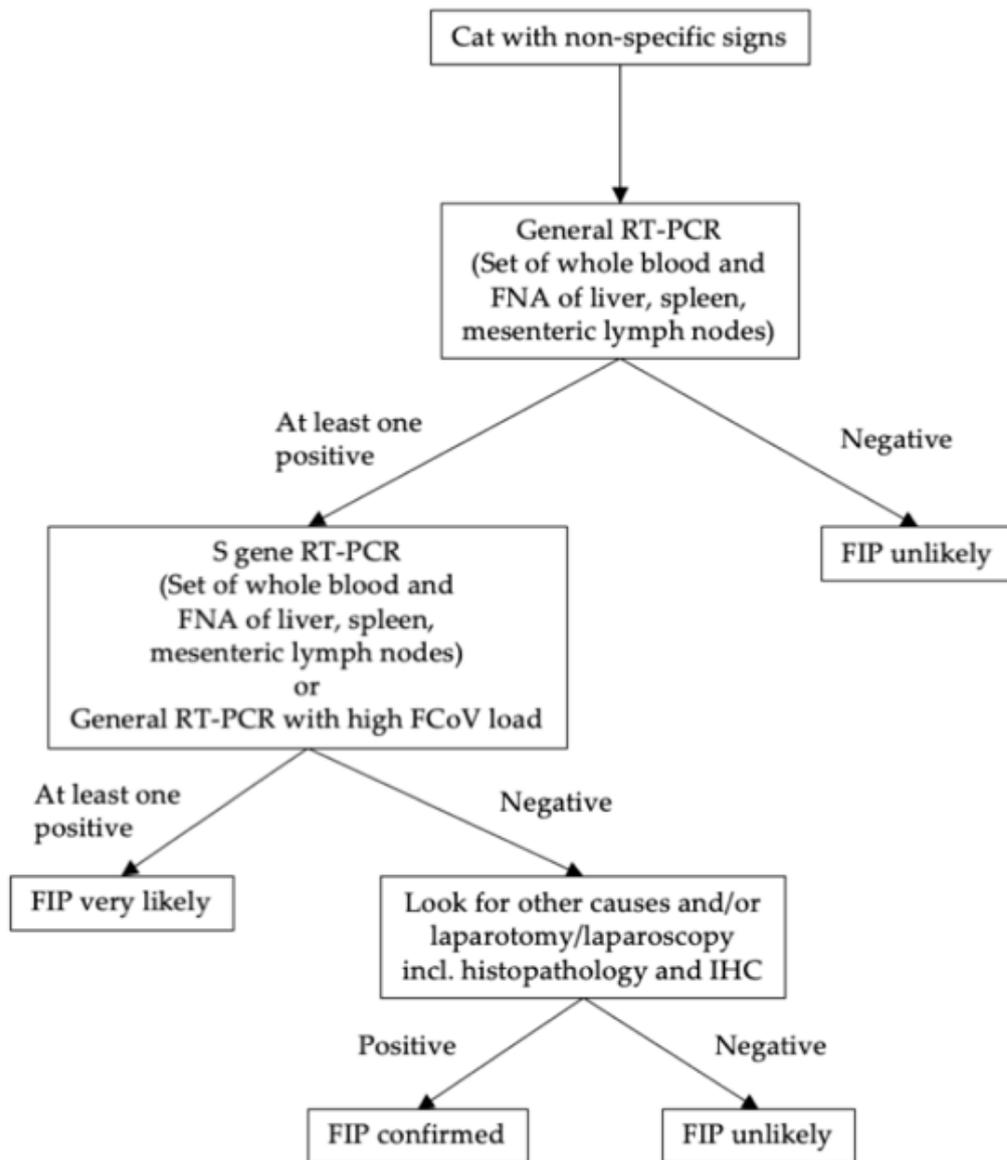
Conduite diagnostique à tenir face à un cas suspect de PIF

(FELTEN S., HARTMANN K. (2019) Diagnosis of Feline Infectious Peritonitis: A Review of the Current Literature. *Viruses* 11(11), 1068)









Annexe 2

Score de stress pour les chats en refuge selon McCune

(MCCUNE, 1992)

Score 1.0—Fully relaxed	<p>Body laid on side or back Belly exposed and slow ventilation Legs fully extended Tail extended or loosely wrapped Head laid on the surface with chin upwards or on the surface Eyes closed or half open and may be blinking slowly Pupils normal Ears half back (normal) Whiskers lateral (normal) No vocalization Sleeping or resting</p>
Score 2.0—Weakly relaxed	<p>Body laid ventrally or half on side, sitting, standing or moving with back horizontal Belly exposed or not exposed and slow or normal ventilation Legs bent, hind legs may be laid out, and legs extended when standing Tail extended or loosely wrapped and tail may also be up or loosely downwards Head laid on the surface or over body and some movement Eyes closed, half opened, or normally opened Pupils normal Ears half back or erected to front Whiskers lateral or forward No vocalization Sleeping, resting, alert or active, and may be playing</p>
Score 3.0—Weakly tense	<p>Body laid ventrally, sitting, standing or moving, and back horizontal Belly not exposed and normal ventilation Legs bent and legs extended when standing Tail on the body or curved backwards, up or tense downwards, and may be twitching Head over the body and some movement Eyes normal opened Pupils normal Ears half back (normal), erected to front, or back and forward on head Whiskers lateral (normal) or forward Meowing or quiet</p>
Score 4.0—Very tense	<p>Resting, awake, or actively exploring Body laid ventrally, rolled or sitting, standing or moving, and body behind lower than in front Belly not exposed and normal ventilation Legs bent, hind legs bent when standing, and extended in front Tail close to the body, tense downwards or curled forward, and may be twitching Head over the body or pressed to body and little or no movement Eyes widely opened or pressed together Pupils normal or partially dilated Ears erected to front or back, or back and forward on head Whiskers lateral or forward Meow, plaintive meow, or quiet</p>
Score 5.0—Fearful, stiff	<p>Cramped sleeping, resting or alert, may be actively exploring, and trying to escape Body laid ventrally, sitting, standing or moving, and body behind lower than in front Belly not exposed and normal or fast ventilation Legs bent or bent near to surface Tail close to the body, curled forward Head on the plane of the body and less or no movement Eyes widely opened Pupils dilated Ears partially flattened Whiskers lateral, forward, or back Plaintive meow or yowling, growling, or quiet</p>
Score 6.0—Very fearful	<p>Alert and may be actively trying to escape Body laid ventrally or crouched directly on top of all paws, may be shaking, and whole body near to ground Belly not exposed and fast ventilation Legs bent or bent near to surface Tail close to the body and curled forward close to the body Head near to surface and motionless Eyes fully opened Pupils fully dilated Ears fully flattened Whiskers back Plaintive meow, yowling, growling, or quiet</p>
Score 7.0—Terrorized	<p>Motionless alert or actively prowling Body crouched directly on all fours and shaking Belly not exposed and fast ventilation Legs bent Tail close to the body Head lower than the body and motionless Eyes fully opened Pupils fully dilated Ears fully flattened back on head Whiskers back Plaintive meow, yowling, growling, or quiet Motionless alert</p>

Annexe 3

Score de stress pour les chats en refuge selon Kessler et Turner

(Kessler et Turner, 1997)

Score	Eyes	Pupils	Ears	Whiskers	Vocalization	Activity
1 (fully relaxed)	Closed or half opened; may be blinking slowly	Normal	Half back (normal)	Lateral (normal)	None	Sleeping or resting
2 (weakly relaxed)	Closed, half opened, or normally opened	Normal	Half back (normal) or erect and forward	Lateral (normal) or forward (normal)	None	Sleeping, resting, alert, or active; may be playing
3 (weakly tense)	Normally opened	Normal	Half back (normal), erect and forward, or moving backward and forward	Lateral (normal) or forward	Meowing or quiet	Resting, awake, or actively exploring
4 (very tense)	Widely opened or pressed together	Normal or partially dilated	Erect and forward or backward, or moving backward and forward	Lateral (normal) or forward	Meowing, plaintively meowing, or quiet	Cramped sleeping, resting, or alert; may be actively exploring or trying to escape
5 (fearful)	Widely opened	Dilated	Partially flattened back on head	Lateral (normal), forward, or back	Plaintively meowing, yowling, growling, or quiet	Alert; may be actively trying to escape
6 (very fearful)	Fully opened	Fully dilated	Fully flattened back on head	Back	Plaintively meowing, yowling, growling, or quiet	Motionless but alert or actively prowling
7 (terrorized)	Fully opened	Fully dilated	Fully flattened back on head	Back	Plaintively meowing, yowling, growling, or quiet	Motionless but alert

Annexe 4

Questionnaire diffusé aux vétérinaires de refuge

Prévention médicale des maladies virales du chat en refuge : questionnaire pour le vétérinaire sanitaire

Ce questionnaire vise à déterminer les modalités de prévention des différentes maladies virales du chat présentes dans le refuge ou vous exercez et leur mise en pratique. Les réponses aux questions suivantes sont anonymes et confidentielles.

*Obligatoire

1. De quel refuge êtes-vous le vétérinaire sanitaire ? *

2. Vous êtes :

Une seule réponse possible.

- Vétérinaire salarié du refuge
- Vétérinaire libéral
- Autre

3. A quelle fréquence êtes-vous présent sur le refuge ?

Une seule réponse possible.

- Tous les jours
- Deux fois par semaine
- Une fois par semaine
- Une fois toutes les deux semaines
- Une fois par mois
- Autre

4. Selon vous, votre niveau de connaissance concernant les maladies virales du chat et leur gestion en collectivité est :

Une seule réponse possible.

- Nul
- Insuffisant
- Suffisant
- Bon
- Très bon
- Excellent
- Autre :

5. Seriez-vous intéressé par une formation sur les maladies virales du chat en collectivité ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Autre :

Problématiques majeures rencontrées

6. Sur l'ensemble des chats vus en moyenne sur les 2 dernières années, quel pourcentage était atteint approximativement par chacune de ces maladies virales ?

	0-10%	10-25%	25-50%	50-75%	75-100%
Syndrome cory...	<input type="checkbox"/>				
Calicivirus hyp...	<input type="checkbox"/>				
Typhus	<input type="checkbox"/>				
PIF	<input type="checkbox"/>				
SIDA (FIV)	<input type="checkbox"/>				
Leucose (FeLV)	<input type="checkbox"/>				
Je ne sais pas	<input type="checkbox"/>				

7. Au cours des 2 dernières années, avez-vous fait face à des situations de propagation rapide (= épidémie) d'une de ces maladies ?

Plusieurs réponses possibles.

- Syndrome coryza
- Calicivirus hypervirulent
- Typhus
- PIF
- SIDA (FIV)
- Leucose (FeIV)
- Je ne sais pas
- Autre :

8. Pour quelles maladies placez-vous un chat en infirmerie ? Infirmerie = un local séparé à l'écart du secteur sain, pour l'hébergement des animaux malades ou blessés. Ce local doit être spécialement aménagé de manière à permettre de procéder aux soins des animaux dans de bonnes conditions d'hygiène et éviter que les chats contagieux ne soient une source de contamination pour les autres animaux.

Plusieurs réponses possibles.

- Typhus
- Syndrome coryza
- PIF
- FIV
- FeIV
- Calicivirus hypervirulent
- Nous ne possédons pas d'infirmerie
- Autre

Hébergements

9. Connaissez-vous la capacité d'accueil maximale du refuge ? Si oui donnez un chiffre
10. Parmi les places disponibles, combien de places au sein d'hébergements en groupe pensez-vous qu'il y ai au total ?
11. Parmi les places disponibles, combien de places au sein d'hébergements individuels pensez-vous qu'il y ai au total ?
12. Selon vous, le nombre de places est-il suffisant sur le site ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Autre :

13. Les hébergements individuels sont utilisés pour :

Plusieurs réponses possibles.

- Isoler les chats nouvellement arrivés au refuge (= quarantaine)
- Isoler les chats atteint d'un coryza
- Isoler les chats atteints de typhus
- Isoler les chats atteints de PIF
- Isoler les chats malades de manière plus générale
- Isoler les femelles avec leurs chatons
- Isoler une fratrie de chatons de moins de 4 mois
- Isoler des groupes de chatons de moins de 4 mois
- Loger des chats sains
- Loger les chats FeLV positifs
- Loger les chats FIV positifs
- Chats non à jour de leurs vaccins
- Autre :

14. Combien de places d'isolement individuel réservées aux malades le refuge possède-t-il ?

15. Les places d'isolement individuel des malades sont réservées pour :

Plusieurs réponses possibles.

- Les chats présentant des signes cliniques compatibles avec une infection transmissible
- Les chats présentant un test positif à une maladie virale
- Les chats présentant des signes cliniques compatibles avec une infection transmissible et un test positif pour cette maladie.
- Autre :

14. Les hébergements individuels réservés aux malades sont :

Plusieurs réponses possibles.

- Dans la même salle que les autres hébergements
- Dans une salle séparée mais ouverte, toutes maladies confondues
- Dans une salle séparée et fermé, toutes maladies confondues
- Il y a une salle réservée pour les cas de coryza
- Il y a une salle réservée pour les cas de typhus
- Il y a une salle réservée pour les cas de PIF
- Il y a une salle réservée pour les cas de FIV/FelV
- Autre :

16. Pensez-vous que les recommandations d'isolement pour les chats malades sont suffisantes dans le refuge ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Autre :

17. Pensez-vous que les recommandations d'isolement pour les chats atteints de maladies virales sont effectivement bien suivies dans le refuge ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Autre :

18. Combien de places d'isolement individuel réservées à la quarantaine le refuge possède-t-il ? Quarantaine = délai minimal de mise à l'écart des animaux nouvellement introduits

19. Les hébergements individuels réservés à la quarantaine sont :

Une seule réponse possible.

- Dans la même pièce que les autres hébergements
- Dans une salle séparée et ouverte
- Dans une salle séparée et fermée
- Autre

20. Un chat arrivant au refuge est-il systématiquement placé dans un hébergement individuel réservé à la quarantaine ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Autre :

21. Si un nouvel arrivant n'est pas systématiquement placé dans une zone de quarantaine, quelles sont les situations où cela arrive ?

Plusieurs réponses possibles.

- Chat non vacciné ou partiellement vacciné
- Chat non vacciné
- Chat malade
- Chat provenant de la fourrière
- Chat provenant d'un abandon classique
- Chat provenant d'un abandon sauvage
- Non concerné car pas de quarantaine
- Autre :

22. Combien de temps dure la période de quarantaine ?

Une seule réponse possible.

- 48h ou moins
- 3 jours
- 5 jours
- 1 semaine
- 2 semaines
- 3 semaines
- 4 semaines
- Cela dépend
- Non concerné car pas de quarantaine
- Autre

23. Pensez-vous que les recommandations d'isolement de quarantaine, si elles existent, sont suffisantes dans le refuge ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Non concerné car pas de quarantaine
- Autre

24. Pensez-vous que les recommandations d'isolement de quarantaine, si elles existent sont effectivement bien suivies dans le refuge ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Non concerné car pas de quarantaine
- Autre

Tests diagnostiques et vaccination

26. Quel est le délai maximal entre l'arrivée d'un animal au refuge et son premier examen clinique vétérinaire ?

Une seule réponse possible.

- 0 jour
- 1 jour
- 2 jours
- 3 jours
- 4 jours
- 5 jours
- 1 semaine
- 10 jours
- 15 jours
- Autre

27. Quel est le délai maximal entre l'arrivée d'un animal au refuge et son premier vaccin par le vétérinaire ?

Une seule réponse possible.

- 0 jour
- 1 jour
- 2 jours
- 3 jours
- 4 jours
- 5 jours
- 1 semaine
- 10 jours
- 15 jours
- Autre

28. Les chats provenant de la fourrière arrivent-ils avec une injection vaccinale reçue là-bas ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Autre :

29. Dans le cas où les chats provenant de la fourrière ont déjà reçu une injection vaccinale, combien de temps après l'introduction au refuge effectuez-vous le rappel vaccinal ?

Une seule réponse possible.

- 1 mois après l'entrée au refuge
- 1 mois après la date de première vaccination en fourrière
- Les chats ne reçoivent jamais de vaccin à la fourrière
- Autre

30. Vous effectuez un test rapide FIV dans le(s) cas suivant(s) :

Plusieurs réponses possibles.

- Au moment de la mise en collectivité du chat, et donc après sa vaccination

- Au moment de la mise en collectivité du chat, même s'il n'est pas vacciné
- Au moment de la stérilisation du chat, même s'il est déjà vacciné
- Au moment de la stérilisation du chat, et s'il n'est pas déjà vacciné
- Je n'effectue jamais de SNAP test FIV
- Dès l'arrivée d'un chat au refuge, quel que soit son âge et avant son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat au refuge, quel que soit son âge et après son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat de plus de 6 mois au refuge, et avant son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat de plus de 6 mois au refuge, et après son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat de moins de 6 mois au refuge, et avant son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat de moins de 6 mois au refuge, et après son premier vaccin
- Autre :

31. Vous effectuez un test rapide Felv dans le(s) cas suivant(s) :

- Au moment de la mise en collectivité du chat, et donc après sa vaccination
- Au moment de la mise en collectivité du chat, même s'il n'est pas vacciné
- Au moment de la stérilisation du chat, même s'il est déjà vacciné
- Au moment de la stérilisation du chat, et s'il n'est pas déjà vacciné
- Je n'effectue jamais de SNAP test FIV
- Dès l'arrivée d'un chat au refuge, quel que soit son âge et avant son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat au refuge, quel que soit son âge et après son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat de plus de 6 mois au refuge, et avant son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat de plus de 6 mois au refuge, et après son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat de moins de 6 mois au refuge, et avant son premier vaccin
- Dès l'arrivée d'un chat de moins de 6 mois au refuge, et après son premier vaccin
- Autre :

32. Dans le cas d'une mère arrivée avec ses chatons, vous effectuez un test rapide FIV :

Une seule réponse possible.

- Uniquement sur la mère
- Sur la mère ainsi que sur les chatons
- Vous n'effectuez pas de test rapide
- Autre :

33. Dans le cas d'une mère arrivée avec ses chatons, vous effectuez un test rapide FeIV :

Une seule réponse possible.

- Uniquement sur la mère
- Sur la mère ainsi que sur les chatons
- Vous n'effectuez pas de test rapide
- Autre :

34. En cas de résultat positif pour un test rapide FIV et/ou FeIV, vous effectuez un nouveau test dans les cas suivants :

Plusieurs réponses possibles.

- Chat de moins de 6 mois FeIV positif
- Chat de moins de 6 mois FIV positif
- Chat de plus de 6 mois FeIV positif
- Chat de plus de 6 mois FIV positif
- Autre

35. Pour les cas cochés à la réponse précédente, combien de temps attendez-vous pour refaire le test rapide ?

36. Effectuez-vous un autre type de test diagnostique à la suite d'un résultat positif au test rapide ?

37. En cas de résultat négatif pour un test rapide FIV/FeIV, effectuez-vous un nouveau test plus tard ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Autre :

38. Si vous refaites le test, au bout de combien de temps le faites-vous ?

39. Vous effectuez un test rapide pour le coronavirus félin dans le(s) cas suivant(s) :

Plusieurs réponses possibles.

- Sur tous les chats arrivant au refuge
- Sur les chats suspectés d'être atteints d'une PIF
- Sur les chats ayant été en contact avec un cas de PIF
- Autre

Vaccination

40. Comment sont stockés les vaccins ?

Une seule réponse possible.

- Dans un réfrigérateur appartenant au refuge
- Dans une glacière ou autre contenant réfrigérant, à chaque déplacement du vétérinaire
- Autre :

41. Dans le frigo de stockage des vaccins, on y trouve...

Plusieurs réponses possibles.

- Rien d'autre
- D'autres médicaments ou tests nécessitant d'être au frais
- De la nourriture
- Autre

42. Vous est-il possible de surveiller la température du frigo ?

43. Où sont-ils stockés dans le frigo ?

Plusieurs réponses possibles.

- En haut
- En bas
- Pas de zone préférentielle
- Autre :

44. A partir de quel âge commencez-vous la primo-vaccination des chatons ?

Une seule réponse possible.

- 4 semaines
- 6 semaines
- 8 semaines
- Plus de 8 semaines
- Autre

45. En cas d'épidémie de coryza ou de typhus, l'âge minimal de vaccination....

Une seule réponse possible :

- N'est pas modifié
- Passe à 4 semaines
- Passe à 6 semaines
- Passe à 8 semaines
- Passe à plus de 8 semaines
- Autre

46. Détaillez votre protocole vaccinal ainsi que les noms des vaccins utilisés (exemple: FELIGEN CRP) pour la primovaccination des chatons de moins de 16 semaines d'âge. Le protocole vaccinal à détailler comprend également les rappels de vaccin les mois suivants.

47. Détaillez votre protocole vaccinal ainsi que les noms des vaccins utilisés (exemple: FELIGEN CRP) pour la vaccination des chats de plus de 16 semaines au passé vaccinal inconnu.

48. Vous arrive-t-il d'utiliser des marques de vaccins différentes au cours de la primo vaccination d'un chat ?

Une seule réponse possible.

- Oui
- Non
- Autre :

49. A quelle fréquence faites-vous les rappels pour les différents vaccins ? Cela concerne les animaux présents depuis au moins 1 an au refuge

50. Vous avez un protocole vaccinal différent ou des vaccins différents de ceux du protocole habituel pour les classes de chats suivants :

Plusieurs réponses possibles.

- Chat immunodéprimé (sous corticoïdes ou traitement immunosuppresseur)
- FIV positif
- FeLV positif
- Chat avec une maladie chronique
- Chat souffrant d'une maladie aigüe
- Autre :

51. Si vous avez un protocole ou des vaccins différents pour les chats immunodéprimés (sous corticoïdes ou traitement immunosuppresseur), indiquez-le(s) en détail ici.
52. Si vous avez un protocole ou des vaccins différents pour les chats FIV positifs, indiquez-le(s) en détail ici.
53. Si vous avez un protocole ou des vaccins différents pour les chats FeLV positifs, indiquez-le(s) en détail ici.
54. Si vous avez un protocole ou des vaccins différents pour les chats avec une maladie chronique, indiquez-le(s) en détail ici.
55. Si vous avez un protocole ou des vaccins différents pour les chats souffrant d'une maladie aigüe, indiquez-le(s) en détail ici.

Marche à suivre face aux maladies virales

56. Lorsque vous suspecter un cas de coryza, comment effectuez-vous votre diagnostic ?

Plusieurs réponses possibles.

- Sur la base des signes cliniques uniquement
- Test PCR ou RT-PCR
- Isolement viral
- Sérologie
- Autre :

57. Lorsqu'un chat est atteint d'un syndrome de type coryza, à quel moment est-il remis en logement collectif ?

Une seule réponse possible.

- A la fin de son traitement
- Lorsque les symptômes ont disparu
- Autre :

58. Lorsque vous suspectez un cas de typhus, comment effectuez-vous votre diagnostic ?

Plusieurs réponses possibles.

- Sur la base des signes cliniques uniquement
- Test antigénique rapide sur fèces
- PCR sur fèces
- PCR sur sang
- Autre :

59. Lorsqu'un chat est atteint d'un typhus, à quel moment est-il remis en logement collectif ?

Une seule réponse possible.

- A la fin de son traitement
- Lorsque les symptômes ont disparu
- Autre :

LA PRÉVENTION MÉDICALE DES MALADIES VIRALES DU CHAT EN REFUGE

AUTEUR : Morgane LE QUÉRÉ

RÉSUMÉ :

Les refuges félines sont soumis à de plus en plus d'abandons associés à des épisodes de fortes tensions, notamment dûs à la sexualité saisonnière des chats. Ils constituent alors un environnement propice au développement et à la transmission de maladies causées par des virus tels que l'herpesvirus félin (FHV-1), le calicivirus félin (FCV), le parvovirus félin (FPV), le coronavirus félin (FCoV) et les rétrovirus félines (FIV et FeLV). De plus, la médecine vétérinaire en refuge est un pan de la médecine des collectivités encore peu développé aujourd'hui, notamment en France.

Les caractéristiques des différentes maladies virales du chat sont détaillées ainsi que les recommandations qui en découlent sur leur dépistage et la conception des refuges. Les différents vaccins disponibles ainsi que les protocoles recommandés adaptés aux différentes populations de chat sont exposés. Ces recommandations ainsi que des études de terrain de la littérature sont confrontées à une étude réalisée à partir d'un questionnaire entre janvier et décembre 2022, sur 16 refuges félines et fourrières françaises. Cette étude montre la complexité de l'organisation des refuges en France, et le rôle majeur du vétérinaire. Les pistes d'améliorations doivent être axées sur un renfort du lien entre le vétérinaire et les autres acteurs du refuge, une sectorisation adaptée avec une quarantaine obligatoire de 3 semaines, l'isolement des malades dans un secteur dédié et des critères adéquats de remise en collectivité. Le dépistage pour les rétrovirus est à réaliser sur tous les chats, avec un algorithme diagnostique à respecter selon les résultats à ces tests. Les protocoles vaccinaux sont à adapter pour les chatons ainsi que pour les chats immunodéprimés.

MOTS CLÉS :

PRÉVENTION, MÉDECINE VÉTÉRINAIRE, CHAT, REFUGE, MALADIE VIRALE, PRÉVENTION DES MALADIES, CARNIVORE DOMESTIQUE

JURY :

Présidente : Pr Christelle MAUREY-GUÉNEC

Directrice de thèse : Pr Sophie LE PODER

Examineur : Pr Alain FONTBONNE

MEDICAL PREVENTION OF CATS VIRAL DISEASES IN SHELTERS

AUTHOR: Morgane LE QUÉRÉ

SUMMARY:

Feline shelters are subject to increasing abandonment associated with episodes of high stress, particularly due to the seasonal sexuality of cats. They are then a favorable environment for the development and transmission of diseases caused by viruses such as feline herpesvirus (FHV-1), feline calicivirus (FCV), feline parvovirus (FPV), feline coronavirus (FCoV) and feline retroviruses (FIV and FeLV). Moreover, veterinary medicine in shelters is a part of community medicine that is still underdeveloped today, especially in France.

The characteristics of the different viral diseases of the cat are detailed as well as the resulting recommendations on their screening and the design of shelters. The different vaccines available and the recommended protocols adapted to the different cat populations are presented. These recommendations and field studies from the literature are compared with a study carried out by a survey between January and December 2022, on 16 French cat shelters and pounds. This study shows the complexity of the organization of shelters in France, and the major role of the veterinarian. Improvements should focus on strengthening the link between the veterinarian and the other actors of the shelter, an adapted sectorisation with a compulsory 3-week quarantine, the isolation of the sick in a dedicated sector and adequate criteria for the return to the community. Screening for retroviruses must be carried out on all cats, with a diagnostic algorithm to be respected according to the results of these tests. Vaccination protocols should be adapted for kittens and immunocompromised cats.

KEYWORDS:

PREVENTION, MEDICAL, CAT, SHELTER, FELINE, VIRUS, VIRAL, VIRAL DISEASE, DISEASE PREVENTION, SMALL ANIMALS

JURY:

Chairperson: Pr Christelle MAUREY-GUÉNEC

Thesis Director: Pr Sophie LE PODER

Reviewer: Pr Alain FONTBONNE